BOISSIERA 68 1-818 (2015)
ISSN 0373-2975

9 782827 700844

BOISSIERA 68, 2015 A. STUDER, L. NUSBAUMER, R. SPICHIGER (Eds.) - Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada

Anita Studer, Louis Nusbaumer, Rodolphe Spichiger (Eds.)

BIODIVERSIDADE DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ALAGOAS, PERNAMBUCO - BRASIL

Genève,
Ville verte

www.cjb-geneve.ch

NORDESTA
Reflorestamento & Educação

ICMBio
INSTITUTO CHICO MENDES
MMA

CONSERVATOIRE
& JARDIN BOTANIQUES
VILLE DE GENÈVE

VILLE DE
GENÈVE

boissiera

volume 68

Genève,
Ville verte

www.cjb-geneve.ch

VILLE DE GENÈVE

EDITIONS DES CONSERVATOIRE
& JARDIN BOTANIQUES

Directeur :
Pierre-André Loizeau

Rédacteur des publications :
Patrick Perret

Rédacteurs de ce volume :
Anita Studer, Louis Nusbaumer, Rodolphe Spichiger

Coordinateurs :
Marcelo Cardoso de Sousa, Eric Cusimano, Nathalie Vedovotto

Comité de lecture :
David Aeschimann, Beat Bäumler, Cyrille Chatelain, Alain Chautems, Philippe Clerc, Laurent Gautier, Daniel Jeanmonod, Catherine Lambelet, Mathieu Perret, Michelle Price, Lorenzo Ramella, Fred Stauffer

Conception et réalisation graphique :
Nicolas Spitznagel

Toute correspondance doit être adressée à :
All correspondence should be addressed to :
Rédaction "Candollea-Boissiera"
Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève
Case postale 60
CH - 1292 Chambésy
candollea.cjb@ville-ge.ch

© CONSERVATOIRE ET JARDIN BOTANIQUES DE LA VILLE DE GENÈVE 2015

boissiera

ISSN : 0373-2975 68 1-818 (2015)

volume 68

Genève, 2015

MÉMOIRES DE
BOTANIQUE SYSTÉMATIQUE

Foto da capa:
Floresta de terras-baixas.

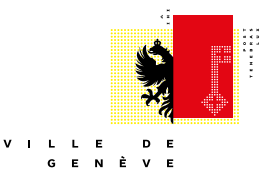
Boissiera is indexed in:
BIOSIS®

ISBN 978-2-8277-0084-4

BIODIVERSIDADE
DA RESERVA BIOLÓGICA
DE PEDRA TALHADA
ALAGOAS, PERNAMBUCO - BRASIL

Anita Studer, Louis Nusbaumer, Rodolphe Spichiger

Ao Professor Dr Armando C. Cervi



SUMÁRIO

PREFÁCIOS 10

PRÓLOGO 14

CAPÍTULOS

1 **AMBIENTES NATURAIS DO BRASIL** Louis Nusbaumer, Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, W. Wayt Thomas, Marccus V. Alves, Anita Studer, Pierre-André Loizeau & Rodolphe Spichiger 17

2 **PARÂMETROS ABIÓTICOS DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA** Thomas Tscharner, Gustavo Pereira Duda, Victor Pereira de Oliveira, Cláudio Moisés Santos e Silva, Louis Nusbaumer & Adejardo Francisco da Silva Filho 39

3 **FLORA E VEGETAÇÃO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA** Louis Nusbaumer, Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, W. Wayt Thomas, Marccus V. Alves, Pierre-André Loizeau & Rodolphe Spichiger 59

- Sazonalidade 62
- Unidades de vegetação 62
- Diversidade florística 80
- Relações florísticas 81
- Conservação 83
- Árvores emblemáticas 83

4 **BRIÓFITAS DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA** Ariane Cailliau & Mércia P. Pereira Silva 123

5 **FUNGOS E LIQUENS DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA** Louis Nusbaumer, Marcela Eugenia da Silva Cáceres, Andre Aptroot, Tatiana B. Gibertoni & Egon Horak 137

6 **FAUNA DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA**

6.1 PLANÁRIAS (PLATYHELMINTHES) Ilana Rossi, Piter Kehoma Boll, Silvana Vargas do Amaral & Ana Maria Leal-Zanchet 155

6.2 MOLUSCOS (MOLLUSCA) Philippe Maestrati, Luiz Ricardo Simone & Philippe Bouchet 163

6.3 ARACNÍDEOS (ARACHNIDA) Rogério Bertani, Laurent Godé, Adriano Kury & Marie-Louise Célérier 175

6.4 CENTOPÉIAS E MILÍPEDES (MYRIAPODA) Laurent Godé, Fabio Germán Cupul Magaña & Amazonas Chagas Júnior 193

6.5 CRUSTÁCEOS (CRUSTACEA) Christian Willig & William Santana 199
6.6 INSETOS (INSECTA) Laurent Godé, Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Jane Costa, Maria Kátia Matiotti da Costa, Jacques Hubert Charles Delabie, Matilde Vasconcelos Ernesto, Rodrigo Barbosa Gonçalves, Rodrigo Gurgel-Gonçalves, Paschoal Coelho Grossi, Sonia Maria Lopes, Cléa dos Santos Ferreira Mariano, Eliomar da Cruz Menezes, Ivan Cardoso do Nascimento, Cynthia Maria de Lyra Neves, Carlos Eduardo Beserra Nobre, Patricia Ferreira Peruquetti, Juliana Chamorro-Rengifo, José Raimundo Maia dos Santos, José Eduardo Serrão, José Mauro Souza, Paulo Robson de Souza, Nathália Coelho Vargas, Alexandre Vasconcellos, Edison Zefa & César Auguste Badji. 205
6.6.1. LIBÉLULAS (ODONATA) Laurent Godé & Patricia Ferreira Peruquetti. . . . 211
6.6.2. BICHO-PAU (PHASMATODEA) Nathália Coelho Vargas, José Eduardo Serrão & Laurent Godé 221
6.6.3. LOUVA-A-DEUS (MANTODEA) Eliomar da Cruz Menezes 229
6.6.4 BARATAS (BLATTODEA) Sonia Maria Lopes 237
6.6.5 TÉRMITAS (ISOPTERA) Alexandre Vasconcellos & Matilde Vasconcelos Ernesto 243
6.6.6 GAFANHOTOS, GRILOS E ESPERANÇAS (ORTHOPTERA) Laurent Godé, Edison Zefa, Maria Kátia Matiotti da Costa & Juliana Chamorro-Rengifo 251
6.6.7 PERCEVEJOS, BARBEIROS E CIGARRAS (HEMIPTERA) Laurent Godé, Rodrigo Gurgel-Gonçalves & Jane Costa 267
6.6.8 FORMIGAS (HYMENOPTERA) Jacques Hubert Charles Delabie, Laurent Godé, Ivan Cardoso do Nascimento, José Raimundo Maia dos Santos, Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Cléa dos Santos Ferreira Mariano & Paulo Robson de Souza 277
6.6.9. ABELHAS (HYMENOPTERA) Rodrigo Barbosa Gonçalves, José Mauro Souza & Cynthia Maria de Lyra Neves 291
6.6.10. BESOUROS (COLEOPTERA) Laurent Godé, Cynthia Maria de Lyra Neves & Paschoal Coelho Grossi. 301
6.6.11. BORBOLETAS E MARIPOSAS (LEPIDOPTERA) Laurent Godé & Carlos Eduardo Beserra Nobre 313
6.7 PEIXES (ACTINOPTERYGII) Christian Willig 325
6.8 ANFÍBIOS (LISSAMPHIBIA) Sergio Potsch de Carvalho-e-Silva, Ana Maria Paulino Telles de Carvalho-e-Silva & Cyro de Luna-Dias 333
6.9 RÉPTEIS (TESTUDINES, SQUAMATA, CROCODYLIA) Igor Joventino Roberto, Robson Waldemar Ávila & Aníbal R. Melgarejo 357
6.10 AVES (AVES) Anita Studer 377

6.11 MAMÍFEROS (MAMMALIA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.11.1. MORCEGOS (CHIROPTERA) Deoclécio de Queiróz Guerra 409

6.11.2. MAMÍFEROS (MAMMALIA) NÃO-VOADORES Deoclécio de Queiróz Guerra & Alfredo Langguth 423

INVENTÁRIOS DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

I **FLORA** Louis Nusbaumer, Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, W. Wayt Thomas, Marccus V. Alves, Bruno S. Amorim, Edlley Pessoa, Aline Melo, Pierre-André Loizeau & Rodolphe Spichiger 439

II **BRIÓFITAS** Ariane Cailliau & Mércia P. Pereira Silva 549

III **FUNGOS E LIQUENS** Louis Nusbaumer, Marcela Eugenia da Silva Cáceres, Andre Aptroot, Tatiana B. Gibertoni & Egon Horak 563

IV **PLANÁRIAS (PLATYHELMINTHES)** Ilana Rossi, Piter Kehoma Boll, Silvana Vargas do Amaral & Ana Maria Leal-Zanchet 581

V **MOLUSCOS (MOLLUSCA)** Philippe Maestrati, Luiz Ricardo Simone & Philippe Bouchet 585

VI **ARACNÍDEOS (ARACHNIDA)** Rogério Bertani, Laurent Godé, Adriano Kury & Marie-Louise Célérier 595

VII **CENTOPÉIAS E MILÍPEDES (MYRIAPODA)** Laurent Godé, Fabio Germán Cupul Magaña & Amazonas Chagas Júnior 603

VIII **CRUSTÁCEOS (CRUSTACEA)** Christian Willig & William Santana 607

IX **LIBÉLULAS (ODONATA)** Laurent Godé & Patricia Ferreira Peruquetti 611

X **BICHO-PAU (PHASMATODEA)** Nathália Coelho Vargas, José Eduardo Serrão & Laurent Godé 619

XI **LOUVA-A-DEUS (MANTODEA)** Eliomar da Cruz Menezes 623

XII **BARATAS (BLATTODEA)** Sonia Maria Lopes. 627

XIII **TÉRMITAS (ISOPTERA)** Alexandre Vasconcellos & Matilde Vasconcelos Ernesto 631

XIV **GAFANHOTOS, GRILOS E ESPERANÇAS (ORTHOPTERA)** Laurent Godé, Edison Zefa, Maria Kátia Matiotti da Costa & Juliana Chamorro-Rengifo 635

XV **PERCEVEJOS, BARBEIROS E CIGARRAS (HEMIPTERA)** Laurent Godé, Rodrigo Gurgel-Gonçalves & Jane Costa 643

XVI **FORMIGAS (HYMENOPTERA)** Jacques Hubert Charles Delabie, Laurent Godé, Ivan Cardoso do Nascimento, José Raimundo Maia dos Santos, Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Cléa dos Santos Ferreira Mariano & Paulo Robson de Souza. 655

XVII **ABELHAS (HYMENOPTERA)** Rodrigo Barbosa Gonçalves, José Mauro Souza & Cynthia Maria de Lyra Neves 663

XVIII **BESOUROS (COLEOPTERA)** Laurent Godé, Cynthia Maria de Lyra Neves & Paschoal Coelho Grossi 669

XIX **BORBOLETAS E MARIPOSAS (LEPIDOPTERA)** Laurent Godé & Carlos Eduardo Beserra Nobre 683

XX **PEIXES (ACTINOPTERYGII)** Christian Willig 695

XXI **ANFÍBIOS (LISSAMPHIBIA)** Sergio Potsch de Carvalho-e-Silva, Ana Maria Paulino Telles de Carvalho-e-Silva & Cyro de Luna-Dias 701

XXII **RÉPTEIS (TESTUDINES, SQUAMATA, CROCODYLIA)** Igor Joventino Roberto, Robson Waldemar Ávila & Aníbal R. Melgarejo 709

XXIII **AVES (AVES)** Anita Studer, Sergio Leal, Raymond Lévêque, Albert Bassin, Jacques Laesser, Dante Buzzetti & Marcelo Cardoso de Sousa 723

XXIV **MORCEGOS (CHIROPTERA)** Deoclécio de Queiróz Guerra. 749

XXV **MAMÍFEROS (MAMMALIA) NÃO-VOADORES** Deoclécio de Queiróz Guerra & Alfredo Langguth 755

ANEXOS

A **DECRETOS (ESTADUAL E FEDERAL)** 761

B **HISTÓRICO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA** Marcelo Cardoso de Sousa, Eric Cusimano, Nathalie Vedovotto & Anita Studer 765

ÍNDICE 781

PREFÁCIO

Ministra do Meio Ambiente do Brasil

"Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil)" traz o resultado de mais de 35 anos de estudo, com a colaboração de 74 cientistas e mais de 200 especialistas que trabalharam no inventário de mais de 2.100 espécies existentes na Reserva Biológica de Pedra Talhada, Unidade de Conservação (UC) de proteção integral federal, localizada nos estados de Alagoas e Pernambuco.

O interesse em garantir a proteção da área por meio da criação de uma Unidade de Conservação teve sua origemem 1980, com as pesquisas da Dra Anita Studer, à época pesquisadora convidada da Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP). Desde então, a história da atual Reserva Biológica é permeada de exemplos da interação entre pesquisa e mobilização para a conservação – uma das bases para a consolidação do SNUC. A mobilização para a proteção da área da Reserva Biológica foi desencadeada pelo "Estudo ecológico do maciço florestal da Serra das Guaribas e da Serra do Cavaleiro – Apelo para salvar a floresta" (Studer, 1985) e pelo relatório redigido pela Companhia de Saneamento de Alagoas (CASAL) sobre a importância das nascentes de água da floresta. O estudo, assinado pelos prefeitos dos cinco municípios abrangidos pela água da represa de Carangueja e da CASAL, juntamente com o relatório, foi fundamental para o início da proteção da área – já demonstrando uma percepção da necessidade de preservação de serviços ecossistêmicos como o provimento de água vinculado à conservação da biodiversidade.

A proteção original dada à floresta de Pedra Talhada não era suficiente, dados que somente 30% foram incluídos na área da unidade original, o Parque Estadual da Pedra Talhada. Visando incorporar as florestas vizinhas, no estado de Pernambuco, à área abrangida pelo Parque Estadual foi desencadeado o processo de transformação deste em uma reserva federal. Mais uma vez, o processo desencadeou novos estudos e envolvimento de diversos setores da sociedade e comunidade científica, com colaboração direta do Ibama, que culminaram na criação da Reserva Biológica de Pedra Talhada (decreto nº 98.524/89). Com a criação de uma unidade federal foi possível acomodar toda a proteção da floresta de nome homônimo em uma categoria, reserva biológica, dedicada à conservação estrita da biodiversidade remanescente neste fragmento único de Mata Atlântica e fomentar a pesquisa científica ainda mais, o que se vê nesta publicação – além de efetivamente garantir o provimento de serviços ecossistêmicos de importância reconhecida para os municípios da região.

A região e a Unidade de Conservação contam com um amplo leque de pesquisas, muitas das quais se encontram sistematizadas neste livro. Dando continuidade ao processo recíproco de pesquisa e aplicação para um manejo adaptativo, tais estudos darão embasamento importante para a elaboração do Plano de Manejo da UC, contribuindo como passo importante para o ordenamento de suas ações de manejo e para seu entorno.

Por fim, interessante ressaltar que pesquisas como estas realizadas na UC são a base da construção do conhecimento necessário para avançar com o uso do patrimônio genético. O Brasil foi um dos países líderes na construção do Protocolo de Nagoya no âmbito da CDB e, mais importante, conta hoje com uma base legal moderna para permitir o avanço da pesquisa e garantir a justa e equitativa repartição dos benefícios daquilo que venha a ser acessado pelo mercado produtivo.

Izabella Mônica Vieira Teixeira
Ministra do Meio Ambiente do Brasil

PREFÁCIO

Presidente do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade

A Reserva Biológica de Pedra Talhada é um dos mais importantes fragmentos de Mata Atlântica do Nordeste brasileiro. Apesar de ser uma unidade pequena, com 4.469 ha, abriga uma grande diversidade de plantas e animais.

Desde o início dos anos 80, Dra Anita Studer e a Fundação Nordesta tem se dedicado à conservação da Reserva, sensibilizando a população da região por meio de educação ambiental e fomentando alternativas mais sustentáveis às atividades produtivas locais.

Ao longo dos anos a Nordesta disponibilizou recursos financeiros, humanos e logísticos, realizou pesquisas, instalou infraestrutura, entre outras ações fundamentais para a existência e manutenção da Unidade e de seus recursos naturais.

A publicação de "Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada, nos Estados de Alagoas e Pernambuco, Brasil" é uma iniciativa de inestimável valor para a Reserva. Fruto de um grande esforço para demonstrar as riquezas naturais que a Reserva protege, como as nascentes que abastecem toda a regiao.

O livro é um diagnóstico amplo e ao mesmo tempo detalhado da flora, fauna e meio abiótico da Reserva. Grande parte dos grupos animais e vegetais foi inventariada com rigor científico, possibilitado pela participação de renomados especialistas nos diversos táxons e áreas do conhecimento das ciências naturais. Além do "retrato" da Reserva, a publicação apresenta o histórico da luta pela criação, manutenção e defesa, que ainda está longe de terminar.

Muitos desafios ainda estão pela frente. Entre os maiores, considero que estão as ações voltadas a ampliar a área vegetada no entorno da Reserva, de modo a mitigar o máximo possível o isolamento ao qual ela está submetida, garantindo viabilidade às populações das espécies ocorrentes, muitas delas ameaçadas. Também é de extrema importância o aprimoramento das ações voltadas à comunidade, como o fomento a atividades econômicas que não comprometam a conservação ambiental, a melhoria da articulação com as autoridades locais para incrementar as ações de proteção e a sensibilização para a necessidade de conservação da floresta, das espécies que ela abriga e dos recursos hídricos.

O Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) se orgulha de ser parceiro nesta publicação, pois ela contribui para que o Instituto potencialize suas ações de gestão na Reserva Biológica de Pedra Talhada e constitui um exemplar modelo de interação com a sociedade voltado ao interesse público.

Roberto Ricardo Vizentin
Presidente do Instituto Chico Mendes
de Conservação da Biodiversidade

PREFÁCIO

Diretor do
Conservatoire et
Jardin botaniques
de la Ville de Genève

As florestas estão sendo destruídas no mundo inteiro, especialmente nas regiões tropicais.

A superpopulação, a agricultura extensiva e itinerante, as queimadas, a extração excessiva de madeira, a exploração nociva do solo e do subsolo geram consequências catastróficas: poluições diversas, intoxicações das populações, erosão, perda de solos, de terras de cultura, inundações, alterações do clima e uma longa lista de outros problemas.

Dentre esses efeitos dramáticos, o desaparecimento da biodiversidade não é dos menores. As florestas abrigam uma rica diversidade de vida e se constituem em ecossistemas ao mesmo tempo frágeis e eficientes.

Qualquer pessoa percebe facilmente que muitas espécies de aves ou de primatas não podem sobreviver sem a cobertura florestal. Contudo é mais difícil imaginar que com o desaparecimento da floresta, desaparece também uma imensa diversidade animal, vegetal, fúngica e microbiológica de essencial importância ecológica. Cada elemento dessa diversidade desenvolve o seu papel no equilíbrio do ecossistema florestal e, consequentemente, deve ser preservado. Portanto, numa visão mais antropocêntrica, a maioria dos elementos dessa diversidade contém compostos úteis e indispensáveis à sobrevivência do *Homo sapiens* no planeta, em longo prazo.

Sensibilizada com essas ameaças, a comunidade internacional tenta reagir regulamentando a exploração dos recursos naturais em geral, e das florestas em particular, por meio de pactos e acordos, definindo prioridades e normas de aplicação. A Agenda 21 e a Convenção sobre Diversidade Biológica (CDB) fazem parte deste conjunto de medidas.

Bem antes da introdução dessas convenções internacionais, o Estado e a Cidade de Genebra se envolveram na proteção do meio ambiente apoiando programas de proteção, conservação e de reabilitação do meio ambiente desenvolvidos dentro e fora do continente europeu.

Foi assim que o projeto da Associação Nordesta, criado e dirigido com dedicação por Anita Studer, há mais de 30 anos, beneficiou-se do apoio da Cidade e do Cantão de Genebra desde os anos de 1980. Além de uma contribuição financeira substancial e regular, eles colaboraram com a Nordesta para inventariar a flora e a vegetação da Reserva de Pedra Talhada. Para convencer as autoridades brasileiras da necessidade de proteger integralmente essa floresta, era necessário provar que ela se constitui em um dos últimos remanescentes da Mata Atlântica brasileira e que o seu desaparecimento causaria a perda de um precioso ecossistema.

Genebra abriga vários museus de fama internacional, dentre eles o Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève (CJBG) dedicados à pesquisa botânica. Os CJBG, cuja importância como centro botânico é reconhecida desde o século XIX, abrigam um dos mais importantes herbários do mundo, que foi enriquecido ao longo do tempo por coletas de notáveis pesquisadores botânicos. Uma importante biblioteca botânica completa o herbário.

Essas duas ferramentas, o herbário e a biblioteca, permitem identificar cada planta, qualquer que seja a origem. A biologia molecular, a aplicação dos

sistemas de informação à botânica e a digitalização das informações aumentaram ainda mais o conhecimento e o valor das coleções históricas e tradicionais.

A pesquisa tropical é um dos eixos mais importantes dos CJBG. Beneficiados por essa estrutura de informações, botânicos tropicalistas foram mandados à Reserva de Pedra Talhada a partir de 1993 para inventariar a flora e a vegetação, juntamente com os seus colegas brasileiros. Estagiários e estudantes também seguiram.

Posteriormente um vasto programa de pesquisa foi iniciado *in situ* por várias universidades brasileiras e americanas, em colaboração com os CJBG. Este livro apresenta os resultados de quase 30 anos de observações e de pesquisas. Ele não trata somente da botânica, aborda e descreve também a diversidade zoológica e estará sujeito a complementações e enriquecimentos à medida que o conhecimento sobre a biodiversidade da Reserva seja aprimorado.

No seu estado atual, esperamos que este livro sirva para convencer as autoridades políticas e administrativas do valor da Reserva e assim ajuda a manter, e até a reforçar, o ideal da conservação desse importante remanescente de Mata Atlântica. Esperamos também, que os professores possam utilizá-lo como um instrumento para a sensibilização das futuras gerações para a necessidade de preservar a floresta.

Pierre-André Loizeau
Diretor do Conservatoire et Jardin
botaniques de la Ville de Genève

PRÓLOGO

dos autores

As primeiras pesquisas biológicas na Reserva de Pedra Talhada começaram em 1980, por meio de observações ornitológicas, e evidenciaram a necessidade de proteger a floresta. Era então necessário procurar os meios para obter o apoio tanto das autoridades quanto da população local. Isso motivou a criação da Associação Nordesta Reflorestamento e Educação no mês de Maio de 1985. Essa entidade era destinada a estabelecer o quadro jurídico necessário para viabilizar a criação de uma reserva para proteger a mata.

Começaram então a ser traçadas as principais etapas para a Criação do Parque Estadual de Pedra Talhada em 1985 com área situada no Estado de Alagoas. Posteriormente, foi criada a Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) na região entre Alagoas e Pernambuco em 1989. A complexidade desse trabalho é apresentado no Anexo B, p. 765.

Paralelamente ao apoio das autoridades, era importante obter o aval dos cientistas. Assim, levantamentos topográficos, hidrológicos, pedológicos e geológicos foram realizados. Os primeiros levantamentos ornitológicos, iniciados em 1980, estenderam-se aos levantamentos botânicos e a outros grupos taxonômicos tais como mamíferos, répteis, anfíbios, formigas, cupins e outros animais.

Durante as visitas à floresta para estabelecer os inventários dos seus grupos de estudos, os cientistas expressaram unanimemente a surpresa em constatar a excepcional riqueza da floresta. No momento em que redigirmos o Plano de Manejo, os argumentos desses cientistas sobre a necessidade de preservar a Reserva em longo prazo será fundamental perante o poder politico.

Os biólogos da maioria dos grupos taxonômicos foram convidados a identificar as amostras obtidas na Reserva, juntamente com milhares de fotos, com a finalidade de estabelecer um inventário preliminar das espécies apresentadas nesse livro. Apesar de alguns autores não terem visitado o local, eles aceitaram trabalhar com as imagens obtidas na Reserva. Por isso, os editores deste livro insistem no fato de que os inventários apresentados nesse livro não são exaustivos. Alguns grupos, tais como os insetos, dipteros e marimbondos, foram pouco pesquisados.

Apos a introdução sobre os ambientes naturais do Brasil e a apresentação dos fatores abióticos da Reserva, seguem os capítulos referentes as plantas, aos musgos, aos cogumelos e, enfim, aos animais. Estes ultimos são apresentados por ordem sistemática segundo Westheide & Rieger (2009, 2013)*. O conteúdo dos capítulos é de responsabilidade dos autores.

A excepcional biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada

74 cientistas, em colaboração com mais de 200 especialistas, trabalharam na identificação dos táxons da Reserva. Mais de 2.100 espécies foram inventariadas, incluindo 823 espécies e morfoespécies de plantas, 148 de musgos, 107 de fungos (cogumelos, liquens, myxomycetes), 2 de planárias (Platyhelminthes), 53 de moluscos (Mollusca), 31 de arachnídeos (Arachnida), 6 de centopéias e milípedes (Myriapoda), 2 de crustáceos (Crustacea), 571 de insetos [46 libélulas (Odonata), 4 bicho-pau (Phasmatodea), 9 louva-a-deus (Mantodea), 6 baratas (Blattodea), 27 térmitas (Isoptera), 30 gafanhotos, grilos e esperanças (Orthoptera), 74 percevejos, barbeiros e cigarras (Hemiptera), 159 Hymenoptera (134 formigas e 26 abelhas), 97 besouros (Coleoptera), 118 borboletas e mariposas (Lepidoptera)], 11

de peixes (Actinopterygii), 42 anfíbios (Lissamphibia), 72 de répteis (Testudines, Squamata, Crocodylia), 255 de aves (Aves), 27 de morcegos (Chiroptera) e 21 de mamíferos (Mammalia) não-voadores.

Devido a ausência de inventários específicos para certos grupos, tais como os insetos, esse número de espécies está certamente abaixo da realidade. Apesar disso, o número recenseado e impressionante se considerarmos o pequeno tamanho da Reserva (4.469 ha).

Perspectivas

Apesar de todos esforços e resultados obtidos nestes últimos 30 anos, ainda falta muito a ser realizado, pois a Reserva é uma ilha frágil em meio a grandes áreas totalmente desmatadas. O trabalho precisa continuar em longo prazo, tanto na área de desenvolvimento socioambiental em prol da população local, quanto na preservação e no desenvolvimento da Reserva propriamente dita.

E importante conscientizar a população do entorno da Reserva com ações informativas e, sobretudo, por meio de participação ativa em programas que visem a manutenção e o aumento da área florestal para garantir a sobrevivência da rica biodiversidade e a proteção das inúmeras nascentes que fornecem água para cinco municípios do entorno. Tais programas de informação e educação ambiental devem visar prioritariamente os professores que atuam como agentes multiplicadores perante os seus alunos.

O pequeno tamanho da superficie da Reserva é uma das preocupações dos ciêntistas que estudam a sua fauna e flora. As interações genéticas entre espécies são limitadas o que poderia, cedo ou tarde, gerar um colapso da biodiversidade. Os trabalhos de reflorestamento e de criação de corredores florestais ao longo dos rios, iniciados em 1989, devem continuar com o objetivo de reduzir o isolamento da Reserva e permitir a abertura de novas vias de circulação da fauna e da flora.

Esperamos que esse livro seja o nosso embaixador frente aos potenciais doadores e lançamos um apelo à doações de recursos para a aquisição de novas áreas no entorno da Reserva a fim de criar uma grande zona de amortecimento para sua efetiva proteção.

Anita Studer, Louis Nusbaumer, Rodolphe Spichiger

* Westheide W. & Rieger G. 2009. *Spezielle Zoologie, Teil 2 : Wirbel- oder Schädeltiere*: 1-173. Springer-Spektrum, Berlin-Heidelberg.

Westheide W. & Rieger G. 2013. *Spezielle Zoologie, Teil 1 : Einzeller und Wirbellose Tiere. 3. Auflage.* 1-894. Springer-Spektrum, Berlin-Heidelberg.

1

AMBIENTES NATURAIS DO BRASIL

LOUIS NUSBAUMER

MARIA REGINA DE VASCONCELLOS BARBOSA

W. WAYT THOMAS

MARCCUS V. ALVES

ANITA STUDER

PIERRE-ANDRÉ LOIZEAU

RODOLPHE SPICHIGER

Nusbaumer, L., M. R. V. Barbosa, W. W. Thomas, M. V. Alves, A. Studer, P.-A. Loizeau & R. Spichiger. 2015. Ambientes naturais do Brasil. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 17-36.

Floresta Amazônica no Rio Juruena (Amazonas).

O Brasil é o país de maior extensão na América do Sul, com superfície quase equivalente à dos Estados Unidos e cerca de 200 vezes a da Suíça. Mais de 201 milhões de habitantes vivem atualmente nesse gigantesco país (IBGE, 2013), que é uma das 10 maiores potências econômicas mundiais (CIA, 2013). Todavia, os ambientes naturais do Brasil, em consequência da economia emergente, estão, em grande parte, fragmentados ou fortemente impactados.

O relevo do Brasil é dominado pela bacia Amazônica ao norte, por um extenso planalto central que pode ultrapassar 1.000 m em certos locais, e cadeias montanhosas no leste e no sul que alcançam até 2.892 m (Larousse, 2013). Situado no noroeste do país, o Pico da Neblina (2.994 m) é o ponto culminante. Mais de 90 % do território brasileiro situa-se na região tropical, ou seja, na faixa que se estende do Trópico de Câncer ao Trópico de Capricórnio. A superfície, o relevo e a amplitude tanto latitudinal quanto longitudinal têm como consequência variações climáticas significativas. As temperaturas médias anuais oscilam entre 13° C e 28° C e as precipitações médias anuais podem variar de 500 a 4.000 mm por ano (Klumpp et al., 1994; WMO, 1996). O Amazonas, o rio mais importante do Brasil, representa 20 % da água doce mundial que chega aos oceanos (http://www.fao.org). O meio físico e sua variação ao longo do tempo deram origem a uma extraordinária diversidade de ambientes naturais no país.

Reconhecido como um dos países mais ricos em diversidade de plantas, a flora brasileira tem ocorrência confirmada de aproximadamente 35.000 espécies, distribuídas em cerca de 3.400 gêneros e 400 famílias, das quais as Angiospermas correspondem a mais de 80 % do total (Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2015). Os dados disponíveis apontam ainda que cerca de 58 % das espécies de Angiospermas são endêmicas do país e muitas delas ocorrem em ambientes florestais, como a Mata Atlântica.

Entre os diversos sistemas de classificação da vegetação brasileira disponíveis, optamos pela proposta de Veloso (1966) que, mais recentemente, ampliada e modificada foi adotada pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) e pelo Ministério do Meio Ambiente (MMA) como a base para os Mapas de Biomas e de Vegetação do Brasil (IBGE, 2004). A proposta de Veloso (1966) foi aqui também adaptada em função de estudos relacionados a tipos vegetacionais específicos (Oliveira-Filho et al., 2006; Lima & da Silva, 2008; 1.1). É importante lembrar que áreas de transição e enclaves ocorrem em extensões significativas e tornam difícil a delimitação precisa dos diferentes ambientes naturais. Além disso, a ocorrência de mosaicos com diversos tipos vegetacionais é frequente (1.1):

- Floresta Amazônica
- Mata Atlântica
- Floresta Estacional Semidecidual do Planalto Centro-Sul e do Paraná
- Floresta Estacional Decidual
- Caatinga
- Pantanal Matogrossense
- Cerrado
- Floresta Ombrófila Mista com Araucária
- Estepe Gaúcha

1.**1.** Classificação da vegetação do Brasil segundo Veloso (1966) adaptada e modificada.

FLORESTA AMAZÔNICA
(Amazon Forest, Forêt Amazonienne)

O Domínio Fitogeográfico Amazônico, também conhecido como Floresta Amazônica corresponde a mais extensa e mais emblemática floresta tropical do mundo (1.2). A superfície original da Floresta Amazônica é 100 vezes superior à da Suíça e estende-se além das fronteiras do Brasil, avançando na direção oeste até os contrafortes da Cordilheira dos Andes e na direção norte até a costa do Mar do Caribe. O clima na região é quente (23° C-28° C) e úmido, com 1.500 a 3.800 mm de chuva por ano. Os tipos de vegetação mais comuns, amplamente distribuídos na área, são as Florestas de Terra Firme, Florestas de Igapó e Florestas de Várzea. As duas últimas situam-se nas margens dos rios e apresentam zonas permanentemente inundadas ou sazonalmente inundadas durante vários meses, com algumas árvores apresentando raízes respiratórias (Hijmans et al., 2005; Martins et al., 2007). Além desses ambientes, são também encontrados no Domínio Fitogeográfico Amazônico, formações abertas sobre solos arenosos conhecidas como Savanas Amazônicas, Campinas ou Campinaranas. Ocorrem também Campos de Palmeiras, além das áreas limítrofes, em chapadas elevadas ao norte, conhecidas como Tepuis. A floresta de Terra Firme, sua principal unidade, cresce sobre um solo composto principalmente de arenito de aluvião do Cretáceo e de laterita. As árvores emergentes atingem frequentemente entre 40 e 45 m de altura e dominam o dossel, assim como os numerosos estratos arbóreos da floresta (Sterling, 1979; Seibert, 1998). Mais de 22.000 espécies de plantas vasculares já foram recenseadas na Amazônia (Sáber & Marigo, 2009), sendo somente para a Amazônia Brasileira registradas cerca de 12.500 espécies de plantas distribuídas em cerca de 300 famílias (Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2014). Um total de 2.5 milhões de espécies, pertencendo a todos os diversos grupos taxonômicos, fazem dessa floresta uma das mais ricas em biodiversidade no mundo e com numerosas espécies endêmicas, ou seja, exclusivas desta região (da Silva et al., 2005; Singh & Sharma, 2009). Características climáticas, assim como dificuldades de acesso e a distância que a separa dos grandes centros, contribuíram, durante vários séculos, para a preservação da Amazônia. Contudo, a Rodovia Transamazônica, inaugurada em 1970 com o objetivo de integrar a região ao restante do país, selou o início do desmatamento intenso dessa jóia do patrimônio ambiental do nosso planeta (Fearnside, 2005). Atualmente, 16% da superfície original já desapareceu (Singh & Sharma, 2009).

1.**2.** Floresta Amazônica na região do Rio Teles (Pará).

MATA ATLÂNTICA
(Atlantic Coastal Forest, Forêt Atlantique)

O Domínio Fitogeográfico da Mata Atlântica abriga a segunda maior floresta úmida da América do Sul e engloba um complexo de tipos fisionômicos como a Floresta Ombrófila Densa, Florestas Estacionais, Campos de Altitude, Restingas e os Tabuleiros Costeiros. No século XV, a sua superfície alcançava 1.1 milhões km² e ocupava uma extensa faixa ao longo da costa atlântica, desde o Rio Grande do Norte, no Nordeste do Brasil, até a província de Missiones, na Argentina, com cerca de 4.000 km de extensão e com largura variando de algumas dezenas de quilômetros no seu limite norte a 400 km ao sul (Câmara, 2005). No Nordeste do Brasil, graças aos efeitos conjugados da altitude e das correntes atmosféricas oceânicas úmidas que adentram o continente, enclaves de florestas serranas, afastados da costa, se desenvolvem na região semiárida (Câmara, 2005). Essas florestas, consideradas também como parte do domínio fitogeográfico da Mata Atlântica, são conhecidas como Brejos de Altitude. Outros tipos de vegetação específicos, como a Floresta Estacional Semidecidual do Planalto Centro-Sul e do Paraná, com inclusões de Cerrado, a Floresta Ombrófila Mista com Araucária e a Floresta Estacional Decidual, aqui tratadas separadamente, são, em geral, considerados como parte do Domínio Fitogeográfico da Mata Atlântica.

A Mata Atlântica é menor em extensão, mas abriga, proporcionalmente, uma maior diversidade de espécies que a Floresta Amazônica (Myers et al., 2000). Um exemplo dessa riqueza biológica é o sul da Bahia, onde alguns trechos da Mata Atlântica apresentam um dos maiores valores de espécies de árvores por hectare do mundo (Thomas, 2008).

A proximidade da costa propicia à Mata Atlântica uma constante umidade vinda do oceano, e um regime pluviométrico importante para a manutenção de boa parte dos mananciais hídricos do Brasil. Os gradientes topográfico, do nível do mar até 2.200 m de altitude (1.3) e climático, com temperatura média anual entre 15° C e 25° C, e 2.000 a 4.000 mm de chuva por ano (Siqueira Filho & Leme, 2007; Thomas & Barbosa, 2008), assim como a diversidade de solos,

1.**3.** Mata Atlântica na região de Paraty (Rio de Janeiro).

têm por consequência uma variação significativa da estrutura e da composição florística da Mata Atlântica ao longo de sua extensão. Em decorrência, alguns autores não a consideram como um sistema uniforme, mas sim, como a sobreposição de uma extensa variedade de ecossistemas (Marques et al., 2011). A Mata Atlântica se desenvolve principalmente sobre solos argilosos ou argilo-arenosos relativamente profundos. As árvores alcançam em geral 30 m e a estratificação da vegetação é complexa e variada. O número de espécies de plantas vasculares é estimado em cerca de 20.000 (Mittermeier et al., 1999, Stehmann, 2009) e entre 250 e 260 espécies de mamíferos foram recenseadas (Percequillo et al., 2011). Atualmente estão registradas cerca de 16.500 espécies de plantas, distribuídas em aproximadamente 360 famílias (Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2014). Os inventários disponíveis apontam que o extremo norte da Mata Atlântica, localizado entre os estados de Pernambuco e Rio Grande do Norte, com menor disponibilidade hídrica anual, é menos diverso e abriga cerca de 1.000 espécies de Angiospermas (Oliveira et al., 2001; Pontes & Barbosa, 2008; Barbosa et al., 2011; Melo et al., 2011; entre outros).

A porcentagem do endemismo de plantas chega a cerca de 50% em certas regiões da Mata Atlântica, o que a torna uma das regiões do mundo com os maiores níveis de endemismo (Stehmann et al., 2009). Das cinco áreas de endemismo identificadas com base na distribuição das espécies de plantas e de vertebrados, três estão situadas na região Nordeste do Brasil (Tabarelli et al., 2005; Thomas, 2008).

A Mata Atlântica vem sofrendo forte intervenção humana desde a chegada dos primeiros colonos, normalmente associada à exploração massiva de seus recursos naturais, fazendo com que restem atualmente menos de 8% da sua superfície original (Veríssimo et al., 2004). Menos de 2% desse bioma possuem alguma proteção legal e cerca de 10% da superfície restante foi destruída entre 1989 e 2000 (Tabarelli et al., 2005).

Histórico biogeográfico das relações entre a Floresta Amazônica e a Mata Atlântica

O desenvolvimento dos principais blocos florestais úmidos presentes no Brasil, a Amazônia e a Mata Atlântica, ainda anima discussões. Em geral, admite-se que ambos se originaram a partir de pequenas formações florestais independentes e que se desenvolveram em decorrência do clima favorável. Essas duas formações possivelmente estiveram conectadas no passado, seja diretamente, como sugerido, por exemplo, a partir de estudos de grãos de pólen fossilizados (Behling et al., 2000), ou indiretamente, através de uma emaranhada rede de corredores e galerias florestais (Oliveira-Filho & Fontes, 2000). Durante o Terciário, um corredor xérico, possivelmente, se instalou entre ambas as formações florestais. Em seguida, em função das variações climáticas, formações mais úmidas do que as observadas atualmente teriam se desenvolvidas. A região da Mata Atlântica provavelmente foi recoberta por uma formação arbórea sazonal durante a maior parte do Pleistoceno, com florestas ripárias interconectando-a com a floresta Amazônica durante os períodos interglaciais mais úmidos (Costa, 2003; Percequillo et al., 2011). Tais oscilações climáticas, atuando nas duas áreas e sobretudo com as numerosas variações locais e pontuais, teriam influenciado a distribuição dos táxons e as atuais relações entre os dois maiores blocos florestais neotropicais (Costa, 2003).

FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL DO PLANALTO CENTRO-SUL E DO PARANÁ

(Tropical seasonal rainforest, Forêt dense humide semi-décidue)

Essa floresta estimula um debate acalorado. Alguns autores sugerem a existência de um vínculo florístico entre essa formação florestal interiorana com a Floresta Atlântica Costeira e a denominam de Floresta Atlântica de Interior, enquanto outros a consideram como uma floresta seca sazonal de origem distinta (Spichiger et al., 1995, Pennington & Ratter, 2006). Em geral, esta floresta é incluída como parte do Domínio Fitogeográfico da Mata Atlântica, mas, embora apresente semelhanças florísticas e estruturais, a floresta semidecidual se diferencia pela presença e abundância de determinados táxons (Oliveira-Filho & Fontes, 2000). A presença de gêneros tipicamente amazônicos também é notável. A característica decídua é marcante e entre 20% e 50% das espécies arbóreas perdem suas folhas simultaneamente durante a estação seca (Ramos et al., 2007; IBGE, 2012; 1.4). Essa floresta é naturalmente fragmentada e com enclaves de outros tipos de vegetação como o Cerrado e seus subtipos (Faria Lopes et al., 2012). De maneira geral, sofre forte pressão antrópica por conta da expansão urbana e agrícola do interior do Brasil estando, portanto, muito ameaçada (Ramos et al., 2007). Essa região, situada no limite entre zona tropical e subtropical, apresenta uma alternância marcante entre o período quente e chuvoso e o período seco com temperaturas amenas. O regime pluviométrico desempenha um papel importante na delimitação desse tipo florestal e é dependente da distância do oceano, da sazonalidade e da temperatura. O solo argiloso e rico em cátions favorece a Floresta Estacional Semidecidual (Ruggiero et al., 2002). Essa formação esta subdividida em quatro unidades segundo a topografia (floresta estacional semidecidual aluvial, de terras baixas, submontana e montana) com a proporção de espécies decíduas decrescente em relação ao aumento da altitude.

1.**4.** Floresta Estacional Semidecidual na região de São Roque de Minas (Minas Gerais).

FLORESTA ESTACIONAL DECIDUAL

(Tropical deciduous Forest, Forêt sèche saisonnière)

A estreita faixa de floresta localizada entre a Mata Atlântica e a formação seca da Caatinga, que ocorre predominantemente na região Nordeste, é uma formação decídua (Rodal et al., 2008). Embora apresente características intermediárias entre essas duas formações vegetacionais, e variações em decorrência da disponibilidade hídrica ao longo do gradiente continental (Arruda et al., 2013), em geral, esta floresta é incluída como parte do Domínio Fitogeográfico da Mata Atlântica. No Nordeste, ocorre principalmente na zona do Agreste (Agreste é um termo utilizado popularmente para a zona de transição entre o litoral úmido e o sertão seco). Alguns autores, por sua vez, estabelecem uma relação desta com a floresta semidecidual do Planalto Centro-Sul e do Paraná (Pereira et al., 2002; Oliveira Filho et al., 2006). Seu desenvolvimento é fortemente condicionado pelas precipitações que variam entre 700 - 1.600 mm/ano, porém com um período de 5 a 6 meses com valores inferiores a 100 mm/mês. O tipo florestal é delimitado pela proporção de espécies que perdem as suas folhas durante a estação seca, ou seja, >50% das espécies perdem suas folhas durante a estação seca (IBGE, 2012; Arruda et al., 2013; 1.5). A Floresta Estacional Decidual cresce sobre rochas metamórficas como o gnaisse e o granito e em solos ácidos a moderadamente ácidos (Rodal et al., 2008). Os solos apropriados à agricultura e à pecuária, levaram a sua destruição quase integral, sendo portanto, uma das formações mais ameaçadas do mundo (Pereira et al., 2002; Bianchi & Haig, 2013). O dossel da floresta atinge de 5 a 15 m de altura com alta densidade de indivíduos no estrato entre 3 e 5 m (Pennington et al., 2000, Pereira et al., 2002). Comparativamente, é uma floresta com árvores menores, produção primária mais baixa do que a observada nas florestas ombrófilas. Plantas com folhas pequenas (microfilia) e coriáceas (esclerofilia) são comuns (Prado, 2003). A floração é fortemente dependente da estação chuvosa e o sistema de dispersão de diásporos se faz sobretudo pelo vento. Fabaceae e Bignoniaceae são as famílias dominantes e a presença de espécies de Cactaceae e de Bromeliaceae é notável no subbosque (Gentry, 1995; Prado, 2003). Um táxon típico dessa formação é *Ziziphus joazeiro* (Rhamnaceae) (IBGE, 2012). A diversidade de espécies dessa floresta decídua é inferior à da Mata Atlântica, porém, é amplamente superior a da Caatinga (Oliveira Filho et al., 2006). As manchas florestais localizadas a leste do Planalto de Borborema, no Nordeste, são consideradas como possíveis refúgios de uma floresta úmida do Pleistoceno e atuais enclaves da Mata Atlântica, com a qual compartilham de 18% a 22% das espécies arbóreas (Oliveira Filho et al., 2006; Rodal et al., 2008).

1.**5.** Floresta Estacional Decidual na região de Peruaçu (Minas Gerais).

CAATINGA

(Caatinga, Forêt sèche à épineux)

A Caatinga, localizada no Nordeste brasileiro com uma pequena extensão na região Sudeste (ao norte do estado de Minas Gerais), é considerada por alguns como um bioma exclusivamente brasileiro. Este domínio fitogeográfico inclui vários tipos de vegetação, dentre eles a caatinga sensu stricto, a formação mais seca do Brasil, caracterizada por uma forte sazonalidade climática que alterna longos períodos de seca com períodos de chuvas intensas, de curta duração. A Caatinga ocupa uma superfície de mais de 700.000 km^2 (Silva et al., 2004). O relevo é composto de ondulações regulares (300 a 500 m) com um grande número de serras residuais atingindo mais de 1.000 m de altura, que apresentam inúmeros afloramentos rochosos. Essas serras, em virtude do relevo e das massas de ar que adentram o continente, são, por vezes, circundadas por florestas mais úmidas que apresentam características próximas às da Mata Atlântica (Ferraz et al., 1998).

A rocha-mãe sobre a qual cresce a Caatinga é muito variável mas é principalmente formada de gnaisse, xisto e granito (Sampaio, 1995). Os solos são em geral litossolos ou regossolos pouco profundos e com menos de 50 cm (Bucher, 1982). A Caatinga se desenvolve sob um clima semiárido, xérico e com temperaturas médias anuais entre 23° C e 27° C. O período seco é longo e as chuvas irregulares são concentradas em cerca de 3 meses (500 a 800 mm, raro 1.000 mm/ano), com variação extrema entre os anos (Kirmse et al., 1983; Prado, 2003). O curso de numerosos rios é interrompido durante a estação seca, contudo, após poucos dias de chuva, quando as águas voltam a correr, a vegetação torna-se completamente verde. A região da Caatinga conta com uma numerosa população, mais de 15 milhões de habitantes, sendo a maioria deles dependentes da agricultura de subsistência, da pecuária extensiva bovina e caprina, além da extração de madeira para lenha e carvão (Sampaio, 1995). Menos de 4 % da Caatinga é oficialmente protegida, sendo o restante da sua extensão comumente descaracterizada, integral ou parcialmente, pela ocupação humana.

A vegetação da Caatinga apresenta uma grande variedade de fitofisionomias, desde arbustiva densa, variando entre 2 a 5 m de altura, até florestas secas que, na sua forma mais densa e preservada, podem comportar árvores de 15 a 20 m de altura (1.6). A vegetação é fortemente adaptada aos períodos de seca prolongados que podem durar vários anos. Plantas com espinhos, fortemente ramificadas e com caules retorcidos são comuns e predominam na paisagem (Silva et al., 2004; Queiroz, 2006). Muitas espécies de plantas herbáceas realizam o seu ciclo de vida completo em uma única estação de chuvas. Alguns tipos fisionômicos da Caatinga são semelhantes aos observados na parte leste do Chaco (Bucher, 1982; Spichiger et al., 2004; Spichiger et al., 2010). Atualmente, estão registradas para o Domínio Fitogeográfico da Caatinga aproximadamente 5.350 espécies de plantas distribuídas em cerca de 150 famílias (Queiroz et al., 2006), sendo Fabaceae a mais rica em espécies. Vale ressaltar que os afloramentos rochosos ou inselbergs no Domínio da Caatinga, abrigam diversas espécies endêmicas (França et al., 2006 ; França-Rocha et al., 2007; Gomes & Alves, 2009, 2010). Entre as formações decíduas brasileiras, a Caatinga é uma das mais ricas em espécies endêmicas por conta do clima e da composição da rocha-mãe (Oliveira Filho et al., 2006). Giulietti et al. (2002), considerando 18 gêneros e 318 espécies de Angiospermas como endêmicas da Caatinga, mas o número real é provavelmente superior a este.

1.**6.** Caatinga na época das chuvas, na região de Jeremoabo e Santa Brigida (Bahia).

PANTANAL MATOGROSSENSE

(Seasonally flooded Cerrado or prairie with gallery forest, Campo humide du Pantanal)

O complexo do Pantanal é um mosaico de tipos vegetacionais composto de florestas (florestas de galeria e ilhas de florestas semideciduais ou deciduais parcialmente e sazonalmente inundáveis), de savanas e campos de palmeiras (1.7), originários do Chaco boreal (Spichiger et al., 1991; Pott et al., 2011; IBGE, 2012). Ocupa uma superfície de mais de 360.000 km^2 com clima relativamente seco e úmido, com 1.000 a 1.300 mm de chuva por ano e temperatura média entre 21°C e 27°C, segundo a estação, e com variações importantes, incluindo geadas ocasionais (Lourival et al., 2000). As diferentes formações crescem sobre rochas ferruginosas e incluem uma grande variedade de solos: ricos, pobres e arenosos; com siltes, calcários, etc. Uma parte considerável das savanas permanece inundada durante boa parte do ano, sendo rodeada de savanas arbustivas e de florestas aluviais em que o dossel pode atingir até 20 m de altura. Mais de 1.800 espécies de plantas foram recenseadas nesse sistema complexo, porém relativamente pobre em espécies endêmicas (Pott et al., 2011).

O Pantanal abriga uma valiosa diversidade de aves e de mamíferos, com mais de 160 e 90 espécies respectivamente. A vocação ecoturística do ambiente que permite, durante a estação seca, a observação da fauna exuberante, tem contribuído para a preservação dessa região (Junk et al., 2006). Todavia, é crescente a pressão decorrente da pecuária bovina extensiva. É notória a similaridade fitogeográfica do Pantanal Matogrossense com outros tipos vegetacionais geograficamente distantes, mas com interpenetrações na região, como a Floresta Amazônica, a Floresta do Planalto Centro-Sul e Paraná, além do Chaco Paraguaio (Chaco-Pantanal).

1.**7.** Pantanal na região de Poconé (Mato Grosso).

CERRADO

(Savanna woodland, Cerrado et mosaïque Cerrado-forêt)

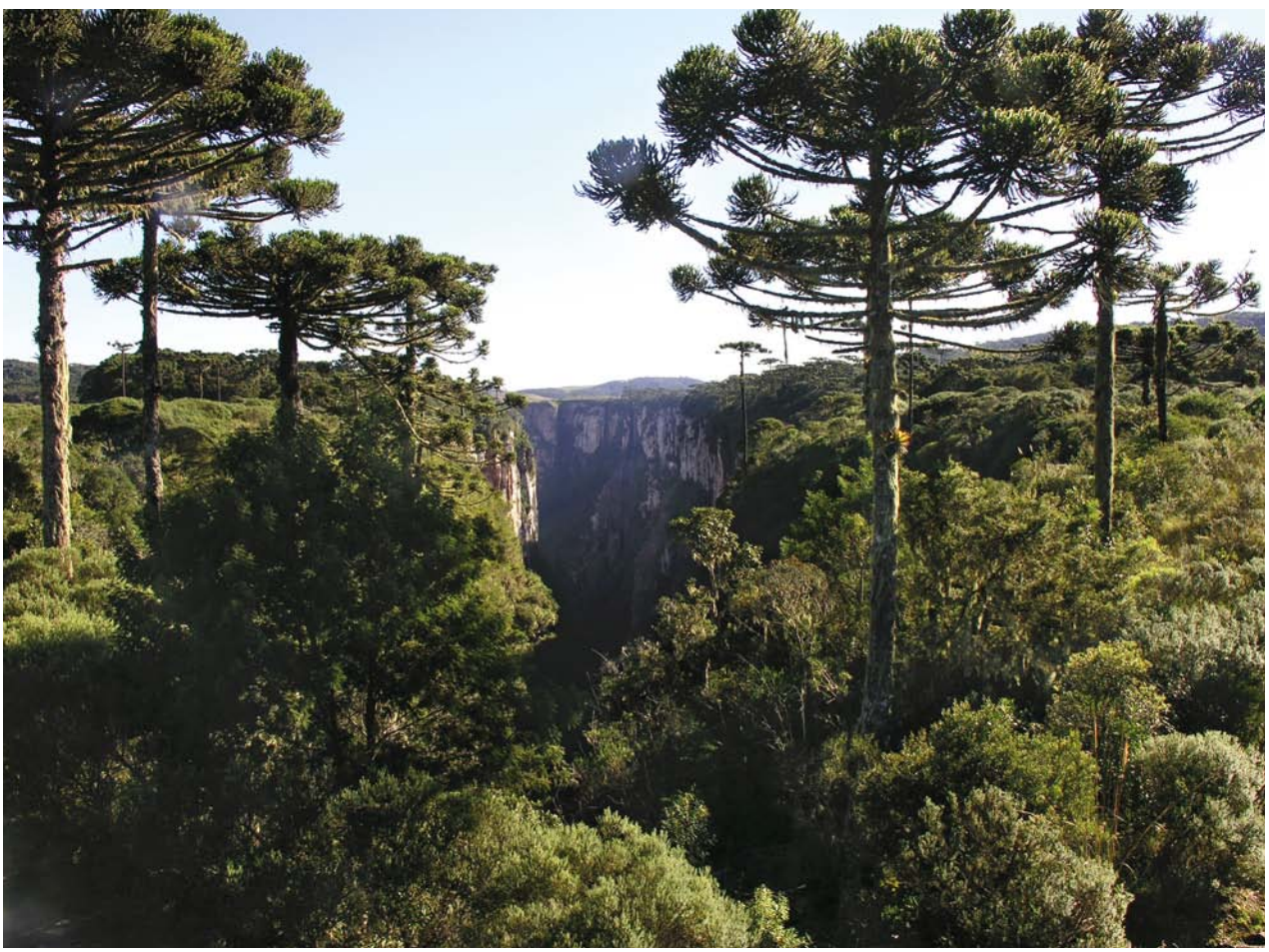
Cerrado é o nome popular brasileiro para a formação aberta conhecida como Savana, na África e na Ásia (IBGE, 2012). O domínio fitogeográfico do Cerrado abrange, assim como os demais domínios fitogeográficos brasileiros, uma grande diversidade de tipos de vegetação que variam de campos a florestas. A vegetação do Cerrado, de maneira geral, é dominada por um tapete de plantas graminóides típicas de savanas (especialmente Poaceae e Cyperaceae) e manchas de arbustos e árvores de pequeno porte, entre 3 e 8 m de altura. Ocorrem, porém, formações mais altas (com árvores entre 12 a 15 m de altura), que são naturalmente mais fechadas e úmidas (1.8). As formas biológicas adaptadas a um longo período de seca e a ação frequente do fogo natural são abundantes nesse ambiente, como as criptófitas e as geófitas, cujas partes vivas passam a estação seca rente ao solo ou mesmo enterradas sob a forma de bulbos, por exemplo (IBGE, 2012). O Cerrado cresce sobre solos ácidos, lixiviados e pobres em cálcio e magnésio, porém ricos em alumínio. A temperatura média anual varia entre 18° C e 28° C e as precipitações médias entre 800 e 2.000 mm/ano (Oliveira Filho & Ratter, 2002). O Cerrado ocupa cerca de 2 milhões de km², dos quais, 39 % a 55 %, segundo várias estimativas, já foram dizimados devido, sobretudo, a expansão agrícola no Brasil Central, com o cultivo de grãos, especialmente da soja. Aproximadamente 2,2 % da área de Cerrado está legalmente protegida (Bianchi & Haig, 2013). Mais de 12.000 espécies de plantas, distribuídas em cerca de 200 famílias, foram recenseadas no Cerrado (Sano, 2008; Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2014). Fabaceae, Malpighiaceae, Myrtaceae, Melastomataceae e Rubiaceae são as famílias dominantes entre os representantes lenhosos (Pennington et al., 2000; Mendonça et al., 1998). Mais de dois terços das espécies ocorrentes são consideradas endêmicas desse ambiente (Myers et al., 2000). O Cerrado situado na parte sul dos estados do Piauí e Maranhão, noroeste da Bahia e norte do Tocantins é um tipo de savana arbustiva com inclusões de campos de diferentes tipos, enquanto o Cerrado que ocupa uma grande parte do Brasil Central é uma savana arbustiva-arbórea associada à florestas ciliares (ou matas de galeria) ao longo de rios e riachos característica e distinta do ponto de vista florístico. Nas porções montanhosas e com maiores altitudes, como a Cadeia do Espinhaço, por exemplo, são comuns os Campos Rupestres, áreas reconhecidamente ricas em espécies endêmicas. A zona de transição entre a faixa norte do Cerrado e a Floresta Amazônica é também conhecida como Meio-norte e em geral é ocupada por Campos de Palmeira, sendo o babaçu particularmente uma das espécies mais abundante na área.

1.**8.** Cerrado na Serra do Cabral (Minas Gerais).

FLORESTA OMBRÓFILA MISTA COM ARAUCÁRIA

(Araucaria moist forest, Forêt de conifères du plateau méridional)

A floresta de coníferas do planalto meridional é uma floresta úmida composta por elementos arbóreos diversos, mas, com forte abundância de *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae – Gimnospermas). Ocorre na porção subtropical do território brasileiro, ao sul do Trópico de Capricórnio, e em altitudes de 400 a 500 m, ocasionalmente mais elevadas. O período frio, com temperatura mínima média de 10° C durante pelo menos três meses do ano (Backes, 2009; Dutra & Stranz, 2009; Fonseca et al., 2009), limita a presença de espécies tropicais nesse ambiente. As precipitações médias anuais (aprox. 1.800 mm), a quantidade máxima de precipitações em um período de 24 horas (aprox. 140 mm) e o número de dias de chuva por ano (aprox. 150 dias) são apontados como um dos principais fatores que condicionam distribuição dessa formação (Backes, 2009). Somente 2% a 5% da cobertura original da floresta de Araucária no sul do Brasil sobreviveram até os dias atuais. O restante da área foi gradativamente substituído por monoculturas de pinheiros e eucaliptos para produção de madeira e celulose, pecuária bovina extensiva, além de agricultura de subsistência (Maehler Junior & Larocca, 2009). As florestas de Araucária apresentam uma diversidade de plantas relativamente baixa quando comparadas aos demais tipos florestais presentes no Brasil. Nestas o estrato arbóreo é dominado por uma única espécie, a Araucária, acompanhada de alta diversidade de Lauraceae (Jarenkow & Budke, 2009; IBGE, 2012, 1.9). Segundo a Lista de Espécies da Flora do Brasil (2014), estão registradas para esse ambiente pouco menos de 500 espécies de plantas. Em geral a floresta de Araucária é incluída como parte do Domínio Fitogeográfico da Mata Atlântica.



1.**9.** Floresta Ombrófila Mista com Araucária no Parque Nacional de Aparados da Serra, Itaimbezinho (Rio Grande do Sul).

ESTEPE GAÚCHA
(Estepe Gaúcha, Steppe)

É também conhecida como Campos Sulinos ou Domínio Fitogeográfico dos Pampas. Esse tipo vegetacional é caracteristicamente associado ás pradarias ou estepes. É uma formação extratropical (subtropical e ao sul do Trópico de Capricórnio), sendo considerada uma extensão ao norte do Pampa argentino e uruguaio (Eiten, 1982; IBGE, 2012). É um campo de origem natural, composto prioritariamente por plantas herbáceas graminoides, especialmente Poaceae e Cyperaceae, com poucos representantes lenhosos (arbustivos e subarbustivo) que raramente superam 1 m de altura (1.10). Eventualmente ocorrem elevações naturais com afloramentos rochosos, onde podem ser observadas diminutas ilhas de vegetação incluindo alguns poucos elementos arbóreos com 2-4 m altura. As espécies graminoides formam um tapete contínuo bastante diverso taxonômicamente e com boa tolerância aos incêndios naturais (IBGE, 2012). A ocupação desse ambiente por gramíneas forrageiras introduzidas da África, como *Panicum maximum*, como fonte alimentar para a pecuária bovina extensiva, é uma forte ameaça. Estima-se que cerca de 1/4 da sua superfície foi perdida nas últimas décadas, enquanto menos de 1% dessa formação desfruta de algum status oficial de proteção (Overbeck et al., 2007). Os campos sulinos crescem sobre um planalto de baixa altitude composto principalmente de litossolos (De Castro & Kauffman, 1998). O clima é temperado, quente e com invernos frios (temperatura média anual de 13°C a 17°C). As precipitações atingem 1.200 a 1.600 mm/ano e se distribuem com regularidade ao longo de todo o ano (Overbeck et al., 2007). Quanto a diversidade de plantas, estão catalogadas para esse tipo vegetacional cerca de 1.650 espécies distribuídas em quase 150 famílias, sendo Poaceae, Cyperaceae e Asteraceae juntas responsáveis por quase 40 % do total (Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2014).

1.**10.** Estepe Gaúcha no Parque Nacional da Serra Geral, Cambará do Sul (Rio Grande do Sul).

AGRADECIMENTOS

Um agradecimento a Alain Chautems que compartilhou seus conhecimentos, leu o texto com atenção, em francês e em português. Parte das fotos que ilustram este capítulo são de autoria de Dante Buzzetti e Thaís Elias Almeida, pelo que estamos muito gratos.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, Departamento de Sistemática e Ecologia, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, PB, Brasil
mregina@dse.ufpb.br

W. Wayt Thomas, The New York Botanical Garden, Bronx, New York, USA
wthomas@nybg.org

Marccus V. Alves, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
alves.marccus@gmail.com

Anita Studer, NORDESTA Reflorestamento e Educação, 19, rue de Chantepoulet, 1201 Genève, Suiça
nordesta@nordesta.org

Pierre-André Loizeau, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
pierre-andre.loizeau@ville-ge.ch

Rodolphe Spichiger, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
rodolphe.spichiger@ville-ge.ch

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Arruda, D. M., W. G. Ferreira, R. Duque-Brasil & C. E. R. Schaefer. 2013. Phytogeographical patterns of dry forests sensu stricto in northern Minas Gerais State, Brazil. *Anais Da Academia Brasileira De Ciencias* 85: 623-634.

Backes, A. 2009. Distribuição geográfica atual da Floresta com Araucária: condicionamento climático. *In:* Fonseca C. R., A. F. Souza, A. N. A. M. Leal-Zanchet, T. L. Dutra , G. Ganade & A. Backes (eds.). *Floresta com Araucária: ecologia, conservação e desenvolvimento stustentável:* 39-44. Holos Editora. Ribeirão Preto.

Barbosa, M. R. V., W. W. Thomas, E. L. P. Zárate, R. B. Lima, M. F. Agra, I. B. Lima, M. C. R. Pessoa, A. R. L. Lourenço, G. C. Delgado-Júnior, R. A. S. Pontes, E. C. O. Chagas, J. L. Viana, P. C. Gadelha-Neto, C. M. L. R. Araújo, A. A. M. Araújo, G. B. Freitas, J. R. Lima, F. O. Silva, L. A. F. Vieira, L. A. Pereira, M. R. T. Costa, R. C. Duré & M. G. V. Sá. 2011. Checklist of the vascular plants of the Guaribas Biological Reserve, Paraíba, Brazil. *Revista Nordestina de Biologia* 20(2): 79-106.

Behling, H., H. W. Arz, J. Patzold & G. Wefer. 2000. Late Quaternary vegetational and climate dynamics in northeastern Brazil, inferences from marine core GeoB 3104-1. *Quaternary Science Reviews* 19: 981-994.

Bianchi, C. A. & S. M. Haig. 2013. Deforestation Trends of Tropical Dry Forests in Central Brazil. *Biotropica* 45: 395-400.

Bucher, E. H. 1982. Chaco and Caatinga - South american arid savannas, woodlands and thickets. *Ecological Studies* 42: 48-79.

Câmara, I. G. 2005. Breve história da conservação da Mata Atlântica. *In:* Leal, G. C. & I. G. Câmara. *Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas:* 31-42. Fundação SOS Mata Atlântica.

Central Intelligence Agency. 2013. The world factbook 2013. CIA. Washington DC., USA. (https://www.cia.gov/library/publications/theworldfactbook/index.html, 10.2013)

Coimbra-Filho, A. F. & I. d. G. Câmara. 1996. *Os limites originais do bioma Mata Atlântica na região nordeste do Brasil:* 1-86. Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza, Rio de Janeiro.

Costa, L. P. 2003. The historical bridge between the Amazon and the Atlantic Forest of Brazil: a

study of molecular phylogeography with small mammals. *Journal of Biogeography* 30: 71-86.

Da Silva, J. M. C., A. B. Rylands & G. A. B. Da Fonseca. 2005. The fate of the Amazonian areas of endemism. *Conservation Biology* 19: 689-694.

De Castro, E. A. & J. B. Kauffman. 1998. Ecosystem structure in the Brazilian Cerrado: a vegetation gradient of aboveground biomass, root mass and consumption by fire. *Journal of Tropical Ecology* 14: 263-283.

De Faria Lopes, S., I. Schiavini, A. P. Oliveira & V. S. Vale. 2012. An Ecological Comparison of Floristic Composition in Seasonal Semideciduous Forest in Southeast Brazil: Implications for Conservation. *International Journal of Forestry* Research 2012: 1-14.

Dutra, T. L. & A. Stranz. 2009. Biogeografia, evolução e ecologia da família Araucariaceae: o que mostra a Paleontologia. *In:* Fonseca, C. R., A. F. Souza, A. N. A. M. Leal-Zanchet, T. L. Dutra, G. Ganade & A. Backes (eds). *Floresta com Araucária: ecologia, conservação e desenvolvimento sustentável:* 15-34. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Eiten, G. 1982. Brazilian savannas. *Ecological Studies* 42: 25-47.

Fearnside, P. M. 2005. Deforestation in Brazilian Amazonia: History, rates, and consequences. *Conservation Biology* 19: 680-688.

Ferraz, E. M. N., M. J. N. Rodal, E. V. S. B. Sampaio & R. C. A. Perreira. 1998. Composição florística em trechos de vegetação de caatinga e brejo de altitude na região do Vale do Pajeú, Pernambuco. *Revista Brasileira de Botanica* 21: 7-15.

Fonseca, C. R., A. F. Souza, A. N. A. M. Leal-Zanchet, T. L. Dutra, G. Ganade & A. Backes. 2009. *Floresta com Araucária: ecologia, conservação e desenvolvimento stustentável:* 1-326. Holos Editora, Ribeirão Preto.

França, F., E. Melo, & J. G. Miranda. 2006. Aspectos da diversidade da vegetação no topo de um inselberg no semi-árido da Bahia, Brasil. *Sitientibus* 6: 30-35.

França-Rocha, W., A. Silva, M. C. Nolasco, J. Lobão, D. Britto, J. M. Chaves & C. Rocha. 2007. Levantamento da cobertura vegetal e do uso do solo do Bioma Caatinga. *Anais XIII Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto.* INPE, Florianópolis, SC, Brazil: 2629-2636.

Gentry, A. H. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forests. *In:* Bullock, S. H., H. A. Mooney & E. Medina (eds.). *Seasonally Dry Tropical Forests:* 146-194. Cambridge University Press.

Gomes, P. & M. Alves. 2009. Floristic and vegetational aspects of an inselberg in the semi-arid region of Northeast Brazil. *Edinburgh Journal of Botany* 66: 1-18.

Gomes, P. & M. Alves. 2010. Floristic diversity of two crystalline rocky outcrops in the Brazilian northeast semi-arid region. *Revista Brasileira de Botânica* 33: 661-676.

Giulietti, A. M., R. M. Harley, L. P. Queiroz, M. R. V. Barbosa, N. N. A. L. Bocage, M. A. Figueiredo. 2002. Espécies endêmicas da caatinga. *In:* E. V. S. B. Sampaio, A. M. Giulietti & C. Gamarra-Rojas (org.). *Vegetação e flora da Caatinga*: 11-24. APNE (Associação Plantas do Nordeste), Recife.

Hijmans, R. J., S. E. Cameron, J. L. Parra, P. G. Jones & A. Jarvis. 2005. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. *International Journal of Climatology* 25: 1965-1978.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2004. Mapa de biomas do Brasil. Escala 1:5.000.000. Rio de Janeiro.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2012. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. *Série Manuais Técnicos em Geociências 1:* 1-275.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2013. Estimativas populacionais para os municípios brasileiros em 01.07.2013. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística *(http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/populacao/estimativa2013/default.shtm).*

Jarenkow, J. A. & J. C. Budke. 2009. Padrões florísticos e análise estrutural de remanescentes de

Florestas com Araucária no Brasil. *In:* Fonseca, C. R., A. F. Souza, A. N. A. M. Leal-Zanchet, T. L. Dutra, G. Ganade & A. Backes (eds.). *Floresta com Araucária: ecologia, conservação e desenvolvimento sustentável*: 113-125. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Junk, W. J., C. N. da Cunha, K. M. Wantzen, P. Petermann, C. Struessmann, M. I. Marques & J. Adis. 2006. Biodiversity and its conservation in the Pantanal of Mato Grosso, Brazil. *Aquatic Sciences* 68: 278-309.

Kirmse, R. D., J. A. Pfister, L. V. Vale & J. S. Queiroz. 1983. *Woody Plants of the Northern Ceará Caatinga*: 1-49. EMBRAPA, Brasilia.

Klumpp, A., G. Klumpp & M. Domingos. 1994. Plants as bioindicators of air-pollution at the Serra-do-Mar near the industrial-complex of Cubatão, Brazil. *Environmental Pollution* 85: 109-116.

Larousse. 2013. Brésil: géographie physique. http://www.larousse.fr/encyclopedie/pays/Br%C3%A9sil/110123

Lima, J. E. F.W. & E. M. da Silva. 2008. Recursos hídricos do bioma cerrado. *In:* Sano, S. M., S. P. Almeida & J. F. Ribeiro (eds.).*Cerrado: ecologia e flora*: 89-106. EMBRAPA Informação Tecnológica: Planaltina, DF: EMBRAPA Cerrados, Brasília.

Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em 10 Jan. 2015.

Lourival, R., M. Harris & J. R. Montambault. 2000. Introduction to the Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil. *In:* Willink, P. W., B. Chernoff, B. E. Alonso, J. R. Montambaukl & R. Lourival (eds.). *A biological assessment of the aquatic Ecosystems of the Pantanal, Mato Grosso Do Sul, Brazil*: 28-33. Conservation international, Washington.

Maehler Junior, J. K. F. & J. F. Larocca. 2009. Fitofisionomias, desmatamento e fragmentação da Floresta com Araucária. *In:* Fonseca, C. R., A. F. Souza, A. N. A. M. Leal-Zanchet, T. L. Dutra, G. Ganade & A. Backes (eds.). *Floresta com Araucária: ecologia, conservação e desenvolvimento sustentável:* 243-252. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Marques, M. C. M., M. D. Swaine & D. Liebsch. 2011. Diversity distribution and floristic differentiation of the coastal lowland vegetation: implications for the conservation of the Brazilian Atlantic Forest. *Biodiversity and Conservation* 20: 153-168.

Martins, F. R., E. B. Pereira & S. L. Abreu. 2007. Satellite-derived solar resource maps for Brazil under SWERA project. *Solar Energy* 81: 517-528.

Melo, A., B. S. Amorim, J. García-González, J. A. N. Souza, E. M. Pessoa, E. Mendonça, M. Chagas, A. Alves-Araújo, A. & M. Alves. 2011. Updated Floristic Inventory of the Angiosperms of the Usina São José, Igarassu, Pernambuco, Brazil. *Revista Nordestina de Biologia* 20: 3-26.

Mendonça, R. C., J. M. Felfili, B. M. T. Walter, M. C. Silva Júnior, A. V. Rezende, T. S. Filgueiras & P. E. Nogueira. 1998. Flora vascular do Cerrado. *In:* Sano, S. M. & P. E. Almeida (eds.). *Cerrado: Ambiente e Flora*: 288-556. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados, Ministério da Agricultura e do Abastecimento, Planaltina, Brasil.

Mittermeier, R. A., C. G. Mittermeier, N. Myers & P. R. Gil. 1999. *Hotspots: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions:* 1-430. *CEMEX* Conservation International.

Myers, N., R. A. Mittermeier, C. G. Mittermeier, G. A. B. da Fonseca & J. Kent. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.

Oliveira, Z. L., R. C. B. Santos-Junior, A. L. P. Feliciano, L. C. Marangon & A. J. E. de Carvalho. 2001. Levantamento florístico e fitossociológico de um trecho de Mata Atlântica na Estação Florestal Experimental de Nísia Floresta, RN. *Revista Brasil Florestal* 20: 22-29.

Oliveira-Filho, A.T. & M. A. L. Fontes. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic forests in southeastern Brazil and the influence of climate. *Biotropica* 32: 793-810.

Oliveira-Filho, A.T., J. A. Jarenkow & M. J. Nogueira Rodal. 2006. Floristic relationships of seasonally dry forests of eastern South America based on tree species distribution patterns. *In:* Pennington, R. T. & J. A. Ratter (eds.). *Neotropical savannas and seasonally dry forests: plant diversity,*

biogeography and conservation: 159–192. CRC Press Taylor & Francis Group, Boca Raton, London, New York.

Oliveira-Filho, A. T. & J. A. Ratter. 2002. Vegetation Physiognomies and Woody Flora of the Cerrado Biome. *In:* Oliveira P. S. & J. A. Ratter (eds.). *The Cerrados of Brazil: Ecology and Natural History of a Neotropical Savanna:* 91-120. Columbia University Press, New-York.

Overbeck, G. E., S. C. Mueller, A. Fidelis, J. Pfadenhauer, V. D. Pillar, C. C. Blanco, I. I. Boldrini, R. Both & E. D. Forneck. 2007. Brazil's neglected biome: The South Brazilian Campos. *Perspectives in Plant Ecology Evolution and Systematics* 9: 101-116.

Pennington, R. T., D. E. Prado & C. A. Pendry. 2000. Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. *Journal of Biogeography* 27: 261-273.

Pennington, R. T. & J. A. Ratter. 2006. *Neotropical savannas and seasonally dry forests: plant diversity, biogeography and conservation:* 1-504. CRC Press Taylor & Francis Group, Boca Raton, London, New York.

Percequillo, A. R., M. Weksler & L. P. Costa. 2011. A new genus and species of rodent from the Brazilian Atlantic Forest (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae: Oryzomyini), with comments on oryzomyine biogeography. *Zoological Journal of the Linnean Society* 161: 357-390.

Pereira, I. M., L. A. Andrade, M. R. V. Barbosa & E. V. S. B. Sampaio. 2002. Composição florística e análise fitossociológica do componente arbustivo-arbóreo de um remanescente florestal no agreste Paraibano. *Acta Botanica Brasilica* 16: 357-369.

Pontes, A. F. & M. R. V. Barbosa. 2008. Floristic survey of the AMEM Forest, Cabedelo, Paraíba, Brazil. *In:* Thomas, W. W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil:* 458-473. The New York Botanical Garden Press, New York.

Pott, A., A. K. M. Oliveira, G. A. Damasceno & J. S. V. Silva. 2011. Plant diversity of the Pantanal wetland. *Brazilian Journal of Biology* 71: 265-273.

Prado, D. E. 2003. As Caatingas da América do Sul. *In:* Leal, I. R., M. Tabarelli & J. M. C. da Silva (eds.). *Ecologia e conservação da caatinga:* 3-74. Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

Queiroz, L. P. 2006. The Brazilian Caatinga: Phytogeographical patterns inferred from distribution data of the Leguminosae. *In:* Pennington, R. T. & J. A. Ratter (eds.). *Neotropical savannas and seasonally dry forests: plant diversity, biogeography and conservation*: 121–157. CRC Press Taylor & Francis Group, Boca Raton, London, New York.

Ramos, V. S., G. Durigan, G. A. D. C. Franco, M. F. de Siqueira & R. R. Rodrigues. 2007. *Árvores da floresta estacional semidecidual: guia de identificação de espécies:* 1-312. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo.

Rodal, M. J. N., M. R. V. Barbosa & W. W. Thomas. 2008. Do the seasonal forests in northeastern Brazil represent a single floristic unit? *Brazilian Journal of Biology* 68: 467-475.

Ruggiero, P. G. C., M. A. Batalha, V. R. Pivello & S. T. Meirelles. 2002. Soil-vegetation relationships in cerrado (Brazilian savanna) and semideciduous forest, Southeastern Brazil. *Plant Ecology* 160: 1-16.

Sáber, A. N. A. & L. C. Marigo. 2009. *Ecossistemas do Brasil*: 1-299. Metalivros, São Paulo.

Sano, S. M., S. P. Almeida & J. F. Ribeiro. 2008. *Cerrado: ecologia e flora:* 1-1279. EMBRAPA Informação Tecnológica: Planaltina, DF: EMBRAPA Cerrados, Brasília.

Sampaio, E. V. S. B. 1995. Overview of the Brazilian caatinga. *In:* Bullock, S. H., H. A. Mooney & E. Medina (eds.). Seasonally Dry Tropical Forests: 35-63. Cambridge University Press.

Seibert, P. 1998. *Guide de l'Amérique du Sud: paysages et végétation*: 1-271. Les Editions Eugen Ulmer, Paris.

Silva, J. M. C., M. Tabarelli, M. T. Fonseca & L. V. Lins. 2004. *Biodiversidade da caatinga: áreas e ações prioritárias para conservação:* 1-382. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, Recife: Universidade Federal de Pernambuco.

Singh, S. P. & C. M. Sharma. 2009. Tropical ecology: an overview. *Tropical Ecology* 50: 7-21.

Siqueira Filho, J. A. & E. M. C. Leme. 2007. *Fragments of the Atlantic Forest of Northeast Brazil: Biodiversity, Conservation and the Bromeliads : 1-415. Andrea Jakobsson Estúdio, Rio de Janeiro.*

Spichiger, R., B. Bise, C. Calenge & C. Chatelain 2010. Biogeography of the forests of the Paraguay-Parana Basin. *In:* Pennington, R.T. & J. A. Ratter (eds.). *Neotropical savannas and seasonally dry forests: plant diversity, biogeography and conservation*: 193–211. CRC Press Taylor & Francis Group, Boca Raton, London, New York.

Spichiger, R., C. Calenge & B. Bise 2004. Geographical zonation in the Neotropics of tree species characteristic of the Paraguay-Parana Basin. *Journal of Biogeography* 31: 1489-1501.

Spichiger, R., A. Chautems, R. Palese & L. Ramella. 1995. Origin, affinities and diversity hot spots of the Paraguayan dendrofloras. *Candollea* 50: 515-537.

Spichiger, R., L. Ramella, R. Palese & F. Mereles. 1991. Proposición de leyenda para la cartografía de las formaciones vegetales del Chaco paraguayo. Contribución al estudio de la flora y de la vegetación del Chaco. *Candollea* 46: 541-564.

Stehmann, J. R. S. 2009. *Plantas da Floresta Atlântica:* 1-505. Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Sterling, T. 1979. *L'Amazonie*: 1-183. Time-Life.

Tabarelli, M., L. P. Pinto, J. M. C. Silva, M. Hirota & L. Bede. 2005. Challenges and opportunities for Biodiversity conservation in the Brazilian Atlantic forest. *Conservation Biology* 19: 695-700.

Thomas, W. W. 2008. Diversity of Woody Plants in the Atlantic Coastal Forest of Southern Bahia, Brazil. *In:* Thomas, W. W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil*: 21-66. The New York Botanical Garden Press, New York.

Thomas, W. W. 2008. *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil*: 1-586. The New York Botanical Garden Press, New York.

Thomas, W. W. & M. R. V. Barbosa. 2008. Natural vegetation types in the Atlantic coastal forest of northerstern Brazil. *In:* Thomas, W. W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil:* 6-20. The New York Botanical Garden Press, New York.

Veloso, H. P. 1966. *Atlas Florestal Do Brasil:* 1-82. Ministerio da Agricultura, Serviço de Informação Agrícola, Rio de Janeiro.

Veríssimo, A., J. P. R. Capobianco & T. Gross. 2004. *Biodiversity in the Brazilian Amazon: assessment and priority actions for conservation, sustainable use and benefit sharing:* 1-535. Instituto Socioambiental.

WMO. 1996. *Climatological Normals (CLINO) for the Period 1961-1990*: 1-768. Secretariat of the World Meteorological Organization, Geneva Switzerland.

AMBIENTES NATURAIS DO BRASIL

1

2

PARÂMETROS ABIÓTICOS

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

THOMAS TSCHARNER

GUSTAVO PEREIRA DUDA

VICTOR PEREIRA DE OLIVEIRA

CLÁUDIO MOISÉS SANTOS E SILVA

LOUIS NUSBAUMER

ADEJARDO FRANCISCO DA SILVA FILHO

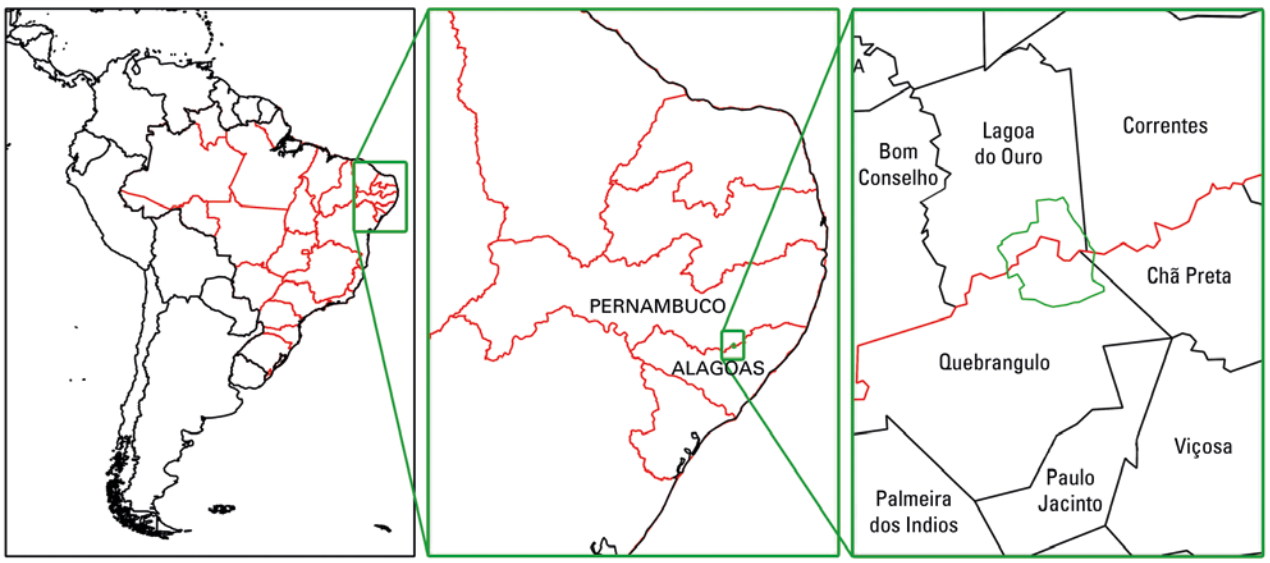
Tscharner, T., G. P. Duda, V. P. Oliveira, C. M. S. Silva, L. Nusbaumer & A. F. Silva Filho. 2015. Parâmetros abióticos da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 39-57.

Vista do afloramento Pedra Talhada na Reserva de Pedra Talhada.

SITUAÇÃO GEOGRÁFICA

A Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) está localizada na divisa entre os estados de Alagoas e Pernambuco, na Região Nordeste do Brasil, no interior do continente, a 90 km da costa (2.1). E uma das Unidades de consevação federais desses dois estados (para Alagoas, veja Oliveria et al., 2014). Compreende uma área com 4.469 ha (2.2), abrangendo parcelas dos municípios de Quebrangulo e de Chã Preta em Alagoas, e de Lagoa do Ouro em Pernambuco. As coordenadas são inseridas entre as longitudes oeste de 36°22' à 36°28' e entre as latitudes sul de 9°11' à 9°16'. O relevo apresenta-se acidentado, variando a altitude entre 459 m e 883 m (UFRPE 1991, 2.3).

A maior parte da área da Reserva, cerca de 60 %, está inserida no município de Quebrangulo. De acordo com o IBGE (2010), esse município de característica rural possui 320 km², altitude média em torno de 350 m e população com 11.480 habitantes (densidade demográfica de 36 hab/km²). A economia local tem como base a atividade agropecuária, principalmente com a criação extensiva de bovinos e de pequenos cultivos como o da batata-doce. Pertencente a mesorregião do Agreste Alagoano e a microrregião de Palmeira dos Índios, a sua história revela que os primeiros habitantes foram os Índios Xucurus, que estabeleceram aldeias ao redor de Palmeira dos Índios, e também os Cariris, provenientes de Pernambuco, que lá se estabeleceram



2.**1.** Localização da Reserva de Pedra Talhada no Brasil e delimitação das divisas dos três municípios sobre as quais ela se estende.

2.**2.** Vista aérea da Reserva de Pedra Talhada.

ao fugirem das terríveis secas do sertão, nos anos 1740. A cidade de Quebrangulo (2.4), que se chamava Vitória, foi criada oficialmente no ano 1928. Este nome seria devido a um chefe quilombola (Quilombo é o nome de uma comunidade negra, descendente de escravos).

2.**3.** Mapa das altitudes da Reserva de Pedra Talhada com indicação das localidades e das curvas de nível (UFRPE, 1991).

Na outra encosta da Reserva se encontra o município de Lagoa do Ouro (2.5), situado no estado de Pernambuco, contendo 39 % da Reserva de Pedra Talhada (IBGE, 2010). Lagoa do Ouro apresenta 199 km², altitude média de 650 m e população com 12.132 habitantes, além de uma economia também baseada na agropecuária. Este município faz parte da mesorregião do Agreste Pernambucano e a microrregião de Garanhuns, e foi criado somente em 1958, pois antes pertencia ao município de Correntes.

2.**4.** Cidade de Quebrangulo.

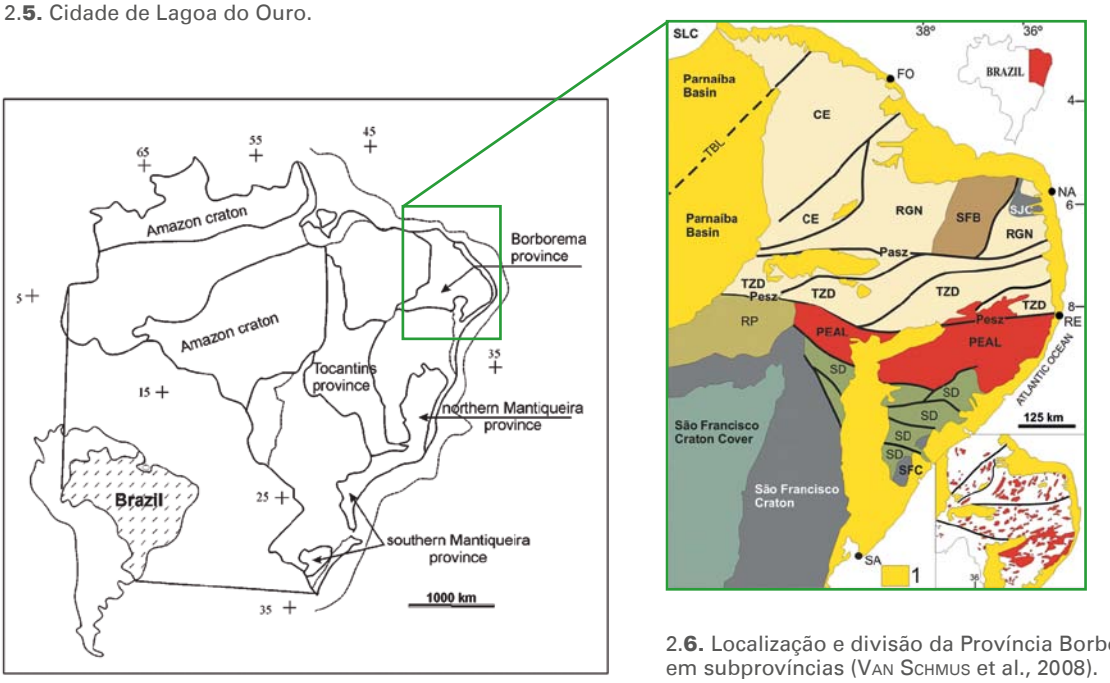
2.**5.** Cidade de Lagoa do Ouro.

GEOLOGIA

Em termos geológicos, a Reserva de Pedra Talhada faz parte da Província Borborema. Esta província é circundada pelo cráton (região geologicamente estável) Oeste Africano–São Luis no norte, pela bacia do Parnaíba a oeste e pelo cráton São Francisco-Congo no sul. A Província Borborema e os crátons que a circundam se localizam na parte da margem oeste do super-continente Gondwana, e foi criada durante a quebra do super-continente Atlântica entre o final da era Mesoproterozóica e o início da Neoproterozóica (Rogers et al., 1996), 1 bilhão de anos (1 Ga) atrás (veja 2.6; Van Schmus et al., 2008). Grandes ciclos tectonotérmais moldaram as rochas desta província: o ciclo Jequié (2.8-2.5 Ga), o ciclo Transamazônico (2.2-1.8 Ga), o evento Cariris Velhos (1.1-0.95 Ga) e a orogênese Brasiliana (0.65-0.55 Ga).

Duas áreas de ruptura crustal no sentido leste-oeste dividem a Província Borborema em 3 subprovíncias que se diferenciam entre si em termos:

A) litológicos
B) de gradiente metamórfico
C) estrutural: Norte, Sul e a Zona Tranversal entre as duas áreas de ruptura (Van Schmus et al., 2008).



2.**6.** Localização e divisão da Província Borborema em subprovíncias (Van Schmus et al., 2008).

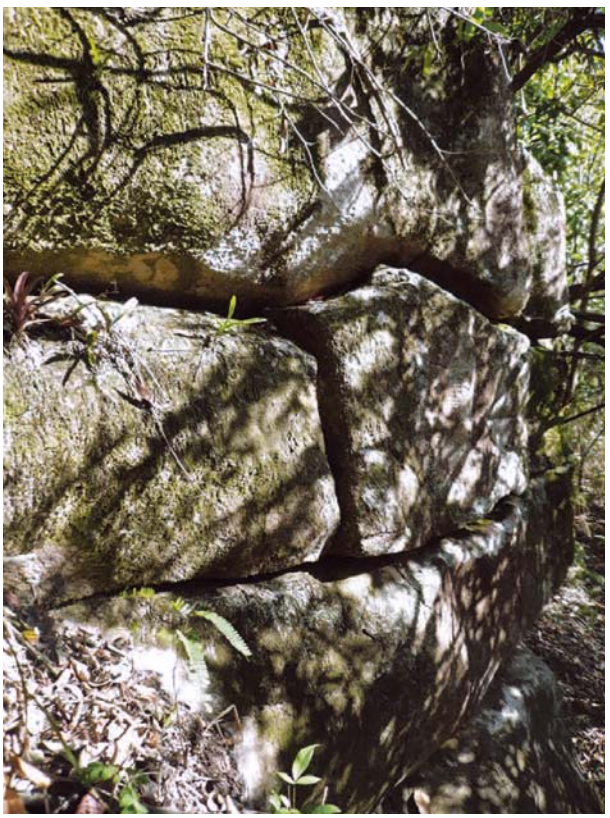
Ao longo dos limites entre as subprovíncias, marcados por zonas de cisalhamento, e ao longo de inúmeras zonas de cisalhamento menores, ocorreu ascenção de magma, gerando rochas graníticas com características geoquímicas e isotópicas distintas. A subprovíncia Sul é formada pelos Domínios Pernambuco-Alagoas e Sergipano (seções de crosta terrestre com história geológica diferente daquelas da vizinhança). A Reserva de Pedra Talhada se localiza no Domínio Pernambuco-Alagoas (DPA) (Silva Filho et al., 2014). As rochas do DPA, mesmo as mais antigas, foram modificadas por processos de metamorfismo e/ou magmatismo durante o evento Cariris Velhos, e durante a orogênese Brasiliana (De Brito Neves et al., 1990).

Na Reserva se encontram principalmente granitos leucocráticos (sienogranitos, 2.7., 2.8., 2.9., 2.10.), ou seja, rochas magmáticas ricas em minerais claros (quartz, feldspato, muscovita e biotita, 2.7). Em menor quantidade, também ocorrem rochas metamórficas como gnaisses e quartzitos. A fronteira entre rochas magmáticas ou ígneas e rochas metamórficas, nem sempre é bem definida, pois somente uma parte dos minerais se fundem durante o processo de metamorfismo. Designamos por migmatitos, rochas híbridas, resultantes da mistura entre rocha ígnea e rocha metamórfica (em escala mesoscópica).

Segundo a legenda explicativa do mapa geológico do estado de Alagoas (DNPM, 1986), a variedade de migmatitos do Domínio Pernambuco-Alagoas (DPA) corresponde a migmatitos apresentando um aspecto heterogêneo, com mobilizados graníticos envolvendo fragmentos arredondados ou angulosos, com contatos bem definidos ou gradativos, de rochas metamórficas mais antigas (gnaisses ou quartzitos).

2.**7.** Aspecto de rocha granítica mais comum (típica) que ocorre na área da Reserva, cujos minerais principais são quartzo (brilho vítreo), feldspato alcalino (cor rosa), plagiocásio (cor escura) e mica (cor escura e hábito placoso).

2.**8.** Estágio inicial de alteração de granito, caracterizado por zona de cor marrom-alaranjada, na parte externa de uma amostra-de-mão.



2.**9.** Estágio inicial de alteração observado num maciço granítico. Esta alteração está sendo imposta por intemperismo químico (alteração dos minerais), e intemperismo físico. Este último é caracterizado pelo fraturamento do maciço, segundo fraturas que fazem ângulo reto entre si.

2.**10.** Padrão de erosão segundo caneluras, causado pela ação de água superficial sobre a superfície do maciço granítico, e condicionada pela estrutura interna do mesmo.

GEOMORFOLOGIA

A geomorfologia da Reserva de Pedra Talhada é o resultado dos fenômenos climáticos e da rocha local. Os agentes climáticos escavam a rocha nos pontos de fraqueza e criam modelos de interflúvios. Estes se caracterizam pela sua convexidade de topos.

Chamados de "mares de colinas ou mares de morros", "relevos multiconvexos" ou "meia laranjas" eles apresentam dimensões hectométricas a quilométricas no meio da floresta tropical úmida como a Reserva (2.11). Quanto mais o clima é seco, mais as colinas se tornam amplas (Beaudet et al., 1994).

Estes modelados podem ser descritos em forma de quatro níveis na Reserva de Pedra Talhada.

2.**11.** Vista da massa rochosa en forma de "meia laranja" da Reserva de Pedra Talhada.

Linhas de costura na rocha no topo da Reserva de Pedra Talhada

Fratura suturada por veio de quartzo, com cerca de 1 cm de largura. Fraturas são estruturas que se desenvolvem em maciços rochosos, como resposta a um esforço tectônico e se desenvolvem durante o último estágio de uma orogênese. Estas fraturas foram desenvolvidas e suturadas durante o último estágio da orogênese Brasiliana, que ocorreu a cerca de 0,55 Ga atrás.

▶ Linhas de costura na rocha na Serra dos Bois, no topo da Reserva de Pedra Talhada.

Erosão da rocha no topo da Reserva de Pedra Talhada

As feições erosionais são controladas pela estrutura interna de um maciço rochoso, ou por estruturas originadas por um evento tectônico. Esta fotografia apresenta feições originadas a partir de um sistema de fraturas que se desenvolveu durante a orogênese Brasiliana. O sistema de fraturas faz 60 e 120 graus entre si, e divide o maciço rochoso em blocos com forma losangular. O processo erosional atacou mais intensamente o maciço ao longo dos planos de fraturas, gerando a parte mais baixa observada na foto, enquanto que as áreas localizadas entre as fraturas correspondem às partes mais altas na fotografia.

Erosão de um sistema de fraturas.

As cumeeiras achatadas

As cumeeiras achatadas são o topo deste relevo multiconvexo. São os lugares onde os solos evoluiram, com uma importante cobertura de alteração (2.12).

2.**12.** Floresta de planalto nas cumeeiras achatadas da Reserva de Pedra Talhada na localidade Três Lagoas.

Encostas variáveis

As encostas são escavadas pelos escoamentos da água até a bacia hidrográfica. Este movimento da água proporciona a ruptura dos agregados do solo pouco a pouco, acarretando o surgimento do salpicamento e arraste das partículas dispersas, levando-o embora através do fenômeno da erosão hídrica. É por isso que os solos possuem pouca espessura ou são inexistentes. Às vezes, este fenômeno provoca superficies de erosão paralelas ao escoamento e pode cortar consideravelmente a rocha. No caso da Reserva de Pedra Talhada este fenômeno deu orígem ao nome: a rocha orientada no sul, e profundamente cavada (talhada) por canais verticais (localidade Pedra Talhada, 2.13).

2.**13.** O paredão rochoso mostra profundos cortes em forma de canais que deram orígem ao nome Pedra Talhada.

Vales en forma de "V"

A água de escoamento assim como a água das nascentes cavam o seu percurso na camada de alteração até atingir a rocha. A contínua erosão das vertentes mantém a forma em "V" dos vales cavando sempre mais fundo (2.14).

2.**14.** Vale em forma de "V" profundamente cavado pelo rio Caçamba na localidade Gabiru na Reserva de Pedra Talhada.

Vales à fundo plano

Os vales à fundo plano se formam por acumulação de aluviões, quando a água diminui a sua velocidade por causa de um obstáculo no leito. Assim, um desmoronamento criará um obstáculo que vai frear o curso d'água. Este vai depositar os materiais em suspensão, diminuir a velocidade e ampliar o leito até retomar a descida (2.15).

2.**15.** Vale à fundo plano do rio Carangueja na localidade do Timbó na Reserva de Pedra Talhada.

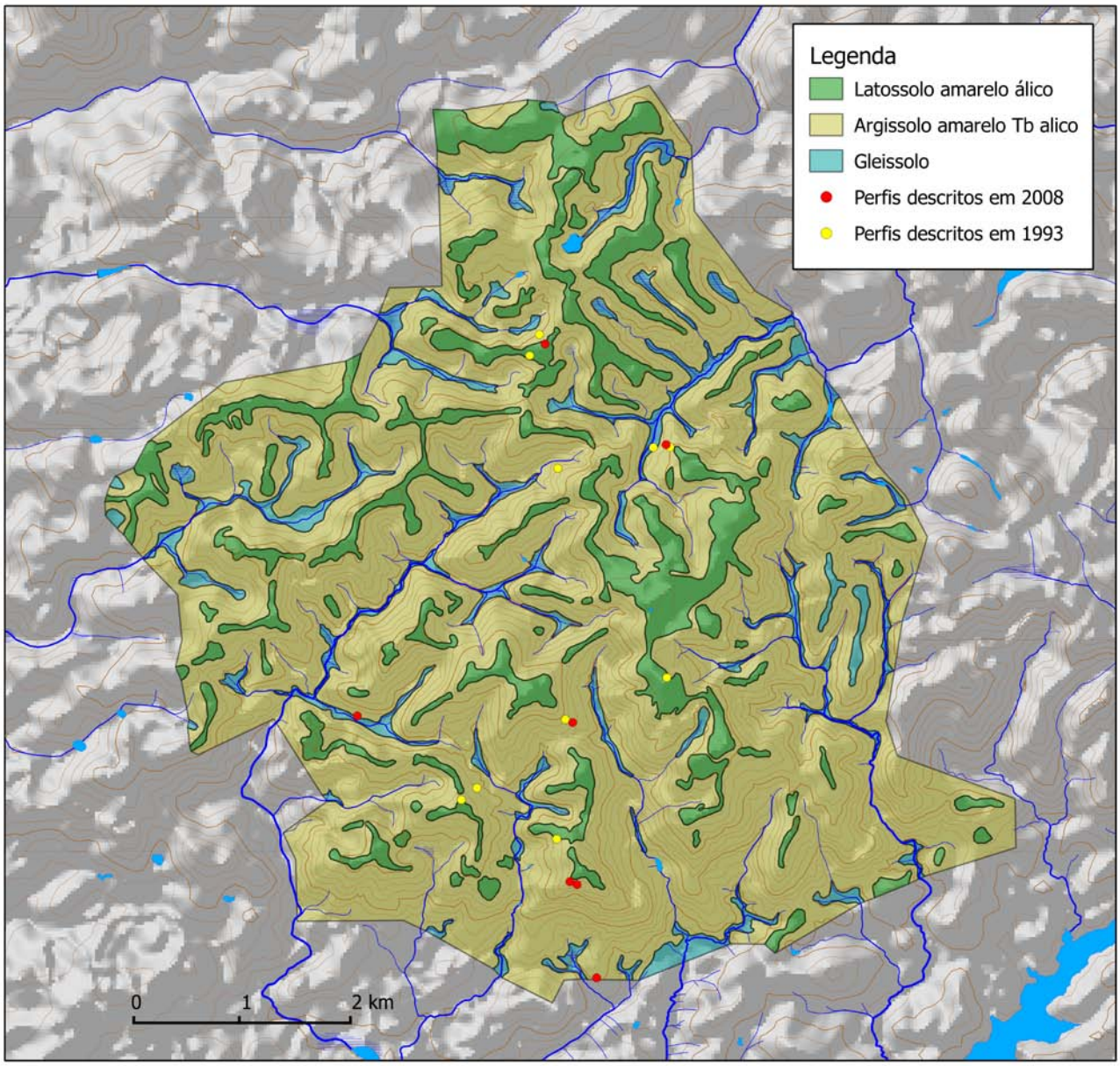
PEDOLOGIA

O solo representa a camada superficial, móvel, da crosta terrestre, resultando da transformação da rocha-mãe enriquecido pelas substâncias orgânicas. Ele é simultaneamente o suporte e o produto vivo. O solo é uma interface entre biosfera e litosfera. Se diferencia o "solo" da "crosta terrestre" pela presença significativa de vida. O solo depende ao mesmo tempo da rocha, do clima, da geomorfologia, dos agentes biológicos e do tempo.

O clima, marcado por uma estação de chuvas, temperaturas elevadas e constantes ao longo do ano, vai atacar a rocha-mãe, o granito, pelo fenômeno da intemperização. Os minerais constituindo a rocha-mãe estarão se alterando, sendo dissolvidos na água formando ions, ou seja, elementos químicos, dentre eles os classificados como essenciais à nutrição de plantas. Os ions mais solúveis Cálcio (Ca), Magnésio (Mg), Potássio (K), Sódio (Na) e Silício (Si) poderão ser lixiviados, levados pela água. Outros irão diretamente se reconstituir entre si para formar novos minerais (neoformados ou minerais secundários), como por exemplo hidróxidos de ferro (limonita, goethita) e de alumínio (bauxita) como também argilas (caolinita). Este processo é chamado de ferralitização ou laterização (Ker, 1997). Com a presença de vegetação, uma camada se formará na superfície, aumentando a atividade biológica e permitindo a mistura entre a matéria orgânica e os minerais neoformados. Estas misturas, chamadas argilo-húmicose organo-metalicos, permitem a adsorção dos íons solúveis (Ca, Mg, K e Na) tornando-os disponíveis às plantas. A partir do momento que tem mais nutrientes, a vegetação da superficie se desenvolve, fornecendo novos nutrientes pela sua decomposição. A posição do relêvo (ou geomorfologia) vai ter uma influência sob o tipo de solo encontrado na Reserva.

Em 1993, o prof. Mateus Rosas Ribeiro da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE, 1993) realizou a cartografia da Reserva. Dez perfís de solo foram descritos, totalizando 66 horizontes coletados para análises completas. Vinte trincheiras foram escavadas para observação de cores, textura, profundidade efetiva do solo e outras características observáveis. Três tipos diferentes de solos foram descritos e georeferenciados (2.16) baseando-se na nomenclatura usada pela Sociedade Brasileira das Ciência do Solo e do Centro Nacional de Pesquisa do Solo, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA, 2006). De acordo com o mapa pedológico da UFRPE (1993) os Gleissolos ocupam 7% da superfície da Reserva, os Latossolos 12% e os Argissolos 80%.

Em 2008, o geólogo Jonathan Dumani da Associação Nordesta realizou uma pesquisa pedológica na Reserva de Pedra Talhada. 13 perfis foram abertos e analisados macroscopicamente *in situ* e 8 microscopicamente em laboratório. Deste 8 perfis analisados tem três solos de floresta de planalto primária, dois solos com culturas, um solo hidromórfico de fundo de vale e dois solos pouco evoluidos (Dumani, 2008).



2.**16.** Mapa dos solos de Pedra Talhada (UFRPE, 1993) retocado pelos autores.

Os solos encontrados na Reserva são apresentados em seguida com a denominação da EMBRAPA (2006) assim como a denominação World Reference Base for Soil Resources (IUSS Working Group WBR 2006) da FAO.

Latossolo Amarelo álico (EMBRAPA) ou Yellow Ferralsol (WBR)

Os Latossolos são o resultado dos processos de ferralização acima descritas. A cor destes solos é devido a presença de óxidos de ferro, amarelo para a goetita e vermelho para a hematita.

O adjetivo "álico" indica a presença de alumínio. O tempo necessário para ocorrência destes processos de um solo ferralítico é da ordem de um milhão de anos. Por causa do longo período da alteração, são solos muito profundos com dezenas de metros, como provavelmente é o caso do perfil aberto próximo ao município de Lagoa de Ouro e tendo como base trabalhos realizados em áreas similares, tais como a Serra de Baturité (de Freitas & Silva, 2011; Mota et al., 2012). Oriundos de granito, são solos ácidos (pH entre 4 e 5). Estes solos são presentes nas planícies dos topos e em parte nos declives dos vales (2.17). São solos bem drenados, constituídos de diferentes camadas entre as quais as transições são progressivas. São representados esquematicamente por :

- Uma camada de detritos vegetais pouco decompostos (2-4 cm de espessura),
- Uma camada marrom-escura de textura argilosa, granulometria grossa e muito friável, rica em matéria orgânica (da superficie até 50 cm de profundidade),
- Uma camada de laterita de cor marrom-amarelada (a partir de 50 cm de profundidade).

Os latossolos amarelos são muito pobres pois os pontos de retenção dos nutrientes são pouco numerosos no complexo argilo-húmico e geralmente pouco saturados. Todavia, a reciclagem dos nutrientes permite o desenvolvimento de uma floresta relativamente alta sobre estes solos.

2.**17.** Latossolo amarelo nos topos da localidade Cavaleiro (fossa pedológica PSPD013).

Argissolo amarelo Tb álico (EMBRAPA) ou Yellow Acrisol (WBR)

Nas vertentes mais inclinadas, a água do escoamento pode transportar as partículas de argila. O transporte da argila provoca a migração dos hidróxidos de ferro, de alumínio e da matéria orgânica que não pertencem ao complexo argilo-húmico. Este processo é denominado de podzolização (Lucas et al., 1996). Pode-se encontrar Argissolos amarelos nas vertentes mais inclinadas dos vales, assim como em áreas cultivadas da Reserva (2.18). A primeira vista estes solos se parecem com solos ferralíticos amarelos. Eles se distinguem pelas seguintes características:

- A camada marrom-escura de textura argilosa (da superficie até 50 cm de profundidade) tem uma granulometria muito mais fraca que os solos ferralíticos amarelos, consequência do complexo argilo-húmico menos desenvolvido.
- A camada de laterita de cor marrom-amarelo (à partir de 50 cm de profundidade) é mais rica em argilos e mais dura.

Gleissolo Tb húmico-álico (EMBRAPA) ou Gleysols (WBR)

No fundo dos vales, o lençol freático (parte saturada de água) está perto do solo e sobe a superficie durante uma parte do ano (2.19). Estas condições de hidromorfia (saturação regularmente por água) em condições de fraca drenagem se transformam em "gleys" ou reductisols que apresentam as seguintas propriedades :

- Uma camada cinzenta muito escura com granulometria média, muito porosa (da superficie à 30 cm de profundidade) com matéria orgânica mal decomposta.
- Uma camada argiloso cinzento-marrom-claro muito pobre em matéria orgânica (a partir de 30 cm de profundiade) com manchas de ferrugem (oxidação de ferro) no entorno das raízes antigas.
- Uma camada onde o lençol freático é permanente com manchas de azul-cinzento à verde, que corresponde ao ferro no seu estado reduzido.
  Esta camada se estende a partir do nível permanente da camada até vários metros em função do enchimento quaternário.

São solos muito úmidos na totalidade da sua espessura que exalam um forte cheiro de enxofre. A sua fertilidade é fraca por causa da hidromorfía que atrapalha o bom funcionamento da atividade microbiana.

2.**18.** Argissolo amarelo da localidade Cassaco (fossa pedológica PSPD002).

2.**19.** Gleissolo da localidade Timbó (fossa pedológica PSPD011).

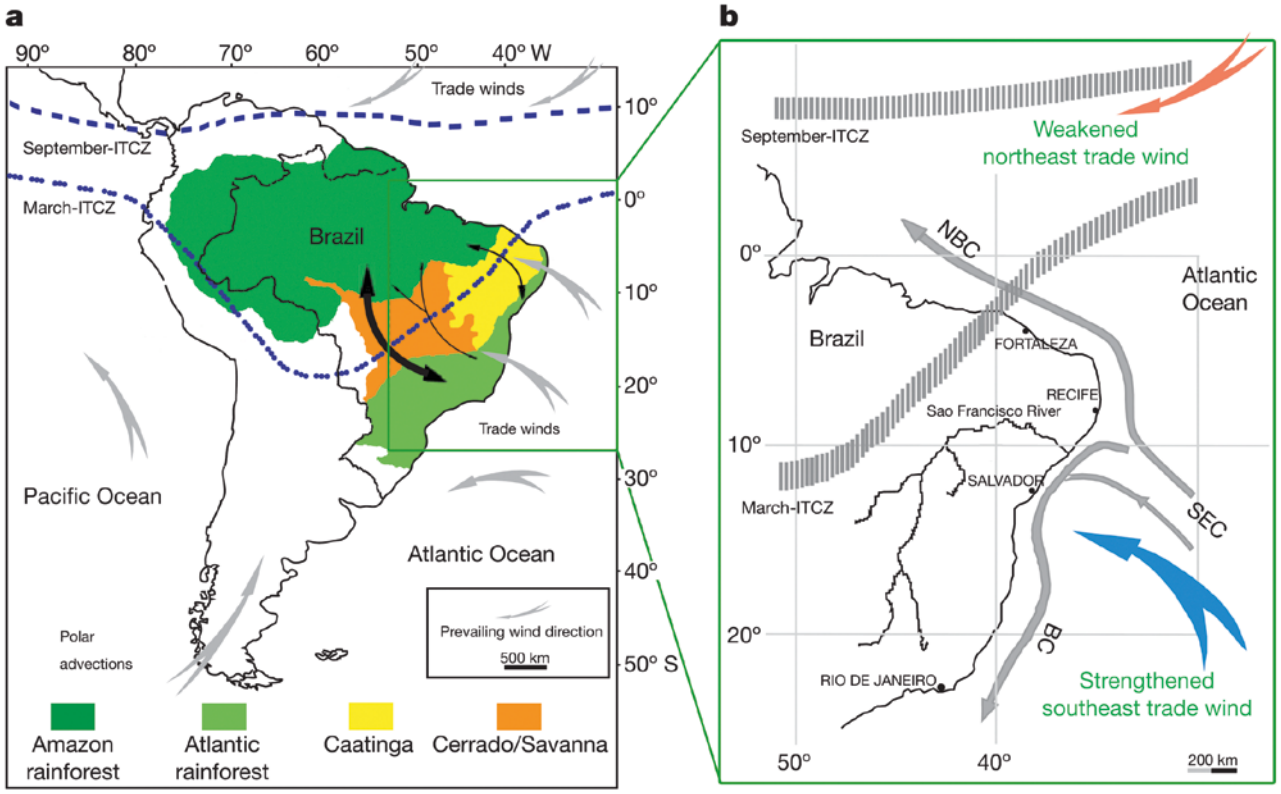
CLIMA

Noventa porcento do território brasileiro está situado na zona tropical. No Norte, a proximidade da linha do Equador provoca temperaturas elevadas (25 °C média anual) com pouca variação sazonal. A maior parte do país tem precipitações moderadas (1.000 mm à 1.500 mm/ano) principalmente concentradas nos meses do verão (dezembro à abril). A região amazônica é muito úmida, com precipitações anuais entre 2.000 mm e 3.000 mm.

O semiárido do Nordeste é a área mais seca e também a mais quente do país, estende-se sobre a maior parte da região do Nordeste – exceto a zona litorânea no leste – é uma área com pluviometria muito irregular de 400 mm/ano e 800 mm/ano (Leprun et al., 1995). Isto gera sérios problemas para a população que depende da água das chuvas para sobreviver. As secas no Nordeste são influenciadas pela variabilidade interanual, geralmente associadas ao fenômeno climático de escala global El Niño-Oscilação Sul (ENOS) conforme descrito por Moura and Shukla (1981). Paradoxalmente, o semiárido do Nordeste do Brasil é a região com clima semiárido em que mais se observa precipitação pluvial no mundo. Na verdade não é a falta de chuvas o problema do semiárido, mas sim a irregularidade delas.

Frequentemente o Nordeste do Brasil é afetado por eventos extremos de precipitação (Oliveira et al., 2014) e são vários os sistemas meteorológicos que provocam chuvas na região. A migração para o Sul da Zona de Convergência Intertropical (ZCIT) (Souza e Cavalcanti, 2009) entre dezembro e abril trás chuvas na parte norte e central do Nordeste (2.20). A precipitação pluvial na parte sul do Nordeste é influenciada pela penetração de frentes frias (Kousky, 1979), oriundas de latitudes médias e extratropicais, além de sofrer com a atuação da Zona de Convergência do Atlântico Sul (ZCAS) (Carvalho et al., 2004). A parte leste do Nordeste é influenciada principalmente por sistemas convectivos de mesoescala, sendo as Linhas de Instabilidade (LI) (Alcântara et al., 2011) e os Distúrbios Ondulatórios de Leste (DOL) (Torres & Ferreira, 2011) os dois tipos mais presentes. Além desses sistemas, os meses de verão são afetados pela formação de Vórtices Ciclônicos de Altos Níveis (VCAN) (Coutinho et al., 2010), que atuam em diferentes áreas do Nordeste, podendo permanecer semi estacionários por dias a semanas.

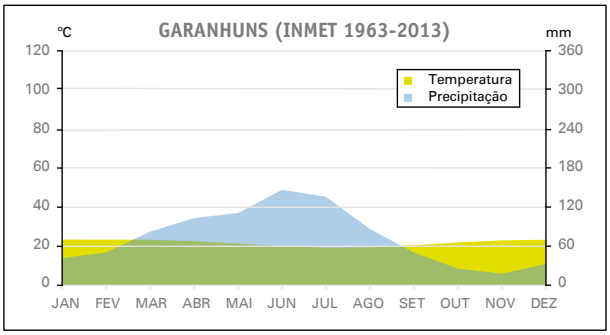
A Reserva de Pedra Talhada está situada sob influência da atuação de diferentes sistemas meteorológicos. Por situar-se na parte leste do Nordeste sofre influência direta da atuação de DOL, VCAN e eventualmente de frentes frias provenientes do sul. A estação pluviométrica mais perto se encontra em Quebrangulo (rede SUDENE) e indica um acumulado anual médio de 1.628 mm (considerando-se dados disponíveis de 1912 a 1990). Os meses com

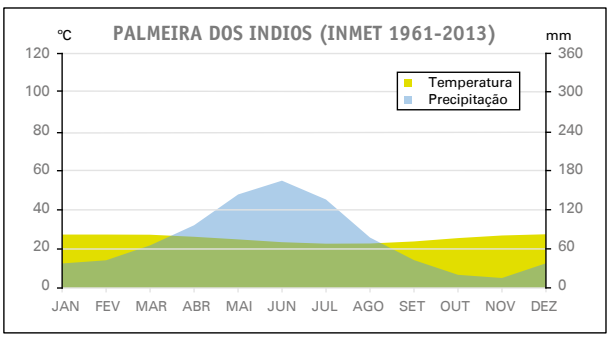


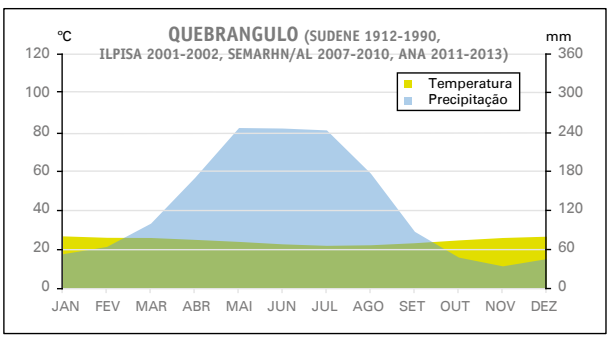
2.**20.** Clima do Nordeste do Brasil (Wang et al., 2004).

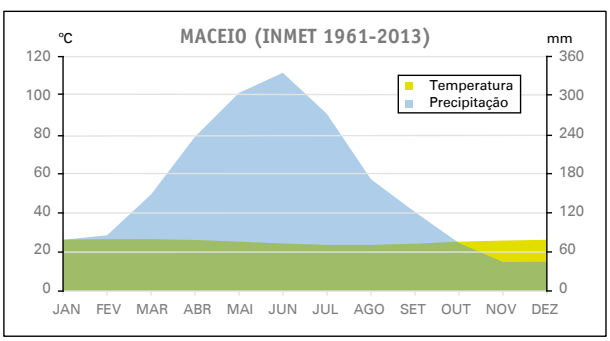
maiores precipitações são maio-junho e julho com mais de 250 mm/mês (2.21). As chuvas nesse período são consistentes com a influência de sistemas de mesoescala, principalmente DOL, conforme mostrado em estudos anteriores (p.e., Santos e Silva et al., 2014). A estação mais seca se estende de outubro a fevereiro com menos de 50 mm/mês. Comparando a pluviometria de Quebrangulo com as estações vizinhas (Garanhuns e Palmeira dos Índios) nota-se que Quebrangulo recebe muito mais chuvas. As montanhas Serra das Guaribas, em cima da qual se estende a Reserva de Pedra Talhada, são responsáveis desta pluviometria mais importante. Quando uma massa de ar úmida passa pela região, ela é forçada topograficamente à convecção. Isso faz com que o ar ao subir e se expandir sofra resfriamento e a água condense; dessa forma, parte da água precipita sobre essa região montanhosa e não chega às regiões vizinhas.

Palmeira dos Índios está situado na planície e não se beneficia deste efeito de relevo. Garanhuns está situado sob o planalto atrás da montanha, e recebe as massas de ar que já se esvaziaram sobre a barreira da Serra das Guaribas. Os diagramas ombrotérmicos são diagramas climáticos através dos quais a relação da pluviometria com a temperatura mensal é apresentada de maneira direta. Quando a curva da temperatura se situa acima da curva pluviométrica, temos um déficit hídrico, ou seja, um mês seco. Caso contrário, temos um mês úmido. Isto aparece claramente nos dois diagramas ombrotérmicos de Quebrangulo e Palmeira dos Índios (2.21). Se nota que Palmeira dos Índios apresenta 7 meses de seca (setembro à março) enquanto Quebrangulo 5 (outubro a fevereiro). Considerando a localização geográfica e a altitude da Reserva de Pedra Talhada as precipitações anuais que caem na própria Reserva devem atingir valores maiores devido a evapotranspiração oriunda da mata que a cobre.









2.**21.** Diagrama ombrotérmico das localidades de Garanhuns, Palmeira dos Índios, Quebrangulo e Maceió para o período de 1912-2013 (SUDENE 1912-1990, ILPISA 2001-2002, SEMARHN/AL 2007-2010, ANA 2011-2013, INMET 1961-2013) (ANA 2009).

HIDROLOGIA

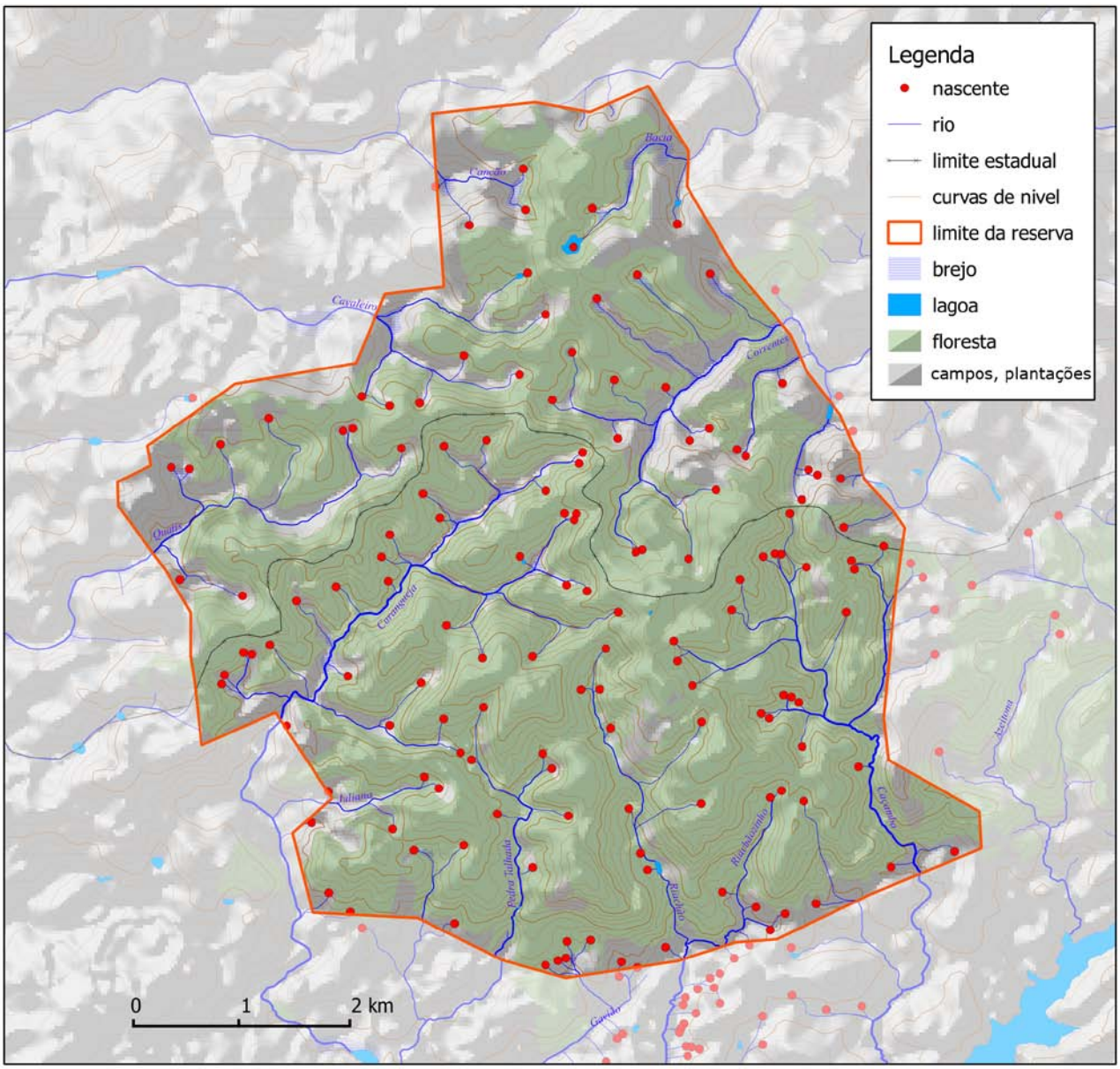
A posição geográfica da Reserva de Pedra Talhada em cima da cadeia da Serra das Guaribas ocupa uma importância estratégica e desempenha uma função de caixa de água regional. O relevo cria uma pluviometria mais importante naquele local. A mata favorece a infiltração da água no solo, diminuindo os riscos de inundações e restituindo a água através das nascentes.

A Reserva se situa no meio das bacias dos rios Mundaú ("grande lago" em língua Tupi) e Paraíba do Meio ("mar ruim" em língua Tupi). Seis dos sete rios maiores e mais de 80 % da superficie da Reserva se situa na bacia do rio Paraíba do Meio. Este rio nasce em Bom Conselho, no estado de Pernambuco e deságua na Lagoa de Manguaba no estado de Alagoas após um percurso de 122 km (2.22). O rio Correntes é o único rio de Pedra Talhada que deságua no rio Mundaú. Este nasce no município de Garanhuns no estado de Pernambuco e deságua na Lagoa Mundaú após um percurso de 144 km (Pedrosa & De Souza, 2009).

Em 1991, 82 nascentes foram referenciadas na Reserva (Perfetta, 1990). Em 2011, 162 nascentes perenas foram georeferenciados (2.23) no interior e no entorno da Reserva (Tscharner et al., 2012).

2.**22.** Bacias hidrológicas dos rios Mundaú e Paraíba do Meio (adaptadas da Pedrosa et al., 2009).

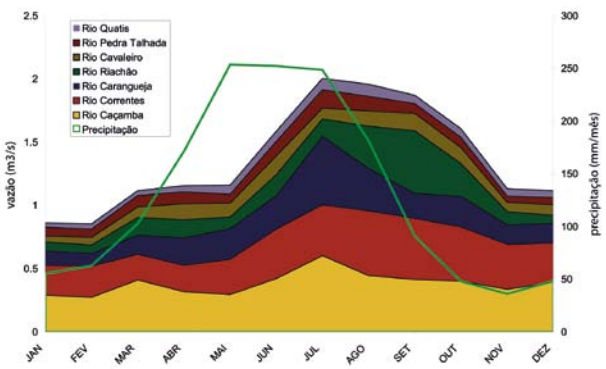
Estas nascentes perenes permitiram as atividades de agricultura nos vales da floresta antes da criação da Reserva (1989). Bananeiras foram plantadas nas encostas e nos vales em "V". Nos vales planos se cultivava feijão, mandioca, milho, irrigados por gravidade pelos canais cavados nas encostas.



2.**23.** Mapa das nascentes perenas da Reserva de Pedra Talhada (Tscharner et al., 2012).

A vazão dos sete principais riachos foi medida mensalmente de 1991 à 2012 nos pontos de saida da Reserva (Tscharner & Thomet, 2012). A vazão mínima é de 1 m³/s em janeiro e fevereiro. A vazão máxima é de 2 m³/s em julho (2.24). Contando um consumo de 275 l de água por pessoa e por dia (uso doméstico e industrial, média brasileira, IWMI, 1998) a Reserva poderia teoricamente fornecer água a 300.000 habitantes durante a estiagem e a 600.000 habitantes durante o período chuvoso. Sobrepondo a pluviometria às medidas mensais das vazões, constata-se um atraso de dois meses entre a pluviometria máxima (maio à julho) e a vazão máxima (julho a setembro). Este atraso se explica pelo efeito de retenção de água do solo. No inicio da estação chuvosa o solo está totalmente seco. As primeiras chuvas ainda não aumentam muito os fluxos dos riachos. A água é absorvida pelo solo. A medida que a chuva avança, o solo fica mais e mais encharcado de água e os escorreamentos superficiais aumentam, enchendo os leitos dos rios. Nos meses de agosto e setembro, chove menos mas o solo se encontra encharcado de água. Em consequência, a chuva não consegue mais se infiltrar e toda a precipitação se dirige diretamente nos cursos d'água. Neste período as medidas de vazão são as mais importantes.

Estas vazões têm uma enorme importância para o abastecimento hídrico regional (2.25). Dois reservatórios grandes (Dois Braços e Carangueja) com uma capacidade total de 9.711.000 m³ e mais de 100 km de mangueiras alimentam Palmeira dos Índios, Estrela de Alagoas, Minador de Negrão, totalizando mais de 100.000 habitantes (Almeida et al., 2008). Reservatórios menores (Juliana, Igapó, Campo Alegre e Cova Triste) abastecem Quebrangulo, Lagoa do Ouro e Correntes com água da Reserva.



2.**24.** Fluxo (vazão) cumulado dos riachos da Reserva de Pedra Talhada medidas de 1991-2012 (Tscharner & Thomet, 2012) comparados a pluviometria média mensal de Quebrangulo (SUDENE, 1990).

2.**25.** Gráfico de abastecimento regional de água proveniente da Reserva de Pedra Talhada (segundo Almeida et al., 2008).

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Morgane Ammann e Lorena Paupert pela revisão do texto. Jonathan Dumani pelos estudos geológicos, Patrick Thomet e Jean Perfetta pela participação aos estudos hidrológicos e pela participação fotográfica. Prof. Mateus Rosas Ribeiro pelo levantamento e classificação dos solos da Reserva. Como exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Além dos autores deste capítulo as seguintas pessoas forneceram fotos usadas na ilustração do capítulo: Anita Studer, Luis Batista de Freitas, Laurent Godé, Christian Willig, Kevin Clark e Valentin Strahm. Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. À Associação Nordesta Reflorestamento e Educação por financiar as viagens à Reserva de Pedra Talhada de alguns autores.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Thomas Tscharner, Nordesta Reflorestamento e Educação, 19, rue de Chantepoulet, 1201 Genève, Suiça
thomastscharner@yahoo.com

Gustavo Pereira Duda, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, Avenida Bom Pastor, s/n, Boa Vista, CEP: 55292-270 – Garanhuns, Pernambuco, Brasil
gpduda@gmail.com

Victor Pereira de Oliveira, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, Avenida Bom Pastor, s/n, Boa Vista, CEP: 55292-270 – Garanhuns, Pernambuco, Brasil
victor@uag.ufrpe.br

Cláudio Moisés Santos e Silva, Federal University of Rio Grande do Norte (UFRN), Department of Theoretical and Experimental Physics (DFTE), Program Post-graduate in Climate Sciences (PPGCC), Natal, Brazil
claudio@dfte.ufrn.br

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Adejardo Francisco da Silva Filho, Departamento de Geologia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil
afsf@ufpe.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alcântara, C. R., M. A. F. Silva Dias, E. P. Souza & J. C. P. Cohen. 2011. Verification of the role of the low level jets in Amazon squall lines. *Atmospheric Research* 100: 36-44.

ANA (Agência Nacional Das Águas). 2009. *Inventário das estações pluviométricas 2 ed.*: 1-322. Agência Nacional das Águas, Brasília.

Beaudet, G. & R. Coque. 1994. Reliefs et modelés des régions tropicales humides: mythes, faits et hypothèses. *Annales de Géographie* 577: 227-254.

Carvalho, L. M. V., C. Jones & B. Liebmann. 2004. The South Atlantic Convergence Zone: Intensity, Form, Persistence, and Relationships with Intraseasonal to Interannual Activity and Extreme Rainfall. *Journal of Climate* 17: 88-108.

Coutinho, M. D. L., M. A. Gan & V. B. Rao. 2010. Método objetivo de identificação dos vórtices ciclônicos de altos níveis na região tropical sul: validação. *Revista Brasileira de Meteorologia* 25: 307-319.

De Almeida J. C., L. L. De Azeredo Viviera, T.T. De Barros, V. C. Da Costa & V. De Albuquerque Pedrosa. 2008. Vulnerabilidade ambiental à eutrofização: Re-servatório Carangueja. *In: IX Simpósio de Recursos Hídricos do Nordeste*: 1-16.

De Brito Neves, B. B., M. Da Costa Campos Neto & R. A. Fuck. 1999. From Rodinia to Western Gondwana: An approach to the Brasiliano-Pan African Cycle and orogenic collage. *Episodes* 22(3): 155-166.

De Freitas Filho, M. R. & E. V. Da Silva. 2011. Análise evolutiva da paisagem como subsídio para elaboração do zoneamento ambiental do município de Guaramiranga-CE. *In: Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto* (SBSR) 15: 6734-6741.

DNPM. 1986. *Mapa geológico do estado de Alagoas: texto explicativo.* Numéro 2 de Série Mapas e cartas de síntese: Secção Geologia: 1-90. Departamento Nacional da Produção Mineral (DNPM). Brasil.

Dumani, J. 2008. *Étude de la géologie et des sols, Réserve de Pedra Talhada, Etat d'Alagoas – Brésil*: 1-61. Rapport interne Nordesta.

EMBRAPA (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária). 2006. *Sistema Brasileiro de Classificação de Solos:* 1-286. Centro Nacional de Pesquisa de Solos, Rio de Janeiro.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, cidades: informações sobre municípios brasileiros, censo demográfico de 2010. http://www.cidades.ibge.gov.br/xtras/home.php, capturado em 07.03.2014.

IUSS (International Union of Soil Sciences) Working Group WRB. 2006. World reference base for soil resources 2006. FAO, Rome. *World Soil Resources Reports* 103: 1-145.

IWMI (International Water Management Institute). 1998. World water demand and supply, 1990 to 2025: Scenarios and issues. IWMI, Colom-bo, Sri Lanka. *IWMI Research Report* 19: 1-40.

Ker, J. C. 1997. Latossolos do Brasil: uma revisão. *Geonomos* 5(1): 17-40.

Kousky, V. E. 1979. Frontal Influences on Northeast Brazil. *Monthly Weather Review* 107: 1140-1153.

Leprun, J.-C., M. Molinier, E. Cadier, G. Fotius, O. Galindo, F. de Souza Ramos & H. Ramos de Souza. 1995. Les sécheresses de la région Nordeste

du Brésil et leurs conséquences. *Sécheresse* 6: 23-33.

Lucas, Y., D. Nahon, S. Cornu & F. Eyrolle. 1996. Genèse et fonctionnement des sols en milieu équatorial. Comptes rendus de l'Académie des sciences. Série 2. *Sciences de la terre et des planètes* 322(1): 1-16.

Mascarenhas, J. de C., B. A. Beltrão & L. C. de Souza Junior. 2005. *Projeto cadastrado defontes de abastecimento por água subterrânea – Estado de Alagoas, diagnóstico do município de Quebrangulo*: 1-21. Ministério de minas e energia, Recife.

Mota, F. O. B., R. L. L. Ness, J. C. A. Mota, C. A. Clemente & S. Cavalcante Sousa. 2012. Physical quality of an oxisol under different uses. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 36(6): 1828-1835.

Moura, A. D. & J. Shukla. 1981. On the dynamics of droughts in northeast Brazil: observations, theory and numerical experiments with a general circulation model. *Journal of the Atmospheric Sciences* 38: 3653-2675.

Oliveira, A. N. S., C. M. F. de Amorim & R. P. De Lyra Lemos. 2014. *As riquezas das áreas protegidas no território alagoano*: 1-328. Instituto do Meio Ambiente do Estado de Alagoas, Maceió.

Oliveira, P. T., C. M. Santos e Silva & K. C. Lima. 2014. Linear trend of occurrence and intensity of heavy rainfall events on Northeast Brazil. *Atmospheric Science Letters* 15(3): 172-177.

Pedrosa, V. A. & R. C. De Souza. 2009. Estacionariedade e estudo de vazões mínimas do Rio Paraíba do Meio em Alagoas. *In: XVIII Simpósio Brasileiro de Recursos Hídricos*: 1-14.

Perfetta, J. 1990. *Hydrologie: débit des cours d'eau à la sortie de la réserve, Réserve Biologique de Pedra Talhada, Quebrangulo (AL) Brésil*: 1-17. Rapport interne Nordesta.

Rogers, J. J. W. 1996. A history of continents in the past three billion years. *Journal of Geology*, 104: 91–107.

Santos e Silva, C. M., A. G. Silva, P. T. Oliveira & K. C. Lima. 2014. Dynamical downscaling of the precipitation in Northeast Brazil with a regional climate model during contrasting years. *Atmospheric Science Letters* 15: 50-57.

Silva Filho, A. F., I. P. Guimarães, W. R. Van Schmus, R. A. Armstrong, J. M. Rangel da Silva, L. S. Osako & L. M. Cocentino. 2014. SHRIMP U–Pb zircon geochronology and Nd signatures of supracrustal sequences and orthogneisses constrain the Neoproterozoic evolution of the Pernambuco–Alagoas domain, southern part of Borborema Province, NE Brazil. *International Journal of Earth Sciences*: 1-36.

Souza, P. & I. F. Cavalcanti. 2009. Atmospheric centres of action associated with the Atlantic ITCZ position. *International Journal of Climatology* 29: 2091-2105.

SUDENE-DPG-PRN-HME. 1990. *Dados pluviométricos mensais do Nordeste – Estado de Alagoas*: 1-116. SUDENE, Recife.

Torres, R. & N. J. Ferreira. 2011. Case Studies of Easterly Wave Disturbances over Northeast Brazil Using the Eta Model. *Weather and Forecasting* 26: 225-235.

Tscharner, T. & P. Thomet. 2012. *Etude hydrologique de la réserve biologique de Pedra Talhada, Brésil:* 1-50. Rapport Interne, Nordesta.

UFRPE. 1991. *Reserva Florestal de Pedra Talhada. Mapa topográfico e de uso atual*. 1:10.000. Associação Nordestina De Preservação Da Natureza & Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departemento de Agronomia. Área de solos. Recife.

UFRPE. 1993. *Relevé des sols de la Réserve Biologique de Pedra Talhada*. 1:10000. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

Van Schmus, W., E. Oliveira, A. da Silva Filho, S. Toteu, J. Penaye & I. Guimarães. 2008. Proterozoic links between the Borborema Province, NE Brazil, and the Central African Fold Belt. *Geological Society, London, Special Publications* 294: 69-99.

Wang, X., A. S. Auler, R. L. Edwards, H. Cheng, P. S. Cristalli, P. L. Smart, D. A. Richards & C. C. Shen. 2004. Wet periods in northeastern Brazil over the past 210 kyr linked to distant climate anomalies. *Letters to Nature* 432: 740-743.

3

FLORA E VEGETAÇÃO

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LOUIS NUSBAUMER

MARIA REGINA DE VASCONCELLOS BARBOSA

W. WAYT THOMAS

MARCCUS V. ALVES

PIERRE-ANDRÉ LOIZEAU

RODOLPHE SPICHIGER

Nusbaumer, L., M. R. V. Barbosa, W. W. Thomas, M. V. Alves, P.-A. Loizeau & R. Spichiger. 2015. Flora e vegetação da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 59-121.

Estratos arbustivo e arbóreo da floresta da Reserva de Pedra Talhada.

INTRODUÇÃO

A floresta da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) é considerada um brejo de altitude, ou seja, uma formação florestal ombrófila submontana (*Submontane ombrophilous forest*, Studer, 1985; Thomas & Barbosa, 2008), que subsiste graças ao clima local muito mais úmido que aquele das regiões vizinhas (3.1, todas as fotografias deste capítulo foram tiradas na Reserva Biológica de Pedra Talhada). Essas condições climáticas favoráveis se mantêm graças ao relevo (inselbergs) do Planalto (Serra) da Borborema, que barra os ventos oceânicos, captando, por condensação, a umidade do ar que retorna na forma de precipitações pluviométricas (Rodal et al., 2008). Por esse motivo, os relevos de altitude média do Nordeste, provavelmente, serviram de refúgio florístico para as florestas, que puderam, assim, manter-se durante os períodos de estiagem na época das variações climáticas do Terciário e do Quaternário.

A floresta da Reserva Biológica de Pedra Talhada está situada no interior do continente, a 90 km da costa, porém ainda, no domínio da Mata Atlântica, bioma no qual predomina uma formação ombrófila constituída por numerosos táxons de regiões úmidas, tanto endêmicos quanto comuns à Floresta Amazônica. Entre os brejos de altitude da Reserva e a zona da mata, no litoral, se estende a zona do agreste, que apresenta uma formação florestal de transição mais seca que a floresta atlântica úmida, porém mais úmida que a floresta xerófita da Caatinga. As formações vegetais do agreste que circundam a floresta da Reserva estão gravemente ameaçadas pela pecuária e a agricultura (Bianchi & Haig, 2013).

A oeste da Borborema, ocorre a Caatinga, uma formação florestal ou savânica, seca, com numerosas plantas espinhosas que constitui a vasta zona semiárida do sertão que se estende na direção do Brasil central. As relações florísticas da Caatinga vão até o Chaco Boreal paraguaio passando pelo Cerrado

3.**1.** Vista aérea da Reserva Biológica de Pedra Talhada.

no Planalto Central Brasileiro. Essa faixa de vegetação mais ou menos xérica, indo do nordeste do Brasil ao sudoeste do Paraguai e norte de Argentina, é conhecida como Diagonal Seca da América do Sul (Spichiger et al., 2010).

A Reserva Biológica de Pedra Talhada é particularmente interessante por suas relações florísticas com outras formações florestais ombrófilas ou estacionais, e pelo seu papel de refúgio biológico.

SAZONALIDADE

O maciço florestal da Reserva está submetido à alternância entre uma estação úmida e uma estação seca, ambas bem marcadas. O estudo da fenologia de várias árvores demonstra claramente que não há caducifólia total da floresta durante a estação seca. Ao contrário, a folhagem se renova progressivamente, o que permite à floresta conservar um aspecto verdejante durante todo o ano. Algumas espécies florestais presentes em abundância perdem, porém, a totalidade das suas folhas durante a estação seca, o que confere à floresta um aspecto semi-caducifólio em certas zonas. Entre as árvores caducifólias encontram-se várias espécies emergentes, que podem atingir mais de 35 m de altura e ultrapassar o dossel da floresta, que se situa entre 15 e 25 m. Essas pertencem por exemplo às famílias Bignoniaceae (*Handroanthus ochraceus*, Pau-d'arco, nomenclatura dos táxons mencionados neste capítulo: ver http://floradobrasil.jbrj.gov.br/), Malvaceae (*Eriotheca macrophylla*, Munguba) e Fabaceae (*Plathymenia reticulata*, Amarelo, Pau-amarelo). Essas árvores florescem antes das demais e no final da estação seca, com a floração precedendo a folhagem. A floresta apresenta, nesse período, um aspecto particularmente colorido. Em geral, os frutos dessas espécies amadurecem entre os meses de janeiro e março. A maior parte das outras espécies florescem durante a estação chuvosa, de abril a agosto.

UNIDADES DE VEGETAÇÃO

De longe, a Reserva Biológica de Pedra Talhada parece ser formada por uma vegetação densa e uniforme, com exceção da falésia gnaissica erodida pelo tempo que deu seu nome ao lugar e que, à primeira vista, dá a impressão de ser completamente desprovida de vegetação. Na verdade, essa não é uma floresta homogênea mas, ao contrário, a justaposição de vários biótopos, cada um ocupando um nicho ecológico específico. A Reserva, por exemplo, esconde um grande número de pequenos vales e zonas úmidas. Variações de estrutura e de composição florística permitem evidenciar, na composição da floresta da Reserva, seis unidades de vegetação principais. Essas unidades foram definidas e localizadas com a ajuda de imagens de satélite e de dados topográficos verificados *in situ*. São elas: florestas de terras-baixas ou de encostas-baixas, florestas de encosta, florestas de terras altas, afloramentos rochosos, brejos ou zonas pantanosas, e "chablis" ou desmatamento (3.2).

Certas espécies, chamadas generalistas, são encontradas em várias ou em todas as unidades de vegetação e podem, assim, ser consideradas como

Duro como madeira mas flexível como capim

Uma liana exuberante da família das Fabaceae (*Phanera outimouta*) é chamada Escada-de-macaco.

As trepadeiras lenhosas (lianas) devem ser flexíveis, mas, também devem ser muito sólidas para resistir às forças externas às quais estão submetidas (Hoffmann et al., 2003).

Para resistir às pressões e aos alongamentos extremos exercidos pelo crescimento das árvores nas quais elas se apoiam, muitas lianas desenvolvem estruturas anatômicas espetaculares como, por exemplo, a Escada-de-macaco, que é ondulada transversalmente o que lhe permite suportar flexão e torção dinâmica.

Caule ondulado de *Phanera outimouta* (escada-de-macaco).

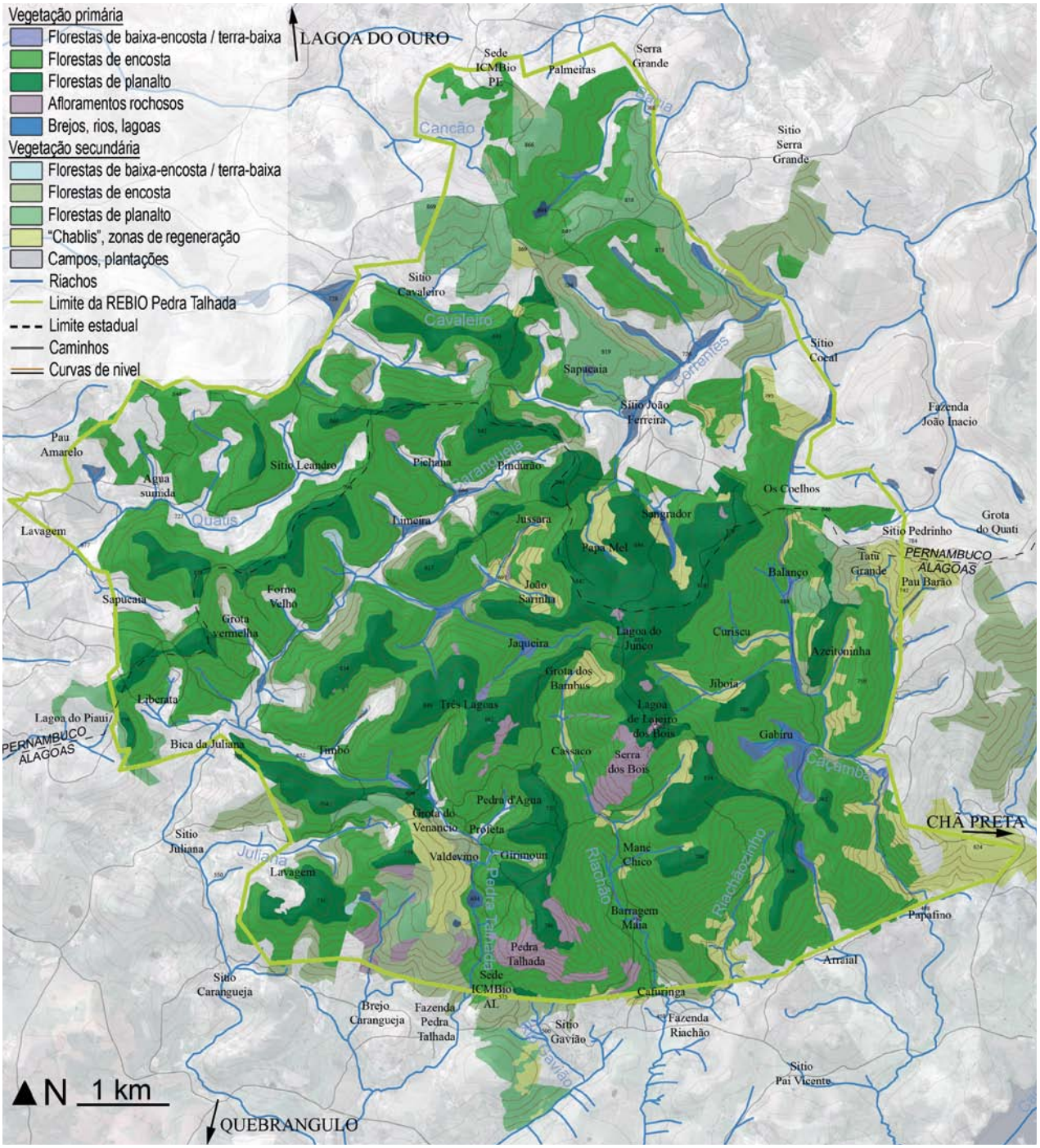
representativas da totalidade da floresta (Tab. 3.1). É o caso de várias espécies de árvores, como por exemplo, o Camboatã-de-leite (*Thyrsodium spruceanum*, Anacardiaceae) e o Camboatã (*Cupania impressinervia*, Sapindaceae), cujas florações e frutificações duram seis meses e estão presentes em abundância nas zonas de regeneração. A Uruçuca (*Vochysia dardanoi*, Vochysiaceae) forma populações gregárias tanto nas encostas como nas terras altas. A floração intensa e simultânea dessa espécie pontua a floresta com manchas amarelas entre fevereiro e março, sendo uma das primeiras plantas a fornecer alimento às abelhas melíferas ao final da estação seca.

Certas espécies de arbustos, como o Gaïpuna (*Myrcia sylvatica*, Myrtaceae) aparecem em abundância, na faixa de altura entre 1 e 2 m, na maior parte da floresta. Várias espécies de ervas e lianas também podem ser observadas em quase toda a floresta, como a Escada-de-macaco (*Phanera outimouta*, Fabaceae) e o Cipó-de-fogo (*Davilla flexuosa*, Dilleniaceae). Esta última é uma liana com frutos alaranjados protegidos por um cálice acrescente rígido, de cor amarela, que se fecha durante a frutificação, facilitando a sua dispersão pelo vento.

Ao contrário das espécies generalistas, existem espécies especialistas, que são comuns em uma única unidade de vegetação e raras ou ausentes nas outras.

Ordem	Família	Espécie	Nome Comum	Hábito
*1	Anacardiaceae	*Thyrsodium spruceanum* Benth.	Camboatã-de-leite	Arvore
2	Acanthaceae	*Ruellia cearensis* Lindau	Cuia	Arbusto
*3	Anacardiaceae	*Tapirira guianensis* Aubl.	Cupiúva	Arvore
4	Annonaceae	*Guatteria pogonopus* Mart.	Minhum	Arvore
5	Aristolochiaceae	*Aristolochia labiata* Willd.	Papo-de-urubu	Liana
*6	Bignoniaceae	*Handroanthus ochraceus* (Cham.) Mattos	Pau-d'arco	Arvore
7	Bromeliaceae	*Aechmea costantinii* (Mez) L. B. Sm.	Gravatá	Epifitica
*8	Celastraceae	*Maytenus obtusifolia* Mart.	Bom-nome	Arvore
9	Dilleniaceae	*Davilla flexuosa* A. St.-Hil.	Cipó-de-fogo	Liana
*10	Fabaceae	*Diplotropis incexis* Rizzini & A. Mattos	Sucupira-preta	Arvore
11	Fabaceae	*Phanera outimouta* (Aubl.) L. P. Queiroz	Escada-de-macaco	Liana
12	Fabaceae	*Stryphnodendron pulcherrimum* (Willd.) Hochr.	Favinha	Arvore
13	Lauraceae	*Nectandra membranacea* (Sw.) Griseb.	Louro-branco	Arvore
*14	Lecythidaceae	*Eschweilera* sp. 1 (INED, Ribeiro et al.)	Embiriba	Arvore
*15	Lecythidaceae	*Lecythis lurida (Miers)* S. A. Mori	Sapucarana	Arvore
*16	Malpighiaceae	*Byrsonima sericea* DC.	Murici	Arvore
17	Malvaceae	*Luehea ochrophylla* Mart.	Açoita-cavalo	Arvore
18	Moraceae	*Sorocea guilleminiana* Gaudich.	Pau-de-tiú	Arbusto
19	Myrtaceae	*Myrcia sylvatica* (G. Mey.) DC.	Gaipuna	Arbusto
*20	Nyctaginaceae	*Guapira obtusata* (Jacq.) Little	Piranha	Arvore
*21	Peraceae	*Pera furfuracea* Müll. Arg.	Casca-dura	Arvore
*22	Salicaceae	*Casearia sylvestris* Sw.	Caiubim	Arbusto
*23	Sapindaceae	*Cupania impressinervia* Acev. - Rodr.	Cambaotá	Arvore
24	Sapindaceae	*Paullinia pinnata* L.	Cipó-de-sangue	Liana
*25	Simaroubaceae	*Simarouba amara* Aubl.	Praíba	Arvore
*26	Vochysiaceae	*Vochysia dardanoi* M. C. Vianna & Fontella	Uruçuca	Arvore

Tab. 3.**1.** Espécies abundantes na maioria das unidades de vegetação identificadas na Reserva de Pedra Talhada. As espécies com asterisco estão ilustradas na seção de árvores emblemáticas.



3.**2.** Mapa de vegetação da Reserva Biológica de Pedra Talhada, realizado a partir de imagens de satélite, dados topográficos (UFRPE, 1991), hidrográficos e de verificação *in situ.*

As florestas de terras-baixas e encostas-baixas

As florestas de terras-baixas e encostas-baixas são permanentemente alimentadas pelo escoamento da chuva ao longo dos terrenos em declive, pelo fluxo dos cursos de água permanentes, criados pelas nascentes, ou ainda por afloramentos freáticos naturais. Essa unidade de vegetação é rara nas zonas onde a umidade não é constante durante a estação seca. Nesta a luminosidade é baixa, o ar é úmido e o solo apresenta, às vezes, taludes de bom tamanho. Quando o fundo do vale é em forma de V, a floresta de encosta (veja o próximo parágrafo) é contínua de um lado ao outro do curso d'água onde o ar mais fresco das margens e a umidade fornecem condições favoráveis ao aparecimento da floresta de encostas-baixas (3.3). Quando o fundo do vale é plano, em forma de U, as condições permitem a instalação de uma floresta de terra-baixa encharcada (3.4).

As florestas de terras-baixas ou encostas-baixas (3.5) são formadas por espécies comuns na totalidade da floresta, assim como por espécies próprias dessas zonas. Dentre as espécies particulares, no estrato arbóreo, podem-se observar os Ingás (*Inga subnuda* subsp. *subnuda*, Fabaceae) e as Figueiras (*Ficus* spp., Moraceae). Entre os táxons arbustivos, o Prachim (*Anaxagorea dolichocarpa*, Annonaceae) é uma espécie gregária que aparece em abundância nessas florestas, frequentemente em companhia da Pimenta-de-macaco (*Piper limai*, Piperaceae), uma espécie de pimenta selvagem que apresenta folhas assimétricas na base. Uma espécie arbustiva de *Miconia* (Melastomataceae) apresenta raízes respiratórias que lhe permitem evitar a anóxia durante os períodos de alagamento. Entretanto, a principal característica

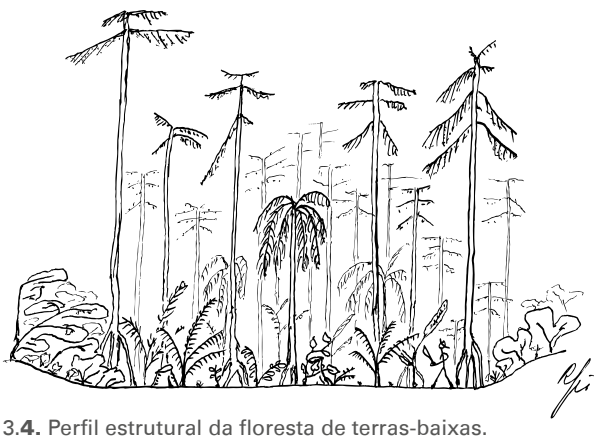
Árvores que se deslocam!

Apesar das plantas desenvolverem estratégias incríveis para transportar os grãos de pólen e para dispersar as suas sementes, é um fato reconhecido que as árvores não podem se locomover, exceto nas fábulas. Não obstante, existem alguns casos bem conhecidos de árvores que se deslocam.

Na Amazônia, um estudo revelou que uma espécie de palmeira com raízes respiratórias (*Socratea exorrhiza*, não observada na Reserva) direciona o crescimento das suas raízes de modo a evitar um obstáculo ou a se restabelecer e retomar o desenvolvimento depois de ter sido por exemplo, atingida pela queda de uma árvore vizinha (Bodley & Benson, 1980). Na Reserva, uma espécie de *Miconia* (Melastomataceae) também possui raízes respiratórias e cresce na margem de riachos e pode assim direcionar o crescimento de novas raízes evitando a anóxia durante os períodos de cheia.

Base do tronco e raízes respiratórias da *Miconia mirabilis* (Quaresma-do-brejo).

3.**3.** Perfil estrutural da floresta de encostas-baixas.



3.**4.** Perfil estrutural da floresta de terras-baixas.

dessa unidade de vegetação é a abundância de plantas herbáceas com grandes folhas, como: Cana-de-macaco (*Costus spiralis*, Costaceae, 3.6), Uruba (*Monotagma plurispicatum*, Marantaceae), Rucoba (*Stromanthe tonckat*, Marantaceae), Bananeirinha (*Heliconia psittacorum*, Heliconiaceae), *Renealmia guianensis* (Zingiberaceae) e diversas espécies de Palmeiras (e.g., *Bactris hirta*) e de Araceae (e.g., *Anthurium scandens*). Frequentemente o solo é coberto por um tapete de Araceae de folhas pequenas que podem atingir 30 a 40 cm de espessura. As folhas recortadas de certos táxons hemiepífiticos dessa mesma família (e.g., *Monstera adansonii, Rhodospatha latifolia*) rodeiam o tronco das árvores ao longo do qual elas se fixam por raízes aderentes, contribuindo assim para reduzir ainda mais a luz que atinge o solo. Um grande número de samambaias, incluindo fetos arborescentes, cresce nessas zonas (3.7). Algumas dessas são fortemente dependentes da proximidade direta de um curso d'água (*Blechnum brasiliense*, 3.8; *Asplenium serratum; Cyathea* spp.; *Pteridium arachnoideum*). Quando há córregos percorrendo as áreas abertas (afloramentos rochosos e áreas degradadas), a diversidade de espécies herbáceas aumentam, apresentando, inclusivo, algumas espécies parcialmente submersas (*Tonina fluviatilis*, Eriocaulaceae).

Plantas com flores, sem clorofila

Certas espécies de plantas com flores perderam a capacidade de produzir a sua própria energia pela fotossíntese. Essas plantas são holomico-heterotróficas e se associam com fungos pelo intermédio dos quais absorvem água, sais minerais e até os açúcares transportados por esses fungos (Leake & Cameron, 2010). Várias espécies de pequenas plantas herbáceas de flores azuis, brancas, amarelas ou vermelhas, com essas características, das famílias das Gentianaceae e das Burmanniaceae (*Voyria* spp., *Campylosiphon purpurascens, Apteria aphylla*), crescem no solo entre as folhas em decomposição na floresta da Reserva de Pedra Talhada.

◀ *Campylosiphon purpurascens* sobre o solo temporariamente seco de uma área de floresta de terra-baixa.

Folhas recortadas para não se rasgar

As lianas e algumas plantas hemiepífiticas escalam os troncos das árvores em busca de luz. Os seus caules e folhas próximos ao tronco suportam a queda frequente de ramos mortos da árvore de apoio, o que pode provocar danos consideráveis às folhas. Em algumas espécies de hemiepífitas, como as de *Monstera* (Araceae), as folhas são naturalmente perfuradas, recortadas ou divididas, sofrendo assim, danos bem menores com a queda de detritos do dossel (Blanc, 2002).

Folhas fenestradas de *Monstera adansonii* (Imbê).

O fundo dos vales planos (talwegs) onde se desenvolvem as florestas de terras-baixas também apresentam espécies próprias. O solo encharcado de água durante todo o ano imprime profundamente sua marca na vegetação e na paisagem. O Bulandide-leite ou Bulandim (*Symphonia globulifera*, Clusiaceae) ocorre em densidade no dossel, de modo quase monoespecífico, em algumas áreas (3.9). Essa espécie chama a atenção tanto pelas flores e frutos vermelhos, visíveis à distância, quanto pelos ramos verticiliados, raízes adventícias e pneumatóforos na base do tronco (3.10). Uma espécie de palmeira ameaçada de extinção (*Euterpe edulis*, Palmito-juçara), notável pelos troncos gregários, finos e esguios, abunda no estrato arbustivo entre 6 e 10 m, como *Mabea piriri* e uma *Cyclanthaceae* hemiepífita (*Thoracocarpus bissectus*), com inflorescência de cor branco-intenso e folhas com ápice profundamente bífido estão presentes em grande abundância. Três espécies são notáveis nos estratos mais baixos dessas zonas de terras-baixas: uma palmeira lianescente particularmente espinhosa, apresentando folhas que terminam em um pequeno gancho (*Desmoncus polyacanthos*, Arecaceae), um capim cortante de 1,5 m de altura (*Becquerelia cymosa*, Cyperaceae), e uma Araceae gigante (*Xanthosoma maximiliani*), cujas

folhas chegam até 2 m de comprimento. Entretanto, nas zonas que não são permanentemente inundadas, algumas espécies delicadas de plantas microheterótrofas (*Campylosiphon purpurascens* e *Apteria aphylla*, Burmanniaceae) prosperam no período que precede a estação chuvosa. Segundo Melo & Alves (2013), a presença dessas espécies pode ser considerada como um bom indicador ecológico desse tipo florestal na região nordeste do Brasil. Esse tipo florestal é raro na Reserva porque a maioria dessas áreas foi utilizada para cultivo pelos habitantes da região por conta do seu solo fértil e da umidade.

3.**5.** Florestas de encostas-baixas ao longo do riacho.

3.**8.** *Blechnum brasiliense* (Samambaia).

3.**6.** *Costus spiralis* (Cana-de-macaco) com 2 m de altura.

3.**9.** Dominância de *Symphonia globulifera* (Bulandi-de-leite ou Bulandim) no dossel.

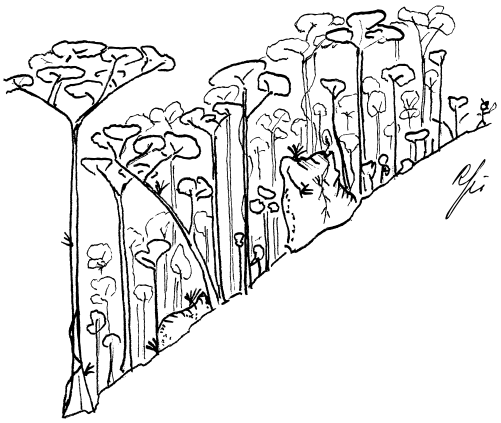
3.**7.** Vegetação baixa próxima a um curso d'água, no fundo.

3.**10.** Pneumatóforo na base do tronco de *Symphonia globulifera* (Bulandi-de-leite ou Bulandim).

As florestas de encostas

Essa unidade de vegetação cobre a maior parte da Reserva de Pedra Talhada. Ela se desenvolve tanto em solos profundos quanto em taludes rochosos (3.11). A estratificação da vegetação por conta da declividade, deixa facilmente penetrar a luz do sol, favorecendo assim o desenvolvimento do estrato de regeneração (3.12). Os estratos intermediários se confundem com o dossel pois a parte superior dos indivíduos dessa faixa se confunde com os ramos dos adultos abaixo. Rochas de grande porte ("matações") emergem no meio da floresta densa, formando afloramentos colonizados por plantas herbáceas e rupícolas (3.13). A floresta de encosta é instável, o que provoca com frequência clareiras na vegetação, favorecendo a regeneração vegetal (3.14). Uma grande densidade de lianas se desenvolve aproveitando a estrutura estratificada da floresta e a dinâmica florestal dessas áreas.

Além das espécies comuns a todo o maciço florestal, essas encostas possuem numerosas espécies próprias. No dossel e nos estratos inferiores da floresta de encosta encontram-se a Amescla (*Protium heptaphyllum*, Burseraceae), que produz uma resina extremamente odorífera, a Gameleira (*Ficus gomelleira*, Moraceae), com indivíduos que podem atingir porte gigantesco, e o Fotaco (*Colubrina glandulosa*, Rhamnaceae), todas estreitamente vinculadas à presença de solo rochoso. A Sapucarana (*Lecythis lurida*, Lecythidaceae) produz grandes frutos lenhosos, com um opérculo, medindo até 15 cm de diâmetro. A Carne-de-vaca (*Roupala brasiliensis*, Proteaceae) se destaca pela grande variedade de formas foliares, simples ou compostas, e assimetricamente recortadas e pelo seu odor característico.



3.**12.** Perfil estrutural da floresta de encosta.

3.**13.** Rochas de grande porte no interior da floresta de encosta.

3.**11.** Estrutura da floresta de encosta.

3.**14.** Floresta de encosta no sopé da localidade Pedra Talhada.

A distribuição geográfica dos representantes dessa família apresenta elementos para a compreensão da deriva continental (Prance et al., 2007). Ocorrem também várias espécies de lianas como Orelha-de-onça (*Cissampelos glaberima*, Menispermaceae), Papo-de-urubu (*Aristolochia labiata*, Aristolochiaceae) e *Smilax syphilitica* (Smilacaceae).

As espécies próprias dessa unidade de vegetação são encontradas em toda a extensão da floresta de encosta. Outras se restringem principalmente às zonas de encostas-baixas. O Amarelo (*Plathymenia reticulata*, Fabaceae) com até 40 m de altura, a Embiriba (*Eschweilera ovata*, Lecythidaceae), que produz um fruto em forma de pequena taça, e o Bafo-de-boi (*Couepia impressa*, Chrysobalanaceae) com o tronco estriado, estão presentes em abundância nas encostas mais baixas e mais próximas a cursos d´água, assim como o Marmeleiro (*Croton macrobothrys*, Euphorbiaceae), com látex vermelho-sangue e folhas jovens de cor laranja-brilhante, que se notam à distância.

O sub-bosque das florestas de encostas-baixas é formado por arbustos das famílias Rubiaceae (Erva-de-rato: *Psychotria hoffmannseggiana*, *Psychotria* cf. *colorata*, *Psychotria deflexa, Psychotria platypoda*) e Loganiaceae (*Strychnos trinervis*, Capitão), com indivíduos podendo atingir até 2 m. Indivíduos jovens, oriundos da regeneração das árvores dos estratos superiores, são frequentemente observados no aguardo de um espaço no dossel para aproveitar a luz e crescer. Pequenos arbustos como a Cuia (*Ruellia cearensis*, Acanthaceae) estão presentes em abundância. Os estratos inferiores são compostos por plantas herbáceas das famílias Poaceae (*Parodiolyra micrantha*) e Cyperaceae (*Scleria latifolia*, Capim-navalha; *Scleria secans*, Tiririca, *Scleria bractreata*), entre outras.

As epífitas e rupícolas ocupam todos os estratos dessa vegetação de encosta, sejam Bromeliaceae (*Aechmea costantinii*, Gravatá; *Cryptanthus dianae*, *Tillandsia* spp.), Cactaceae (*Rhipsalis* spp.) ou Piperaceae (*Peperomia* spp.). Samambaias epífitas (*Asplenium formosum, A. serratum*) apreciam particularmente as zonas rochosas.

Flores armadilha

Nas Araceae, pode-se observar uma modificação completa da inflorescência. Os odores e cores de carne em decomposição e a temperatura da inflorescência, que pode chegar e até superar 37 °C (a temperatura de um cadáver recente), atraem insetos necrófagos. Os pelos que são flores masculinas estéreis modificadas e localizadas na abertura da inflorescência mantêm os insetos retidos (Gibernau et al., 2004). Após algumas horas, quando as anteras estão maduras, o pólen é disponibilizado e a partir desse momento inicia-se o mecanismo que permite a liberação dos insetos polinizadores, que escapam recobertos de pólen, prontos para fecundar uma nova planta (Goldwasser, 2000). Este é provavelmente o caso de *Xanthosoma maximiliani* (Araceae) que cresce nas florestas de terras-baixas da Reserva.

Uma espécie de liana da família das Aristolochiaceae (*Aristolochia labiata*), chamada papo-de-urubu é comum na floresta da Reserva. A flor, de um tamanho espetacular, tem forma de um papo com um tubo largo e curvo na extremidade. O inseto é atraído por um processo similar ao das Araceae (odores e cores). Ele penetra no tubo floral através da abertura mais larga e atravessa uma zona de estrangulamento apresentando cerdas rígidas que o impedem de voltar. O inseto é então preso na parte alargada e só será liberado quando os estames férteis o tiverem recoberto de pólen e as cerdas murcharem. Em seguida, visitando uma outra flor, ele será novamente preso e a fecundará com o pólen que transporta.

Flores em tocaia: Flor da *Xanthosoma maximiliani.*

▼ Corte longitudinal de uma parte da flor de *Aristolochia labiata* (Papo-de-urubu).

Os estranguladores

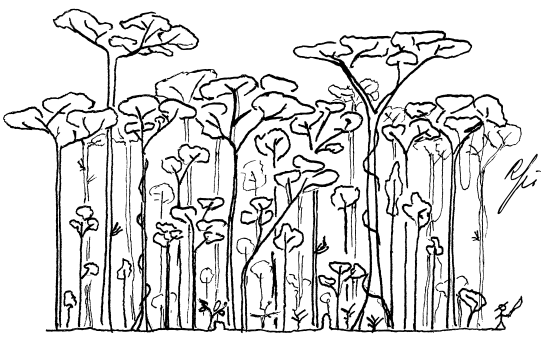
As Figueiras (*Ficus* spp.) e Pororocas (*Clusia* spp.) são plantas estranguladoras e suas sementes são largamente disseminadas pelos pássaros. Uma pequena semente depositada na junção de dois ramos de uma árvore, mesmo de grande porte, pode ser fatal no futuro. A semente germina e a planta cresce se alimentando da matéria orgânica acumulada na imperfeição da superfície dos ramos, atuando como uma planta epifítica. Suas raízes porém, com o tempo, se estendem até o solo, envolvendo lentamente o tronco à medida que estas se desenvolvem. Com a ajuda dos nutrientes proporcionados pelo solo, os ramos e as folhas da planta estranguladora ultrapassarão com rapidez aqueles da árvore de apoio (forófito), impedindo-lhe de acessar plenamente a luz no decorrer dos anos (Hallé, 2005). Sem acesso suficiente à luz, a árvore de apoio morrerá, como é possível observar na Reserva. Vários anos após a sua morte, o tronco se degrada completamente, deixando uma cavidade no centro da gigantesca figueira ou pororoca estranguladora, cujo tronco se parece então com um cilindro oco com paredes furadas.

Figueira estranguladora ou abraçadeira (*Ficus* sp.) que se desenvolveu sobre uma árvore de apoio já morta e da qual sobrou apenas uma parte da base.

As florestas de terras altas

Na proximidade dos topos, a floresta de encosta cede lugar à floresta de terras altas (ou floresta de planalto, 3.15). O estrato de regeneração é esparso e os estratos superiores formam um dossel denso, atingindo entre 25 e 30 m de altura, que deixa passar pouquíssima luz devido à ausência de declive do terreno (3.16). São essas as diferenças fundamentais na estrutura da floresta de terras altas, quando comparada à da floresta de encosta, ou seja, um dossel mais alto, formado por árvores, em média, de maior diâmetro (3.17) e menor densidade de arbustos e plantas herbáceas no sub-bosque. A floresta de terras altas (3.18) apresenta maior estabilidade do que a floresta de encosta. Entretanto, a situação de cumeeira das florestas de terras altas e os fortes ventos que ocasionalmente ocorrem na região representam um potencial fator de instabilidade. Muitas árvores podem atingir o dossel, mesmo aquelas com diâmetro do tronco pouco desenvolvido. Essas se aproveitam do apoio fornecido pelas grandes árvores, sem o qual elas não teriam estabilidade suficiente para atingir tais alturas. O sub-bosque mais aberto é bem mais fácil de ser percorrido do que aquele das florestas de encosta.

3.**15.** Estrutura da floresta de terras altas.



3.**16.** Perfil estrutural da floresta de terras altas.

3.**17.** Tronco de *Eriotheca macrophylla* (Munguba) e de *Vochysia dardanoi* (Uruçuca).

Entre as espécies de árvores particulares dessa unidade de vegetação está a Munguba (*Eriotheca macrophylla*, Malvaceae). A baixa qualidade de sua madeira que é do tipo leve, fibrosa e torcida, limita sua utilização pelo homem, e é juntamente com o rápido crescimento uma das razões pela qual alguns indivíduos dessa espécie estão entre os maiores da floresta com até 35 m de altura e diâmetro superior a 1 m. Outras espécies notáveis desta unidade de vegetação são: o Carobão (*Jacaranda puberula*, Bignoniaceae), cujas flores roxas ao cairem cobrem o solo formando uma colorida cobertura; várias espécies de Louro (*Ocotea* spp., Lauraceae); o Cedro (*Cedrela odorata*, Meliaceae), com madeira agradavelmente perfumada; a Favinha (*Stryphnodendron pulcherrimum*, Fabaceae), com inflorescências em forma de escova; e o Pau-sangue (*Pterocarpus rohrii*, Fabaceae), com vagens circulares aladas contendo uma única semente e resina viscosa vermelho-intenso. Mesmo estando presentes nas outras unidades de vegetação ou até mesmo em toda a floresta, certas espécies são particularmente abundantes nesta unidade (veja parágrafo sobre diversidade florística e levantamento de um hectare da floresta de terras altas). A observação da altura das árvores permite ter uma idéia sobre a regeneração de cada espécie. Aquelas que estão presentes em todos os estratos da vegetação fornecem informações sobre sua dinâmica dentro da floresta (por exemplo, *Eschweilera* sp. 1). As grandes árvores hospedam musgos, liquens, orquídeas, bromélias como *Aechmea costantinii*, Gravatá, *Aechmea fulgens*, *Billbergia* sp., entre outras plantas epifíticas.

Entre os arbustos esparsos encontra-se uma Moraceae com folhas espinescentes, o Pau-de-tiú (*Sorocea guilleminiana*) e duas espécies abundantes de Solanaceae, uma delas com folhas que se rasgam como cartolina, a Coerana-da-mata (*Cestrum axillare*), e a outra com intensa floração de cor amarelo-creme (*Acnistus arborescens*). Uma Ochnaceae (*Ouratea pycnostachys*) abundante é notável pelas

Ervas do sub-bosque: como sobreviver à sombra?

O solo sob um dossel fechado recebe luz muito tênua cujo espectro apresenta uma compensação para o verde. Não obstante essa característica, pode-se encontrar neste habitat diversas plantas, principalmente das famílias Melastomataceae, Marantaceae e Comelinaceae que, devido às diversas adaptações prosperam mesmo sob essas condições (Blanc, 2002):

- Algumas espécies apresentam coloração violácea no lado inferior da folha. Trata-se de uma camada de antocianina que reage no escuro para transmitir a luminosidade em direção à câmara clorofílica.
- As folhas maculadas ou estriadas na face superior, alternando diferentes tons de verde, do mais claro ao mais escuro. As faixas de cor verde fotossintetizam somente quando um raio de sol consegue chegar até o solo, enquanto que as áreas esbranquiçadas ou escuras são mais eficazes e apresentam uma atividade fotossintética importante mesmo com pouquíssima luz. Assim, havendo sol direto ou não, a planta é capaz de produzir a sua energia vital.
- Folhas com superfície rugosa (estampada), o que aumenta a sua área útil, maximizando assim a atividade fotossintética em uma superfície aparentemente reduzida e limitando também os riscos de rasgos que crescem com o aumento da superfície foliar.

Tradescantia zebrina (Ciúme) e suas folhas com listras brancas e verdes.

Face superior verde e inferior roxa de um indivíduo jovem de *Miconia* sp.

3.**18.** Vista aérea da floresta de terras altas.

nervuras secundárias muito próximas umas das outras e pela floração vistosa. A vegetação no nível do solo é quase ausente, com exceção de indivíduos jovens de árvores e arbustos, além de plantas herbáceas que desenvolveram as adaptações necessárias para subsistir a essas condições de luminosidade incluindo algumas samambaias terrestres (*Schizaea elegans*).

No interior da floresta de terras altas, nas cristas onde a rocha aflora, uma subunidade de vegetação de transição é formada por táxons cuja morfologia é adaptada a esse meio. A Pororoca (*Clusia nemorosa*, Clusiaceae), com raízes-escora que, provavelmente, proporcionam uma maior estabilidade, domina essa vegetação. No sub-bosque, é comum encontrar uma espécie de Acanthaceae (*Ruellia cearensis*, Cuia) e uma magnífica planta bulbosa da família Iridaceae (*Neomarica humilis*) que cresce sobre latossolos ou solos pouco profundos dessas zonas.

Os afloramentos rochosos

Os afloramentos rochosos se situam principalmente em posições de cumeeira, circundados pela floresta de terras altas (3.19, 3.20). A rocha-mãe, de gnaisse granítico de cor cinza claro, é composta por numerosas anfractuosidades criadas pelo escoamento das águas pluviais e pelos ataques de microorganismos (cianobactérias) que contribuem assim para a formação do substrato. Uma vegetação de litófitas, composta de liquens como *Cladonia kalbii* e musgos como *Campylopus* sp. (veja capítulo briófitos, fungos e liquens neste livro) constitui a primeira fase de colonização da rocha-mãe. Esses elementos pioneiros são a origem de uma lenta produção de húmus que se acumula nas brechas e nas fendas, primeiros passos para um solo no qual as plantas mais sensíveis às condições extremas poderão, em seguida, se instalar.

3.**19.** Perfil estrutural de um afloramento rochoso.

3.**20.** Vista aérea da vegetação circundando os afloramentos rochosos, na localidade Serra dos Bois.

Numa segunda etapa, entre os musgos e liquens, crescem plantas herbáceas de pequeno porte (3.21) com raízes delgadas e pouco profundas das famílias: Portulacaceae (*Portulaca hirsutissima*), cujos longos filamentos sedosos permitem, provavelmente, a recuperação da água de evapotranspiração; Eriocaulaceae (*Syngonanthus caulescens*) com caules retilíneos e inflorescência capituliforme; Rubiaceae (*Staelia vestita*); Melastomataceae (*Pterolepis polygonoides*); Lentibulariaceae (*Utricularia pusilla*) e Droseraceae (*Drosera* sp.), conhecidas como "plantas carnívoras"; e Apocynaceae (*Mandevilla tenuifolia*), que é responsável pela cor rosa vivo dos tapetes de musgos durante a sua floração e possui raízes tuberosas utilizadas localmente na alimentação.

As plantas herbáceas também criam raízes e se instalam nas fendas das rochas. As Bromeliaceae de folhas verdes, amarelas ou roxas (e.g. *Aechmea leptantha*), são as primeiras espécies que se instalam nas fendas. Estas plantas desenvolveram estratégias que lhes permitem recolher uma quantidade máxima de umidade, armazenar a água ou limitar a evapotranspiração através de suas escamas foliares. Outras espécies igualmente comuns, mas menos volumosas, pertencem às Orchidaceae que é representada por uma elevada diversidade de espécies (*Cyrtopodium flavum*, Rabo-de-tato; *Epidendrum flammeum,* orquídea*; Habenaria pratensis*; *Oeceoclades maculata*, etc.); Begoniaceae (*Begonia grisea, B. saxicola*), cujo limbo foliar se mantém na posição ereta de forma a reduzir assim a evapo-transpiração devida à forte radiação solar nos afloramentos; Euphorbiaceae (*Euphorbia insulana*, Barbaço e *E. heterodoxa*), com um número reduzido de folhas e ramos verdes com função de aparelho fotossintético primário; Gesneriaceae (*Sinningia nordestina*); Cactaceae (*Epiphyllum phyllanthus*); Convolvulaceae (*Ipomoea* spp.) e Samambaias (*Anemia villosa*).

A coevolução, uma frágil relação passional

Em 1862, Charles Darwin ao observar uma espécie de orquídea de Madagascar (*Angraecum sesquipedale*) cujo esporão pode atingir entre 30-50 cm de comprimento em certas flores, deu-se conta que o néctar muito açucarado era produzido somente no fundo do esporão. Com isto, ele formulou a hipótese de que essa planta deveria ser polinizada por uma borboleta com uma tromba tão comprida quanto o esporão para alcançar o alimento e que ambas teriam seguido processos de evolução paralelos, ou seja, coevoluídos. Inicialmente sua suposição foi considerada ridícula, mas, em 1903 uma nova subespécie de borboleta noturna apresentando uma tromba muito comprida foi descrita e os autores a chamaram de *Xanthopan morgani* subsp. *praedicta* em homenagem à predição de Darwin (Rothschild & Jordan, 1903). A super especialização desses dois táxons é interessante porque permite à borboleta se beneficiar de uma fonte de néctar exclusiva e, por outro lado, diminui consideravelmente o risco de que o pólen da orquídea seja depositado numa espécie diferente! Contudo, essa situação pode apresentar um perigo devido à interdependência: se uma das espécies desaparece, a outra provavelmente também terminará desaparecendo.

Na Reserva de Pedra Talhada, muitas espécies de orquídeas possuem esporão e são polinizadas por diversas espécies de borboletas e mariposas, assim como por himenópteros. Uma espécie de Orchidaceae recentemente descrita, *Epidendrum flammeum* (Pessoa et al., 2012), é provavelmente polinizada por borboletas como muitas das espécies desse gênero, mas, a presença de um beija-flor (*Heliothryx aurita*) observado regularmente voando na proximidade das inflorescências leva a supor que essa espécie pode também ser visitada por ele. Também excepcional é o caso de *Oeceoclades maculata* (Orchidaceae) cuja polinização é realizada por borboletas mas também pela chuva e pelo vento, cuja força mecânica consegue abrir o opérculo das polínias permitindo então a autofecundação da flor (Aguiar et al., 2012). Muitos dos segredos da polinização das plantas ainda precisam ser estudados localemente, não somente das Orchidaceae mas também dos outros grupos.

◀ Inflorescência de *Epidendrum flammeum* ilustrando bem o nome recebido que refere-se a cor de suas flores que lembram uma chama.

3.**21.** Descontinuidade da cobertura vegetal e zona de transição entre um afloramento rochoso e a floresta de terras altas.

Numa etapa seguinte da sucessão ecológica, constiui-se uma moita densa com 2-3 m de altura que se desenvolve nos lugares onde o solo já se desenvolveu suficientemente. Essas moitas apresentam baixa diversidade de espécies, sendo em geral dominadas por *Tibouchina heteromalla* (Melastomataceae), a planta lenhosa mais abundante, acompanhada de *Marsdenia caatingae* (Apocynaceae), *Euphorbia heterodoxa* (Euphorbiaceae), *Senna* spp. (Fabaceae), *Bromelia karatas* (Bromeliaceae) e *Pilosocereus catingicola* subsp. *salvadorensis* (Cactaceae), conhecida como Mandacaru ou Cacto, cuja floração, segundo um dito popular da região, anuncia a chegada da estação chuvosa.

Os afloramentos rochosos, com suas depressões ou fendas, são circundados por uma vegetação de porte baixo cuja borda estratificada dá a impressão de avançar sobre a rocha. A borda florestal em contato direto com o afloramento exposto é basicamente composta de Pororocas (*Clusia paralicola*, Clusiaceae), algumas vezes acompanhada de Senhora-vo (*Vitex polygama*, Lamiaceae) e do Jitó (*Guarea guidonia*, Meliaceae). Essa vegetação apresenta espécies pioneiras, resistentes ao sol e à estiagem, além de grande abundância e diversidade de epífitas, tais como a espectacular *Cattleya labiata* (Orchidaceae, 3.22).

Em certas áreas, a sucessão permite o estabelecimento de um pequeno núcleo florestal que se mantém devido a fraturas na rocha que permitem o sistema radicular de penetrar profundamente. Em outras faixas da rocha, o próprio peso e a instabilidade

3.**22.** *Cattleya labiata* (Orquídea-rosa).

A cor vermelha das flores que os insetos não enxergam

Ao contrário das aves e do homem, os insetos enxergam muito mal a cor vermelha. O seu espectro de visão sofre uma compensação indo para os comprimentos de onda mais baixos. Quando as pétalas de uma flor são vermelhas, mas se observa nestas a presença de manchas de cores diferentes, a cor vermelha age como uma superfície neutra colocando em evidência essas manchas. Estas últimas, como luzes que direcionam uma pista de aterrissagem, guiam o inseto na direção dos recursos disponibilizados pela flor. Uma vez que um inseto visitou uma flora de uma inflorescência que não lhe ofereceu alimento, ele não vai renovar a experiência com as outras flores dessa, para não desperdiçar energia. É por isso que as flores de certas inflorescências emitem sinais cromáticos de acordo com o grau de maturação: as anteras das flores vermelhas quando imaturas são ignoradas pelos insetos; após madurecer, elas se tornam amarelas, visíveis e atraentes para os insetos. Na Reserva, *Miconia mirabilis* (Melastomataceae), observada na margem de afloramentos rochosos, é uma espécie que desenvolve essa estratégia cromática.

Inflorescência de *Miconia mirabilis* (Quaresma-do-brejo), com botões recém abertos, evidenciando os estames vermelhos que tornam-se amarelos quando maduros, visíveis na parte inferior da inflorescência.

da vegetação sobre a rocha fazem com que as plantas e o substrato que lentamente se acumulou nas fendas e nos pequenos canais formados pelo escoamento da água desapareçam. As chuvas torrenciais que ocorrem ocasionalmente também desempenham um papel decisivo nesse cenário. Assim, o ciclo de colonização da rocha pode recomeçar várias vezes e, uma vez atingido o estado critico de instabilidade, tudo é novamente destruído. Certas áraes de rocha-nua não conseguem nem mesmo consolidar a primeira fase da sucessão ecológica, por conta da forte declividade do terreno e da força da erosão durante a estação chuvosa, que limitam fortemente o acúmulo de substrato sobre a rocha (3.23).

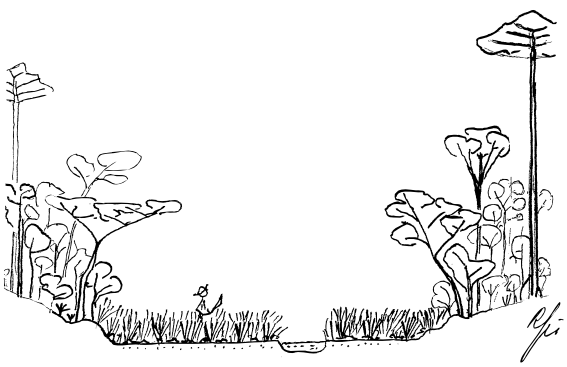
Os afloramentos rochosos situados nas zonas de declive e apresentando uma quantidade significativa de fendas naturais permitem o desenvolvimento de manchas de floresta seca, rala e baixa. Essa floresta é composta por espécies adaptadas às variações na quantidade de água disponível, como o Candieiro (*Moquiniastrum oligocephalum*, Asteraceae), ou ainda várias espécies de Myrtaceae (*Campomanesia ilhoensis*, *C. dichotoma*, *Eugenia* spp.). Essas espécies apresentam frequentemente uma casca que se descama. Esse meio abriga também uma Araceae com folhas grandes (*Anthurium affine*, Milho-de-urubu). No fim da estação seca, o aspecto decíduo dessa vegetação é particularmente notável, as folhas apresentam-se retorcidas e fortemente ressecadas, lembrando as florestas do agreste.

3.**23.** Cobertura vegetal esparsa ou ausente em um afloramento íngreme.

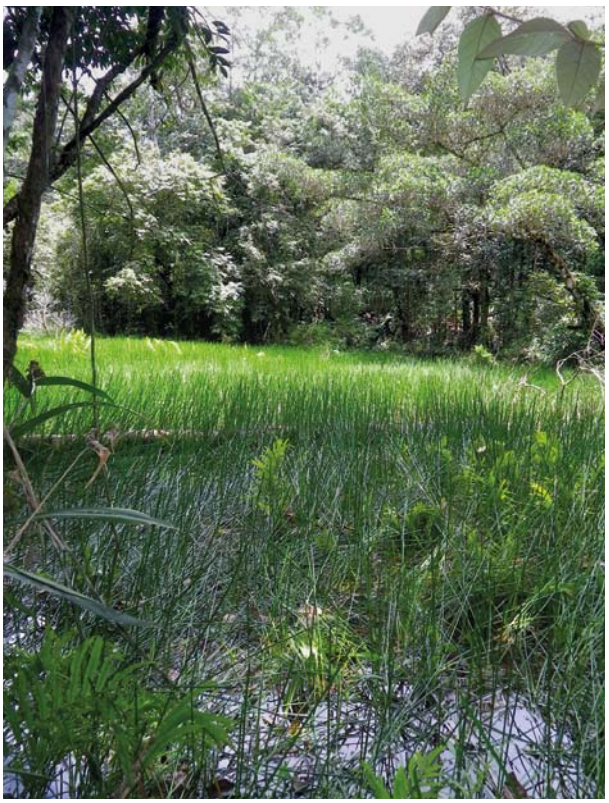
Os brejos ou zonas pantanosas

Localizados nas depressões rochosas na periferia dos afloramentos, os brejos se enchem de água durante a estação das chuvas (3.24 - 3.25). As lagoas e suas margens estão dominadas por *Eleocharis interstincta* (Cyperaceae, Junco(-manso), 3.26). Outras espécies típicas desses ambientes são : *Nymphoides humboldtiana* (Menyanthaceae), *Centella asiatica* (Araliaceae) e *Polygonum hydropiperoides* (Polygonaceae), assim como a Samambaia-águia (*Pteridium arachnoideum*). As espécies lenhosas que circundam essas zonas pantanosas apreciam a umidade edáfica (i.e. *Clusia nemorosa*, *Inga* spp., *Symphonia globulifera, Byrsonima sericea*). Nessas regiões brejosas o teor de umidade nos terrenos ao redor é mais ou menos constante durante uma grande parte do ano. Em alguns deles no entanto, o nível da água diminui fortemente na estação seca. A floresta que circunda essas áreas brejosas surge de forma abrupta e muito densa.

3.**24.** Brejo de Lagoa do Junco.



3.**25.** Perfil estrutural de um brejo.



3.**26.** *Eleocharis interstincta* (Junco) dominando na área inundada de Três Lagoas.

Também é possível encontrar lagoas e zonas brejosas ou pantanosas nos fundos planos de vales em forma de U, sobre um solo impermeável e bem mais compacto (3.27). Nas suas margens se encontram as mesmas espécies já citadas anteriormente, assim como *Typha domingensis* (Typhaceae), *Commelina diffusa* (Commelinaceae), *Scleria gaertneri, Cyperus* spp. (Cyperaceae), *Utricularia gibba* (Lentibulariaceae "carnívora" aquática), *Xyris jupicai* (Xyridaceae), *Chelonanthus purpurascens* (Gentianaceae), *Angelonia salicariifolia* (Plantaginaceae) e uma espécie de bambu, *Guadua* cf. *angustifolia* (Poaceae), que pode atingir até 10 m de altura. As epífitas (*Tillandsia* spp.) e os musgos cobrem pedras e troncos de árvores. A vegetação das represas artificiais é semelhante à de formação natural (3.28).

3.**27.** Brejo no fundo plano de um vale.

3.**28.** Vista aérea da Barragem Maia.

As clareiras, as zonas agrícolas abandonadas e as zonas de regeneração

Diversos eventos podem gerar clareiras na vegetação: árvores que caem naturalmente, corte seletivo de árvores ou de toda a vegetação, ou mesmo a limpeza do terreno para agricultura. Essas clareiras, assim como os terrenos anteriormente dedicados à pecuária ou à produção agrícola e em seguida abandonados são rapidamente recolonizados seguindo um mesmo processo: invasão das espécies pioneiras heliófilas, que resistem à forte insolação, seguidas pela instalação de indivíduos jovens de árvores presentes nos estratos de regeneração natural da floresta (3.29-3.31).

As clareiras naturais são inicialmente invadidas por espécies de Marantaceae (*Stromanthe tonckat*, Rucoba) e Euphorbiaceae (*Euphorbia insulana*, Barbaçu; *Dalechampia scandens*, Tripa-de-galinha). Depois, são colonizadas por arbustos

3.**29.** Perfil estrutural de uma clareira natural ("chablis").

3.**30.** *Cecropia palmata* (Imbaúba) dominando uma área de regeneração natural.

3.**31.** Área em regeneração em uma antiga plantação de bananas.

de diferentes espécies de Myrtaceae (*Myrcia* ssp.) e de Melastomataceae (*Miconia* ssp.), assim como por *Erythroxylum squamatum* (Pimentinha, Erythroxylaceae). As espécies de árvores pioneiras, heliófilas de crescimento rápido, são as seguintes no processo de colonização, e estão presentes em toda a Reserva. A Imbaúba (*Cecropia*

palmata, Urticaceae), verdadeiro guarda-sol com largas fo-lhas permitindo o desenvolvimento de indivíduos jovens na sombra produzida; a banana-de--papagaio (*Himatanthus bracteatus*, Apocynaceae), com flores lembrando as de Plumeria; o Caiubim (*Casearia sylvestris*, Salicaceae), com sua intensa floração; o Lacre (*Vismia guianensis*, Hypericaceae), cuja seiva vermelha-alaranjada é característica; o Murici (*Byrsonima sericea*, Malpighiaceae); o Camboatã (*Cupania impressinervia*, Sapindaceae), com uma pilosidade ruivo-dourada na face inferior das folhas; a Laranjinha (*Zanthoxylum rhoifolium*, Rutaceae), com o tronco perigosamente espinhoso; a Sucupira-verdadeira (*Bowdichia virgilioides*, Fabaceae); o Frei-jorge (*Cordia trichotoma*,

Como as urtigas provocam o prurido?

Muitas plantas contem sílica, mas, na sua forma oxidada esse elemento é bem mais raro. Certas plantas que o contém utilizam-no eficazmente como é o caso da urtiga (*Urtica dioica*), cujos pêlos apresentam uma estrutura muito complexa. Cada um deles é composto de uma base em forma de bolsa contendo um líquido urticante, um cilindro tubo central de diâmetro minúsculo como o de uma seringa hipodérmica e o ápice em sílica extremamente quebradiço e afiado. Quando se atinge o ápice do pêlo, ele se rompe, provocando um ínfimo corte na pele, que o líquido urticante atinge imediatamente por capilaridade (Jafari & Dehghan, 2012).

Na Reserva, *Cnidoscolus urens* (Urticaceae) é particularmente traiçoeira pela delicada beleza das suas flores brancas, mas, a planta é integralmente coberta por pêlos urticantes que são longos e provocam pruridos com fortíssimas dores. É essa sua estratégia anti-herbivoria!

Inflorescência da *Cnidoscolus urens* (Urtiga), com os longos pelos urticantes claramente visíveis sobre as folhas e os frutos.

Qual é a força necessária para polinizar as flores da família do tomate?

As flores de *Solanum asterophorum* (Solanaceae), na Reserva, tem uma morfologia similar à das flores dos tomateiros: são pêndulas com pétalas recurvadas e estames agrupadas em torno do estigma que se abrem nas extremidades. Uma forca aderente nas paredes internas dos estames impede o pólen de cair.

As abelhas são praticamente os únicos polinizadores capazes de alcançar o pólen, a maioria dos outros insetos não tem a força necessária. Elas se posicionam sob a abertura floral com as asas para baixo e o abdômen para cima. Batendo as asas com uma frequência três vezes superior àquela do seu voo, elas provocam uma força centrífuga nas anteras que liberam o pólen. A cera não é suficientemente pegajosa para impedir que o pólen se solte (De Luca & Vallejo-Marín, 2013). Essa é a razão pela qual apicultores especializados criam abelhas com um único objetivo: empregá-las como polinizadores eficazes nas estufas de produção de tomates. Diferentes espécies presentes na Reserva apresentam essa interessante morfologia floral.

Flor de *Solanum asterophorum* (Catota) com pétalas brancas fletidas e estames amarelos coniventes.

Boraginaceae), que é facilmente reconhecido pelas folhas ásperas; uma Palmeira, *Attalea* cf. *funifera*, que atrai centenas de melíponas sem ferrão no período de floração; assim como Cyperaceae (*Scleria* spp.), são alguns exemplos. Essas espécies se tornam raras ou até desaparecem quando a vegetação atinge um estágio climax.

Uma defesa a bom preço

Proteger-se produzindo pêlos urticantes ou espinhos representa um investimento energético considerável. Para reduzir os gastos, algumas plantas limitam-se então ao mínimo necessário, desenvolvendo uma estratégia de otimização de energia.

Tronco de *Zanthoxylum rhoifolium* (Laranjinha) com espinhos esparsos, mais densos na base.

Assim, certas espécies de azevinho (por exemplo, *Ilex aquifolium*) produzem folhas espinhosas até atingir 2-3 m de altura e, então folhas progressivamente menos espinhosas, até tornarem-se íntegras no topo da árvore. A altura média a partir da qual as folhas começam a se diferenciar, está correlacionada com o tamanho dos maiores herbívoros selvagens das regiões onde crescem as diferentes espécies de azevinho (Potter & Kimmerer, 1988).

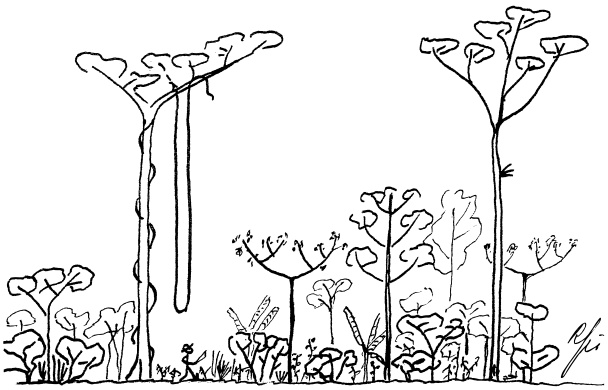
Na Reserva, *Zanthoxylum rhoifolium* (Rutaceae), da família do limoeiro, produz espinhos no seu tronco. Esses espinhos tornam-se raros e em seguida desaparecem, a partir de 4-5 m de altura nas árvores isoladas. Nesse caso, os espinhos tem a função de impedir os animais de subir pelo tronco da árvore para se alimentarem das suas folhas e frutos.

Indivíduos jovens de *Zanthoxylum rhoifolium* (Laranjinha) recobertos de espinhos.

O processo de recolonização é similar nos terrenos abandonados pelo homem, precedido, porém, por espécies de plantas herbáceas e lianas, às vezes cosmopolitas, das seguintes famílias: Fabaceae (*Mimosa pudica*); Verbenaceae (*Lantana camara*, *L. undulata*, entre outras, *Aloysia virgata*, *Stachytarpheta angustifolia*); Passifloraceae (*Passiflora cincinnata*); Solanaceae (*Solanum paniculatum*); Euphorbiaceae (*Cnidoscolus urens*); Lamiaceae (*Leonotis nepetaefolia*, *Hyptis* cf. *parkerii*); Amaryllidaceae (*Hippeastrum stylosum*); Plantaginaceae (*Angelonia salicariifolia*); Costaceae (*Costus spiralis*); Cyperaceae (*Fuirena umbellata*; *Scleria* spp., *Rhynchospora cephalotes*), Acanthaceae (*Ruellia geminiflora*) e várias espécies de Poaceae. Neste caso, a recuperação da floresta parece sofrer um atraso devido a presença dessas plantas herbáceas altas que impedem o crescimento das árvores.

As florestas degradadas

A posição dominante e o relevo íngreme da Reserva de Pedra Talhada a protegeram durante muito tempo de uma exploração massiva da vegetação e do desmatamento. Os declives acentuados, dificultando notadamente o transporte das árvores cortadas, assim como a presença de zonas brejosas ou pantanosas também de difícil acesso tornaram pouco rentáveis a busca de madeiras de valor econômico. Não obstante, certas zonas do maciço foram deterioradas e são particularmente visíveis na periferia, onde a topografia permite o fácil acesso humano (3.32 - 3.33). Todas as etapas do processo de degradação são visíveis na Reserva, desde a floresta primária, não afetada pela exploração humana, até terrenos anteriormente explorados pelo homem e hoje abandonados e degradados. Jaqueiras (*Artocarpus heterophyllus*) e Mangueiras (*Mangifera indica*) encontradas no meio da floresta madura, são vestígios da intervenção antrópica e que também é observado em outros fragmentos florestais no Nordeste do Brasil (Alves et al., 2013). Deve-se



3.**32.** Perfil estrutural da floresta degradada.

3.**33.** Floresta degradada invadida por trepadeiras herbáceas.

salientar que certas espécies se adaptaram às mudanças produzidas pelo homem no meio natural, como várias espécies de Fabaceae que servem de mourões para cercas (*Erythrina velutina*, Mulungu) ou crescem em trilhas e acessos (*Mimosa pudica*), e de Bromeliaceae (*Aechmea* spp., *Tillandsia* spp., etc.), que se instalam sobre postes, telhados de casas ou ainda sobre outras estruturas às vezes insólitas como a fiação e antenas de televisão.

DIVERSIDADE FLORÍSTICA

Mais de 800 espécies já foram inventariadas na Reserva de Pedra Talhada (considerando a Reserva e um perímetro de 1 km em torno dela), o que ainda está abaixo da expectativa da real diversidade de Angiospermas no local. Estudos similares em áreas submontanas e de terras baixas no estado de Pernambuco tem apresentado números maiores (Alves et al., 2013). Isso reforça a importância da continuidade de coletas e estudos na área. Dentre

Será que as plantas são tímidas ?

Uma espécie herbácea de Malícia (*Mimosa pudica*), com flores cor de rosa, cresce nos caminhos frequentemente percorridos pelos habitantes da região, na borla da Reserva, onde ela encontra luz suficiente. Ao mais leve toque de suas folhas, os folíolos de fecham.

Uma corrente elétrica provoca movimentos da água no interior das células na base dos folíolos e faz com que eles se juntem. A planta evita, assim, possíveis estragos causados pelo pisoteamento (Jensen et al., 2011).

Flor e ramo com folhas da *Mimosa pudica* (Malícia): pode-se notar as folhas fechadas abaixo, um segundo após o contato.

Uma planta ainda precisa de terra para se desenvolver?

A família das Bromeliaceae, da qual o abacaxi faz parte, é quase exclusiva do continente americano, com exceção de uma pequena região na África, devido a dispersão por longa distância há aproximadamente 10 milhões de anos (Givnish et al., 2011).

O gênero *Tillandsia* é espetacular pelo grande número de espécies que se desenvolvem em suportes sem terra. Isso é observado nas zonas onde a umidade atmosférica se mantém em um nível razoável durante uma parte do ano, entretanto, no resto do ano ela é muito baixa. A umidade e os microorganismos fornecem às plantas uma quantidade pequena, mas suficiente, de água e sais minerais (Abril & Bucher, 2009). No entorno da Reserva, pode-se observar uma bela paisagem com essas plantas crescendo sobre os fios elétricos que correm paralelos às estradas na proximidade da floresta.

Fios elétricos sobre os quais cresce *Tillandsia recurvata.*

essas, cerca de 200 são arbóreas. Várias delas eram até então desconhecidas na região mas foram catalogadas para a Reserva como *Solanum sycocarpum* (Solanaceae, Sampaio, com. pess.), *Campylosiphon purpurascens* (Gentianaceae, Melo, pers. com.), *Symplocos nitens* var. *bahiensis* (Symplocaceae, Aranha-Filho pers. comm.) ou *Hyperbaena dominguensis* (Menispermaceae, Amorim et al., 2012). A localização e coleta dessas espécies na Reserva de Pedra Talhada constitui novas referências para os estados de Alagoas e Pernambuco e/ou para a região Nordeste (de Lyra-Lemos et al., 2010, http://floradobrasil.jbrj.gov.br/).

Vale ressaltar que recentemente, novas espécies ocorrentes nos limites da Reserva foram descobertas e descritas pela ciência como endêmicas do Nordeste brasileiro, como *Epidendrum flammeum* (Orchidaceae, Pessoa et al., 2012) e *Erythroxylum umbrosum* (Erythroxylaceae, da Costa-Lima & Alves, 2013). Algumas espécies novas para a ciência que ainda deverão ser descritas foram fotografadas e/ou coletadas (veja Inventário I). Isto ressalta a importância da Reserva de Pedra Talhada para a conservação da diversidade de plantas do Nordeste do Brasil.

O inventário realizado em 1 ha na floresta de terras altas, resultou em mais de 100 espécies de árvores com um diâmetro superior a 10 cm da altura de peito (DAP), com uma densidade de 1.018 indivíduos por hectare (Nusbaumer et al., in prep.). As 10 espécies mais frequentes representam mais de 40 % do total de indivíduos. Entre as espécies recenseadas, algumas são gregárias enquanto outras são dispersas no maior número das 100 subparcelas do levantamento.

A análise desses dados permitiu realizar uma classificação das espécies em termos de importância ecológica na Reserva de Pedra Talhada. As 10 espécies mais importantes são, em ordem decrescente: Embiriba (*Eschweilera* sp. 1, Lecythidaceae), Piranha (*Guapira obtusata*, Nyctaginaceae), Uruçuca (*Vochysia dardanoi*, Vochysiaceae), Bom-nome (*Maytenus obtusifolia*, Celastraceae), Piranha (*Guapira graciliflora*, Nyctaginaceae), Camboatã-branco (*Cupania oblongifolia*, Sapindaceae), *Coussarea capitata* (Rubiaceae), Sucupira-preta (*Diplotropis incexis*, Fabaceae), Jenipaparana (*Ixora brevifolia*, Rubiaceae) e Louro pimenta (*Ocotea* cf. *cernua*).

RELAÇÕES FLORÍSTICAS

Uma grande parte das espécies observadas na Reserva é originária das formações ombrófilas neotropicais. A Reserva não pode ser considerada apenas como uma pequena ilha isolada de floresta Atlântica, pois parte das espécies encontradas reflete a influência de outras formações, evidenciando a extensão da Mata Atlântica na direção do interior do continente e consolidando o papel de refúgio dos brejos de altitude. As florestas Amazônica e Atlântica foram provavelmente conectadas num passado antigo e seu isolamento é o resultado do aumento da aridez durante períodos do Terciário e do Quaternário, que teria favorecido a expansão de formações vegetais xeromórficas entre essas duas densas massas florestais (Costa, 2003; Pennington & Ratter, 2006). A observação de imagens de satélite revela que essas duas formações aparecem hoje bastante isoladas entre si. Existem porém, florestas de galeria ou mesmo pequenos capões de floresta que representam juntos uma rede de florestas

interconectadas no seio de uma matriz de vegetação mais seca e aberta. Certas espécies são endêmicas do Nordeste, mas, a maioria dos componentes da flora da floresta da Reserva têm origens diversas: parte é amazônica, parte atlântica ou ainda parte pertence ao arco seco meridional que passa pelos núcleos Tucumano-Boliviano, Paranaense e do São Francisco. As espécies citadas como exemplos ao longo do texto abaixo ilustram essas origens diferenciadas e seus dados de distribuição foram extraídos da base de dados do Missouri Botanical Garden (Tropicos, 2013 http://www.tropicos.org, para a metodologia veja Nusbaumer et al., 2010). Todavia, deve-se levar em conta que nem todas as determinações em bases de dados globais foram verificadas por especialistas e há grandes disparidades no nível de conhecimento sobre a distribuição das espécies, algumas delas subamostradas pelos coletores nas expedições botânicas.

Por ser um remanescente florestal na região Nordeste, verifica-se na Reserva a presença de espécies endêmicas regionais como: *Ameroglossum pernambucense, Bunchosia pernambucana, Canistrum aurantiacum, Couepia impressa, Cupania impressinervia, Epidendrum flammeum, Erythroxylum umbrosum*, *Miconia nordestina, Pouteria nordestinensis, Sinningia nordestina* e *Vochysia dardanoi*.

Entre as espécies de origem Atlântica figuram: *Anaxagorea dolichocarpa, Byrsonima sericea, Libidibia ferrea* var. *leiostachya, Canavalia parviflora, Coussapoa microcarpa, Croton heliotropiifolius, Diplotropis incexis, Inga subnuda* subsp. *subnuda, Lantana undulata, Luehea ochrophylla, Maytenus obtusifolia, Omphalea brasiliensis, Tachigali densiflora, Tetrapterys anisoptera* e *Tocoyena bullata*, entre outras.

A flora da floresta da Reserva é também marcada pela presença de espécies oriundas de regiões distantes, localizadas mais ao norte. Certas espécies são disjuntas entre a Floresta Amazônica e a Mata Atlântica como: *Albizia polycephala, Albizia pedicellaris, Dioclea grandiflora, Eriotheca macrophylla, Lecythis lurida, Pera furfuracea, Plathymenia reticulata, Stryphnodendron pulcherrimum* e *Thyrsodium spruceanum*.

O Planalto da Borborema é uma formação montanhosa particular no Nordeste do Brasil. A altitude e extensão no sentido norte-sul e a variação na intensidade pluviométrica e temperaturas no sentido leste-oeste propiciam ambientes distintos, onde destacam-se os afloramentos rochosos como aqueles observados na Reserva de Pedra Talhada. Esses ambientes abrigam espécies de plantas endêmicas do Planalto da Borborema como por exemplo *Ameroglossum pernambucense* (Scrophulariaceae), *Epidendrum flammeum* (Orchidaceae), *Chresta pacourinoides* (Asteraceae) ou com distribuição restrita como *Sinningia nordestina* (Gesneriaceae), entre muitas outras (Gomes & Alves, 2009, 2010). Vale ressaltar que várias dessas espécies são comuns nos afloramentos da Reserva destacando sua importância na conservação das mesmas.

Ameroglossum pernambucense na Reserva de Pedra Talhada.

Flor de *Sinningia nordestina* (Crista-de-perú) na Reserva de Pedra Talhada.

As espécies comuns às florestas semidecíduas pertencentes ao arco meridional, segundo Spichiger et al. (2004) são: *Aspidosperma cylindrocarpon, Cordia trichotoma, Enterolobium contortisiliquum, Peltophorum dubium*.

Vale finalmente assinalar que muitas espécies observadas apresentam ampla distribuição neotropical, como: *Aeschynomene brasiliana, Phanera outimouta, Bowdichia virgilioides, Handroanthus ochraceus, Hirtella racemosa, Hirtella triandra, Licania kunthiana, Pterocarpus rohrii, Protium heptaphyllum, Schefflera morototoni, Tapirira guianensis* e *Xylopia sericea*.

As espécies que crescem nas partes mais baixas do maciço estão relacionadas com as formações secas neotropicais e amplamente encontradas na Caatinga dos estados de Pernambuco e Alagoas como: *Schinopsis brasiliensis*, *Tabebuia aurea* e *Ziziphus cotinifolia* (Prado & Gibbs, 1993; Prado, 2003).

A elevada diversidade de espécies inventariadas na Reserva, assim como as várias influências que esta apresenta, permitem inferir que esse biótopo constitui um verdadeiro refúgio florístico para espécies submetidas à pressão de floras mais recentes e à influência das atividades humanas.

CONSERVAÇÃO

A salvaguarda da Reserva de Pedra Talhada é fundamental. O inventário florístico evidenciou a presença de espécies consideradas ameaçadas pela *International Union for Conservation of Nature and Natural Resources* (IUCN, 2012), e que estão inscritas na Lista Vermelha das Espécies de Plantas do Brasil (http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/lista-vermelha). Algumas delas são consideradas como vulneráveis (VU) ou quase ameaçadas (NT) como *Attalea funifera, Bowdichia virgilioides, Cattleya labiata, Cedrela odorata, Diplopterys patula, Euterpe edulis, Handroanthus impetiginosus, Ocotea* cf. *puberula, Solanum sycocarpum* e *Trichilia ramalhoi.* Outras estão classificadas como ameaçadas ou em grande perigo de extinção (EN), como *Bunchosia pernambucana, Canistrum aurantiacum* e *Schultesia guianensis*.

Pelo interesse biogeográfico e histórico das espécies que a Reserva abriga, a preservação da floresta é, portanto, de vital importância para a salvaguarda da biodiversidade contida nessa zona de refúgio biológico. Também é importante para implementar rapidamente uma zona tampão de 1-2 km ao redor da Reserva como estratégia de proteção do núcleo.

ÁRVORES EMBLEMÁTICAS

A seleção das árvores consideradas como as mais representativas da Reserva foi realizada com base no levantamento quantitativo de 1 ha, complementada com observações sistemáticas *in situ* realizadas durante vários anos. A descrição dessas espécies baseia-se nas amostras de herbário que foram coletadas na Reserva durante este período. Uma importante contribução foi dada pelos moradores da região.

As espécies estão classificadas seguindo a ordem alfabética. Em cada página são reunidas todas as ilustrações e comentários para ajudar a identificação. As informações sobre altura, diâmetro, fenologia, nomes vernaculares e usos dessas espécies estão baseadas tanto em material herborizado quanto em observações reunidas ao longo do tempo na Reserva pelos autores, colaboradores e mateiros nativos da área. Sobre a fenologia, vale ressaltar que a comparação com dados relativos ao Brasil, em geral, mostram um desvio. Essa diferença é devida à particularidade climática do Nordeste em relação ao restante do território brasileiro.

Anaxagorea dolichocarpa (Annonaceae)
Prachim

Pequena árvore que pode atingir 6 m de altura. É extremamente gregária nas encostas baixas e nas zonas de terra-baixa. Sua madeira exala um perfume, assim como as grandes folhas que também fornecem sombra ao sub-bosque. As folhas são alternas, dísticas e acuminadas. Os ramos terminam com folhas jovens, pêndulas. A floração e a frutificação se sobrepõem e duram um longo período, tendo sido observadas de setembro a abril. Flores e frutos fasciculados crescem sobre o tronco e nos ramos.

Ramo com folhas.

Face inferior das folhas.

Flor no tronco vista de perfil.

Flor no tronco vista de frente.

População gregária na margem de um riacho.

Frutos.

Corte do fruto imaturo evidenciando a semente ainda em desenvolvimento.

Aspidosperma discolor (Apocynaceae)
Pau-falho, Pau-faia, Quéira, Cabo-de-Machado

O Pau-falho é espetacular pelo seu tronco fortemente acanalado. Essa árvore chega até 28 m de altura e 80 cm de diâmetro. As folhas são simples, lanceoladas, discolores e agrupadas na extremidade dos ramos. A presença de látex branco em várias partes da árvore pode ser discreta ou notável. A floração foi observada em outubro e os grandes frutos circulares foram encontrados em maio. A dispersão das sementes aladas é feita pelo vento.

Tronco.

Fruto e folhas.

Base do tronco.

Flor.

Bowdichia virgilioides (Fabaceae)
Sucupira-verdadeira

Essa pequena árvore em geral não ultrapassa 10 m de altura, entretanto, alguns indivíduos maiores já foram observados. É típica dos terrenos abandonados e das áreas de regeneração onde forma populações gregárias. As folhas alternas e imparipinadas apresentam folíolos discolores e em geral, subopostos. É decídua, perdendo a totalidade das folhas durante a estação seca. Ela inicia a floração no novembro antes a desenvolvimento das folhas. Sua madeira é dura, compacta e apresenta ótimas qualidades mecânicas, sendo porém, difícil de trabalhar. É utilizada na engenharia civil e naval e na fabricação de móveis de luxo ou de artigos de carpintaria.

Tronco.

Casca.

Inflorescência num ramo com folhas.

Flores.

Byrsonima sericea (Malpighiaceae)
Murici

Árvore com até 20 m de altura e diâmetro de cerca de 60 cm. As folhas são simples, opostas, elípticas, acuminadas e revestidas por um indumento de pelos dourados na face inferior. Floresce de setembro a novembro e frutifica de março a abril. A raque das inflorescências é dotada de sulcos e recobertas por um indumento também dourado. São notáveis as glândulas nectaríferas na face externa das sépalas. Os frutos são muito apreciados pelos pássaros e pela população local. Os raminhos são muitas vezes perfurados e apresentam galhas de formato ovóide bem visíveis com binóculos. Essa árvore apresenta uma grande amplitude ecológica, sendo encontrada tanto nas áraes de regeneração quanto na floresta primária. É as vezes utilizada como planta ornamental. A madeira resistente é utilizada na fabricação de móveis e vigas de telhados.

Tronco.

Ramo com folhas e inflorescências.

Frutos jovens evidenciando as glândulas na face externa das sépalas.

Frutos maduros.

Casearia sylvestris (Salicaceae)
Caiubim

O caiubim é uma pequena árvore que raramente ultrapassa 6 m de altura e 10 cm de diâmetro, conforme nossas observações. Ela é típica de terrenos que foram cultivados e hoje estão abandonados pelo homem e das áreas em regeneração. Suas folhas são alternas, dísticas, com margem denteada, levemente recurvadas em forma de foice e com pontuações translúcidas visíveis através da luz. A floração foi observada de novembro a abril. Como muitas espécies pioneiras, o caiubim produz uma grande quantidade de sementes ariladas dispersas por pássaros que as consomem avidamente. A madeira é empregada para lenha e cerca.

Ramo com botões florais e frutos.

Ramo com folhas.

Frutos e sementes ariladas.

Cedrela odorata (Meliaceae)
Cedro

O cedro atinge até 26 m de altura. As folhas são grandes, compostas imparipinadas e alternas, porém, em geral estão reunidas na extremidade dos ramos. Essa característica facilita o reconhecimento da espécie. Os folíolos são alternos, assimétricos, levemente arqueados e acuminados. É uma espécie decídua, perdendo a totalidade das folhas durante a estação seca. A frutificação foi observada em dezembro. Essa árvore é citada com frequência como uma das espécies emblemáticas da Reserva, apesar de ser atualmente considerada rara na área devido, provavelmente, a extração intensiva da sua madeira que possui múltiplos usos.

Ramo com folhas.

Tronco e casca.

Frutos no solo.

Clusia nemorosa (Clusiaceae)
Pororoca

Essa árvore mede até 20 m de altura, com um diâmetro que pode atingir 70 cm nos indivíduos mais desenvolvidos. Esta espécie tem um comportamento estrangulador. Dependendo do substrato, a pororoca pode desenvolver raízes-escoras a até 2 m de altura do tronco. O látex amarelo ou branco é abundante e, sobretudo, as folhas grandes, obovadas e opostas, permitem reconhecer essa árvore facilmente. A floração e a frutificação são observadas durante quase todo o ano. O fruto é facilmente reconhecido pelos estigmas que tem uma projeção na extremidade, assim como pelo arilo alaranjado das sementes.

Ramo com frutos em diferentes etapas de desenvolvimento.

Ramo com flor.

Raízes-escoras.

Casca, raízes-escora e estrangulamento de uma outra árvore.

Clusia paralicola (Clusiaceae)
Jaqueira-brava

Esse arbusto mede até 8 m de altura e 10 cm de diâmetro. Cresce em lugares abertos próximos aos afloramentos rochosos, onde encontra fendas na rocha para assegurar a estabilidade mínima para sua instalação. As raízes-escoras são bem menos desenvolvidas que as da *Clusia nemorosa*. A abundância de látex amarelo ou branco, os ramos jovens de cor verde e, sobretudo, as folhas gandes, opostas e obovadas com a largura aumentando da base para o ápice, permitem a identificação dessa espécie com facilidade. A floração e a frutificação foram observadas durante quase todo o ano. O fruto é semelhante ao de *Clusia nemorosa*, porém se distingue pela deiscência precoce.

Flor.

Ramo com folhas e flores.

Fruto.

Ramo seccionado mostrando látex amarelo.

Secções transversais do fruto.

Coussarea capitata (Rubiaceae)

Essa árvore pode chegar a 16 m de altura e 30 cm de diâmetro. As folhas são grandes, simples, opostas, elípticas, obtusamente acuminadas, com largas estípulas interpeciolares. A presença de manchas secas vermiformes, de cor marrom, feitas por insetos no limbo é muito característica. A floração foi observada em novembro, com frutificação em março.

Casca.

Ramo com folhas e inflorescências jovens.

Limbo e nervura principal da folha com manchas vermiformes.

Inflorescência.

Frutos jovens.

Cupania impressinervia (Sapindaceae)
Camboatã

Essa espécie atinge até 20 m de altura e 25 cm de diâmetro. Apresenta grande amplitude ecológica ocorrendo tanto nas áreas de regeneração quanto nas de floresta primária. Os ramos jovens sulcados são recobertos por pilosidade dourada. As fo-lhas grandes, compostas, alternas e imparipinadas chegam a ter 40 cm de comprimento. Os folíolos coriáceos e sedosos na face inferior são obovado-elípticos, alternos a subopostos, bulados e com a margem irregularmente denteada e o ápice arredondado a emarginado. Floresce durante quase todo o ano, de janeiro a setembro, e frutifica a partir de fevereiro. As inflorescências são pendentes e as flores apresentam disco extraestaminal e lígula na face interna da pétala.

Tronco.

Flores.

Ramo com folhas e inflorescência.

Infrutescência.

Fruto aberto com sementes.

Cupania oblongifolia (Sapindaceae)
Camboatã-branco

O camboatã-branco é uma árvore majestosa, chegando a medir 26 m de altura e 50 cm de diâmetro. Os ramos jovens são acobreados a dourados e canaliculados. As folhas são compostas, imparipinadas e alternas com folíolos alternos a subopostos, de tamanho variado, aumentando da base para o ápice, obovados e com ápice obtuso a retuso. São coriáceos, glabros nas duas faces e dotados de domácias localizadas nas axilas das nervuras secundárias. A nervura principal acobreada é visível à distância. A floração foi observada em novembro e as inflorescências jovens se desenvolvem a partir do mês de abril.

Tronco.

Casca.

Ramo com folhas e inflorescência jovem.

Inflorescência.

Fruto.

Diplotropis incexis (Fabaceae)
Sucupira-preta

Essa espécie atinge 30 m de altura e 55 cm de diâmetro. As folhas são alternas, compostas e imparipinadas com folíolos alternos e brilhantes em ambas as faces. A floração foi observada em janeiro, com frutificação entre março e abril. Os frutos membranáceos, achatados, com veias, se espalham abundantemente no solo, o que permite reconhecer facilmente essa árvore. A sucupira-preta é muito apreciada na região pela qualidade da sua madeira.

Casca.

Vagens.

Detalhe das flores (exsicata de herbário).

Ramo com folhas.

Face inferior de uma folha.

Exsicata de herbário.

Eriotheca macrophylla (Malvaceae)
Munguba

A munguba é uma árvore de grande porte que atinge 30 m de altura e diâmetro de 1 m, medido acima de suas impressionantes raízes tabulares. O crescimento dessa espécie heliófila é rápido. Ela perde as folhas no fim da estação seca, quando então inicia a floração. As flores brancas são particularmente visíveis numa árvore onde as folhas estão ausentes. A floração foi observada de fevereiro a abril; no período de frutificação ainda é possível ver algumas flores passadas. O fruto piriforme é recoberto por pilosidade acobreada-esbranquiçada e libera sementes que planam graças a um envoltório lanoso muito leve. A sua madeira leve, torcida e apresentando muitos nós não é apreciada, o que contribui para a sua preservação.

Tronco e raízes tabulares.

Semente e o seu envoltório.

Fruto.

Ápice da inflorescência.

Folha composta digitadas.

Eschweilera sp. 1 (Lecythidaceae)
Embiriba, Embiribaçu

Esta árvore pode chegar a 23 m de altura e a um diâmetro de 40 cm. As folhas são alternas, elípticas, acuminadas, inteiras e de cor verde oliva com micro-nervuras bem marcadas. A floração foi observada nos meses de fevereiro e março. É possível encontrar frutos secos no solo até ao mês de setembro e, as vezes, mesmo durante a floração do ano seguinte. A presença desses frutos secos, chamados pixídios facilitam a sua identificação. A expansão unilateral da flor, formando um capuz com estaminódios, é típica da família.

Ramo com folhas e frutos.

Casca.

Folhas.

Flor.

Ramo com folhas e flor.

Fruto seco.

Guapira graciliflora (Nyctaginaceae)
Piranha

Essa espécie atinge até 22 m de altura e 40 cm de diâmetro. As folhas são simples, acuminadas, opostas ou verticiladas, anisófilas e reunidas na extremidade dos ramos. Os ramos jovens são glabros e a nervura principal das folhas apresentam frequentemente manchas marrons e visíveis. Floresce durante quase o ano todo, de janeiro a novembro, e a frutificação acontece a partir de fevereiro. As inflorescências são fortemente simétricas com ramos laterais perpendiculares ao eixo principal.

Tronco, casca e ramo com folhas.

Ramo com inflorescência.

Flores.

Guapira obtusata (Nyctaginaceae)
Piranha

Essa árvore mede até 25 m de altura e 40 cm de diâmetro. As folhas são simples, bastante obtusas, opostas ou verticiliadas, anisófilas e reunidas na extremidade dos ramos pubescentes. Floresce durante quase o ano todo, de janeiro a setembro, e a frutificação acontece a partir de fevereiro. As inflorescências com flores brancas e as infrutescências apresentam arranjo simétrico, com ramos laterais perpendiculares ao eixo principal.

Tronco.

Face inferior das folhas.

Casca.

Ramo com folhas.

Ramo com frutos jovens.

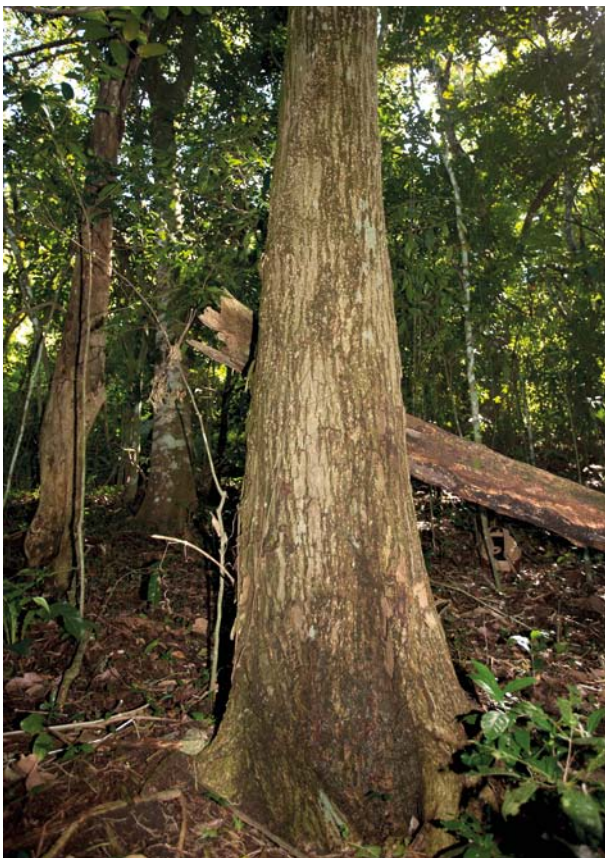
Frutos jovens.

Handroanthus ochraceus (Bignoniaceae)
Pau-d'arco

Essa espécie pode atingir 25 m de altura e 50 cm de diâmetro. É decídua, perdendo a totalidade das folhas durante a estação seca. No início da estação chuvosa ocorre a floração amarelo-pálida intensa. As novas folhas surgem no fim da floração. A casca é descamante nos ramos. As folhas são opostas, compostas e palmadas. Os folíolos são coriáceos, sedosos, denticulados e longamente peciolados. A dispersão das sementes aladas é feita pelo vento. Ao contrário da maioria das árvores, o pau-d'arco resiste ao mofo devido à presença do lapachol no lenho. Esse alcalóide é antifúngico, bactericida, antiviral e antiinflamatório. Os antigos habitantes da região davam-lhe o nome de farmácia-da-mata. Essa espécie, assim como o carobão (*Jacaranda puberula*), essa última com flores de cor lilás, é frequentemente citada como emblemática da floresta, mesmo sendo hoje rara, por conta de uma extração extensiva provavelmente devido à sua madeira apropriada para múltiplos usos.

Visão superior da inflorescência.

Inflorescência.



Base do tronco.

Fruto jovem.

Frutos secos e sementes.

Himatanthus bracteatus (Apocynaceae)
Banana-de-papagaio

Essa espécie pode medir até 18 m de altura e 40 cm de de diâmetro. A floração foi observada em dezembro, com frutificação em outubro do ano seguinte. Como é gregária, é reconhecida à distância no período da floração pelas grandes flores brancas cujas pétalas são arqueadas em forma de hélice de avião. A presença de látex branco abundante é notável em todos os órgãos da planta. As folhas simples, agrupadas na extremidade dos ramos, apresentam nervuras secundárias perpendiculares à nervura principal e nitidamente paralelas entre si. Os frutos escuros quando maduros, compostos de dois folículos curvos e alongados, reunidos dois a dois, são a origem do nome vernacular. Essa planta é empregada no nordeste, pelas suas propriedades vermífugas, na medicina humana e veterinária. Outras propriedades, antimicrobianas e antitumorais são associadas à essa árvore pela população local. Vale assinalar sua utilização na marcenaria para a fabricação de móveis e portas.

Indivíduos jovens.

Detalhe da inflorescência.

Tufo de folhas com flores.

Base do tronco.

Fruto.

Casca na altura do tórax.

Fruto seco.

Inga subnuda subsp. *luschnathiana* (Fabaceae)
Ingá-de-porco

O ingá-de-porco atinge 26 m de altura e diâmetro de 30 cm. Os ramos terminais são de cor marrom acinzentado claro. As folhas alternas e compostas, apresentam 3 a 5 pares de folíolos arqueados e acuminados. A presença de uma glândula circular (nectário extra-floral) sobre a ráquis entre cada um dos pares de folíolos caracteriza o gênero *Inga*. A ráquis é alada somente no último entre-nó foliar. A floração foi observada entre outubro e janeiro e a frutificação entre março e abril. A polpa esbranquicada que recobre as sementes é apreciada pela fauna local.

Tronco.

Casca.

Ramo com folhas.

Vagem.

Folhas e inflorescências.

Ixora brevifolia (Rubiaceae)
Jenipaparana

Essa árvore pode atingir 15 m de altura e 35 cm de diâmetro. As suas folhas são simples, opostas, elípticas e obtusamente acuminadas. A presença de estípulas largas na base e aristadas no ápice é notável. A frutificação foi observada em março.

Ramo com folhas.

Estípulas interpeciolares.

Exsicata de herbário com frutos.

Lecythis lurida (Lecythidaceae)
Sapucarana, Sapucaia, Sapucaia verdadeira

Na Reserva essa árvore atinge 16 m de altura e 75 cm de diâmetro, mas, há árvores no estado do Espírito Santo que chegam a 33 m de altura. As folhas são alternas, estreitamente elípticas, curtamente acuminadas e imperceptivelmente denteadas. A floração foi observada durante o mês de novembro. Os grandes frutos esféricos lenhosos ainda podem ser encontrados no solo em setembro do ano seguinte, porém já estão fortemente degradados.

Tronco e fruto velho no solo.

Flor com capuz e lígula desdobrado.

Fruto aberto e sementes.

Flores e botões florais.

Ramo com folhas e frutos.

Fruto em decomposição no solo.

Cotilédones emergentes a partir da semente de *Lecythis lurida.*

Licania kunthiana (Chrysobalanaceae)
Carrapeta

Esta espécie pode atingir 24 m de altura e diâmetro de 30 cm. As folhas simples, alternas, dotadas de estípulas muito desenvolvidas, são notáveis pelo seu aspecto bicolor. A face inferior é recoberta por indumento lanoso que lhe dá um aspecto esbranquiçado. A frutificação foi observada em fevereiro, o que implica uma provável floração entre os meses de novembro e janeiro. Os frutos se parecem com pequenas peras.

Base do tronco.

Face superior das folhas.

Face inferior das folhas.

Frutos.

Maytenus obtusifolia (Celastraceae)
Bom-nome

Esta árvore atinge até 27 m de altura e 60 cm de diâmetro. As folhas coriáceas, simples, alternas e glabras são elípticas a obovadas e com margem revoluta e ápice agudo, emarginado a raramente acuminado. O pico de floração é observado no mês de novembro. As flores são reunidas em inflorescências axilares breve-pedunculadas. As sementes são recobertas por arilo esbranquiçado.

Base do tronco.

Casca na altura do peito com lenticelas.

Ramo com um fruto jovem.

Ramo com botões florais.

Frutos abertos mostrando o arilo branco e a semente preta.

Ocotea cf. *cernua* (Lauraceae)
Louro-babão

Essa árvore atinge 22 m de altura e 50 cm de diâmetro. A madeira é aromática e os ramos são canaliculados. As folhas são simples, alternas, largamente elípticas, curtamente acuminadas, glabras, fortemente coriáceas e apresentam poucas nervuras visíveis. A floração foi observada em novembro e possivelmente a frutificação ocorre a partir de janeiro. O fruto é uma baga com uma cúpula persistente e lignificada na base.

Tronco.

Ramo com folhas e inflorescências jovens.

Ramo com inflorescência.

Flores.

Ocotea glomerata (Lauraceae)
Louro-verdadeiro

Essa árvore atinge 20 m de altura e 25 cm de diâmetro. A madeira é odorífera e os ramos são canaliculados e pubescentes. As folhas são simples, alternas, lanceoladas, longamente acuminadas e pubescentes na face inferior. A floração foi observada em abril e a frutificação entre outubro e dezembro. Pode ser encontrada tanto na floresta primária quanto nas áreas em regeneração. O fruto é uma baga com uma cúpula persistente e lignificada na base.

Casca.

Infrutescência.

Ramo com inflorescências.

Flor.

Frutos jovens.

Pera furfuracea (Peraceae)
Casca-dura

Essa árvore atinge 25 m de altura e seu tronco pode medir até 40 cm de diâmetro. As folhas são simples, alternas, elípticas, obtusamente acuminadas e recobertas de tricomas escamosos esparsos. A extremidade dos ramos termina com pequenas folhas dobradas sobre si mesmas e recobertas por tricomas escamosos. É uma espécie dióica que floresce de março a setembro e frutifica em outubro, produzindo um grande número de sementes que servem de alimento para diversas espécies animais. Essa árvore é bastante resistente e capaz de suportar perturbações diversas sendo a razão pela qual é largamente utilizada em reflorestamentos. Sua madeira é empregada na fabricação de vigas para telhado de habitações.

Tronco.

Ramos com inflorescências.

Frutos jovens.

Inflorescências.

Plathymenia reticulata (Fabaceae)
Amarelo, Pau-amarelo

Do alto dos seus 40 m, *Plathymenia reticulata* é uma das maiores árvores da Reserva de Pedra Talhada, e seu diâmetro ultrapassa 1 m. A base do tronco em forma de pata de elefante e sobretudo a casca se descamando em largas placas, são facilmente reconhecíveis. As folhas são alternas, compostas e bipinadas. Os minúsculos folíolos ovais também são alternos. Perde as folhas durante a estação seca, a floração é observada no mês de dezembro e é possível encontrar frutos secos em setembro do ano seguinte. A cor amarelo-alaranjada lustrosa de sua madeira valeu-lhe o nome vernacular. A madeira duríssima é facilmente trabalhada e resiste aos ataques dos insetos xilófagos. É utilizada na fabricação de barcos, casas, assoalhos, marchetaria, saltos de sapatos e objetos de decoração.

Árvore que já perdeu a maior parte das folhas na estação seca.

Casca.

Folha.

Ramo com inflorescências.

Fruto legume.

Simarouba amara (Simaroubaceae)
Praíba

A praíba mede até 22 m de altura e 50 cm de diâmetro. Os ramos terminais são muito espessos e suberosos. As folhas, compostas, imparipinadas e grandes, são alternas, porém frequentemente reunidas na extremidade dos ramos, o que facilita o reconhecimento da espécie. Os folíolos são alternos ou subopostos, oblongos, discolores, curtamente acuminados ou obtusos, glabros e com uma nervação pouco visível. A floração foi observada entre novembro e dezembro. A madeira é utilizada na fabricação de portas e móveis. A planta é tida como fortemente tóxica e com numerosas propriedades medicinais.

Casca.

Flor.

Tronco.

Ramo com folhas.

Face inferior das folhas.

Symphonia globulifera (Clusiaceae)
Bulandi-de-leite, Bulandim

É facilmente reconhecida nas florestas de terra-baixa, onde cresce, pelos ramos verticiliados e estratificados, assim como pelas flores vermelhas abundantes que podem ser vistas à distância. A árvore atinge frequentemente 30 m de altura e um diâmetro de 50-75 cm. Tendo em conta o meio úmido onde cresce, raízes-escoras se lançam na direção do solo a partir do tronco e dos ramos. Ademais, as raízes tabulares funcionam como suportes na base do tronco, assegurando uma maior estabilidade à árvore. O látex amarelo está presente em todos os órgãos da planta. As folhas são opostas, acuminadas e apresentam numerosas nervuras secundárias, regulares e paralelas entre si. A floração e a frutificação foram observadas ao longo do ano. A dispersão das sementes é realizada por animais, principalmente morcegos que se alimentam da polpa dos frutos. Formigas vivem por vezes nos ramos em simbiose. Sua madeira dura e resistente à pragas é compacta e muito utilizada em carpintaria e marcenaria, inclusive na fabricação de barcos e dormentes de vias férreas.

Base do tronco com raízes-escora.

Casca.

Botões florais e flor no solo.

Faces superiores e inferiores das folhas com fruto jovem.

Tapirira guianensis (Anacardiaceae)
Cupiúva

Essa espécie pode atingir 25 m de altura e diâmetro de 50 cm. O tronco regular e cilíndrico apresenta numerosas cicatrizes ovais a oval-triangulares atribuídas a saguis (*Callithrix jacchus*, Primates, nomenclatura dos animais listados neste capítulo segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org)) que alimentam-se da sua seiva (de Castro & Araújo, 2007). O tronco e os ramos exsudam, quando cortados, uma seiva leitosa e espessa que escurece rapidamente por oxidação. As folhas são alternas, compostas e imparipinadas e os folíolos são opostos, largamente acuminados e discolores. O pico de floração ocorre entre novembro e dezembro. Os frutos de forma ovóide apresentam uma polpa de sabor adocicada apreciada pelos pássaros. É utilizada na marcenaria pela madeira resistente ao ataque de insetos além de usos medicinais (lepra, disenteria e antitumoral).

Casca à altura do peito.

Ramo com inflorescência.

Flores.

Thyrsodium spruceanum (Anacardiaceae)
Camboatã-de-leite

Essa árvore mede até 25 m de altura e o seu tronco pode atingir 30 cm de diâmetro. O tronco é coberto por casca castanho-acinzentada, fina, dura e marcada por delgadas fissuras. O látex branco é abundante. Os ramos jovens, e cilíndricos, são cobertos de uma pilosidade dourada. As folhas grande, alternas, compostas e imparipinadas podem atingir 80 cm de comprimento. Os folíolos são oblongo-elipticos, alternos a subopostos e coriáceos. Floresce entre janeiro e março, e a frutificação acontece entre março e abril. As inflorescências são eretas e às vezes cobertas de látex.

Base do tronco.

Folhas e frutos.

Frutos com gotas de látex.

Vochysia dardanoi (Vochysiaceae)
Uruçuca

Essa majestosa árvore atinge 30 m de altura e diâmetro de 75 cm. Por ser gregária, é possível reconhecê-la à distância no período da floração por conta das suas grandes inflorescências amarelas e vistosas. As folhas simples e verticiliadas por três (opostas nos galhos jovens), são oblongo-obovadas e com o ápice emarginado. A árvore é decídua, sendo possível identificá-la no final da estação seca pelo espesso tapete amarelado de folhas senescentes no solo. A floração ocorre entre fevereiro e março, chegando às vezes até o principio de abril e a frutificação foi observada em setembro. Sua madeira é empregada na carpintaria.

Tronco.

Ápice dos ramos com inflorescências.

Ramo com folhas.

Botões florais, flores com esporão e frutos jovens.

Árvores em flor.

Fruto em vista frontal.

Fruto em vista lateral.

AGRADECIMENTOS

Nossos mais sinceros agradecimentos a Anita Studer pela incrível energia dispensada durante todos estes anos para manter a floresta da Reserva de Pedra Talhada, pelas belas fotografias de plantas, pela leitura atenta deste texto e pelas inúmeras contribuições decorrentes do seu conhecimento sobre a Reserva. A Pedro Celestino Felino, Manoel da Silva Nazario (Mané) e Luis Batista de Freitas por compartilharem seu conhecimento sobre a Reserva de Pedra Talhada e a maior parte das espécies lá encontradas, assim como a Agnaldo Pereira de Aguiar, Adeval Ferreira de Araújo, Ronaldo Raimundo, Aventino Pinto da Silva, Manoel Nunes de Farias (Dema), Hermenegildo Nunes de Farias (Zome), também a Carlos Batista, José Carlos da Silva Filho, Adalto Gomes, Fabiano Barros Ramalho, Fransisco Pereira de Melo (Chico), Flavio dos Santos Pereira e Simonio Nunes da Silva. A Armando C. Cervi (*in memoriam*) por ter possibilitado a realização de uma parte significativa deste trabalho. A Thomas Tscharner por sua contribuição no mapeamento. A Thomas Tscharner, Lidia Paredes, Elia Cottier, Rafael Favre, Kevin Clark, Lisa Saemann, Morgane Ammann, Nicolas Spitznagel, Melissa Teixeira, Marie-Louise Célérier e Ariane Cailliau por suas contribuições na pesquisa bibliográfica, trabalho de campo, e revisões do texto. À Thomas Tscharner, Luis Batista de Freitas, Gilvan Pereira, Nicolas Spitznagel, Rafaël Favre, Kevin Clark e Manuella Maury pelas contribuições fotográficas que representam um complemento valioso. Aos membros da Associação Nordesta e a Fred Aebi, Danièle Fisher-Huelin, Sylvie Dunant, Martine Mir-Sommer e Sylvia Bellay por o apoio no âmbito dos procedimentos administrativos. À Armando C. Cervi (*in memoriam*), Bruno S. Amorim, Suellen O. Santos, Aline Melo, Géssica Gomes-Costa, Anderson Araújo, Diogo Araújo, James L. Costa-Lima e Carlos de Melo e Silva Neto por o acesso o especimens de herbário da Reserva de Pedra Talhada; a Laurent Godé e Christian Willig por numerosas fotos e informações, bem como pela leitura do texto; a Nicolas Fumeaux por sua ajuda no herbário e na biblioteca de CJBG. Um especial agradecimento a Alain Chautems que compartilhou seus conhecimentos, leu o texto com atenção em francês e em portugês, determinou as Gesneriaceae e muitas fotos de várias famílias. Um grande agradecimento a Itamar Barbosa de Lima que compartilhou seus conhecimentos botânicos. Agradecemos ainda à Cyrille Chatelain pelo grande apoio no mapeamento da vegetação; à Fred Stauffer, Martin Callmander, Helder Santiago, Marcelo Cardoso, Alessandro Neiva, Eric Cusimano e Nathalie Vedovotto pela revisão do texto; à Ivana Zamboni pela tradução do texto francês para o português, e a Nicolas Spitznagel pelo layout e design gráfico deste documento também a Pierre-Emmanuel Lemaire e Matthieu Berthod. Queremos expressar também nossa gratidão aos taxonomistas que coletaram, identificaram ou confirmaram nossa identificações de amostras e fotografias: Marisabel Ureta Adrianzén (Myristicaceae), Marisabel Ureta Adrianzén (Myristicaceae), Marisabel Ureta Adrianzén (Myristicaceae), Maria de Fátima Agra (Solanaceae), Rafael Felipe de Almeida (Malpighiaceae), Thaís Elias Almeida (Pteridophyta), Aigara Miranda Alves (Alguae), Maria Alves (Asteraceae), Anderson Alves-Araújo (Sapotaceae), Ana Lilia Alzate-Marin (Bignoniaceae), Bruno S. Amorim (Malpighiaceae, Melastomataceae, Myrtaceae), Christiane E. Anderson (Malpighiaceae), Regina Andreata (Smilacaceae), Andre Aptroot (Cladoniaceae, Lichens), Luiz Aquino (Sapindaceae), João L. M. Aranha-Filho (Symplocaceae), Ariclenes de Almeida Mélo Araújo (Aristolochiaceae), Cínthia M. L. R. Araújo (Melastomataceae), Diogo Araújo (Dioscoreaceae), María Mercedes Arbo (Turneraceae), Marco Antônio de Assis (Bignoniaceae), Lucas F. Bacci (Melastomataceae), Thiago Flores Bevilacqua (Meliaceae), Gabrielle Barriera (Aquifoliaceae), Paul E. Berry (Euphorbiaceae), Cornelis C. Berg (*in memoriam*) (Moraceae), Tatiane Bertuzzi (Onagraceae), Narcísio C. Bigio (Peraceae), Leonardo Biral (Celastraceae), Volker Bittrich (Clusiaceae, Hypericaceae), Sérgio A. L. Bordignon (Phytolaccaceae), Leonardo Borges (Fabaceae), Massimo G. Bovini (Malvaceae), João Marcelo Alvarenga Braga (Heliconiaceae), Carla Poleselli Bruniera (Rubiaceae), Laurent Burgisser (Bryophyta), Maria Teresa Buril (Convolvulaceae), Marcela Eugenia da Silva Cáceres (Cladoniaceae, Lichenes), Ariane Cailliau (Bryophyta), Claudeni S. Caires (Loranthaceae, Santalaceae, Viscaceae), Luana Calazans (Araceae, Meliaceae), Alice Calvente (Cactaceae), Paulo Camara (Dicranaceae, Bryophyta), Domingos Cardoso (Fabaceae), Fernanda Antunes Carvalho (Caricaceae), Micheline Carvalho Silva (Piperaceae), Jefferson Guedes de Carvalho-Sobrinho (Malvaceae), André Carrilho (Bromeliaceae), Marcelo Cavallari (Salicaceae), Armando C. Cervi (*in memoriam*) (Passifloraceae), Juliana Chacón (Alstroemeriaceae), Alain Chautems (Gesneriaceae, Scrophulariaceae), Theodore S. Cochrane (Cleomaceae), Xavier Cornejo (Capparaceae), James Lucas Costa-Lima (Erythroxylaceae, Oxalidaceae), Nidia L. Cuello (Clusiaceae), Doug Daly (Burseraceae), Thomas Daniel (Acanthaceae), Marcos Vinicius Dantas-Queiroz (Iridaceae), Piero G. Delprete (Rubiaceae), Massimiliano Dematteis (Asteraceae), Stefan Dressler (Marcgraviaceae), Pierre-Emmanuel Dupasquier (Aquifoliaceae), Julie H. A. Duthil (Amaryllidaceae,

Hypoxidaceae), Carlos A. Ferreira Júnior (Malvaceae), Pedro Fiaschi (Araliaceae), Fabiana Filardi (Fabaceae), Andreas Fleischmann (Lentibulariaceae), Andreia S. Flores (Fabaceae), Enrique Forero (Connaraceae), Claudio N. Fraga (Dilleniaceae), Flavio França (Lamiaceae, Verbenaceae), Joelcio Freitas (Aristolochiaceae), Maria de Fátima Freitas (Cactaceae, Primulaceae), Peter W. Fritsch (Styracaceae), André dos Santos Bragança Gil (Iridaceae), Renato Goldenberg (Melastomataceae), Mario Gomes (Rubiaceae), Géssica A. Gomes-Costa (Cucurbitaceae), Eduardo Gomes Gonçalves (Araceae), Victor Martins Gonçalez (Malvaceae), Shirley Graham (Lythraceae), Martin Grings (Malvaceae), Elidio A. Guarçoni (Bromeliaceae), Paulo José Fernandes Guimarães (Melastomataceae), Gustavo Heiden (Asteraceae), Paula K. B. Hemsing (Chrysobalanaceae), Nicholas Hind (Asteraceae), Peter C. Hoch (Onagraceae), Eliane de Lima Jacques (Begoniaceae), Jomar Gomes Jardim (Rubiaceae), Jaquelyn A. Kallunki (Rutaceae), Ingrid Koch (Apocynaceae), Olivier Lachenaud (Linderniaceae), Laura Lagomarsino (Campanulaceae), Thomas G. Lammers (Campanulaceae), Eduardo Leal (Cyclanthaceae), Gwilym T. Lewis (Fabaceae), Roseli Liesner (Salicaceae), Haroldo Cavalcante de Lima (Fabaceae), Rita Lima (Cannabaceae, Rhamnaceae), Elton J. de Lírio (Monimiaceae), Adriana Lobão (Annonaceae), Benoit Loeuille (Asteraceae), Maria I. B. Loiola (Combretaceae), Lúcia G. Lohmann (Bignoniaceae), Julio A. Lombardi (Celastraceae, Vitaceae), Rafael Louzada (Bromeliaceae), Federico Luebert (Boraginaceae), Naédja Kaliére Marques de Luna (Costaceae), Hiltje Maas (Burmanniaceae, Gentianaceae), Paul Maas (Cannaceae, Zingiberaceae), Thaís Macedo (Malvaceae), Jefferson R. Maciel (Poaceae), Mara Magenta (Asteraceae), Fernando Régis di Maio (Rubiaceae), Vidal de Freitas Mansano (Fabaceae), Washington Marcondes-Ferreira (Apocynaceae), Ligia Q. Matias (Alismataceae, Nymphaeaceae), Aline Melo (Burmanniaceae, Gentianaceae, Piperaceae), Efigênia Melo (Polygonaceae), José Iranildo M. Melo (Boraginaceae, Hydroleaceae), Erica Barroso de Morais (Acanthaceae), Scott Mori (Lecythidaceae), Aline Mota (Poaceae), M. E. Múlgura (Verbenaceae), J. Müller (Asteraceae), Jimi N. Nakajima (Asteraceae), Germano G. Neto (Sapindaceae), Sergio Romaniuc Neto (Moraceae, Urticaceae), Larry R. Noblick (Arecaceae), Eliane Norman (Scrophulariaceae), Helen Ogasawara (Asteraceae), Caetano Troncoso Oliveira (Asteraceae), José Floriano B. Pastore (Polygalaceae), Juliana de Paula-Souza (Violaceae), Ariane Luna Peixoto (Monimiaceae), Marco Octávio O. Pellegrini (Commelinaceae, Nymphaeaceae, Pontederiaceae), Terence Dale Pennington (Fabaceae), Mathieu Perret (Gesneriaceae, Scrophulariaceae), Edlley M. Pessoa (Orchidaceae), Maria do Céo Rodrigues Pessoa (Rubiaceae), Michaele Pessoa (Melastomataceae), Clenia S. Pessôa (Acanthaceae), Luiz Pinto (Euphorbiaceae), Rafael B. Pinto (Fabaceae), José Rubens Pirani (Anacardiaceae, Asparagaceae, Cunoniaceae, Meliaceae, Picramniaceae, Rutaceae, Simaroubaceae), Michael Pirie (Fabaceae), Terence Dale Pennington (Meliaceae), John J. Pipoly III (Primulaceae), Pierre Poilecot (*in memoriam*) (Poaceae), Aline Pontes (Annonaceae), Alex V. Popovkin (Lamiaceae), Niara M. Porto (Menispermaceae), Ghillean T. Prance (Chrysobalanaceae, Proteaceae), Michelle Price (Bryophyta), Sheila Profice (Acanthaceae), Luciano Queiroz (Fabaceae), Rubens T. Queiroz (Fabaceae), Ana Claudia Gioseffi Ramos (Apiaceae, Araliaceae), Alessandro Rapini (Apocynaceae), Peter H. Raven (Onagraceae), Marcelo Reginato (Melastomataceae), Michel Ribeiro (Lecythidaceae), Ricardia Riina (Euphorbiaceae, Peraceae, Phyllanthaceae), Rodrigo Sampaio Rodrigues (Poaceae), Zachary Rogers (Thymeleaceae), Rosana Romero (Melastomataceae), Nádia Roque (Asteraceae), Élson Felipe Sandoli Rossetto (Nyctaginaceae), Lucia Rossi (Olacaceae, Thymeleaceae), Mariana Naomi Saka (Heliconiaceae, Marantaceae), Cassia Sakuragui (Ranunculaceae), Alexandre Salino (Dryopteridaceae), Roberto Manuel Salas (Rubiaceae), Fátima Regina G. Salimena (Lamiaceae, Verbenaceae), Daniela Sampaio (Elaeocarpaceae), Valéria Sampaio (Solanaceae), Jan Saunders (Malvaceae), André Vito Scatigna (Linderniaceae, Plantaginaceae), Fabrício Schmitz-Meyer (Melastomataceae), Luisa R. Senna (Amaranthaceae), Gustavo H. Shimizu (Vochysiaceae), Marcos José da Silva (Fabaceae), Fernanda O. Silva (Ochnaceae), Gisele de Oliveira Silva (Xyridaceae), Tânia R. dos Santos Silva (Verbenaceae), Marcela F. da Silveira (Rubiaceae), Carolina Siniscalchi (Fabaceae), Cristiane Snak (Fabaceae), Danilo J. L. de Sousa (Eriocaulaceae), Sarah Maria Athiê de Souza (Euphorbiaceae), Vinicius Castro Souza (Boraginaceae, Plantaginaceae), Andréa P. Spina (Apocynaceae), Vanessa G. Staggemeier (Myrtaceae), María Natividad Sánchez de Stapf (Boraginaceae), Fred Stauffer (Arecaceae), Charlotte M. Taylor (Rubiaceae), Michella del Rei Teixeira (Marcgraviaceae, Menispermaceae), Livia G. Temponi (Araceae), Mário Terra (Sapotaceae), Nicholas P. Tippery (Menyanthaceae), Roseli B. Torres (Salicaceae), Erin Tripp (Acanthaceae), Marcelo Trovó (Eriocaulaceae), Angela M. S. da Fonseca Vaz (Fabaceae), Andrea S. Vega (Poaceae), Jéssica Lira Viana (Poaceae), Bruno Wallnöfer (Ebenaceae), Dieter Wasshausen (Acanthaceae), Henk van der Werff (Lauraceae), Daniela Zappi (Cactaceae, Crassulaceae, Loganiaceae, Plumbaginaceae, Rubiaceae), Alexandre Zuntini (Bignoniaceae) e a todos os jovens

taxonomistas, alunos e estagiários, que participaram das coletas e determinações. Aos curadores responsáveis por herbários visitados: Marlene Barbosa (UFP), R.C. Araújo Pereira (IPA), e a todos as pessoas do herbário de Genebra que muito nos ajudaram. Ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) do Brasil, pelas respectivas licenças para pesquisa (Processo CNPq nº 000959/2013-8), assim como a todos os funcionários da Reserva de Pedra Talhada pelo apoio logístico. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens. A todos os nossos amigos e colaboradores pelas contribuições diretas e indiretas.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, Departamento de Sistemática e Ecologia, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, PB, Brasil
mregina@dse.ufpb.br

W. Wayt Thomas, The New York Botanical Garden, Bronx, New York, USA
wthomas@nybg.org

Marccus V. Alves, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
alves.marccus@gmail.com

Pierre-André Loizeau, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
pierre-andre.loizeau@ville-ge.ch

Rodolphe Spichiger, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
rodolphe.spichiger@ville-ge.ch

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abril, A. B. & E. H. Bucher. 2009. A comparison of nutrient sources of the epiphyte Tillandsia capillaris attached to trees and cables in Cordoba, Argentina. *Journal of Arid Environments* 73: 393-395.

Aguiar, J. M. R. B. V., L. M. Pansarin, J. D. Ackerman & E. R. Pansarin. 2012. Biotic versus abiotic pollination in Oeceoclades maculata (Lindl.) Lindl. (Orchidaceae). *Plant Species Biology* 27: 86-95.

Alves, M., A. Alves-Araújo, B. S. Amorim, A. Araújo, D. Araújo, M. T. Buril , J. L. Costa-Lima, J. Garcia-Gonzalez, G. Gomes-Costa, A. Melo, J. Novaes, S. Oliveira, E. Pessoa, T. Pontes & J. Rodrigues. 2013. Inventário de Angiospermas dos fragmentos de Mata Atlântica da Usina São José, Igarassu, Pernambuco. *In:* Buril, M.T., A. Melo, A. Alves-Araújo & M. Alves (eds.) *Plantas da Mata Atlantica: Guia de árvores e arbustos da Usina São José (Pernambuco)*: 133-158. Livro Rápido.

Amorim, B. S., D. Araújo & M. Alves. 2012. Hyperbaena domingensis (DC.) Benth.(Menispermaceae), new records for the Atlantic Forest from northeastern Brazil. *CheckList* 8(6): 1353–1355.

Bianchi, C. A. & S. M. Haig. 2013. Deforestation Trends of Tropical Dry Forests in Central Brazil. *Biotropica* 45: 395-400.

Blanc, P. 2002. *Être plante à l'ombre des forêts tropicales*: 1-428. Fernand Nathan.

Bodley, J. H. & F. C. Benson 1980. Stilt-root walking by an iriarteoid palm in the Peruvian Amazon. *Biotropica* 12: 67-71.

Costa, L. P. 2003. The historical bridge between the Amazon and the Atlantic Forest of Brazil: a study of molecular phylogeography with small mammals. *Journal of Biogeography* 30: 71-86.

da Costa-Lima, J. L. & M. Alves. 2013. A new species of Erythroxylum (Erythroxylaceae) from the Brazilian Atlantic Forest. *Phytotaxa* 141: 55-60.

Darwin, C. 1862. *On the Various Contrivances by which British and Foreign Orchids are Fertilised by Insects, and on the good effects of intercrossing*: 1-365. John Murray, London.

de Castro, C. & A. Araújo. 2007. Diet and feeding behavior of marmoset, Callithrix jacchus. *Revista Brasileira de Ecologia* 7: 14-19.

de Luca, P. A. & M. Vallejo-Marín. 2013. What's the 'buzz' about? The ecology and evolutionary significance of buzz-pollination. *Current opinion in plant biology* 16: 429-435.

de Lyra-Lemos, R. P., M. C. D. S. Mota, E. C. O. Chagas & F. C. Silva. 2010. *Checklist flora de Alagoas: angiospermas*. Instituto do Meio Ambiente do Estado de Alagoas, Herbário MAC.

Gibernau, M., D. Macquart & G. Przetak. 2004. Pollination in the genus Arum - a review. *Aroideana* 27: 148-166.

Givnish, T. J., M. H. J. Barfuss, B. Van Ee, R. Riina, K. Schulte, R. Horres, P. A. Gonsiska, R. S. Jabaily, D. M. Crayn, J. A. C. Smith, K. Winter, G. K. Brown, T. M. Evans, B. K. Holst, H. Luther, W. Till, G. Zizka, P. E. Berry & K. J. Sytsma. 2011. Phylogeny, adaptive radiation, and historical biogeography in Bromeliaceae: insights from an eight-locus plastid phylogeny. *American Journal of Botany* 98: 872-895.

Goldwasser, L. 2000. Scarab beetles, elephant ear (Xanthosoma robustum), and their associates. *In:* Natkarni, N. M. & N. T. Wheelwright (eds). *Monteverde: Ecology and conservation of a tropical cloud forest:* 268–271. Oxford University Press, Oxford, USA.

Gomes, P. & M. Alves 2009. Floristic and vegetational aspects of an inselberg in the semi-arid region of Northeast Brazil. *Edinburgh Journal of Botany* 66: 329-346.

Gomes, P. & M. Alves 2010. Floristic diversity of two crystalline rocky outcrops in the Brazilian northeast semi-arid region. *Brazilian Journal of Botany* 33: 661-676.

Hallé, F. 2005. *Plaidoyer pour l'arbre:* 1-212. Actes Sud.

Hoffmann, B., B. Chabbert, B. Monties & T. Speck. 2003. Mechanical, chemical and X-ray analysis of wood in the two tropical lianas Bauhinia guianensis and Condylocarpon guianense: variations during ontogeny. *Planta* 217: 32-40.

IUCN (International Union for Conservation of Nature). 2012. IUCN Red List *Categories and Criteria: version 3.1. Second edition:* 1-32. IUCN Species Survival Commission. IUCN: Gland, Switzerland and Cambridge, UK.

Jafari, Z. & M. Dehghan. 2012. Anatomical structure study of aerial organs in four populations of Urtica dioica L. *Journal of Medicinal Plants and By-Products* 1(2): 133-137.

Jensen, E. L., L. M. Dill & J. F. Cahill Jr. 2011. Applying behavioral-ecological theory to plant defense: Light-dependent movement in Mimosa pudica suggests a trade-off between predation risk and energetic reward. *The American Naturalist* 177: 377-381.

Leake, J. R. & D. D. Cameron. 2010. Physiological ecology of mycoheterotrophy. *New Phytologist* 185: 601-605.

Melo, A. & M. Alves. 2013. Sinopse das ervas aclorofiladas ocorrentes no norte da Floresta Atlântica, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências* 11: 29-38.

Nusbaumer, L., P. Ranirison, L. Gautier, C. Chatelain, P.-A. Loizeau & R. Spichiger. 2010. Loky-Manambato: point de rencontre des principales unités phytogéographiques de Madagascar. *In:* van der Burgt, X., J. van der Maesen & J. M. Onana (eds). *Systématique et Conservation des Plantes Africaines:* 253-264. Royal Botanical Garden, Kew.

Pennington, R. T. & J. A. Ratter. 2006. *Neotropical Savannas and Seasonally Dry Forests: Plant Diversity, Biogeography, and Conservation:* 1-504. Taylor & Francis.

Pessoa, E. M., M. Alves, A. Alves-Araújo, C. Palma-Silva & F. Pinheiro. 2012. Integrating different tools to disentangle species complexes: A case study in Epidendrum (Orchidaceae). *Taxon* 61: 721-734.

Potter, D. A. & T. W. Kimmerer 1988. Do holl leaf spines really deter herbivory. *Oecologia* 75: 216-221.

Prado, D. E. 2003. As Caatinga da América do Sul. *In:* Leal I. R., M. Tabarelli & J. M. C. da Silva (eds). *Ecologia e conservação da caatinga:* 3-74. Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

Prado, D. E. & P. E. Gibbs. 1993. Patterns of species distributions in the dry seasonal forests of South-America. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 80: 902-927.

Prance, G., V. Plana, K. Edwards & R. Pennington. 2007. *Proteaceae. Flora Neotropica. Monograph* 100: 1-218. New York Botanical Garden, New York.

Rodal, M. J. N., M. R. V. Barbosa & W. W. Thomas. 2008. Do the seasonal forests in northeastern Brazil represent a single floristic unit? *Brazilian Journal of Biology* 68: 467-475.

Rothschild, L. W. R. B. & K. Jordan. 1903. A Revision of the Lepidopterous Family Sphingidae vol. 3. *Novitates Zoologicae Supplement* 9: 1-972.

Spichiger, R., B. Bise, C. Calenge & C. Chatelain. 2010. Biogeography of the forests of the Paraguay-Parana Basin. *In:* Pennington R. T., G. T. Lewis& J. A. Ratter. eds. *Neotropical Savannas and Seasonally Dry Forests: Plant Diversity, Biogeography, and Conservation.* 193-211. CRC Press, New York.

Spichiger, R., C. Calenge & B. Bise. 2004. Geographical zonation in the Neotropics of tree species characteristic of the Paraguay-Parana Basin. *Journal of Biogeography* 31: 1489-1501.

Studer, A. 1985. *Estudo ecológico do conjunto florestal da Serra das Guaribas e da Serra do Cavaleiro. Pedido para a Salvaguarda desta Floresta*: 1-61. Quebrangulo, Alagoas, Brasil.

Thomas, W. W. & M. R. V. Barbosa. 2008. Natural vegetation types in the Atlantic coastal forest of northerstern Brazil. *In:*Thomas, W. W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil:* 6-20. New York Botanical Garden Press, New York.

UFRPE. 1991. *Reserva Florestal de Pedra Talhada. Mapa topográfico e de uso atual.* 1:10.000. Associação Nordestina De Preservação Da Natureza & Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departemento de Agronomia. Área de solos. Recife.

4

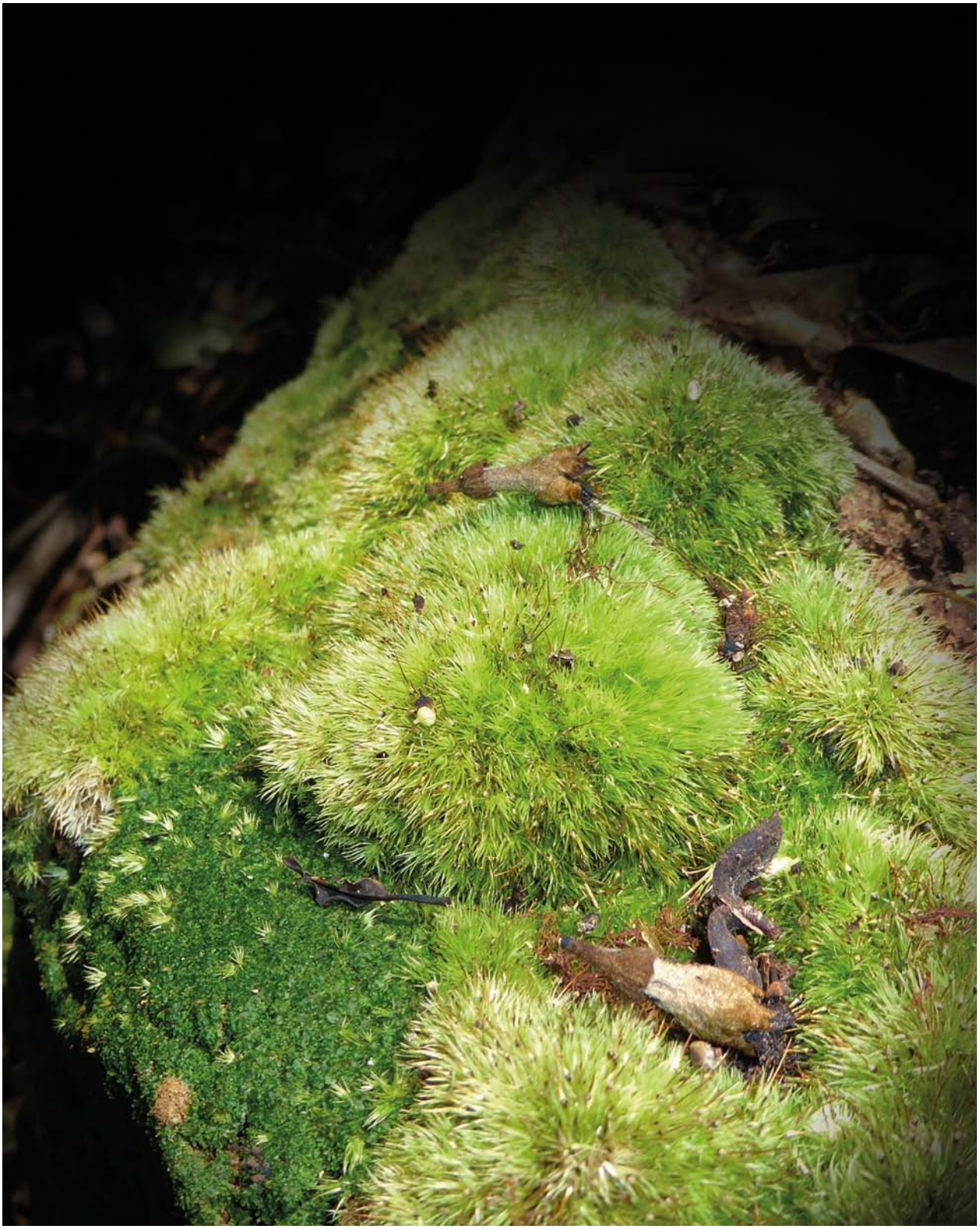
BRIÓFITAS

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ARIANE CAILLIAU

MÉRCIA P. PEREIRA SILVA

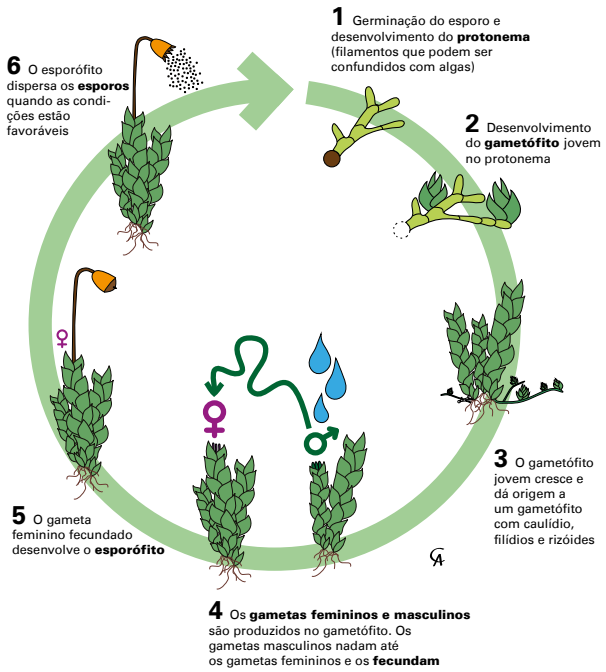
Cailliau, A. & M. P. P. Silva. 2015. Briófitas da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 123-134.



Ochrobryum subulatum (musgo).

BRIÓFITAS: MUSGOS, HEPÁTICAS E ANTÓCEROS

As briófitas surgiram na terra há cerca de 450 milhões de anos e são consideradas um grupo chave no entendimento da evolução das plantas terrestres. O termo "briófitas" engloba três grupos de plantas que produzem esporos (musgos, hepáticas e antóceros) com o ciclo de vida dominado pela fase haplóide (4.1). A fase haplóide (células vegetativas com um conjunto de cromossomos) é representada pelo gametófito verde e a fase diplóide (células vegetativas com dois ou mais conjuntos de cromossomos) é restrita ao esporófito (4.2, as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Brasil, estando representadas por (*)). As briófitas não possuem raízes ou tecidos vasculares verdadeiros (xilema e floema), mas apresentam rizóides (filamentos uni- ou multicelulares) através dos quais as briófitas se aderem ao substrato. A água e os nutrientes são transportados nas células por pressão osmótica, o que explica seu modesto tamanho, geralmente variando de poucos milímetros a centímetros na maioria das espécies. As briófitas crescem predominantemente em locais úmidos, no entanto, elas são frequentemente tolerantes à dessecação e podem sobreviver em condições áridas (por vários meses ou até seis anos, no caso de espécies de deserto, de acordo com Oliver et al. (2005)).



4.**1.** Ciclo de vida de um musgo.

Musgos, hepáticas e antóceros podem ser encontrados do nível do mar até regiões montanhosas, sobre diversos substratos como rochas (4.3), troncos de árvores (4.4), troncos em decomposição (4.5), solo e folhas vivas (epífilas 4.6) e em córregos, rios e lagos. As briófitas podem se reproduzir sexuadamente, resultando na produção de esporófito (estrutura que contém os esporos), ou assexuadamente, por fragmentação da planta, brotos laterais ou pela produção de estruturas especializadas chamadas gemas ou propágulos. Essas estruturas originam-se nos filídios, nos rizóides ou em receptáculos especializados (4.7, 4.8).

4.**2.** *Sematophyllum* sp. (musgo), mostrando gametófito e esporófito. Uma família diversa com mais de 900 espécies, principalmente distribuída nos trópicos, característica de Florestas Tropicais Submontanas. A comparação entre os filídios do ramo e do caulídio é necessária para a identificação das espécies dessa família.

4.**3.** *Campylopus* sp. (musgo). Espécies deste gênero crescem principalmente sobre rochas, afloramentos rochosos, diferentes tipos de solo, troncos em decomposição, mas também podem ser epífitas.

4.**4.** *Jaegerina scariosa* (musgo). Gênero epifítico com pouca ramificação, ou ausente, e filídios esquarrosos.

Os musgos (Bryophyta), com aproximadamente 13.000 espécies, representam o maior grupo das briófitas (Goffinet et al., 2009). Eles são caracterizados pelo arranjo espiralado dos filídios no caulídio e pelo esporófito que consiste de uma seta e cápsula (esporângio) coberta por uma caliptra, e, na maioria das espécies, uma urna, um opérculo e um peristômio (um anel simples ou duplo de dentes na abertura da cápsula que auxiliam na dispersão dos esporos (4.9, 4.10)). Os filídios dos musgos podem não apresentar costa (venação), ou ter uma costa simples ou dupla. Para determinação taxonômica, dois agrupamentos artificiais (não-taxonômicos) são usados, os acrocárpicos, que usualmente crescem eretos em tufos e produzem esporófitos apicalmente, e os pleurocárpicos, que crescem prostrados e produzem esporófitos laterais.

As hepáticas, compreendendo ca. 5.000 espécies no Mundo, têm simetria bilateral e podem ser folhosas ou talosas (tecidos vegetativos sem caulídio ou filídio). As células da maioria das espécies contêm oleocorpos (organelas com terpenóides e outros

4.**5.** *Ochrobryum gardneri* (musgo). Este gênero é epifítico (crescendo sobre tronco de árvores) e é encontrado na base de árvores e em troncos em decomposição.

4.**6.** Uma espécie de Lejeuneaceae na folha de um arbusto.

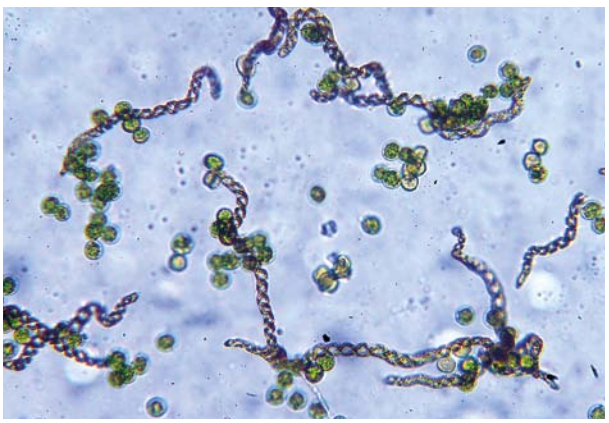
compostos secundários) que dão às plantas aromas característicos. Diferentemente dos esporófitos de musgos e antóceros, o esporófito das hepáticas é efêmero. A cápsula se abre em valvas ou placas e os esporos são dispersos por estruturas semelhantes a molas, chamadas elatérios (4.11). As hepáticas folhosas são diferenciadas dos musgos pela inserção dística dos filídios, a ocorrência de anfigastros (uma terceira fileira de filídios na face ventral do caulídio) e filídios muitas vezes divididos e sem venação (4.12). Quando divididos, os filídios podem ser dobrados longitudinalmente formando um lobo e um lóbulo (conduplicados). Os lóbulos dos filídios são variáveis em formas, como os lóbulos ventrais dos filídios de *Frullania* (4.13, 4.14). O termo hepática, do latim *hepaticus* (= fígado), foi atribuído devido as hepáticas talosas terem, frequentemente, a aparência de um fígado. As hepáticas talosas são agrupadas em "talosas simples" ou "talosas complexas". O primeiro agrupamento artificial é caracterizado por talos delgados não diferenciados que comportam os órgãos sexuais na superfície (ventral e dorsal), enquanto o segundo agrupamento é caracterizado por apresentar diferentes camadas de tecidos (incluindo tecidos clorofilados e de armazenamento) e gerar espetaculares estruturas sexuais (arquegonióforo e anteridióforo), que lembram um guarda-chuva ou uma palmeira (4.15, 4.16).

4.**7.** Gema na margem do filídio de **Radula complanata* (hepática folhosa).

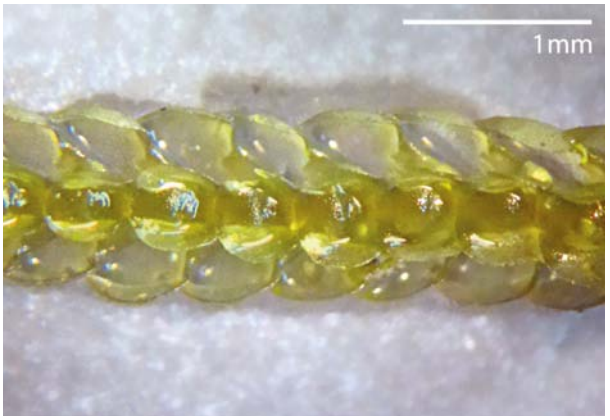
4.**8.** Receptáculos e gemas em **Marchantia polymorpha*, uma hepática talosa.

4.**9.** Esporófito com opérculo (*Octoblepharum* sp.).

4.**10.** Peristômio depois da remoção do opérculo (*Octoblepharum* sp.).



4.**11.** Esporos et elatérios de *Lophocolea* sp.



4.**12.** Um espécie de Lejeuneaceae (hepática folhosa), com inserção dística dos filídios e uma terceira fileira de filídios, o anfigastro.

4.**13.** *Frullania* sp. (hepática folhosa). As espécies desse gênero frequentemente formam manchas arredondadas, com ramificação que lembra uma renda, sobre troncos de árvores. A coloração frequentemente amarronzada de *Frullania* é provavelmente uma adaptação à radiação UV.

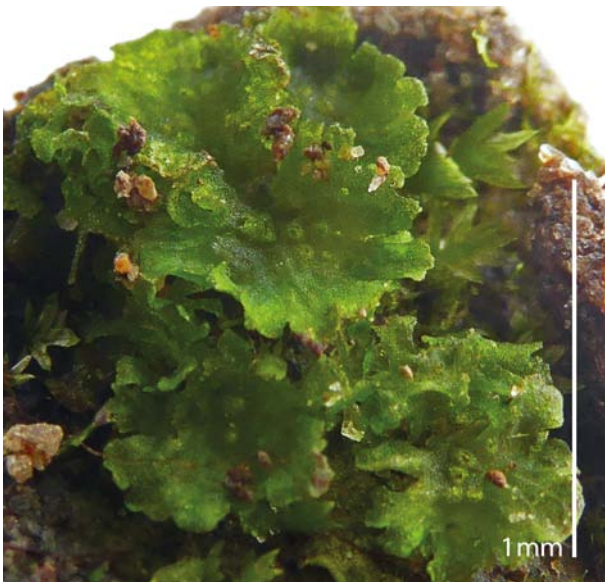
4.**14.** No gênero *Frullania*, o lóbulo ventral é frequentemente involuto em um saco em forma de capacete. Este lóbulo "sacado" água.

Os antóceros formam o menor grupo das briófitas com cerca de 148 espécies no mundo. Apresentam gametófito taloso (4.17), células geralmente contendo um único cloroplasto, esporófitos fotossintéticos que crescem continuamente e possuem pseudoelatérios, que lembram os elatérios das hepáticas. Os característicos esporófitos em forma de chifre deram o nome em inglês ao grupo (esporófitos *hornlike* - hornworts). Os antóceros são encontrados em ambientes abertos ou sombreados, ao longo de rodovias, rios e riachos. Para os Neotrópicos, são reportados desde baixas elevações até 1.500 m (Gradstein & Pinheiro da Costa, 2003).

As briófitas desempenham um importante papel em vários ecossistemas. Elas são abrigo para microorganismos (tardígrados, nemátodes) bem como para pequenos anfíbios, moluscos e artrópodos. As briófitas são também pioneiras, estabilizam substratos que são subsequentemente colonizados por outros grupos de plantas e promovem condições adequadas para a germinação de epífitas vasculares, como orquídeas (Pereira Alvarenga et al., 2010). Essas plantas também contribuem para o balanço hídrico das florestas, comparáveis a esponjas que podem absorver água (até 25 vezes seu peso seco!) em condições úmidas e gradualmente a liberar ao ambiente. Consequentemente, elas previnem que a água escoe imediatamente nas encostas, especialmente em florestas tropicais montanas (Gradstein et al., 2001), evitando, assim, a erosão do solo (Glime, 2007). As briófitas são boas bioindicadoras, sobretudo aquelas espécies sensíveis à poluição atmosférica. Mais recentemente, as briófitas têm sido utilizadas na reconstrução da história de uma floresta devido ao fato que a sua composição específica reage ao desmatamento (Gradstein et al., 2001; Dos Santos & da Costa, 2010a).

4.**15.** Plantas femininas de **Marchantia polymorpha* (hepática talosa).

4.**16.** Plantas masculinas de **Marchantia polymorpha* (hepatica talosa).



4.**17.** Um espécie de *Antóceros.*

IDENTIFICAÇÃO DAS BRIÓFITAS

Coletar briófitas costuma ser mais fácil do que coletar plantas vasculares; elas normalmente podem ser retiradas do substrato sem resistência e simplesmente acondicionadas em envelopes ou sacos de papel. As amostras podem ser secas ao ar livre (abrindo os envelopes em um ambiente seco) ou em estufas construídas para plantas vasculares, mas por um curto período de tempo. Por outro lado, a identificação de briófitas demanda cuidado,

paciência e o uso de lupa e microscópio. A identificação em campo pode ser realizada com uma lupa de mão, aumento de 10x (4.18, 4.19, 4.20), mas a maioria das espécies não pode ser determinada sem o exame microscópico, já que seus caracteres chaves são frequentemente visíveis apenas em nível microscópico. Características importantes na observação dos musgos são encontradas nos filídios (seção transversal dessas estruturas, formato e tamanho da costa, quando presente, e formato das células) e no esporófito (formato e inserção da cápsula, estrutura do peristômio). As briófitas em geral podem aparentar ser muito diferentes quando secas ou úmidas, portanto é necessário ser capaz de reconhecê-las em ambas condições hídricas (4.21, 4.22). Os caracteres chaves utilizados na identificação de hepáticas folhosas são a inserção e o formato dos filídios, a forma dos anfigastros, quando presentes, dos oleocorpos, das gemas e dos periantos (estruturas férteis folhosas protegendo o desenvolvimento dos esporófitos). Os oleocorpos são voláteis e devem ser examinados em microscópio após poucas horas da coleta. Alternativamente, os especimens podem ser armazenados em ambiente refrigerado (geladeira, mas não freezer) até o momento da análise. A identificação de hepáticas talosas é baseada, principalmente, na estrutura do talo (número de camadas, epiderme, escamas ventrais) e dos arquegonióforos e anteridióforos. Os principais caracteres a serem considerados nos antóceros são o talo, os esporos e os anterídios. Dentre as poucas floras existentes para os Neotrópicos, chaves de identificação úteis são fornecidas por Allen (1994, 2002, 2010), Buck (2003), Churchill & Linares (1995a, b), Gradstein & Pinheiro da Costa (2003), Gradstein & Ilkiu-Borges (2003), Gradstein et al. (2001).

4.**18.** *Leucobryum* sp. (musgo). Este gênero cresce sobre solo, na base de árvores e em troncos em decomposição. Seus filídios são densamente côncavos e incurvados.

4.**19.** *Octoblepharum* cf. *albidum* (musgo). Esta espécie generalista epifítica é a mais comum na área. O gênero é caracterizado pelos filídios ligulados e planos.

4.**20.** *Rauiella* sp. (musgo). Esta família tem hábito típico com ramificação pinada, lembrando um abeto.

BRIÓFITAS NOS NEOTRÓPICOS E NO BRASIL

Existem 3.980 espécies de briófitas na América Tropical, sendo 2.600 musgos, 1.350 hepáticas e 30 antóceros (Gradstein et al., 2001). A riqueza específica é maior em Florestas Alto Montanas e menor em Florestas de Terras Baixas, provavelmente devido às condições favoráveis prevalecentes na altitude e à disponibilidade de diversos microclimas que são criados pelo clima úmido e temperatura mais amena (p.ex., *Florestas Nebulosas*), a presença de afloramentos rochosos e barrancos úmidos (Dos Santos & da Costa, 2010a). Assim, as Florestas Submontanas abrigam uma diversidade intermediária. No entanto, de acordo com Costa et al. (2011), a maior diversidade de musgos no Brasil é encontrada entre o nível do mar e 1.000 m, o que equivale

4.**21.** Condição seca de *Bryopteris* sp. (hepática folhosa).

4.**22.** Condição úmida de *Bryopteris* sp.

a Florestas Submontanas e Alto Montanas. Nas Florestas Tropicais, muitas briófitas são epífitas e, às vezes, epífilas (Gradstein et al., 2001). Três tipos de comunidades podem ser distinguidas nas epífitas, especialistas de sombra ocupando a base das árvores, generalistas encontradas na parte mais baixa do tronco e especialistas de sol crescendo da metade do tronco até o dossel (Gradstein, 1992).

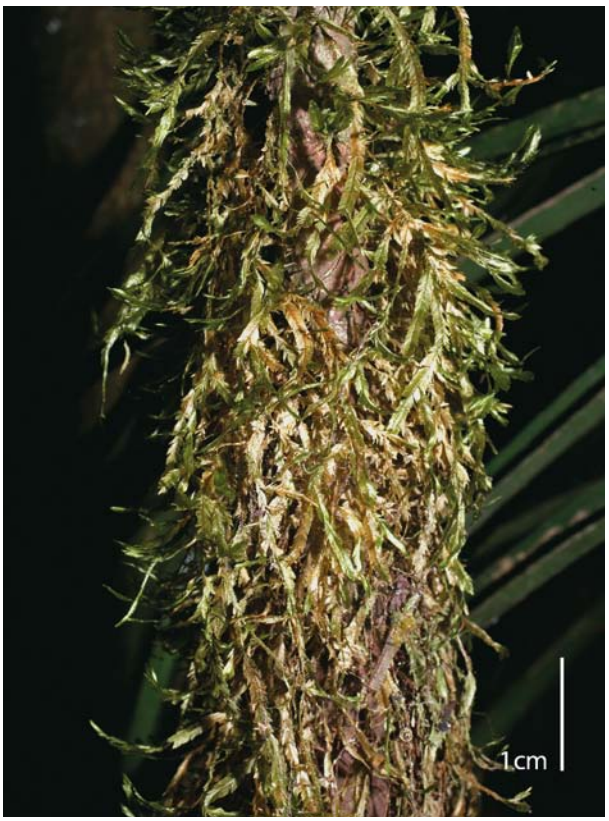
Em termos de diversidade de briófitas, a região da Floresta Atlântica é a mais rica do Brasil (Costa et al., 2011) e a terceira mais rica da América Tropical, atrás do Norte dos Andes e da América Central (Gradstein et al., 2001). A região da Floresta Atlântica abriga até 80% das espécies de briófitas encontradas no Brasil, porém esta região é também a mais populosa do País e está, portanto, sob constante pressão (Gradstein et al., 2001; Costa et al., 2011). A brioflora do Brasil tem sido estudada desde o século XIX, principalmente por briólogos europeus (Costa et al., 2011). Desde então, um inventário de musgos, hepáticas e antóceros para o Brasil foi publicado por Yano (1981, 1984, 1989, 1995, 1996). Atualmente, 1.650 espécies de briófitas são reconhecidas no Brasil, representando 11% da brioflora mundial e 41% da neotropical (Dos Santos & da Costa, 2010b). Considerando sinonímias, 1.519 espécies são atualmente registradas na Lista de Espécies da Flora do Brasil, *www.floradobrasil.jbrj.gov.br.* Costa et al. (2011) inventariaram 892 espécies de musgos e Gradstein & Pinheiro da Costa (2003) estimaram cerca de 750 espécies de hepáticas e antóceros para o país. da Costa & de Faria (2008) indicaram que, até o momento, somente dois estados brasileiros apresentam *checklists* de briófitas, Pernambuco, publicado por Pôrto & Germano (2002), e Rio de Janeiro, por Costa et al. (2005). Pernambuco conta com 315 briófitas, sendo 167 musgos, 143 hepáticas e 5 antóceros (Germano & Pôrto 2005). Pereira Alvarenga et al. (2008) reportaram 116 hepáticas para Alagoas. Mais recentemente, várias publicações apresentam informações sobre a brioflora de Alagoas (Pereira Alvarenga et al., 2009; Pereira Silva & Pôrto, 2009; Pereira Alvarenga et al., 2010; Silva & Pôrto, 2010; Oliveira et al., 2011; Silva & Porto, 2013) e Pernambuco (Campelo & Pôrto, 2007).

MUSGOS E HEPÁTICAS DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

A Reserva Biológica de Pedra Talhada é um biótopo úmido cercado por regiões mais áridas e, portanto, constitui-se um bom refúgio para briófitas. A Reserva apresenta uma ampla variedade de ambientes e substratos com diferentes elevações topográficas, vales, encostas, afloramentos rochosos, áreas úmidas, variação na exposição solar e mudanças na estrutura da composição florística, formando diversos microhabitats favoráveis a uma rica diversidade de briófitas.

Infelizmente, a floresta é ameaçada por várias atividades, como mencionado no Anexo B. A perda de habitat e a fragmentação florestal afetam significativamente as briófitas e podem levar à redução de até 10 vezes na riqueza, abundância e composição de espécies observadas em fragmentos conservados (Pereira Alvarenga et al., 2009). Briófitas são frequentemente mais sensíveis a mudanças no habitat do que plantas vasculares já que elas dependem de condições microclimáticas específicas (Pereira Silva & Pôrto, 2009). As espécies mais sensíveis à fragmentação florestal são as epífilas e as

epífitas, seguidas por epíxilas, saxícolas e terrícolas (Pereira Silva & Pôrto, 2009). As espécies mais vulneráveis são as especialistas (4.23), principalmente as epífitas especialistas de sombra (Gradstein, 1992; Pereira Alvarenga et al., 2010).



4.**23.** *Phyllogonium viride* (musgo). Especialista de sombra, epíxila (crescendo sobre tronco em decomposição). Este gênero é caracterizado pelo hábito pendente e filídios oblongos conduplicados em 2 fileiras.

Perturbações resultantes da perda de habitat são refletidas na mudança de composição de espécies. Ademais, quando a cobertura de briófitas diminui afeta diretamente a germinação e as taxas de estabelecimento de epífitas vasculares (Pereira Alvarenga et al., 2010). Com o corte florestal, a abertura do dossel leva ao decréscimo do número de epífitas especialistas de sombra, mas as especialistas de sol não necessariamente aumentam em resposta (Pereira Alvarenga et al., 2010). Nos habitats fragmentados do Nordeste, os musgos, que são mais tolerantes à dessecação que as hepáticas, são mais abundantes (Pereira Silva & Pôrto, 2009). De acordo com Pereira Alvarenga et al. (2010), um fragmento florestal deve apresentar mais de 300 ha para abrigar uma riqueza significativa de briófitas.

Um inventário brioflorístico preliminar foi realizado na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) por Pereira Silva & Pôrto (2015) e a lista de espécies coletada é dada no Apêndice. Um total de 148 espécies foram registradas, incluindo 58 hepáticas, 90 musgos e 2 antóceros. Estas espécies são representadas por 36 famílias e 75 gêneros (ver a lista das espécies no inventário II). A escassez de dados disponíveis sobre a diversidade, o endemismo e a biogeografia de briófitas na América Tropical dificulta a identificação das espécies (Gradstein et al., 2001) e muita investigação ainda é necessária para aumentar o conhecimento das briófitas de Pedra Talhada. A nomenclatura segue o conceito considerado em Crandall-Stotler et al. (2009) para as hepáticas e em Goffinet et al. (2009) para os musgos. Pereira Silva & Pôrto (2015) realizaram uma síntese da diversidade de briófitas na Floresta Atlântica Nordestina e selecionaram áreas mais relevantes para a conservação do grupo, baseando-se em informações disponíveis na literatura e em novos inventários. Dentre as 23 localidades compiladas neste estudo, a Reserva de Pedra Talhada figura entre as cinco mais ricas e diversas, com 25% da sua brioflora composta por especialistas de sombra. Assim, a Reserva de Pedra Talhada é considerada, no Nordeste, uma localidade relevante para a conservação de briófitas.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a Michelle Price e Kátia Pôrto pela cuidadosa revisão do texto e ajuda nas identificações; Paulo Câmara, Thierry Mahevasfor e William R. Buck pela identificação de algumas espécies; Luís Batista de Freitas, Anita Studer, Laurent Godé, Christian Willig, Felino Pedro Celestino e Louis Nusbaumer pelas fotografias.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Ariane Cailliau, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
ariane@gmx.ch

Mércia P. Pereira Silva, Universidade Federal da Bahia, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, Laboratório de Taxonomia de Briófitas. Campus de Ondina, Ondina. CEP 40170-280. Salvador, Bahia, Brasil
merciapps@ufba.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Allen, B. 1994. *Moss flora of Central America, Part 1. 'Sphagnaceae' - 'Calymperaceae'.* 49. St. Louis: Missouri Botanical Garden Press.

Allen, B. 2002. *Moss flora of Central America, Part 2. 'Eucalyptaceae' - 'Orthotrichaceae'.* 90. St. Louis: Missouri Botanical Garden Press.

Allen, B. 2010. *Moss flora of Central America, Part 3. 'Anomodontaceae' - 'Symphyodontaceae'.* 117. St. Louis: Missouri Botanical Garden Press.

Buck, W. R. 2003. Guide to the plants of Central French Guiana, Part 3. mosses. *Memoirs New York Botanical Garden* 76(3): 1-167. Bronx, New York.

Campelo, M. J. A. & K. C. Pôrto. 2007. Brioflora epífita e epífila da RPPN Frei Caneca, Jaqueira, PE, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 21(1): 185-192.

Churchill, S. P. & E. L. Linares. 1995a. *Prodromus bryologiae Novo-Granatensis: introducción a la flora de musgos de Colombia, Part. 1. Adelotheciaceae a Funariaceae.* Instituto De Ciencias Naturales, Santafé de Bogotá, Guadalupe.

Churchill, S. P. & E. L. Linares. 1995b. *Prodromus bryologiae Novo-Granatensis: introducción a la flora de musgos de Colombia,* Part. 2. Grimmiaceae a Trachypodiaceae. Instituto De Ciencias Naturales, Santafé de Bogotá, Guadalupe.

Costa, D., C. Imbassahy & V. Silva. 2005. Diversidade e importancia das espécies de briófitas na conservacao dos ecossistemas do estado do Rio de Janeiro. *Rodriguesia* 56: 13-49.

Costa, D. P., K. C. Pôrto, A. P. Luizi-Ponzo, A. L. Ilkiu-Borges, C. J. P. Bastos, P. Camara, D. F. Peralta, S. B. V. Boas-Bastos, C. A. A. Imbassahy, D. K. Henriques, H. C. S. Gomes, L. M. Rocha, N. D. Santos, T. S. Siviero, T. F. Vaz-Imbassahy & S. P. Churchill. 2011. Synopsis of the Brazilian moss flora: checklist, distribution and conservation. *Nova Hedwigia* 93(3-4): 277-334.

Crandall-Stotler B., R. E. Stotler & D. G. Long. 2009. Phylogeny and classification of the Marchantiophyta. *Edinburgh Journal of Botany* 66(1): 155-198.

Da Costa, D. P. & C. P. De Faria. 2008. Conservation priorities for the bryophytes of Rio de Janeiro State, Brazil. *Journal of Bryology* 30: 133-142.

Dos Santos, N. D. & D. P. da Costa. 2010a. Altitudinal zonation of liverworts in the Atlantic Forest, Southeastern Brazil. *The Bryologist* 113(3): 631-645.

Dos Santos, N. D. & D. P. da Costa. 2010b. Phytogeography of the liverwort flora of the Atlantic Forest of south-eastern Brazil. *Journal of Bryology* 32: 9-22.

Germano, S. R. & K. C. Pôrto. 2005. A bryophyte checklist of the ecological reserve of Gurjaú, Pernambuco, Brazil. *Tropical Bryology* 26: 1-12.

Glime, J. M. 2007. Economic and Ethnic Uses of Bryophytes. *In: Committee* F.O.N.A.E. (eds.). *Flora of North America North of Mexico*. Oxford University Press, New York: 14-41.

Goffinet, B., W. R. Buck & A. J. Shaw. 2009. Morphology, anatomy and classification of the Bryophyta. *In:* Goffinet B. & A. J. Shaw (eds.): *Bryophyte Biology*. Cambridge University Press, Cambridge: 55-138.

Gradstein, R. 1992. Threatened bryophytes of the neotropical rain forest: a status report. *Tropical Bryology Research Reports* 6: 83-93.

Gradstein, R. & D. Pinheiro da Costa. 2003. *The Hepaticae and Anthocerotae of Brazil.* 87: New York Botanical Garden Press.

Gradstein, S. R., S. P. Churchill & N. Salazar-Allen. 2001. Guide to the Bryophytes of Tropical America. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 86: 1-577.

Gradstein, S. R. & A. L. Ilkiu-Borges. 2003. *Guide to the plants of Central French Guiana,* Part 4. Liverworts and hornworts. 76. Bronx N.Y: The New York Botanical Garden.

Oliveira, J. R. P. M., K. C. Pôrto & M. P. P. Silva. 2011. Richness preservation in a fragmented landscape: a study of epiphytic bryophytes in an Atlantic forest remnant in Northeast Brazil. *Journal of Bryology* 33: 279-290.

Oliver, M. J., J. Velten & B. D. Mishler. 2005. Desiccation tolerance in bryophytes: A reflection of the primitive strategy for plant survival in dehydrating habitats? *Integrative and Comparative Biology* 45(5): 788-799.

Pereira Alvarenga, L. D., J. R. Do Para Marques De Oliveira, M. P. Pereira Silva, S. O. Da Costa & K. C. Pôrto. 2008. Liverworts of Alagoas State, Brazil. *Acta Botanica Brasilica* 22(3): 878-890.

Pereira Alvarenga, L. D., K. C. Pôrto & M. P. P. Silva. 2009. Relations Between Regional-Local Habitat Loss and Metapopulation Properties of Epiphyllous Bryophytes in the Brazilian Atlantic Forest. *Biotropica* 41(6): 682-691.

Pereira Alvarenga, L. D., K. C. Pôrto & J. de Oliveira. 2010. Habitat loss effects on spatial distribution of non-vascular epiphytes in a Brazilian Atlantic forest. *Biodiversity and Conservation* 19(3): 619-635.

Pereira Silva, M. P. & K. Pôrto. 2015. Diversity of bryophytes in priority areas for conservation in the Atlantic Forest of Northeast Brazil. *Acta Botanica Brasilica* 29(1): 16-23.

Pereira Silva, M. P. & K. C. Pôrto. 2009. Effect of fragmentation on the community structure of epixylic bryophytes in Atlantic Forest remnants in the Northeast of Brazil. *Biodiversity and Conservation* 18(2): 317-337.

Pôrto, K. & S. Germano. 2002. Biodiversidade e importância das briófitas na conservacao dos ecossistemas naturais de Pernambuco. In: Tabarelli M. & J. Silva (eds.): *Diagnóstico da biodiversidade de Pernambuco*. Massangana, Recife.

Silva, M. P. P. & K. C. Pôrto. 2013. Bryophyte communities along horizontal and vertical gradients in a human-modified Atlantic Forest remnant. *Botany-Botanique* 91(3): 155-166.

Silva, M. P. P. & K. C. Pôrto. 2010. Spatial structure of bryophyte communities along an edge-interior gradient in an Atlantic Forest remnant in Northeast Brazil. *Journal of Bryology* 32: 101-112.

Yano, O. 1981. A checklist of Brazilian mosses. *Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 50: 279-456.

Yano, O. 1984. Checklist of Brazilian liverworts and hornworts. *Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 56: 481-548.

Yano, O. 1989. An additional checklist of Brazilian bryophytes. *Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 66: 371-434.

Yano, O. 1995. A new additional annotated checklist of Brazilian bryophytes. *Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 78: 137-182.

Yano, O. 1996. A checklist of Brazilian bryohpytes. *Boletim do Instituto de Botanica de São Paulo* 10: 47-232.

BRIÓFITAS
DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

4

5

FUNGOS E LIQUENS

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LOUIS NUSBAUMER

MARCELA EUGENIA DA SILVA CÁCERES

ANDRE APTROOT

TATIANA B. GIBERTONI

EGON HORAK

Nusbaumer, L., M. E. S. Cáceres, A. Aptroot, T. B. Gibertoni & E. Horak. 2015. Fungos e Liquens da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 137-151.

Marasmius haematocephalus.

DIVERSIDADE, ECOLOGIA, INTER-RELAÇÕES COM RAÍZES DE PLANTAS (MICORRIZAS) E UTILIZAÇÃO PELO HOMEM

A floresta submontanhosa ombrófila da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), tanto pelo seu clima relativamente cálido e úmido durante um longo período do ano, quanto pela sua estrutura, oferece condições ecológicas ótimas para o crescimento de fungos. A atividade fotossintética e o ciclo de vida das plantas provêem um imenso habitat (na superfície do solo e no subsolo) particularmente adaptado ao desenvolvimento do micélio de macrofungos e microfungos.

Ao contrário da maioria das plantas, os fungos não são capazes de produzir os seus próprios recursos alimentares por fotossíntese. Contudo, para a grande maioria das espécies vegetais terrestres, a presença do micélio nas micorrizas, que se formam quando as hifas de um fungo invadem as extremidades e os tecidos das raízes de uma planta, é vital. Durante o ciclo completo dessas plantas (da germinação até a morte), os fungos micorrízicos, presentes nos substratos colonizados, aumentam a superfície de absorção ou rizosfera, podendo, assim, ser considerados parcialmente responsáveis da absorção de água e sais minerais do solo. Deste modo, as plantas podem absorver mais água e sais minerais e adaptar-se a climas mais secos. Na típica simbiose micorrízica, os fungos recebem da planta um nutriente rico em carboidratos (açúcares) que necessitam para a sua sobrevivência e que não conseguem sintetizar.

Finalmente, os fungos sapróbios se alimentam absorvendo substâncias orgânicas provenientes da matéria orgânica que decompõem, desempenhando assim um papel importante na reciclagem dos nutrientes no meio ambiente (Gamundi & Horak, 1993; Pegler, 1997a, 1997b, 2008; Ulloa & Hanlin, 2000; Bon, 2012).

A enorme diversidade de plantas existentes na Reserva de Pedra Talhada e a extensa gama de organismos que, com elas, entretêm relações de dependência, facilitam a aparição de uma imensa diversidade de espécies de fungos com uma ampla escala morfológica dos comumente chamados esporocarpos (Bon, 2012). Na região da Reserva, a coleta e o consumo de macrofungos selvagens nunca foram observados. Os habitantes consideram todos os fungos como tóxicos e poucos tem nomes populares.

CRESCIMENTO DOS FUNGOS E MORFOLOGIA DOS ESPORÓFOROS

Os macrofungos se dividem em dois grupos morfológicos diferentes do ponto de vista da taxonomia. Nos Ascomycota, os esporos sexuados (ascosporos) são produzidos dentro de células especializadas chamadas ascos, internamente em esporóforos chamados ascomas. Nos Basidiomycota, os esporos sexuados (basidiosporos) se formam externamente no basídio, no interior de esporóforos chamados basidiomas.

Depois da sua maturação, os esporos são disseminados pelo vento, pela água ou por animais para, em seguida, germinar com as hifas, filamentos que formam o micélio, colonizando os habitats adequados. As hifas do micélio primário são efêmeras, enquanto o micélio secundário apresenta uma adaptação bem melhor ao meio ambiente, podendo sobreviver durante centenas de anos. Sob condições ecológicas ótimas, o micélio secundário produz os ascomas e basidiomas. A presença de água no substrato representa um dos principais fatores limitantes para o crescimento e o desenvolvimento dos ascomas e basidiomas. Em geral, os ascomas e basidiomas prosperam sobre ou sob o solo da floresta, em cascas de árvores, troncos e camadas de folhas caídas em decomposição. São comumente conhecidos como cogumelos, orelhas-de-pau, boletos, estrelas-da-terra, ninhos-de-passarinho, fungos gelatinosos, fungos clavarióides, fungos coralóides, peidos-de-lobo ou chifres-fétidos.

Os cogumelos são principalmente fungos apresentando uma haste (estipe) sustentando um chapéu (píleo) que apresenta lâminas (lamelas) e são representados por um grande número de espécies na Reserva. Os boletos são facilmente reconhecíveis pela estrutura porosa protegida pelo píleo do basidioma. Em condições climáticas úmidas, os fungos gelatinosos apresentam o aspecto gelatinoso que dá origem ao seu nome, mas eles tornam-se friáveis e se enrugam com o tempo seco. Os fungos clavarióides se parecem com um conjunto de indivíduos ou de varas em pé e os fungos coralóides são facilmente reconhecíveis pela sua aparência lembrando as ramificações de um coral.

Em geral, os cogumelos e boletos têm uma vida curta, particularmente nos ambientes naturais com níveis altos de temperatura e umidade, como é o caso dos climas tropicais. A água das chuvas é necessária ao crescimento dos basidiomas e à formação e dispersão dos esporos. As orelhas-de-pau

se caracterizam pelos seus basidiomas coriáceos, perenes ou flexíveis providos ou não de estipe e crescendo na casca ou nos troncos de árvores vivas ou em plantas hospedeiras mortas. Os esporos dos peidos-de-lobo (raramente observados na Reserva de Pedra Talhada) são protegidos por basidiomas fechados. Os esporos atingindo a maturação são liberados gradativamente à medida que o envelope de proteção se deteriora pela ação de fortes chuvas ou de animais que, caminhando sobre os esporocarpos, liberam em seguida os esporos em nuvens como se fossem poeira. A morfologia e a formação dos esporos nos chifres-fétidos são únicas entre os macrofungos por conta da localização dos esporos pegados numa gelatina pegajosa exalando um cheiro desagradável. Esse cheiro atrai insetos que, em seguida, dispersam os esporos pela floresta.

O segundo grupo de macrofungos pertence aos Ascomycota, como os fungos taça, que são reconhecíveis graças à morfologia particular dos seus ascomas. O apotécio em forma de taça, próprio a esses fungos, possui em geral uma ligação direta com o substrato. Os fungos cálice (dedo-de-defunto) são reconhecíveis pelos seus ascomas de cor escura em forma de bastões.

Os fungos liquenizados (liquens) estão representados por espécies polimórficas que entretêm relações de mutualização com algas ou cianobactérias. Na floresta de Pedra Talhada esse grupo forma liquens com talos de tipo fruticoso, folioso e crostoso e leproso. Os fungos liquenizados desempenham um papel ecológico importante como colonizador primário sobre matérias orgânicas vivas ou mortas, mas também pela sua ação erosiva sobre as superfícies rochosas.

CLASSIFICAÇÃO

Tradicionalmente a classificação dos macrofungos é parcialmente baseada sobre a morfologia dos ascomas e basidiomas. A taxonomia moderna mostrou que os macrofungos são polifiléticos com formas semelhantes a esporocarpos podendo ocorrer em diferentes ordens e níveis taxonômicos (Tab. 5.1). Uma informação mais completa sobre a classificação filogenética dos macrofungos pode ser encontrada na "Tree Of Life" (http://tolweb.org/tree/; Ulloa & Hanlin, 2000).

Classificação taxonômica	Morfologia do esporocarpos	Ordem taxonômica
Basidiomycota	Cogumelos, Fungos com lamelas	Agaricales, Russulales
Basidiomycota	Boletos, Fungos com estrutura porosa	Boletales
Basidiomycota	Fungos gelatinosos	Auriculariales, Dacrymycetales, Tremellales
Basidiomycota	Fungos coralóides, fungos clavarióides	Gomphales, Cantharellales, Ramariales, Thelephorales
Basidiomycota	Políporos (Fungos poróides)	Hymenochaetales, Polyporales, Russulales
Basidiomycota	Peidos-de-lobo	Agaricales, Geastrales, Boletales
Basidiomycota	Chifres-fétidos	Phallales
Ascomycota	Fungos taça	Pezizales
Ascomycota	Fungos cálice (dedo-de-defunto)	Xylariales
Ascomycota	Fungos balão	Xylariales
Ascomycota	Fungos liquenizados	Lecanorales

Tab. 5.1. Macrofungos com várias espécies presentes na Reserva de Pedra Talhada (ver illustraçao abaixo e inventário III) estão listados segundo conceitos prático-artificiais morfotaxonômicos largamente tradicionais.

TÁXONS DE MACROFUNGOS OBSERVADOS NA RESERVA DE PEDRA TALHADA (IDENTIFICAÇÃO BASEADA EXCLUSIVAMENTE EM FOTOGRAFIAS TIRADAS *IN SITU*)

A identificação dos macrofungos necessita de informação completa sobre:

1. O seu habitat: ecologia geral, identificação das plantas potencialmente hospedeiras para os fungos micorrízicos, ou que são substratos para os fungos sapróbios.

2. Os estudos em laboratório: para uma documentação e análise adequadas dos espécimes coletados são necessárias: uma descrição macroscópica completa (incluindo esboços e fotografias), notas sobre o cheiro, o gosto, as reações colorimétricas em presença de diferentes reativos químicos especiais, a cor dos esporos, e o exame microscópico completo das características específicas permitindo a determinação do gênero ou da espécie (Gamundi & Horak, 1993, Barron, 1999, Ulloa & Hanlin, 2000).

Até hoje, muitos fungos foram fotografados na Reserva de Pedra Talhada, mas só algumas espécies foram coletadas com o intuito de inclusão num herbário. É por essa razão que a maioria dos macrofungos observados puderam ser identificados unicamente ao nível do gênero. Com base apenas nas fotografias dos macrofungos observados na Reserva, espécies pertencendo a pelo menos 55 gêneros e 64 espécies e morfoespécies diferentes estão representadas. Até aqui, somente 16 táxons neotropicais particularmente característicos foram identificados ao nível da espécie por fungos, 41 espécies e morfoespécies de liquens, e 3 de myxomycetes.

Uma seleção dos macrofungos mais frequentes ou espetaculares presentes na Reserva são apresentados abaixo.

Cogumelos, Fungos com lamelas

Vários táxons da família Agaricaceae são comuns na Reserva de Pedra Talhada. As espécies observadas possuem basidioma de cor branca, marrom ou marrom-acobreada, as lamelas são livres e um anel bem distinto e em geral persistente pode ser observado no estipe. Por exemplo, os imponentes e amplamente distribuídos basidiomas do *Chlorophyllum molybdites* (5.1) que também podem ser observados em outras regiões tropicais ou subtropicais da América do Sul. Essa vistosa espécie é facilmente reconhecível pelo seu tamanho e pelas lamelas inicialmente esverdeadas escurecendo nos espécimes adultos e um anel membranoso no caule. A ingestão desse cogumelo tóxico é perigosa, provocando dores de estômago, vômitos, diarréia e hemorragias gastrointestinais. Contudo, casos de intoxicações letais foram raramente assinalados (Yamada et al., 2012).

Leucocoprinus fragilissimus (5.2) é um fungo agárico com basidiomas extremamente frágeis. Essa espécie também possui uma distribuição geográfica pantropical. O seu píleo fino e fortemente estriado de cor amarelo pálido pode medir até 25 mm de diâmetro. A característica mais particular desse agárico efêmero é o pequeno anel que ele apresenta no seu estipe.

5.**1.** *Chlorophyllum molybdites.*

5.**2.** *Leucocoprinus fragilissimus.*

As cores dos basidiomas de certos táxons de macrofungos chamam a atenção, por exemplo, pelo laranja intenso das espécies comestíveis de *Cantharellus* sp. (Cantharellaceae, 5.3) que são fáceis de reconhecer pelas suas lamelas que se bifurcam como as redes venosas. Na floresta de Pedra Talhada, supõe-se que os espécimes de *Cantharellus* sejam parceiros micorrízicos de árvores cuja identidade ainda é desconhecida. Outros exemplos de macrofungos apresentando basidiomas muito coloridos são as espécies do gênero *Entoloma* (Entolomaceae, 5.4), com basidiomas azuis, ou ainda as espécies de *Hygrocybe* (Hygrophoraceae, 5.5), com basidiomas de cor vermelho incandescente, laranja ou verde.

5.**3.** *Cantharellus* sp.

5.**4.** *Entoloma* sp.

Os membros da família Marasmiaceae são notáveis pela diversidade morfológica dos seus basidiomas, as suas adaptações ecológicas e as suas preferências por substrato. Muitas espécies incluídas no gênero *Marasmius* crescem sobre tapetes de folhas e detritos caídos no solo da floresta. Essas

5.**5.** *Hygrocybe* sp.

espécies de fungos sapróbios resistem bem à penúria de água e muitas vezes sobrevivem durante escassez à espera da chuva para prosseguir a liberação dos seus basidiosporos. *Marasmius haematocephalus* (5.6) é um representante característico do gênero *Marasmius*, facilmente identificável pelo píleo de cor violeta a roxo podendo atingir 8 mm de diâmetro, pelas escassas lamelas bem separadas e pelo fino estipe preto e brilhante. *Marasmius siccus* s. l. chama a atenção pelos píleos convexos em forma de sino,de cor laranja vivo, medindo entre 10 e 20 mm de diâmetro. Uma característica notável deste táxon é a coloração marrom alaranjada nas bordas das suas lamelas brancas ou de cor creme (Morgan, 1905). Todas as espécies do gênero *Marasmius* são sapróbias eficazes, processando material orgânico e contribuindo assim à reciclagem dos nutrientes no habitat.

5.**6.** *Marasmius haematocephalus.*

Um agárico encontrado com frequência e relacionado com o gênero *Marasmius* é o *Tetrapyrgos nigripes* (5.7) que em geral aparece em colônias formando tufos densos. Essa espécie pantropical é caracterizada pela cor azulada do píleo e da parte superior do seu robusto estipe que gradativamente se torna negro, à medida que se avança na direção da base.

5.**7.** *Tetrapyrgos nigripes.*

Espécies de *Campanella* (Marasmiaceae, 5.8) são notáveis em razão dos seus basidiomas sésseis, robustos e persistentes crescendo com frequência sobre madeira morta de troncos ou ramos caídos, mas também sobre madeira de construção (cercas ou pontes). Uma olhada rápida nas suas lamelas, apresentando bordas fragmentadas e recurvadas, permite uma fácil identificação. Píleo e estipe de *Cyptotrama* (Physalacriaceae, 5.9) é realizada por pequenos cílios que dão a esses fungos um aspeto fosco. Nas florestas tropicais, os agáricos com basidiomas grandes e robustos são uma exceção, como as espécies do gênero *Tricholoma* (Tricholomataceae, 5.10). Muitas espécies desse gênero têm um chapéu viscoso apresentando uma protuberância central e são facilmente identificáveis pelas suas lamelas emarginadas e os seus basidiosporos de cor branca.

5.**8.** *Campanella* sp.

5.**9.** *Cyptotrama* sp.

5.**10.** *Tricholoma* sp.

Boletos

Os boletos carnosos mais comuns na floresta Amazônica pertencem ao gênero *Tylopilus* (Boletaceae). Os basidiosporos em forma de fusos são produzidos em tubos localizados na parte inferior do píleo. Pelo menos uma espécie está presente na Reserva de Pedra Talhada (5.11).

5.**11.** *Tylopilus* sp., secção longitudinal.

Fungos gelatinosos

As espécies do gênero *Auricularia* (Auriculariaceae, 5.12) são bastante difundidas e crescem sobre madeira e cascas de árvores em decomposição. Pelo menos uma espécie está presente na floresta de Pedra Talhada. Num clima seco, os basidomas são cartilaginosos, mas depois de uma pancada de chuva, no contato com a umidade, os basidomas em forma de orelha tornam-se flexíveis e pegajosos. Os representantes do gênero *Dacryopinax* (Dacrymycetaceae, 5.13) são reconhecíveis pelos seus pequenos basidomas gelatinosos, em geral de cor amarela, em forma de espátulas ou de dentes de garfo que crescem sobre madeira e cascas de árvores em decomposição.

5.**12.** *Auricularia fuscosuccinea.*

5.**13.** *Dacryopinax* sp.

Fungos coralóides e clavarióides

Esses fungos constituem grupos com basidiomas eretos, cilíndricos ou ramificados. Morfologicamente, os fungos coralóides e clavarióides não abrangem um único grupo taxonômico, mas pertencem a várias ordens diferentes. Os fungos ramificados (coralóides) podem atingir até 100 mm de comprimento. Em geral, os esporocarpos crescem no solo ou em tapetes de matéria orgânica em decomposição. Várias espécies, como por exemplo, a imponente *Ramaria zippelii*, de coloração cinza-ocre-marrom, são facilmente reconhecíveis pela cor azul esverdeada das pontas dos seus ramos (5.14). É provável que essas espécies também pertençam aos poucos fungos micorrízicos presentes nas florestas neotropicais (Corner, 1950). As espécies sapróbias do gênero *Pterula* (5.15) (Pterulaceae) têm basidiomas bastante frágeis e fortemente ramificados. Elas participam ativamente da reciclagem das

matérias orgânicas e podem ser confundidas com táxons pertencendo ao gênero *Cladonia* (fungos liquenizados).

5.**14.** *Ramaria zippelii.*

5.**15.** *Pterula* sp.

Políporos (Fungos poróides)

Considerando o meio ambiente úmido e as altas temperaturas que reinam nas florestas tropicais, os basidiomas robustos e lenhosos dos políporos são mais resistentes à decomposição. Em geral, os basidiomas estão diretamente conectados ao substrato (e.g. *Hymenochaete damicornis,* 5.16) mesmo se algumas espécies com um estipe central ou lateral já tenham sido assinaladas. Espera-se que numerosas espécies do gênero sejam encontradas na Reserva de Pedra Talhada, mas, até agora, a diversidade e a função ecológica desses macrofungos decompositores de madeira (ocasionalmente também parasíticos) ainda não foram exploradas. Um dos mais conspícuos políporos é *Pycnoporus sanguineus* (5.17) e é reconhecível graças aos seus basidiomas de cor laranja-carmim brilhante apresentando uma delimitação em zonas distintas na superfície superior do píleo. Os diferentes tons dessas zonas concêntricas são o resultado de um crescimento radial ativo durante os períodos de chuva. Essas zonas não devem ser comparadas aos anéis anuais visíveis nos troncos das árvores. Orelhas-de-pau (*Favolus*, 5.18) são políporos com basidiomas delicados porém robustos e resistentes, predominantemente imbricados, apresentando um estipe e desenvolvendo-se, em geral, em colônias densas.

5.**16.** *Hymenochaete damicornis.*

5.**17.** *Pycnoporus sanguineus.*

5.**18.** *Favolus tenuiculus.*

Peidos-de-lobo

Segundo informações recentes, os peidos-de-lobo pertencem a várias famílias taxonômicas de macrofungos (Agaricaceae, Geastraceae, Sclerodermaceae). O seu nome vem do modo de desenvolvimento endógeno dos seus basidiosporos num endoperídio em forma de saco contido por uma membrana mais ou menos esférica e resistente (perídio). As belas espécies de estrelas da terra, do gênero *Geastrum* (5.19), são únicas, pois a camada externa (exoperídio) dos basidiomas, inicialmente em forma de figo e fechada, se fragmenta radialmente, as extremidades das pétalas formadas se encaracolam e, como um elevador, baixam os basidiomas ao nível do solo da floresta. Surpreendentemente (e contrariamente à dispersão ativa dos esporos de outros macrofungos) a disseminação dos seus basidiosporos é exclusivamente baseada em mecanismos passivos, o que significa que os basidiosporos são liberados pela pressão exercida sobre o perídio ou pela lenta e gradual decomposição dos basidiomas.

5.**19.** *Geastrum* sp. (estrelas da terra).

Chifres-fétidos

O nome desse grupo de macrofungos é revelador. A maioria das espécies de chifres-fétidos se caracteriza pelo forte cheiro de putrefação que se reconhece de longe. A gleba viscosa está localizada no topo do estipe. O odor desagradável atrai os insetos coprófagos que, depois da sua visita, levam os basidisporos que estão aderidos às suas patas e são os responsáveis desse modo de disseminação pouco usual entre os fungos.

Os basidiomas das espécies pertencendo aos gêneros *Phallus* e *Clathrus* são notáveis pela suas morfologias complexas. A característica mais curiosa observada nas espécies do gênero *Phallus* é a estrutura chamada véu fazendo pensar em uma renda composta de uma ampla malha suspensa à margem do receptáculo. Nos ambientes naturais tropicais os basidiomas espetaculares do *P. indusiatus* (5.20) são encontrados com frequência.

Os basidiomas jovens do *Clathrus* cf. *chrysomycelinus* (5.21) são semelhantes a ovos moles que inicialmente contêm uma substância gelatinosa e contínua que gradualmente se abre e permanece como uma volva na base do receptáculo assegurando assim a estabilidade do carpóforo.

5.**20.** *Phallus indusiatus.*

5.**21.** *Clathrus* cf. *chrysomycelinus.*

Fungos taça

Os fungos taça pertencem aos Ascomycetes. Os ascomas, em forma de taça dos gêneros *Peziza* (Pezizaceae) e *Cookeina* (Sarcoscyphaceae) podem estar em contato diretamente com o substrato ou, nos indivíduos adultos, apresentar um estipe que levanta os ascomas e os afasta do solo. Em geral, os ascosporos se formam no himênio situado na parte superior e exposta da taça. Os ascomas de alguns poucos táxons até hoje observados na Reserva de Pedra Talhada são de cor laranja, amarela ou marrom. As espécies do gênero *Peziza* (5.22) possuem em geral ascomas elásticos, frágeis e glabros mas ocasionalmente, quando cortados, exsudam um látex colorido.

Vários membros do gênero *Cookeina* (5.23), apresentando ascomas bastante robustos e persistentes), são reconhecíveis graças à presença de pêlos rígidos visíveis na superfície exterior ou ao longo da borda da taça.

5.**22.** *Peziza* sp.

5.**23.** *Cookeina* sp.

Fungos cálice (dedo-de-defunto)

Na Reserva, as espécies do gênero *Xylaria* (5.24) são muito comuns. Dezenas de espécies foram descritas no mundo, em particular nos habitats tropicais e subtropicais. As características morfológicas distintivas desses macrofungos são os seus ascomas delicados, porém robustos, em geral negros ou de cor marrom-cinza escuro. A seção transversal dos ascomas (do tipo ascostroma) cilíndricos, fusiformes ou em forma de prego mostra um tecido branco com um conjunto de peritécios (ascomas em forma de taça) escuros onde os ascosporos pretos e brilhantes se desenvolvem (5.25). Com a ajuda de uma lupa, a superfície da parte superior fértil dos ascomas mostra distintamente uma marcação em pontilhado indicando a presença de vários peritécios, através das quais os esporos são expulsos. Os ascomas persistentes das espécies do gênero *Xylaria* e dos gêneros associados crescem sobre detritos de plantas mortas e, em particular, sobre madeira e cascas em decomposição de troncos e ramos caídos das árvores da floresta.

5.**24.** *Xylaria* sp.

5.**25.** *Xylaria* sp., secção longitudinal.

Fungos balão

Os ascomas do gênero *Hypoxylon* (Hypoxylaceae, 5.26) compartilham o habitat e os substratos com espécies do gênero *Xylaria*, aos quais são taxonômicamente associadas. O gênero *Hypoxylon* se diferencia, contudo, pelos ascomas globosos ou hemisféricos, fortemente grudados sobre madeira e cascas de árvores em decomposição.

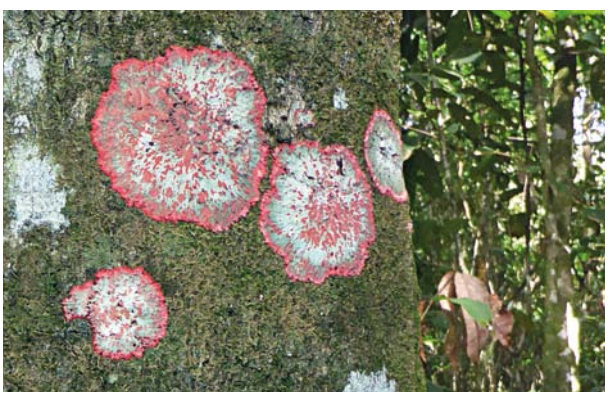
5.**26.** *Hypoxylon* sp.

Fungos liquenizados (Liquens)

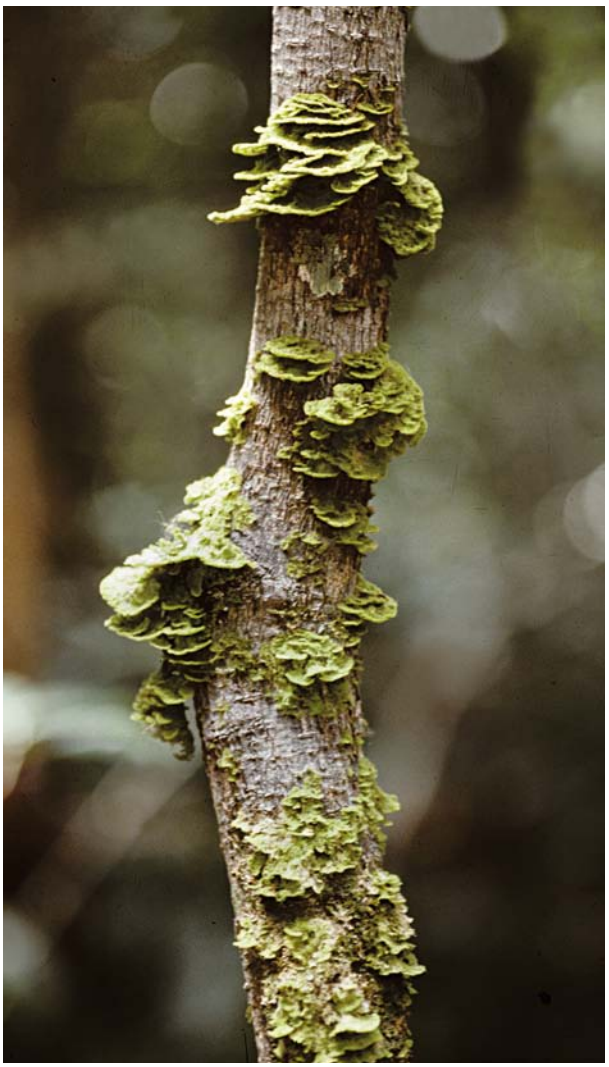
Os liquens são o resultado de uma associação simbiótica incluindo, em geral, o micélio fúngico dos Ascomycota e algas ou cianobactérias. Os fungos liquenizados não representam um grupo sistemático distinto, mas são definidos pela cooperação biológica de dois organismos que a priori não entretêm nenhuma relação. A contribuição das algas é fornecida pelos carboidratos que elas produzem por fotossíntese enquanto o micélio fúngico contribui com a absorção de água, minerais e a produção das enzimas necessárias à sobrevivência. Os fungos liquenizados são habitualmente capazes de desenvolver-se sob condições ecológicas estressantes e toleram a exposição ao calor ardente da luz solar, as mudanças de temperatura extremas e os longos períodos sem água. Como os musgos (Briófitas), os liquens também sobrevivem sem danos a longos períodos de seca. A atividade fotossintética se ativa desde quando água e luz são disponíveis. É essa capacidade biológica que permite aos fungos liquenizados colonizar habitats inóspitos. As estratégias combinadas dos dois parceiros, algas e fungos, e a capacidade de uma reprodução vegetativa e sexual são o segredo dos notáveis poderes de sobrevivência, colonização e disseminação dos fungos liquenizados. A reprodução vegetativa e a distribuição são realizadas graças à disseminação de fragmentos clonais dos liquens, pela ação do vento e da água, até novos lugares, oferecendo condições ecológicas favoráveis para a instalação de novos talos.

Na Reserva de Pedra Talhada, os liquens são onipresentes numa ampla gama de habitats. Os liquens epifíticos com talos de tipo fruticoso ou folioso se instalam, em geral, diretamente sobre os seus substratos de predileção como os o ramos de árvores, tronco de arbustos ou de árvores vivos (5.27, 5.28). Os liquens crostosos podem cobrir segundo padrões diferentes a casca de várias árvores da floresta. Os liquens leprosos são reconhecíveis pelas suas colônias de cor amarelo esverdeado de aparência pulverulenta cobrindo troncos e ramos das árvores. As espécies de liquens foliosos e crostosos fazem parte dos primeiros organismos visíveis colonizando afloramentos rochosos (5.29), localizados no interior e no exterior da floresta da Reserva de Pedra Talhada. Os liquens fruticosos como a *Usnea angulata* (5.30), dos quais o talo pode atingir dezenos de centímetros, são muito dependentes da umidade atmosférica ao menos durante uma parte do ano (as condições ecológicas das florestas de neblina dos Andes sendo ideais).

Devido as suas condições ecológicas, a altitude do planalto superior da Reserva de Pedra Talhada representa o limite de altitude inferior destes tipos de espécies. O crescimento dos liquens depende largamente das condições ecológicas do habitat, mas, em geral, não ultrapassa um milímetro por ano. Numerosas espécies de liquens podem ser usadas como indicadores ecológicos porque elas desaparecem quando o meio ambiente apresenta um nível elevado de poluição atmosférica.



5.**27.** *Herpothallon rubrocinctum.*



5.**28.** *Coenogonium* sp.

5.**29.** *Cladonia confusa.*

5.**30.** *Usnea angulata.*

Myxomycetes

Os Myxomycetes apresentam dois estágios de vida muito diferentes: a fase plasmódio e a fase reprodução. Em seu estágio plasmódio possui apenas uma célula contendo vários núcleos (organismo unicelular plurinucleico) e apresenta uma forma gelatinosa. Apesar de ser ápode (não possuir patas), ele consegue se mover por mais de 10 cm por hora. Geralmente se alimenta de matéria orgânica, por fagocitose. Durante a sua segunda fase de vida, os Myxomycetes passam por uma modificação morfológica radical. A massa protoplasmática incha em certos pontos para formar uma estrutura estática, que lembra os esporóforos dos cogumelos, e se levanta, às vezes sob um pé. Produzem então esporos, que irão se dispersar, germinar e dar origem a um plasmódio. Os Myxomycetes foram, durante muito tempo, classificados como fungos, mas pertencem ao filo dos amebozoários (Amoebozoa): organismos que não são plantas, nem animais, nem fungos.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos Adrien Bolay pelo tempo dedicado ao primeiro autor, para compartilhar seus conhecimentos e contatos. A Felino Pedro Celestino e Manoel Nazario por compartilharem seus conhecimentos sobre a Reserva de Pedra Talhada e a maior parte das espécies lá encontradas, assim como a Luis Batista de Freitas, Agnaldo Pereira de Aguiar, Aventino Pinto da Silva, Manoel Nunes de Farias, Hermenegildo Nunes de Farias e Carlos Batista. A Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Thomas Tscharner, Laurent Godé e Christian Willig pelas contribuições fotográficas. Gostaríamos de agradecer a Camille Truong, Jadergudson Pereira, El-Hacène Seraoui e Elisandro R. D. dos Santos pela ajuda na determinação. Agradecemos ainda à Philippe Clerc, Morgane Ammann, Lisa Saemann, Eric Cusimano e Nathalie Vedovotto pela revisão do texto; à Ivana Zamboni pela tradução do texto do inglês para o português, e a Nicolas Spitznagel pelo layout e design gráfico deste documento. Ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) do Brasil assim como a todos os funcionários da Reserva de Pedra Talhada pelo apoio logístico. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens. Somos gratos a Anita Studer pelo incansável apoio.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Marcela Eugenia da Silva Cáceres, Departamento de Biociências, Universidade Federal de Sergipe, CEP 49500-000, Itabaiana, Sergipe, Brasil
mscaceres@hotmail.com

Andre Aptroot, ABL Herbarium, 107 Gerrit van der Veen-straat, 3762 XK Soest, The Netherlands
andreaptroot@gmail.com

Tatiana B. Gibertoni, Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Av. Nelson Chaves s/n, 50670-420 Recife, PE, Brasil
tbgibertoni@hotmail.com

Egon Horak, Mikrobiologisches Institut-Universität Technikerstrasse 25, 6 Stockwerk, 6020 Innsbruck, Austria
sporax@gmx.net

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Barron, G. 1999. *Mushrooms of Ontario and Eastern Canada*: 1-336. Lone Pine Publishing, Vancouver.

Bon, M. 2012. *Champignons de France et d'Europe occidentale*: 1-368. Flammarion, Paris.

Corner, E. J. H. 1950. A Monograph of Clavaria and Allied Genera. *Annals of Botany Memoirs* 1: 1-740.

Gamundi, I. J. & E. Horak. 1993. *Hongos de los bosques Andino-Patagónicos: guía para el reconocimiento de las especies más comunes y atractivas*: 1-141. Vázquez Mazzini Editores, Buenos Aires.

Morgan, A. P. 1905. North American Species of Marasmius (Continued). *The Journal of Mycology* 11(6): 233-247.

Pegler, D. N. 1997a. *The Agarics of São Paulo, Brazil*: 1-68. Royal Botanic Garden Kew.

Pegler, D. N. 1997b. *The larger fungi of Borneo:* 1-95. Natural History Publications, Kota Kinabalu, Malaysia.

Pegler, D. N., J. Wilkinson, G. Tamisier-Roux & G. Tomblin. 2008. *Reconnaître Les Champignons Sans Peine*: 1-255. Fernand Nathan, Paris.

Ulloa, M. & R. T. Hanlin. 2000. *Illustrated Dictionary of Mycology*: 1-448. APS Press.

Wartchow, F., J. Putzke, & M. A. D. Cavalcanti. 2008. Agaricaceae Fr. (Agaricales, Basidiomycota) from Areas of Atlantic Forest in Pernambuco, Brazil. *Acta Botanica Brasilica* 2(1): 287-299.

Yamada, M., N. Tokumitsu, Y. Saikawa, M. Nakata, J. Asano, K. Miyairi, T. Okuno, K. Konno & K. Hashimoto. 2012. Molybdophyllysin, a Toxic Metalloendopeptidase from the Tropical Toadstool, Chlorophyllum Molybdites. *Bioorganic & Medicinal Chemistry* 20(22): 6583-6588.

6

FAUNA

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.1

PLANÁRIAS (PLATYHELMINTHES)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ILANA ROSSI

PITER KEHOMA BOLL

SILVANA VARGAS DO AMARAL

ANA MARIA LEAL-ZANCHET

Rossi, I., P. K. Boll, S. V. Amaral & A. M. Leal-Zanchet. Planárias (Platyhelminthes) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 155-160.

Geoplaninae.

INTRODUÇÃO

As planárias integram o filo Platyhelminthes e têm como principal característica a ocorrência de três ramos intestinais principais que dão nome ao grupo (tricladidos) (Hyman, 1951; Seitenfus et al., 2004; Sluys et al., 2009). As planárias de água doce são facilmente reconhecidas pela morfologia da extremidade anterior (cefálica), com um par de extensões laterais, as aurículas, e dois ocelos (Hyman, 1951) (6.1.1). Já as planárias terrestres, embora menos conhecidas e estudadas, chamam atenção pelo seu padrão de coloração conspícuo, podendo apresentar listras, faixas ou manchas de diferentes cores (6.1.2, 6.1.3). Nesses tricladidos ocorrentes em ambientes terrestres, a extremidade cefálica pode se apresentar semelhante à posterior ou podem ocorrer diferenciações (Seitenfus & Leal-Zanchet, 2004) (6.1.2, 6.1.3, 6.1.4).

6.1.**1.** Planária de água doce, *Girardia tigrina* (Dugesiidae), espécie de distribuição cosmopolita (ocorrência não registrada na Reserva). A seta indica a extremidade cefálica.

6.1.**2.** Planária terrestre, *Luteostriata ernesti* (Geoplaninae), espécie com distribuição conhecida para o sudeste e sul do Brasil (ocorrência não registrada na Reserva). A seta indica a extremidade cefálica, levemente alaranjada.

6.1.**3.** Planária terrestre, *Cephaloflexa araucariana* (Geoplaninae) com especialização cefálica (seta), ocorrente na região sul do Brasil (ocorrência não registrada na Reserva).

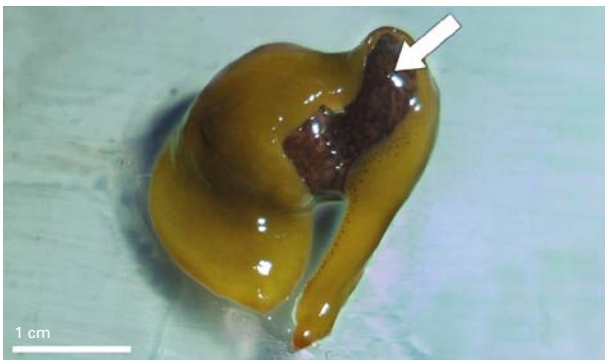
6.1.**4.** Planária terrestre não nativa com especialização cefálica (seta), *Bipalium kewense* (Bipaliinae), introduzida no Brasil e em outras partes do mundo (ocorrência não registrada na Reserva). A seta indica a extremidade cefálica expandida.

As planárias são carnívoras, sendo que as límnicas se alimentam de microcrustáceos, caramujos, minhocas e outros turbelários, dentre outros invertebrados (Hyman, 1951; Ball & Reynoldson, 1981). As terrestres são consideradas predadores de topo de cadeia na comunidade de invertebrados do solo, podendo alimentar-se de caracóis, lesmas, minhocas, cupins, colêmbolos e tatuzinhos-de-jardim, dentre outros invertebrados (Ogren, 1995, Fiore et al., 2006, Prasniski & Leal-Zanchet, 2009) (6.1.5).

Esses curiosos animais são hermafroditas, apresentando órgãos reprodutivos femininos e masculinos. Usualmente, realizam cópula cruzada, através da aproximação da parte posterior da superfície ventral do corpo, onde se localiza o poro genital. Posteriormente, os animais fecundados produzem uma cápsula (6.1.7) contendo vários embriões, a

qual é depositada no ambiente, não havendo cuidado parental (Hyman, 1951; Ball & Reynoldson, 1981).

Em ambientes continentais, as planárias de água doce (6.1.1) podem habitar lagos, rios, córregos, reservatórios, dentre outros, podendo ocorrer em águas subterrâneas. As planárias aquáticas são bentônicas, vivendo em ambientes lodosos, arenosos ou com substrato rochoso. Comumente vivem sob pedras ou junto às raízes da vegetação aquática (Hyman, 1951; Ball & Reynoldson, 1981). As planárias terrestres (6.1.2, 6.1.3, 6.1.4, 6.1.5, 6.1.6, 6.1.7, 6.1.8, 6.1.9) podem ser abundantes em ecossistemas florestais tropicais e subtropicais, embora também ocorram em ambientes de clima temperado. Habitam florestas preservadas ou remanescentes florestais, áreas de cerrado ou campo e áreas de plantações arbóreas, dentre outras (Baptista et al., 2006; Fick et al., 2006; Leal-Zanchet & Baptista, 2009).



6.1.**5.** Planária terrestre (*Obama ladislavii*) capturando uma lesma não nativa (*Deroceras laeve*) (seta). Ocorrência não registrada na Reserva.

6.1.**6.** Dois indivíduos de *Obama ladislavii* (ocorrência não registrada na Reserva) em cópula. A seta indica um indivíduo sob o ventre do espécime em primeiro plano (seta dupla).

6.1.**7.** *Obama* sp. (Geoplaninae) (ocorrência não registrada na Reserva) com cápsula de ovos (seta), anteriormente à postura, formando uma protuberância na superfície dorsal do corpo.

ORDEM TRICLADIDA

Subordem Continenticola

Família Geoplanidae

Na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), planárias terrestres (Geoplanidae: Geoplaninae) foram observadas e fotografadas em duas ocasiões, sendo uma em floresta de encosta (6.1.8) e outra ao lado da Reserva, na parede de uma casa do Sítio Gavião (6.1.9). Na primeira ocasião, dois indivíduos interagiam no momento em que foram encontrados (6.1.8), provavelmente para realização de cópula. Esses espécimes foram fotografados no folhiço, onde são muitas vezes encontrados durante pesquisas de campo. Apesar de localizar-se no semi-árido brasileiro, com chuvas irregularmente distribuídas ao longo do ano, a Reserva é um típico brejo de altitude, com clima mais úmido do que os ecossistemas adjacentes. Além disso, essa área possui vários tipos de vegetação, com estações seca e úmida demarcadas, mas com caducifólia apenas parcial na estação seca. Essas características favorecem a ocorrência de planárias terrestres. Mesmo em áreas com vegetação nativa preservada, é possível encontrar indivíduos de determinadas espécies de planárias terrestres nos arredores de habitações humanas, especialmente em ocasiões com umidade relativa do ar alta, durante à noite ou em dias encobertos ou mesmo chuvosos. Nessas ocasiões, as planárias terrestres comumente se deslocam em busca de presas ou parceiros reprodutivos (Leal-Zanchet & Baptista, 2009).

Além dos ambientes terrestres, a Reserva possui 168 nascentes catalogadas e outros corpos d'água, nos quais certamente ocorrem planárias e outros turbelários límnicos. Assim, a diversidade de planárias e outros turbelários na Reserva, assim como em toda a região Nordeste e outras do país, ainda é um assunto a ser explorado e desvendado do ponto de vista científico.

6.1.**8.** Dois espécimes de Geoplaninae interagindo no folhiço de mata da encosta na Reserva. Espécime em primeiro plano é maior e ligeiramente mais escuro do que o outro.

6.1.**9.** Espécime de Geoplaninae reptando em parede do Sítio Gavião, em área adjacente à Reserva.

AGRADECIMENTOS

Aos editores, o convite para redação deste capítulo, possibilitando a inclusão nesta obra desse grupo fascinante, mas pouco conhecido, de invertebrados. A Christian Willig, Laurent Godé e Teresinha Oliveira, as fotos realizadas e cedidas. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), à Fundação de Apoio à Pesquisa do Rio Grande do Sul (FAPERGS) e à Universidade do Vale do Rio dos Sinos (UNISINOS), o apoio à pesquisa científica de turbelários, através de auxílios e bolsas, concedido aos autores. Ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e ao Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), a autorização e o apoio à pesquisa realizada pelos autores.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Ilana Rossi, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos — UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
ilanarossi@hotmail.com

Piter Kehoma Boll, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
piterkeo@gmail.com

Silvana Vargas do Amaral, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos — UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
sil_amaral@hotmail.com

Ana Maria Leal-Zanchet, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos — UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
zanchet@unisinos.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Ball, I. R. & T. B. Reynoldson. 1981. British planarians. Cambridge, Cambridge University Press: 1-125.

Baptista, V. A., L. B. Matos, I. A. Fick & A. M. Leal-Zanchet. 2006. Composição de comunidades de planárias terrestres (Platyhelminthes, Tricladida, Terricola) do Parque Nacional dos Aparados da Serra, Brasil. *Iheringia* 96: 293-297.

Fick, I.A., A. M. Leal-Zanchet & E. M. Vieira 2006. Community structure of land flatworms (Platyhelminthes, Terricola): comparisons between Araucaria and Atlantic forest in Southern Brazil. *Invertebrate Biology*, 125(4): 306–313.

Fiore, C., J. L. Tull, S. Zehner & P. K. Ducey 2004. Tracking and predation on earthworms by the invasive terrestrial planarian *Bipalium adventitium* (Tricladida, Platyhelminthes). *Behavioural Processes* 67: 327-334.

Hyman, L. H. 1951. The Invertebrates: Platyhelminthes and Rhynchocoela The Acoelomate Bilateria McGraw-Hill. New York.

Leal-Zanchet, A. M. & V. A. Baptista 2009. Planárias terrestres (Platyhelminthes, Tricladida) em remanescentes de Floresta com Araucária. *In:* Fonseca, C.R., A. F. Souza, A. M. Leal-Zanchet, T. Dutra, A. Backes, G. Ganade. (Eds.) *Floresta com Araucária: Ecologia, Conservação e Desenvolvimento Sustentável*. 199-207. Holos, Ribeirão Preto.

Ogren, R. E. 1995. Predation behaviour of land planarians. *Hydrobiologia*, 305: 105-111.

Prasniski, M. E. T & A. M. Leal-Zanchet. 2009. Predation behaviour of the land flatworm *Notogynaphallia abundans* (Platyhelminthes: Tricladida). *Zoologia* 26, 606-612.

Seitenfus, A. L. R. & A. M. Leal-Zanchet. 2004. Uma introdução à morfologia e taxonomia de planárias terrestres (Platyhelminthes, Tricladida, Terricola). *Acta Biologica Leopoldensia* 26: 187-202.

Sluys, R., M. Kawakatsu, M. Riutort & J. Baguña 2009. A new higher classification of planarian flatworms (Platyhelminthes, Tricladida). *Journal of Natural History*, 43(29-30): 1763-1777.

PLANÁRIAS (PLATYHELMINTHES) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.1

6.2

MOLUSCOS (MOLLUSCA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

PHILIPPE MAESTRATI

LUIZ RICARDO SIMONE

PHILIPPE BOUCHET

Maestrati, P., L. R. Simone & P. Bouchet. 2015. Moluscos (Mollusca) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 163-172.

Megalobulimus oliveirai.

AVALIAÇÃO DO CONHECIMENTO SOBRE OS MOLUSCOS TERRESTRES DO NORDESTE DO BRASIL

Como nas outras regiões tropicais, as primeiras espécies de caracóis no Brasil foram descritas desde a segunda metade do Século XVIII, baseadas nos exemplares encontrados nas coleções reais europeias: foi assim que Born (1778) nomeou *Helix calcaria* (hoje *Neobeliscus calcarius* [a nomenclatura utilizada no presente capítulo segue a Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, http://iczn.org]), a partir de uma concha da coleção do Rei da Austria, e Müller (1774) *Helix pudica* (hoje *Strophocheilus calus*, ver Inventário IV). Estas amostras chegaram ás mãos dos naturalistas europeus sem nenhum dado geográfico ou com dados escassos – às vezes errados – como "América do Sul" ou "Brasil". Em malacologia, como em outras disciplinas de Ciências Naturais, foram necessárias as viagens do alemão Spix e do francês d'Orbigny para o surgimento de dados mais confiáveis, mais precisos, obtidos por cientistas no campo. Estes pioneiros, que coletaram novas espécies de plantas e animais pertencentes a quase todos os grupos, podem ser considerados como os fundadores do conhecimento da fauna e da flora do Brasil. Em malacologia, devemos a eles, por exemplo, a descoberta de *Auris signatus* e *Ampullaria gigas* (Spix, 1827) ou *Bulimulus tenuissimus* (d'Orbigny, 1837). Depois de Spix e d'Orbigny, as coletas no campo aumentaram, mas as indicações geográficas e ecológicas que seguiam as amostras coletadas permaneceram imprecisas. E, antes de tudo, as pesquisas eram feitas por duas categorias de pessoas que trabalhavam alheia uma a outra, e não juntas: na primeira categoria, os naturalistas viajando ou morando no lugar que coletavam as amostras, mas não eram especialistas, apanharam principalmente as grandes espécies, as mais frequentes e as mais espetaculares; na segunda categoria, os malacólogos vivendo na Europa ou nos Estados Unidos, que tinham à disposição bibliotecas e coleções de referências permitindo descrever os moluscos do Brasil, onde nem sequer puseram os pês. Com poucas exceções, isto era a situação encontrada entre 1850 e 1950, e foi neste período que surgiu a maior parte do nosso conhecimento e publicações sobre os moluscos terrestres do Brasil em geral, e do Nordeste em particular.

A partir de 1950, os próprios pesquisadores brasileiros apropriaram-se do estudo da malacofauna brasileira. Devido à localização geográfica dos grandes centros universitários (Rio de Janeiro, São Paulo) e das necessidades econômicas, a maioria dos trabalhos recentes foram ligados à fauna do Sudeste do país e aos hospedeiros intermediários das parasitoses humanas (*Biomphalaria*, hospedeiro da esquistossomose). Ao contrário, o conhecimento natural, biogeográfico e ecológico sobre os moluscos terrestres e aquáticos permaneceram escassos.

Encontram-se no mundo não menos de 23.000 espécies de moluscos terrestres (caracóis e lesmas). A maior parte é composta por pulmonata, mas uns têm opérculo, e são anatomicamente mais próximos das conchas do mar. Hoje em dia, quase 750 espécies são conhecidas do Brasil, e o inventário progride de uma à três espécies à cada ano. A maior parte das espécies corresponde ao caracol típico, aquele que vive na serrapilheira, alimentando-se de vegetais, cogumelos e fungos; mas muitos outros afastam-se deste módelo: uns são arborícolas, outros carnívoros, alguns incubam os filhotes, e há até caracóis bioluminescentes! Uma coisa, porém, é compartilhada entre todos: os caracóis são os campeões da lentidão no seu deslocamento.

Os caracóis em primeira linha da "sexta extinção"? Sobre 865 espécies consideradas como "extintas" na Lista Vermelha da IUCN (2012), 323 são moluscos terrestres e de água doce. É mais do que todos os vertebrados juntos! Muitos caracóis têm áreas de distribuição extremamente localizadas e são particularmente vulneráveis na perda de habitat. As ilhas oceânicas sofreram de frente esta crise da biodiversidade, e no Brasil a malacofauna terrestre da Ilha da Trindade, por exemplo, foi quase toda extinta.

Em comparação à Europa, onde cada província e cada região foram percorridas, os moluscos terrestres do Brasil permanecem pouco inventariados; as publicações especializadas são poucas se comparadas a imensidão da fauna, a sistemática usada nem sempre é atualizada, e a informação geográfica e ecológica encontrada fica amplamente aquém do uso da gestão do patrimônio natural.

METODOLOGIA

O inventário ocorreu do dia 23 de maio ao 7 de junho de 1998, no início da estação chuvosa que vai de abril para agosto nesta região do Nordeste do

Brasil, com reforço até julho. O clima sofreu uma alternância de nuvens e sol com períodos de chuvas às vezes grossas, clássicas na região. O topo do morro permanecia geralmente dentro das nuvens pela manhã, e a umidade no solo era elevada até o sol nascer. Deslocamentos no Agreste, entre Palmeiras dos Índios e Pão de Açúcar no Rio São Francisco permitiram de sentir o contraste climático e da vegetação da Caatinga e a formação ombrófila da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) que encontramos no Planalto (Serra) da Borborema que cobre os estados de Alagoas, Pernambuco e Paraíba (6.2.1, 6.2.2, 6.2.3).

6.2.**1.** Pedra Talhada dentro da neblina de manhã cedo.

6.2.**2.** Vegetação tipica da Caatinga do Nordeste.

O lado Sul da Reserva de Pedra Talhada mostra o maior desnível (450-850 m) e a maior diversidade (clareiras, áreas agrícolas abandonadas em regeneração, florestas degradadas, florestas de encosta, talwegs, nascentes, terras altas e afloramentos rochosos). Para melhor cercar a malacofauna exclusiva do maciço florestal (aquela que só vive na floresta), foi necessário explorar as redondezas imediatas (zonas antropizadas ao pê da Reserva) e dentro de um raio de alguns quilômetros (zona pastoral da floresta estacional decidual, 6.2.3).

6.2.**3.** A visão do pasto beneficiando ainda das chuvas que se concentram em torno de Pedra Talhada.

Este estudo de campo era voltado para os componentes de uma floresta tropical da América do Sul. Apoiamos na experiência adquirida em outras regiões tropicais. O nosso objetivo era de localizar os moluscos vivos, no seu meio ambiente natural e de contabilizar a fauna, amostrando a serrapilheira.

Os moluscos terrestres visíveis a olho nu são poucos se comparados aos de pequeno tamanho, mas eles são facilmente localizáveis nos seus meios, enquanto os micro-moluscos (1-5 mm), que representam a maioria das espécies, têm concha e se confondem com o meio ambiente. Os caracóis procuram geralmente umidade e obscuridade. Por isto é necessário observar com atenção nos tapetes de folhas, dentro dos caules e troncos mais ou menos apodrecidos. Nas florestas, certas espécies são tipicamente arborícolas e encontram-se no chão somente depois de morrer, às vezes perfuradas por predadores (aves, roedores (6.2.4)), a maior parte das

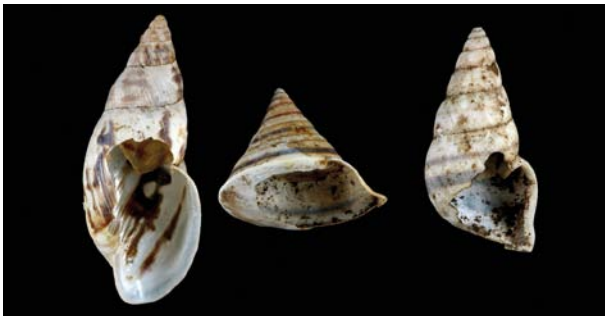
A serrapilheira é a camada superficial do solo, de origem orgânica e mineral, composta pela acumulação de detritos vegetais misturados à terra. Certas vezes a serrapilheira é acumulada em lugares oriundos pelas irregularidades do terreno e o escoamento de água, principalmente entre as raízes aéreas das árvores. Uma vez peneirado, o resíduo pode ser observado a olho nu e na lupa binocular.

Amostras da serrapilheira, a camada superficial do solo.

fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*).

Caracóis vivos foram filmados e fotografados *in situ* (6.2.5), ou foram fotografadas com lupa binocular e câmara "Coolpix 4500 da Nikon". A malacofauna da Reserva de Pedra Talhada, determinada uma primeira vez em 1998 após o estudo de campo por Norma Campos Salgado, foi atualizada por um dos autores na base do seu trabalho (Simone, 2006).

Ao lado da malacofauna terrestre, uma atenção particular foi dada às espécies aquáticas vivendo nas nascentes (6.2.6). Com 168 nascentes localizadas na área da Reserva, este meio ambiente era promissor. Certas nascentes podem abrigar várias espécies de micro-gastrópodes da família Hydrobiidae, com espécies endêmicas a uma só nascente. Certas lavagens de plantas e radículas em vários pontos da Reserva rapidamente reduziram as nossas esperanças: nenhuma espécie de Hydrobiidae foi encontrada nas nascentes da Reserva. Estas falhas repetidas, em lugares distantes uns dos outros, são o sinal inequívoco da ausência de micro-moluscos de água doce, pelo menos no lado Sul-Sudeste da Reserva.



6.2.**4.** A maioria dos exemplares de moluscos arborícolos encontrados na Reserva são conchas branqueadas, mostrando traços de predações devido a aves ou roedores. Os buracos encontram-se principalemente na base da columela como é visivel nas imagens.

6.2.**5.** *Omalonyx* sp., um gênero de molusco aquático.

6.2.**6.** Observação em uma das numerosas nascentes da Reserva.

RESULTADOS

Foram encontradas aproximadamente cinquenta espécies de moluscos terrestres, sendo que 5 (10% do total) são representadas por um só exemplar. O número de espécies encontradas por um exemplar sugere que a assíntota não é atingida, e deve situar-se entre 60 e 70 espécies para a Reserva toda.

Muitas espécies foram encontradas de um à vários exemplares em um só ponto (estação). Isto demonstra que se uma área da floresta parece homo-gênea à primeira vista, na realidade pode-se tratar de justaposições de microhabitats de onde certas espécies não saiam (Tab. V.1 em Inventário V).

A maioria das espécies são microscópicas, entre 1-3 mm, as outras centimétricas (2-4 cm), e neste caso podem ser possivelmente reparadas por qualquer ecologista a procura de moluscos terrestres. Qualquer que seja o tamanho das espécies encontradas tivemos a surpresa de observar novidades taxonômicas: numa primeira estimativa aproximadamente 10 espécies devem ser novas para a ciência, ou seja 20% do material observado. Nenhuma delas pertence a um gênero desconhecido para a região biogeográfica. Uma espécie da família Charopidae, entretanto, teria a sua área de distribuição no Sudeste ampliada para o Nordeste do Brasil. Dentro das espécies possivelmente novas podemos reconhecer um Neocyclotidae do gênero *Cyclopomops*, um Diplommatinidae *Adelopoma*, com algumas raras espécies conhecidas da costa atlântica do Brasil, e uns Gastrocoptidae. A maior parte das espécies da Reserva parecem endêmicas, o que significa que vivem unicamente no meio florestal ou são ubiquistas. Podemos estimar o número em torno de 75%. Algumas espécies, como os Gastrocoptidae, Subulinidae, Ampullariidae, Ferussaciidae e Vaginulidae, são provavelmente antropófilas, capazes de viver em qualquer meio ambiente, nas culturas e capoeira, como nas beiras das florestas, desde que haja veredas e atividade humana.

Durante muito tempo, as florestas tropicais eram conhecidas pela pobreza em moluscos. As florestas neotropicais, particularmente, com solo metamórfi-co (bouclier des Guyanes) têm reputações de pobre no grupo, e não havia esperanças de se encontrar na Reserva de Pedra Talhada uma malacofauna de grande diversidade como a que se deparou.

Adelopoma sp. é um micro-molusco da família Diplommatinidae, que não era esperado. Foram observadas aproximadamente 30 exemplares depois de peneirado a serrapilheira. Intrigado pela descoberta, foi decidido retornar no ponto de observação para examinar o biótopo (vegetação, solo, exposição). Uma nova amostra de folhiço só permitiu achar um exemplar. Isto revela a que ponto uma espécie pode estar ligada a um tipo de vegetação, um tipo de solo, uma exposição à luz, ou qualquer outro fenômeno.

Adelopoma sp.

CARACTERIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS ESPÉCIES

Na Reserva, *Neocyclotus* cf. *blanchetiana* (6.2.7) foi encontrado em uma só estação, descendo a ladeira da "Serra dos Bois" na ravina ao Leste da Reserva, na altitude de 610 m, perto de uma trilha. A espécie é localmente comum, vivendo por baixo da serrapilheira de folhas mortas. Embaixo da trilha, existe um antigo bananal. Pode-se deduzir com esse dado que *N.* cf. *blanchetiana* poderia não ser uma espécie estritamente florestal, apesar de não ter sido encontrada fora deste lugar.

Orthalicus prototypus

Este molusco não faz parte das espécies encontradas na Reserva (6.2.8), mas bem juntinho, nas beiras, escondido nas sombras úmidas das árvores mulungu (*Erythrina velutina*); nomenclatura dos táxons de plantas mencionados neste capítulo: ver http://floradobrasil.jbrj.gov.br/), Fabaceae. A concha teve que ser desgrudada da árvore para o animal ser filmado rastejando.

6.2.**7.** *Aperostoma* cf. *blanchetiana.*

6.2.**8.** *Orthalicus prototypus.*

Drymaeus flexilabris

Nenhum exemplar vivo foi observado na Reserva, mas um exemplar vivo foi visto por Laurent Godé e Christian Willig pouco antes; entretanto, as conchas são frequentes no solo da floresta, às vezes quebradas por predadores na base da última volta. É possível que a ocorrência desta espécie seja sazonal. *Drymaeus flexilabris* (6.2.9) é provavelmente um arborícola estritamente ligado à floresta úmida; não foi observada fora da Reserva.

Drymaeus cf. *poecilus*

Raro indivíduo encontrado vivo na Reserva que nos assimilamos com certa dúvida a *D. poecilus*. O exemplar foi fotografado fora da área em que foi visto estivando, após estimulação.

Drymaeus sp.

Drymaeus sp. foi ocasionalmente observado vivo nos troncos das árvores de grande-porte, em torno de 1 à 2 m acima do solo; as conchas mais frequentes no solo, foram também quebradas por predadores. *Drymaeus* sp. não é estritamente limitado a floresta úmida: conchas secas, mas ainda coladas nos caules de mulungu foram encontradas nos pastos imediatamente fora da Reserva. A espécie seria também presente no Agreste (localidade Paulo Jacinto: Fazenda Lunga dos Coqueiros) e na Caatinga (Meirus: Serra do Gerônimo), mas os exemplares são menores, a concha mais grossa e de coloração mais escura. Essas diferenças podem corresponder a um ecótipo de meio aberto ou a uma outra espécie.

6.2.**9.** *Drymaeus flexilabris.*

Oxychona bifasciata

Oxychona bifasciata é uma espécie arborícola (6.2.10). Alguns espécimes foram observados nos caules e por baixo das folhas, e conchas frequentemente quebradas encontradas nos pés das árvores. *O. bifasciata* parece estritamente ligada à floresta úmida e não foi observada fora da Reserva.

6.2.**10.** *Oxychona bifasciata.*

Rhinus velutohispidus

Só foram encontradas conchas vazias na Reserva, todas nas redondezas da localidade do Grande Sapucaia, numa área antropizada. Seria uma espécie da serrapilheira segundo anotações de Moricand (1836).

Biotocus turbinatus

Biotocus turbinatus foi encontrado uma vez só na Reserva (1 vivo e 2 conchas), num tronco caído no chão, em floresta de encosta (segundo a terminologia usada no capítulo botânico deste livro). A espécie pertence ao gênero *Biotocus*, caracterizada por um desenvolvimento vivíparo, ao contrário das outras espécies ovíparas.

Neobeliscus cf. *carphodes*

Neobeliscus cf. *carphodes* foi a macro-espécie a mais abundante da Reserva. Os adultos de grande tamanho foram, entretanto, localizados nos arredores da localidade do "Sapucaia". Em outros lugares, foram vistos juvenis com menos de 5-6 voltas.

Strophocheilus calus

Dois indivíduos de *Strophocheilus calus* juvenis com lábio fino foram encontrados na Reserva (6.2.11). Conchas mortas encontram-se regularmente completas no solo da floresta, raramente com predação. As outras espécies desta família vivem na serrapilheira e é muito provável que também se aplica a *S. calus*. A espécie não foi observada fora da Reserva.

6.2.**11.** *Strophocheilus calus.*

Megalobulimus oliveirai

A sistemática dos *Megalobulimus* brasileiros parece extremamente confusa. Essas espécies de grande porte foram coletadas muito cedo durante as explorações no Brasil e inúmeras espécies foram descritas sem sequer indicações de localidades. A literatura encontra-se, portanto, inundada de dezenas de nomes dentro dos quais é difícil reconhecer espécies distintas, variações geográficas, ecótipos ou simples sinônimos. As nossas observações em Alagoas mostram uma variação de tamanho entre os espécimes da Caatinga, menores, e os do Agreste atingindo 115 mm.

Na Reserva, *Megalobulimus oliveirai* encontra-se na serrapilheira e nas folhas da floresta (6.2.12). As conchas mortas são frequentes, sem traços de predação. A espécie não seria estritamente ligada à floresta, mas é neste habitat que os indivíduos maiores foram vistos: encontramos no município de Igaci (Agreste de Alagoas) conchas de menos de 70 mm, enquanto o tamanho chega a aproximadamente 100 mm na Reserva.

6.2.**12.** *Megalobulimus oliveirai.*

Megalobulimus aff. *garbeanus*

Encontramos na Reserva uma outra espécie do gênero *Megalobulimus*, menor (os adultos não ultrapassam 60 mm) e reconhecível por uma concha como inteiramente martelada. Em *M. oliveirai*, a concha tem flâmulas verticais marrons sobre um verde azeite, enquanto *M. garbeanus* é todo marrom, acrescentado de uma banda mais clara na base da última volta e atrás da abertura. Este *Megalobulimus* observada na Reserva (6.2.13) aproxima-se de *M. garbeanus,* levemente maior e conhecido da Serra de Macaé perto do Rio de Janeiro. Poderia também pertencer a uma outra espécie.

Só foram encontradas 4 conchas completas e mortas e um fragmento nas áreas de florestas de baixa altura. Ignoramos o seu verdadeiro habitat, provavelmente na serrapilheira semelhante a espécie precedente.

6.2.**13.** *Megalobulimus* aff. *garbeanus.*

Solaropsis pascalia

Descrito por Caillaud para o "interior do Brasil" sem mais precisões, esta espécie é representada no MNHN por um exemplar original (possível síntipo?) enviada pela senhora Pascalie de Girardot, e conforma as nossas observações da Reserva de Pedra Talhada: mesmo lábio escuro, mesma carina na última volta, mesma micro-escultura; única diferença é a presença na figura de Caillaud de manchas em forma de "V" na parte superior das voltas. Curiosamente, esta grande espécie não é citada por nenhuma publicação sobre moluscos do Nordeste!

As conchas vazias não são raras no topo dos afloramentos rochosos da Reserva (Três Lagoas, Serra dos Bois), nas cavidades com um pouco de solo e uma vegetação de Bromeliaceae. A espécie nunca foi vista na floresta, e não há dúvida que o seu habitat é restrito aos topos nus, apesar de não ter observado nenhum exemplar vivo.

Este inventário sugere maior proteção desta Reserva; várias espécies dependem de microhabitats florestais em constante perigo de degradação e desmatamento e a descoberta de novas espécies reforça ainda mais a lógica de preservação.

A constante degradação dos microhabitats é um perigo eminente para as espécies presentes na região.

AGRADECIMENTOS

Aos exímios conhecedores da natureza e guias de campo, Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Luis Batista de Freitas e Marcos Sena. Pelas contribuições fotográficas que representam um complemento valioso aos autores, Olivier Gargominy, Thomas Tscharner, Anita Studer, Luis Batista de Freitas e Louis Nusbaumer. Pelas contribuições administrativas e logísticas, Adeilda Pereira de Aguiar e Maria Estela Pereira dos Santos. Pela ajuda nas primeiras identificações a Norma Campos Salgado. Pela concepção e realização gráfica a Nicolas Spitznagel. Pelos apoios, as autorizações das pesquisas, os convênios e termos de reciprocidade celebrados entre o ICMBio, o IBAMA, o IMA e a NORDESTA. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens. A todos os nossos amigos e colaboradores pelas contribuições diretas e indiretas.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Philippe Maestrati, Muséum national d'Histoire naturelle, Département Systématique et Évolution, UMR 7205 ISyEB, CP 51, 55 rue Buffon, 75005 Paris, France
philippe.maestrati@mnhn.fr

Luiz Ricardo Simone, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, CP 42494, 04299-970 São Paulo, SP, Brasil
lrsimone@usp.br

Philippe Bouchet, Muséum national d'Histoire naturelle, Département Systématique et Évolution, UMR 7205 ISyEB, CP 51, 55 rue Buffon, 75005 Paris, France
pbouchet@mnhn.fr

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

IUCN (International Union for Conservation of Nature). 2012. *IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition*: 1-32. IUCN Species Survival Commission, IUCN, Gland & Cambridge.

Moricand S. 1836. Mémoire sur les coquilles terrestres et fluviatiles, envoyées de Bahia par M. S. Blanchet. *Mémoire de la Société de Physique et d'Histoire naturelle de Genève* 7(2): 415-446.

d'Orbigny A. 1834-1847. Voyage dans l'Amérique Méridionale. *Mollusques. Paris* 5(3): 1-758.

Simone, L. R. 2006. *Land and freshwater Molluscs of Brazil: an illustrated inventory on the Brazilian Malacofauna, including neighbour regions of South America, respect to the terrestrial and freshwater Ecosystems:* 1-390. FAPESP, São Paulo.

Spix, J. R. 1827. Testacea fluviatilia. *In:* Schrank F. P. & Martius C. F. P. (eds). *Monachii: Typis C. Wolf*:1-36.

MOLUSCOS (MOLLUSCA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.2

6.3

ARACNÍDEOS (ARACHNIDA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ROGÉRIO BERTANI

LAURENT GODÉ

ADRIANO KURY

MARIE-LOUISE CÉLÉRIER

Bertani, R., L. Godé, A. Kury & M.-L. Célérier. 2015. Aracnídeos (Arachnida) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 175-191.

Lasiodora parahybana (Aranha-caranguejeira), macho.

INTRODUÇÃO

Assim como os insetos, os miriápodes (centopéias) e os crustáceos, os aracnídeos pertencem ao filo dos artrópodes. São animais com pernas articuladas cobertas por um exoesqueleto mais ou menos rígido e pouco extensível, mas com articulações flexíveis que permitem a mobilidade. Por causa da rigidez do tegumento os aracnídeos efetuam ecdises sucessivas para possibilitar o crescimento até a idade adulta e, em alguns casos, durante todo o ciclo de vida.

A classe dos aracnídeos inclui atualmente 11 ordens, dentre as quais podemos citar as mais conhecidas: os escorpiões (Scorpiones), os opiliões (Opiliones), os ácaros (Acari) e as aranhas (Araneae). A ordem das aranhas representa, em número de espécies, mais da metade do conjunto dos aracnídeos descritos até hoje (Hubert, 1979; Foelix, 2011).

Os aracnídeos são caracterizados principalmente por apresentarem quatro pares de pernas locomotoras na fase adulta e um corpo dividido em duas partes, prossoma ou cefalotórax e opistossoma ou abdômen.

Os escorpiões, porém, possuem um prolongamento do abdômen (pós-abdômen) também chamado de "cauda", que termina no aguilhão, o qual é utilizado para picar, injetando veneno. Já o corpo dos opiliões e dos ácaros é constituído de uma única parte. O abdômen é segmentado externamente nos escorpiões, pouco segmentado nos opiliões e não segmentado nos ácaros e na maioria das aranhas, com exceção das espécies de uma família primitiva, os lifistiomorfos (Liphistiidae).

Os aracnídeos não possuem antenas nem asas. Os olhos são simples (ao contrário dos insetos que possuem olhos compostos, ou multifacetados) e variáveis em número e tamanho. Porém, os olhos não são os principais órgãos sensoriais dos aracnídeos. Cerdas quimiorreceptoras e mecanorreceptoras (que recolhem informações químicas e físicas, como vibração e movimentação do ar) são mais importantes para obterem informações do ambiente (Barth, 2002; Foelix, 2011). Quanto à reprodução, pode ser ovípara ou vivípara.

Os escorpiões surgiram há, pelo menos, 425-450 milhões de anos, conforme os registros fósseis existentes, e viviam em ambientes aquáticos. Eram muito semelhantes aos escorpiões atuais, exceto pelos sistemas respiratórios e locomotores (Polis, 1990). Já o registro fossilífero mais antigo das aranhas é mais recente (em torno de 290 milhões de anos atrás) (Foelix, 2011).

Até o momento, não houve nenhum trabalho de levantamento das espécies de aracnídeos da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), mas diversas espécies, pertencentes às ordens das aranhas, opiliões e escorpiões já foram observadas.

AS ARANHAS (ARANEAE)

A ordem das aranhas divide-se em 3 grupos: Mesothelae (contendo uma única família, Liphistiidae, que ocorrem em parte da Ásia), Mygalomorphae (conhecidas popularmente no Brasil como aranha-caranguejeiras e contendo 16 famílias em todo o mundo) e Araneomorphae (outras aranhas, distribuídas por todo o mundo em 95 famílias) (Platnick, 2014). As aranhas tem 4 pares de pernas locomotoras (que servem também para a manipulação dos fios de seda que saem das fiandeiras) e na frente dessas um par de palpos (ou pedipalpos), segmentos sensoriais para detecção e apreensão de presas. Quando o macho sofre a última ecdise e atinge a maturidade, o último segmento do palpo se transforma em órgão copulador (bulbo copulador) que é mais ou menos complexo dependendo do grupo e é utilizado na reprodução (armazenamento de esperma e cópula durante o acasalamento) (Foelix, 2011).

Nas fêmeas, a extremidade dos palpos é idêntica às pernas locomotoras. As aranhas possuem uma particularidade que na maioria das vezes é ligada à estratégia de defesa contra predadores: a autotomia, ou seja, a faculdade em perder um apêndice (pernas ou palpos) que poderá ser regenerado após uma ou mais ecdises (mudas). As duas partes do corpo da aranha são ligadas por um curto pedicelo. Na frente do cefalotórax, próximo à boca, está localizado o primeiro par de apêndices, as quelíceras (Foelix, 2011). Nas aranhas, cada quelícera é constituída por um segmento basal móvel que se articula com o ferrão em sua extremidade. As duas quelíceras são o aparelho inoculador de veneno e formam uma espécie de pinça articulada permitindo morder as presas e inocular o veneno para paralisá-las ou matá-las. Trata-se de mordida e não de picada. O veneno é produzido em um par de glândulas que se localizam no segmento basal da quelícera (aranhas-caranguejeiras) e podem se estender por parte do cefalotórax (outras aranhas). Músculos localizados ao redor das glândulas, ao se contraírem, fazem com que o conteúdo das glândulas seja expelido por um canal que

percorre o ferrão e abre-se próximo ao seu ápice (Foelix, 2011).

Todas as aranhas são venenosas (possuem glândulas sintetizando o veneno) (Mebs, 2006), com exceção das espécies de duas, talvez três famílias (Nentwig, 2013). A posição das quelíceras, quando comparadas ao eixo do corpo, permite a distinção dos grupos de aranhas. No Brasil, as aranhas que possuem as quelíceras dispostas no sentido do eixo do corpo (paralelas) são conhecidas popularmente como aranhas-caranguejeiras (Mygalomorphae). Outras aranhas (Araneomorphae) possuem as quelíceras dispostas de forma perpendicular ao eixo do corpo.

A maioria das aranhas são predadoras de diversos invertebrados, inclusive de outras aranhas (as grandes espécies também são predadoras de pequenos vertebrados) que elas consomem praticando digestão externa liquefazendo os tecidos graças ao veneno ou à sucos digestivos regurgitados e espa-lhados por cima ou por dentro das presas e depois aspiram este "caldo". As aranhas possuem olhos em números pares situados na frente do cefalotórax: frequentemente 8, mas também 6, 4 ou 2 olhos, ou mesmo nenhum, nas aranhas cavernícolas (Foelix, 2011). Elas possuem cerdas sensoriais que lhes permitem detectar as características do meio (Barth, 2002; Foelix, 2011; Heberstein, 2011). As técnicas da caça são muito diversificadas dependendo das espécies e podem ou não incluir o uso da seda.

As aranhas "perigosas" para o ser humano e os venenos das aranhas

Entre os múltiplos motivos que poderiam explicar as fontes do medo que os humanos tem das aranhas (alguns atingindo o nível de fobia), um é certamento devido ao fato que elas possuem veneno que injetam com os ferrões das quelíceras para paralisar ou matar as suas vitimas.

As aranhas se alimentam principalmente de outros invertebrados entre os quais muitos insetos e também aranhas (canibalismo intra- e inter-específico) e algumas podem também consumir pequenos vertebrados: os seus venenos devem então conter substâncias capazes de agir sobre os alvos receptores das diversas vítimas com a função de imobilizá-las.

O veneno está associado à nutrição, e participa, com os sucos digestivos regurgitados pela aranha, da digestão extracorpórea das vítimas capturadas. As aranhas são animais venenosos e, a despeito de algumas exceções (3 famílias das 112 descritas atualmente), todas possum glândulas de veneno inclusas na base das suas quelíceras e que podem se prolongar mais ou menos dentro do seu cefalotórax, dependendo do grupo estudado. Elas usam venenos que se revelaram serem complexos, para dominar rapidamente as suas vítimas.

Porém, das 44.540 espécies atualmente descritas (Platnick, 2014), poucas apresentam um perigo verdadeiro para o homem após a mordida e a injeção do veneno (o que não é sempre o caso, porque – como nas cobras – muitas mordidas são ditas "secas", ou seja, sem injeção de veneno). Além disso, o contato fisico com os seres humanos é bastante raro; e, apesar do fato de que os ferrões de algumas espécies serem capazes de penetrar a pele humana, esse não é o caso da grande maioria, que são de tamanho pequeno e que tem quelíceras com ferrões curtos ou fracos demais (Foelix, 2011; Kuhn-Nentwig et al., 2011; Nentwig, 2013).

As mordidas das aranhas de grande tamanho, como as terafosídeas, tem em geral consequências de pouca gravidade em caso de envenenamentos no ser humano: mas as mordidas de certas espécies foram letais em cachorros.

Além disso, existem registros de que mordidas de algumas espécies asiáticas tenham provocado cãibras musculares dolorosas e persistentes (Foelix, 2011).

Muitas vezes, as aranhas são erroneamente acusadas de diversas manifestações dermatológicas que, na maioria dos casos, não foram produzidas por mordidas de aranhas (Vetter, 2008; Vetter & Isbister, 2008). Os casos de araneísmo verdadeiro (envenenamento de humanos por aranhas) são pouco frequentes e na maioria dos casos, benignos (não se pode comparar com as picadas de escorpiões ou de abelhas).

Somente algumas espécies de aproximadamente 15 gêneros são consideradas potencialmente

perigosas para o ser humano (Célérier et al., 2014), especialmente aquelas que pertencem a 2 gêneros de migalomorfas que vivem no sudeste da Austrália (*Atrax* e *Hadronyche*), 2 gêneros de araneomorfas com distribuição geográfica bastante ampla (*Latrodectus* e *Loxosceles*), e o gênero *Phoneutria*, que é encontrado exclusivamente na América do Sul e Sul da América Central. Em alguns casos, os humanos podem reagir de maneira muito intensa. O caso de *Atrax robustus* é surpreendente: é o veneno do macho que contém a toxina (robustoxina) à qual os humanos são particularmente sensíveis, ao contrário dos outros mamíferos que são insensíveis ou pouco sensíveis. Os mecanismos de ação desse veneno e da toxina letal (robustoxina) acabam sendo de difícil compreensão, parcialmente pela falta de animais que poderiam ser utilizados em experimentos. Por enquanto, são pouco conhecidos. Existem soros antiveneno para as espécies de todos os gêneros citados.

São distinguidos dois grandes tipos de veneno de aranhas, os venenos neurotóxicos que modificam o funcionamento do sistema nervoso (caso das aranhas do gênero *Atrax*, *Hadronyche*, *Latrodectus* e *Phoneutria*) e os venenos necrosantes (tipicos das espécies de *Loxosceles*) que produzem necroses locais (Bucaretchi et al., 2010) que podem evoluir rapidamente e também infeccionar, mas sobretudo podem conduzir a formas generalizadas graves (chamadas viscero-cutaneas) de tratamento difícil e às vezes letal (Goyffon & Heurtault, 1995). Eventualmente, os dois tipos de venenos podem estar presentes na mesma espécie.

As aranhas do gênero *Loxosceles* são caracterizadas pela silhueta mais ou menos marcada de um violino no cefalotórax e são responsáveis pela maioria das mordidas com consequências necróticas em aranhas (Vetter, 2008; Bucaretchi et al., 2010).

As reações ao envenenamento podem ser mais ou menos sérias entre indivíduos diferentes, dependendo da sensibilidade individual. As mordidas podem ser imediatamente dolorosas (por exemplo espécies do gênero *Atrax, Phoneutria, Cheiracanthium*) ou indolores, como, por exemplo, nas espécies do gênero *Latrodectus*, quando as contrações musculares dolorosas podem aparecer somente após meia hora (Goyffon & Heurtault, 1995).

As pesquisas sobre venenos começaram nos gêneros e espécies de interesse médico potencialmente perigosas para o ser humano (*Latrodectus, Atrax, Loxosceles*) (Goyffon & Heurtault, 1995). Elas se aceleraram há algumas décadas graças à ajuda de técnicas que se aperfeiçoaram mais e mais e que permitem trabalhar com minúsculas quantidades de veneno (microquímica, espectrometria de massa). Os componentes dos venenos variam entre as diferentes espécies e o seu estudo permite o descobrimento de novas moléculas. Porém, até hoje, os venenos de pouquíssimas espécies de aranhas foram explorados e ainda de maneira incompleta (aproximadamente 200 espécies entre as mais de 44.540 disponíveis (Kuhn-Nentwig et al., 2011).

Na esfera química, os venenos são coquetéis complexos de diversos componentes, tais como numerosas enzimas (entre elas a esfingomielinase D, responsável pelas necroses cutâneas após a mordida de certas espécies do gênero *Loxosceles*), de neurotoxinas protéicas muito variadas, de poliaminas ou acilpoliaminas complexas pertencentes ao veneno das aranhas (toxinas não proteicas, neurotóxicas que bloqueam os receptores pós-sinápticos a glutamato nos insetos, como nos mamíferos) e que podem ser vistas como grandes candidatas para elaboração de inseticidas para lutar contra insetos "nocivos" para os humanos (destruidores das suas plantações).

Na maioria dos venenos de aranhas, certos componentes, como as toxinas peptídicas interagem com os receptores celulares, particularmente nos canais iônicos (canais de sódio, potássio, cálcio) e modificam a sua atividade (Saez et al., 2010).

Esses peptídeos isolados (Herzig et al., 2011) podem ser usados como ferramentas moleculares na caracterização dos canais iônicos e melhor compreensão do seu funcionamento.

A constatação da presença de mais de 10 milhões de peptídeos bioativos nos venenos das aranhas permite prever a existência de recursos valiosos (chamados de "minas de ouro" por alguns cientistas) para a descoberta de novos remédios (como já acontece com os venenos de serpentes e de escorpiões) com efeitos secundários reduzidos (Saez et al., 2010; Kuhn-Nentwig et al., 2011, Nentwig, 2013). Assim, grandes possibilidades terapêuticas estão abertas para que se

descubram novas moléculas que permitam lutar contra diversas patologias, como os problemas cárdio-vasculares, dores crônicas, inflamações, cânceres, parasitoses e até mesmo disfunções eréteis.

Aranha-marrom acima (*Loxosceles amazonica*, fêmea, não observada na Reserva até o momento) e Viúva-negra ao lado (*Latrodectus curacaviensis*, fêmea, não observada na Reserva até o momento), duas espécies de aranhas de interesse em saúde no Brasil e que são encontradas em regiões próximas à Reserva.

Cerdas urticantes de aranhas-caranguejeiras (Theraphosidae)

As cerdas urticantes se diferenciam das outras cerdas presentes no tegumento das aranhas devido a uma de suas extremidades ser sempre afiada e conter barbas direcionadas no sentido contrário ao da ponta da cerda. Seu tamanho varia de 0,2 a 1,8 mm e geralmente apresentam um pedúnculo curto, liso e fino, do qual facilmente se soltam. A ponta afiada e as barbas funcionam como um tipo de arpão, fazendo com que, no contato com a pele, acabem penetrando-a. As caranguejeiras as usam como defesa ativa ou passiva, constituindo proteção muito eficaz para afastar predadores (Cᴇʟᴇ́ʀɪᴇʀ, 1993; Cᴇʟᴇ́ʀɪᴇʀ et al., 1992).

Somente as caranguejeiras, todas americanas, e pertencentes à família Theraphosidae, possuem essas cerdas, que na maioria das vezes estão localizadas na face dorsal do abdômen, em uma mancha visível, mais ou menos redonda e extensa, na qual a densidade pode atingir 10.000 cerdas/mm^2 (Cᴏᴏᴋᴇ et al., 1972). Além do abdômen, essas cerdas peculiares estão presentes sobre os fêmures dos pedipalpos de indivíduos das espécies de um só gênero (*Ephebopus*) que não as possuem no abdômen (Mᴀʀsʜᴀʟʟ & Uᴇᴛz, 1990).

Seis tipos de cerdas com morfologias distintas já foram identificadas (Cᴏᴏᴋᴇ et al., 1972; Mᴀʀsʜᴀʟʟ & Uᴇᴛz, 1990; Pᴇ́ʀᴇz-Mɪʟᴇs, 1998; Fᴏᴇʟɪx et al., 2009). Cada espécie de caranguejeira possui um ou dois tipos diferentes que podem variar no decorrer do crescimento, o dimorfismo sexual já foi observado em diversas espécies, no qual um dos sexos possui dois tipos diferentes no mesmo indivíduo, enquanto que no outro sexo ocorre somente um tipo. Os juvenis já as possuem desde as primeiras fases da vida fora da ooteca e uma nova cobertura de cerdas aparece a cada muda, ao longo do crescimento e também durante a vida adulta das fêmeas (Pᴇ́ʀᴇz-Mɪʟᴇs, 2002).

As cerdas urticantes se soltam facilmente e o tegumento abdominal pode às vezes estar totalmente nú, particularmente nos machos adultos, que não sofrem mais mudas. Quando indivíduos de espécies de terafosíneos (por exemplo, do gênero *Lasiodora, Theraphosa* ou *Brachypelma*) são ameaçados, eles raspam o dorso do abdômen com as pernas traseiras e jogam milhares dessas finas cerdas, que flutuam no ambiente.

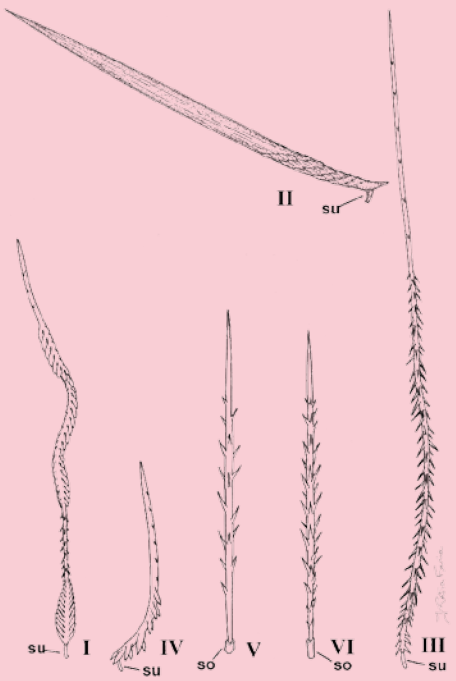
No gênero *Ephebopus*, as cerdas são liberadas por rápido esfregamento dos fêmures dos pedipalpos contra a base das quelíceras. As espécies do gênero *Avicularia*, que constroem abrigos de seda nas cavidades de árvores, usam as suas cerdas urticantes por esfregamento, e não por lançamento: elas tocam os predadores com o dorso de seus abdômens, introduzindo diretamente as cerdas

urticantes (Bertani & Marques, 1995/96; Bertani & Guadanucci, 2013; Mendoza-Marroquín, 2014).

Nos humanos e em outros mamíferos, as cerdas urticantes penetram nas vias respiratórias, na pele e nos olhos provocando desagradáveis coceiras, inflamações e até alergias (Cooke et al., 1973; Hom-Choudhury et al., 2012; Tillotson & Giddens, 2013). Dependendo do tipo de cerda, elas são mais ou menos irritantes e as reações diferem de uma pessoa à outra. Parece que as reações são maiores quando ocorrem contatos sucessivos e repetidos em algumas pessoas mais sensíveis aos seus efeitos.

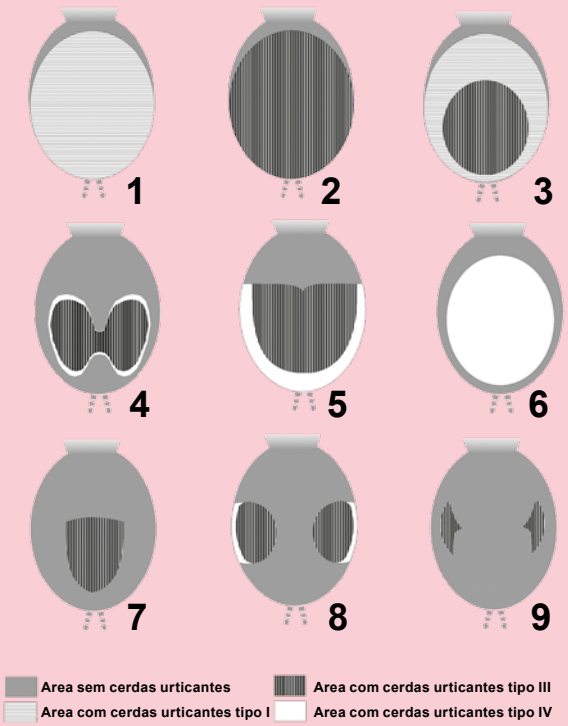
O poder irritante permanece nos espécimes ou mudas conservados em coleções, tanto no meio líquido quanto a seco. As diversas reações urticantes seriam devidas a efeitos mecânicos, e até hoje não foram constatados efeitos químicos, como aqueles que ocorrem com as cerdas de alguns lepidópteros (borboletas e mariposas).

O maior risco que os humanos correm é a queratite severa (inflamação da córnea) pois é difícil a extração das cerdas urticantes. Recomenda-se às pessoas em contato direto com essas caranguejeiras americanas ou em contato indireto nos locais onde ocorrem essas espécies, ou mesmo aqueles que as mantém em cativeiro, que evitem incomodá-las ou manipulá-las, e que protejam eficazmente, em particular, a região ocular, na qual a irritação é mais severa. Esfregar os olhos ou a pele aumenta a quantidade e a penetração das cerdas.



Tipos de cerdas urticantes. Su = suporte; so = soquete (Bertani & guadanucci, 2013).

As caranguejeiras com cerdas urticantes tem a fama de serem "tranquilas" e muitas são apreciadas pelos criadores de aranhas. Os venenos dessas terafosídeas das Américas seriam menos ativos nas suas vítimas do que o das caranguejeiras terafosídeas da Austrália, África e Ásia (que não possuem cerdas urticantes). Da mesma forma, o veneno das caranguejeiras terrícolas seria menos ativo que o das caranguejeiras arborícolas (Escoubas et al., 1999). Porém, fora os riscos das cerdas urticantes, as terafosídeas americanas podem provocar algumas lesões caso consigam morder, pois possuem ferrões de tamanho considerável. Quanto ao veneno, essas caranguejeiras não parecem representar perigo grave em caso de mordidas em humanos.



Representação esquemática de alguns padrões de distribuição das cerdas urticantes no abdômen de algumas espécies representativas de terafosíneos: (1) *Vitalius sorocabae*, fêmea; (2) *Theraphosa blondi*, fêmea; (3) *Lasiodora* sp., fêmea; (4) *Homoeomma* sp., fêmea; (5) *Grammostola* sp., fêmea; (6) *Maraca cabocla*, fêmea; (7) *Hapalopus* sp., macho; (8) *Euathlus vulpinus*, fêmea; (9) *Paraphysa* sp., fêmea (Bertani & Guadanucci, 2013).

O abdômen das aranhas é coberto dorsalmente e ventralmente por tegumento endurecido. Porém, é mais flexível que o tegumento do cefalotórax. Na extremidade ventral possuem de 1 a 3 pares de fiandeiras (apêndices articulados) conectados a diversas e complexas glândulas situadas internamente no abdômen. Essas glândulas elaboram vários tipos de seda, as quais as aranhas usam de maneira variada. O segmento das fiandeiras comporta vários pequenos tubos (fúsulas) pelos quais sai a seda. O único orifício excretor de fezes (ânus) está situado acima das fiandeiras, sob o tubérculo anal (Foelix, 2011).

As aranhas possuem somente 4 pulmões foliáceos, 2 pulmões folíáceos em conjunto com traquéias, ou somente traquéias, dependendo do grupo. Os pulmões foliáceos (em número de 2 ou 4) estão sempre situados na região ventral anterior do abdômen. Já as aberturas traqueais podem estar presentes na região ventral anterior, no meio do abdômen ou na região posterior, junto às fiandeiras. Também na região ventral anterior fica localizada a fenda genital nas fêmeas, e, na maioria das espécies há também um ornamento externo, chamado de epígino. Os gametas masculinos são produzidos no abdômen, porém os órgãos copuladores estão localizados nas extremidades dos palpos. Portanto, antes da cópula, o macho precisa encher os seus bulbos copuladores: ele tece uma pequena teia espermática ou alguns fios onde ele deposita gotas de sêmen e então o aspira com os bulbos, que funcionam como seringas (Foelix, 2011).

As fêmeas conservam os espermatozóides em uma ou mais bolsas chamadas espermatecas (Foelix, 2011). Os órgãos copulatórios (bulbos do macho e epígino da fêmea) são as características específicas utilizadas na identificação das espécies da maioria das aranhas. A identificação das aranhas que possuem orgãos copuladores simples ou pouco distintivos (como as aranhas-caranguejeiras) deve considerar ainda outras características.

O reconhecimento das famílias, gêneros e espécies leva em consideração um conjunto de características morfológicas, como, por exemplo, o número, a posição e a dimensão dos olhos, o número de garras na extremidade das pernas, o comprimento das fiandeiras, a forma e o comprimento de diferentes apêndices, entre outros (Hubert, 1979; Ledoux & Canard, 1991; Penney, 2013).

O comportamento sexual é variável, dependendo da espécie e muitas vezes incluem o comportamento de corte do macho, que se aproxima da fêmea e exibe uma série de sinais vibratórios ou visuais para que ela o reconheça e o aceite. O canibalismo sexual, ao contrário do que muitos creêm, ocorre somente em alguns grupos. As aranhas colocam ovos (poucos até mais de 2.000) que elas envolvem com fios de sêda, produzindo uma ooteca (saco de ovos) a qual carregam de diversas maneiras, ou a escondem pendurando-a à um suporte. Em alguns casos, após a saída dos jovens da ooteca, a mãe os protege e os alimenta (Foelix, 2011).

As aranhas possuem no interior do seu corpo aparelhos digestivos, excretores, circulatórios (com uma hemolinfa "sangue" de cor azulada devido à presença de uma metaloproteína respiratória (contendo cobre)), respiratórios, reprodutores, secretores de sêda, um sistema nervoso e músculos.

O tamanho do corpo das aranhas adultas varia entre 0,3 mm a 15 cm, aproximadamente. A envergadura, incluindo as pernas, pode ser maior e atingir mais de 26 cm nas grandes aranhas-caranguejeiras (Mygalomorphae). Existe uma diferença de tamanho mais ou menos acentuada entre os sexos de algumas espécies, os machos sendo muitas vezes menores que as fêmeas (comprimento do corpo até 10 vezes menor) e raramente os machos são maiores do que as fêmeas.

Com algumas exceções, a vida das aranhas se desenvolve no meio terrestre. São predadoras solitárias com exceção de aproximadamente 20 espécies tropicais que vivem em grupos e são chamadas de "sociais". A distribuição geográfica das aranhas é muito ampla: entre 55° de latitude sul e 83° de latitude norte, das regiões costeiras até montanhas com 6.700 m de altitude. Elas ocupam habitats muito variados, desde camadas superficiais do solo até o topo das árvores.

Algumas são cavernícolas. As aranhas estão próximas aos humanos nos edifícios e moradias das zonas urbanas e rurais, assim como nas áreas cultivadas ou alteradas pelos homens.

Algumas aranhas, na fase juvenil, se movem pelos ares emitindo fios que o vento transporta, às vêzes, por grandes distâncias. Indivíduos adultos também foram observados praticando essa forma de dispersão.

As aranhas constituem um grupo de animais que obtiveram sucesso principalmente graças à utilização dos fios de sêda, que possuem múltiplas

funções; e do veneno, que elas usam de maneira muito eficaz.

A ordem das aranhas reúne mais da metade dos aracnídeos, ou seja, 44.540 espécies descritas no mundo, distribuídas em 112 famílias e 3.924 gêneros (Platnick, 2014). Porém, esse número continua aumentando, graças às expedições científicas organizadas todos os anos por pesquisadores do mundo inteiro, particularmente nas regiões tropicais. No Brasil, existem 300 espécies inventariadas e 600 estimadas, somente de aranhas-caranguejeiras (Mygalomorphae), e, aproximadamente 4.000 espécies de aranhas devem existir em território brasileiro.

Dezenas de novas espécies, de gêneros e até mesmo novas famílias são descritas a cada ano.

Apesar da sua má reputação, as aranhas são indispensáveis ao equilíbrio ecológico do meio ambiente, graças à sua atividade de predação que limita a proliferação de numerosas espécies nocivas.

As aranhas são elos na cadeia alimentar dos ecossistemas e desempenham um papel importante como predadoras (Blandin & Célérier, 1981). Elas participam da regulação das populações de insetos, que consomem em grandes quantidades. Os seus venenos podem ser fontes de novos medicamentos, ou de inseticidas úteis ao homem. A seda também representa um recurso com um grande potencial de utilização pelo homem (Saez et al., 2010; Kuhn - Nentwig et al., 2011; Nentwig, 2013; Penney, 2013). Enfim, elas são fontes de alimento para muitas espécies.

Entre as famílias de aranhas (Araneae) registradas na Reserva de Pedra Talhada, as famílias dos terafosídeos (Theraphosidae) e dos araneídeos (Araneidae) chamam mais a atenção, seja pelo tamanho que podem alcançar os indivíduos (Theraphosidae) ou pela abundância de indivíduos e pelas enormes e bem elaboradas teias (Araneidae).

As aranhas-caranguejeiras (Theraphosidae)

A família Theraphosidae é constituída por 947 espécies descritas (Platnick, 2014), muito bem representada nas zonas tropicais e subtropicais do planeta. Reúne as maiores aranhas do mundo e faz parte do grupo das migalomorfas (Mygalomorphae), que contém cerca de 2.700 espécies descritas, reunidas atualmente em 16 famílias (Platnick, 2014), das quais 11 famílias são encontradas no Brasil. Das cerca de 300 espécies de migalomorfas conhecidas no Brasil, 200 são de terafosídeos. As mais imponentes dessas aranhas-caranguejeiras, às vezes chamadas erroneamente tarântulas, podem chegar a medir 26 cm de envergadura, como é o caso da maior espécie de aranha conhecida, *Theraphosa blondi*, que é encontrada em parte da região amazônica do Brasil e da Guiana Francesa. Na Reserva pode ser encontrada com facilidade a espécie *Lasiodora parahybana*, que é a maior espécie da Mata Atlântica brasileira e uma das maiores do mundo, alcançando 20 cm ou mais). Elas vivem no solo onde escavam o seu ninho ou debaixo de troncos caídos.

O seu corpo e pernas, assim como em outras aranhas, são cobertos por cerdas que têm uma função tátil e sensorial. A maioria das aranhas-caranguejeiras do Brasil possuem também cerdas urticantes no abdômen, que elas podem projetar com as suas pernas traseiras e que provocam lesões nas mucosas oculares e nasais dos eventuais predadores (ver o parágrafo das cerdas urticantes + alguns dados sobre o veneno).

O desenvolvimento das aranhas-caranguejeiras varia de alguns anos até aproximadamente uma década para atingirem a maturidade sexual. Uma vez atingida a maturidade, a vida dos machos é curta quando comparada com a das fêmeas, que podem ultrapassar mais de duas décadas de vida.

As aranhas-caranguejeiras são principalmente noturnas e sedentárias. Somente os machos adultos são mais ativos, e caminham muito no período de reprodução, quando procuram pelas fêmeas. A maioria, como a *Lasiodora parahybana*, é terrícola e vivem em cavidades mais ou menos forradas de seda, enquanto outras espécies são arborícolas e se instalam na vegetação, em árvores ou bromélias.

Essa família é representada na Reserva por membros das espécies *Lasiodora parahybana* (6.3.1, a nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org), apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região) e *Proshapalopus multicuspidatus*, que são espécies terrícolas que podem ser observados à noite na floresta primária e secundária ou eventualmente na proximidade das habitações. Caçam de tocaia, escondidas no solo ou

6.3.**1.** *Lasiodora parahybana* (Aranha-caranguejeira), macho.

dentro de cavidades onde o seu corpo de coloração escura passa desapercebido. Outras duas espécies de aranhas-caranguejeiras, com hábitos arborícolas, são muito comuns na Reserva. A *Pachistopelma rufonigrum* é especializada para viver dentro do funil de bromélias (Bertani, 2012), como a *Aechmea leptantha*, presente nos afloramentos rochosos de altitude, esperando a visita de insetos ou de pequenos anfíbios que frequentam esses reservatórios de água (6.3.2). Já a *Iridopelma hirsutum* une folhas de árvores e arbustos com fios de seda, produzindo um refúgio onde se abrigam (Bertani, 2012). Tanto a *Pachistopelma rufonigrum* quanto a *Iridopelma hirsutum* apresentam mudança drástica no colorido do corpo, do jovem ao adulto. Os indivíduos mais jovens de ambas espécies são verde metálicos e apresentam coloração contrastante no abdômen. Essa coloração vai mudando a cada troca de pele, e os individuos vão adquirindo gradativamente coloração marrom ou escura (Bertani, 2012).

Indivíduos da família Theraphosidae estão entre os mais procurados por criadores de aranhas. Algumas são muito atrativas por causa das cores chamativas, do grande tamanho, do comportamento ou da raridade. A caranguejeira *Brachypelma smithi,* encontrada no México, foi incluída na CITES há muitos anos e agora todas as espécies do gênero *Brachypelma* são protegidas.

6.3.**2.** *Pachistopelma rufonigrum* imatura, a Aranha-caranguejeira-de-bromélia encontrada somente dentro de bromélias, na roseta da *Aechmea leptantha*, reservatório de água disponível na estação seca.

Outras espécies de caranguejeiras em todo o mundo estão ameaçadas por diversas razões e deveriam ser protegidas. Por exemplo, em algumas regiões do planeta são consumidas por humanos e capturados em grande número o que poderia destruir as populações, que geralmente são pequenas. Além disso, a maioria das espécies são endêmicas, ou seja, ocorrem em áreas restritas e que estão sofrendo destruição e fragmentação devido a atividades humanas.

Os araneídeos (Araneidae)

Araneidae é uma das famílias de Araneae com maior número de espécies. A maior parte dos indivíduos dessa família constrói teias, normalmente geométricas, com finíssimos fios estendidos na vegetação e que servem para captura de insetos voadores.

O seu abdômen é, em muitas espécies, bem maior que o cefalotórax e apresenta cores vivas frequentemente. Nas espécies de alguns gêneros, principalmente *Micrathena* e *Gasteracantha*, o abdômen se prolonga em projeções afiadas, em forma de espinhos. A Reserva abriga araneídeos dos gêneros *Argiope* (6.3.3), *Micrathena* (6.3.4), *Alpaida*, *Parawixia* e *Eriophora*, entre outros.

6.3.**3.** *Argiope argentata* (Aranha-prata, Aranha-prateada), fêmea.

6.3.**4.** *Micrathena* sp. (Aranha-de-teia), fêmea.

Outras famílias

Na Reserva são encontradas outras aranhas, as aranhas-de-grama (Lycosidae) cujas fêmeas apresentam a característica de transportar os seus ovos em uma ooteca presa às fiandeiras ou ainda indivíduos do gênero *Deinopis* (Deinopidae), que possuem um par de olhos imensos adaptados à visão noturna e extremamente eficazes quando caçam arremessando a sua teia sobre as suas presas.

Aranhas do gênero *Tetragnatha* (Tetragnathidae), também presentes na Reserva, possuem aparência muito estranha, com quelíceras muito desenvolvidas, assim como corpo e pernas muito alongados, às vezes estendidas no sentido longitudinal do corpo.

As aranhas-papa-moscas (Salticidae) são pequenas aranhas que vivem frequentemente nos troncos das árvores, e a sua coloração em tons de marrom lhes permitem passar desapercebidas. Em vez de utilizar teias para capturar suas presas, elas utilizam a sua excelente visão para detectar a presença de insetos e os capturam saltando sobre os mesmos, mas seguras por um fio de seda, da mesma forma que fazem praticantes de alpinismo quando escalam uma montanha.

Uma espécie notável a ser citada, por chamar muito a atenção, apesar de rara na Reserva, é a grande néfila, *Nephila* sp. (6.3.5), da familia Nephilidae. As suas teias são das mais resistentes e podem

alcançar de 1 a 2 m de diâmetro. Os indivíduos encontrados na Reserva podem representar uma nova ocorrência ou até mesmo uma nova espécie, porque as fêmeas diferem da espécie comum no Brasil (*Nephila clavipes*) por detalhes na coloração e os machos (que são 10 vezes menores que as fêmeas) possuem uma faixa branca dorsal incomum.

6.3.**5**. *Nephila clavipes* (Aranha-de-teia, Néfila), fêmea, com presa.

Aranhas de interesse em saúde

A área da Reserva está dentro da distribuição conhecida de aranhas do gênero *Loxosceles*, conhecidas popularmente como aranhas-marrons. Embora nenhum indivíduo tenha sido encontrado, sua presença é bem provável. São aranhas pequenas com apenas 6 olhos e que constroem teias em fendas de rochas, debaixo das cascas de árvores, em folhas caídas de palmeiras, dentro de cavernas. A teia é típica, parecendo fios de algodão esfiapado.

As aranhas conhecidas popularmente como viúvas-negras, do gênero *Latrodectus* (Theridiidae), são relativamente comuns no Nordeste brasileiro e é muito provável que ocorram na Reserva. Constroem uma teia de formato irregular, normalmente debaixo de pedras ou troncos caídos. Possuem um desenho em forma de ampulheta na face ventral do abdômen.

As aranhas-armadeiras, do gênero *Phoneutria* (Ctenidae) apresentam ampla distribuição no Brasil. Porém, estão ausentes em grande parte do Nordeste brasileiro, incluindo o estado de Alagoas e Pernambuco, onde está localizada a Reserva (Martins & Bertani, 2007).

OS OPILIÕES (OPILIONES)

Os opiliões são aracnídeos que se assemelham às aranhas, e são muito comuns em todo o Brasil. São conhecidos popularmente como aranha-bode, aranha-fedida, frade-fedorento, giramundo, cafofo (Pinto-da-Rocha, 1999) e se caracterizam por possuírem o abdômen ligado amplamente ao cefalotórax, resultando em aspecto geral ovóide, e vestígios de segmentação externa do abdômen. As pernas são geralmente longas e podem se soltar facilmente (autotomia). Possuem um único par de olhos situados, na maioria das vezes, em uma protuberância dorsal e um par de glândulas que eliminam substâncias repugnatórias por meio de duas aberturas na margem lateral da carapaça (Kury & Pinto-da-Rocha, 2002).

Os opiliões são em geral onívoros, e podem alimentar-se tanto de animais como plantas, vivos ou mortos (Kury & Pinto-da-Rocha, 2002).

O comportamento pré-copulatório é simples e rápido e a transferência de espermatozoídes é direta. As fêmeas são ovíparas e enterram os ovos, ou os depositam em folhas ou rochas (Kury & Pinto-da-Rocha, 2002).

A ordem dos opiliões contém mais de 5.000 espécies descritas no mundo, reunidas em mais de 1.600 gêneros. Os opiliões são amplamente distribuídos no mundo (exceto na Antártida) e as espécies tropicais são muito numerosas. De hábitos predominantemente noturnos, eles vivem na vegetação rasteira, nas camadas superiores do solo, na madeira morta (podre) e eventualmente nas cidades, podendo ser encontrados facilmente até mesmo nos jardins das casas. Muitas espécies vivem dentro de cavernas.

Os opilões são muito vulneráveis à destruição do seu habitat e várias espécies correm riscos por causa do desmatamento.

No Brasil são conhecidas cerca de 950 espécies, mas acredita-se que o número real de espécies possa atingir 1.600 (Pinto-da-Rocha, 1999). A Reserva abriga diversas espécies, principalmente das famílias Gonyleptidae (6.3.6) e Stygnidae (6.3.7).

6.3.**6.** *Pseudopucrolia discrepans* (Opilião), macho.

OS ESCORPIÕES (SCORPIONES)

Foram descritas aproximadamente 2.100 espécies de escorpiões em todo o mundo (Stockmann & Ythier, 2010) e o Brasil possui pouco mais de 100 espécies (Lourenço, 2002).

Como em todos os aracnídeos, os escorpiões possuem o corpo dividido em duas partes, o cefalotórax e o abdômen. Ao contrário das aranhas, o abdômen dos escorpiões é, por sua vez, dividido em duas regiões distintas, o pré-abdômen e o pós-abdômen (veja introdução do capítulo). O primeiro conta com um par de apêndices ventral, os pentes, que contém uma série de órgãos sensoriais táteis e químicos, enquanto o segundo, uma estrutura cilíndrica e bem mais estreita, termina em um segmento chamado télson, que contém um par de glân-dulas de veneno as quais eliminam seu conteúdo por meio de um canal que segue por dentro de um ferrão longo e pontiagudo. Sobre o cefalotórax, na região anterior, se encontra um par de quelíceras e um par de pedipalpos que terminam em forma de pinças, chamadas quelas, as quais apresentam muitas cerdas sensoriais. Após os pedipalpos estão localizados os quatro pares de pernas locomotoras.

6.3.**7.** *Pickeliana* sp. 1 (Opilião), macho.

Os escorpiões utilizam os órgãos sensoriais para localizar as presas (por meio da detecção da vibração da presa ou sinais químicos) em seguida a mesma é apreendida com as fortes quelas e o ferrão é introduzido no corpo da vítima. O veneno é injetado e a presa é paralisada. Eles se alimentam principalmente de insetos; porém os espécimes de grande porte (África) podem predar lagartos ou camundongos, e alguns são capazes de ficar em jejum por aproximadamente um ano (Polis, 1990). O canibalismo é comum, embora existam exceções.

Considerados muitas vezes típicos dos desertos, os escorpiões podem colonizar habitats variados das regiões tropicais ou temperadas até 5.000 m de altitude (Goyffon & Heurtault, 1995; Lourenço, 1991). Algumas espécies são cavernícolas e podem viver a até 800 m de profundidade (Polis, 1990). Pouquíssimas espécies estão presentes acima de 50° de latitude norte e 50° de latitude sul (Polis, 1990).

São sobretudo noturnos e ficam escondidos durante o dia (às vezes adentrando moradias humanas). Apresentam a interessante capacidade de se tornarem fluorescentes quando iluminados por luz ultravioleta, característica que é utilizada para localizá-los no campo (Stockmann & Ythier, 2010).

Não colocam ovos (vivíparos) (Polis, 1990). Os juvenis (de 1 a 105 já registrados (Polis, 1990)) são carregados nas costas da mãe durante aproximadamente dez dias (Stockmann & Ythier, 2010).

Algumas espécies de escorpiões estão entre os maiores aracnídeos conhecidos, com comprimento de até 21 cm (Stockmann & Ythier, 2010), se considerarmos apenas o comprimento do corpo os escorpiões são maiores que as aranhas.

Eles apresentam resistência a várias agressões do meio, tais como radiações ionizantes, desidratação, extremos térmicos, asfixias e infecções bacterianas (Goyffon & Heurtault, 1995).

Apesar da sua má fama, os escorpiões são animais pouco agressivos. As picadas ocorrem, na maioria das vezes, quando o animal não é visto pelas pessoas e ocorre o contato físico. Por exemplo, quando entram dentro de sapatos ou botas, as quais, ao serem calçadas, fazem com que o animal seja comprimido, ao mesmo tempo em que impossibilitam a sua fuga. O mesmo ocorre quando da remoção de madeira, pedras, ou outros materiais, utilizando-se as mãos sem proteção (luvas). Os animais normalmente permanecem imóveis e possuem cor que os confundem com o ambiente. Por não serem facilmente vistos, eles podem ser tocados ou mesmo comprimidos, e a reação defensiva nesses casos é a picada. No Brasil, somente quatro espécies provocam acidentes graves. Todas pertencem à família Buthidae e ao gênero *Tityus*, mas nenhuma dessas espécies foram registradas para a Reserva. Porém, uma delas, *Tityus stigmurus*, ocorre em todo o Nordeste do Brasil e pode ocorrer na região (Lourenço et al., 1996; Stockmann & Ythier, 2010).

Três escorpiões da família dos Buthidae e do gênero *Tityus* (6.3.8, 6.3.9) foram observados na Reserva de Pedra Talhada, *Tityus brazilae, Tityus pusillus* e *Tityus neglectus*. Relatos para acidentes com essas espécies podem ser encontrados em Barbosa et al. (2003) *(Tityus brazilae)* e Albuquerque et al. (2009) *(Tityus pusillus)*.

6.3.**8.** *Tityus pusillus* (Escorpião).

6.3.**9.** *Tityus neglectus* (Escorpião), macho.

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas: Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Felino Pedro Celestino, Mauricio Aequino e Thomas Tscharner. Kátia M. Faria pela autorização do uso da figura das cerdas urticantes. Gostaríamos de agradecer a Amanda Mendes pela ajuda na determinação dos Opiliones. A Nicolas Spitznagel pela concepção gráfica deste documento. Agradecemos Anita Studer pela tradução do texto do francês para o português e Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelo financiamento das viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Rogério Bertani, Pesquisador Científico. Instituto Butantan, Laboratório Especial de Ecologia e Evolução. Av. Vital Brazil, 1500 – 05503-900 – São Paulo SP, Brasil
bertani.rogerio@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Adriano Kury, Departamento de Invertebrados, Museu Nacional/UFRJ, Rio de Janeiro, Brazil
adrianok@gmail.com

Marie-Louise Célérier (retired), Laboratoire d'Ecologie, Université Pierre et Marie Curie (Paris 6), France
mlcelerier@hotmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Albuquerque, C. M. R. , T. J. Porto, M. L. P. Amorim & P. L. Santana-Neto. 2009. Escorpionismo por *Tityus pusillus* Pocock, 1893 (Scorpiones; Buthidae) no Estado de Pernambuco. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina tropical* 42(2): 206-208.

Barbosa, M. G. R., M. E. Bavia, C. E. P. Silva & F. R. Barbosa. 2003. Aspectos epidemiológicos dos acidentes escorpiônicos em Salvador, Bahia, Brasil. *Ciência Animal Brasileira* 4(2): 155-162.

Barth, F. G. 2002. *A Spider's World: senses and behavior:* 1-349. Berlin: Springer.

Bertani, R. 2012. Revision, cladistic analysis and biogeography of *Typhochlaena* C. L. Koch, 1850, *Pachistopelma* Pocock, 1901 and *Iridopelma* Pocock, 1901 (Araneae, Theraphosidae, Avicylariinae). *ZooKeys* 230: 1-94.

Bertani, R. & O. A. V. Marques 1995/96. Defensive behaviors in mygalomorph spiders: release of urticating hairs by some Avicylariinae (Araneae, Theraphosidae). *Zoologischer Anzeiger:* 161-165.

Bertani, R. & J. P. L. Guadanucci. 2013. Morphology, evolution and usage of urticating setae by tarantulas (Araneae: Theraphosidae). *Zoologia* 30(4): 405-418.

Blandin, P. & M.-L. Celerier. 1981. Les Araignées des savanes de Lamto (Côte-d'Ivoire). Organisation des peuplements, bilans énergétiques, place dans l'écosystème. *Publications du Laboratoire Zoologie de l'Ecole normale Supérieure* 21: 1-586.

Bucaretchi, F., E. M. De Capitani, S. Hyslop, R. Sutti, T. A. Rocha-e-Silva & R. Bertani. 2010. Cutaneous loxoscelism caused by *Loxosceles anomala*. *Clinical Toxicology* 48(7): 764-765.

Celerier, M.-L. 1993. Quelques propos sur les Mygales. *Insectes,OPIE. 1ère partie*, 89: 2-4. *2ème partie*, 90: 19-22.

Celerier, M.-L., C. Rollard, M.-C. Germain & M. Madier. 1992. Les Mygales. *Vie sauvage, encyclopédie Larousse des animaux* 102: 1-20.

Celerier, M.-L., C. Rollard & M. Goyffon. 2014. *Cours annuel du Museum National d'Histoire Naturelle de Paris. Les arthropodes venimeux. Les araignées.*

Cooke, J. A. L., V. D. Roth & F. H. Miller. 1972. The urticating hairs of theraphosid spiders. *American Museum Novitates* 2948: 1-43.

Cooke, J. A. L., F. H. Miller, R. W. Grover & J. L. Duffy. 1973. Urticaria caused by tarantula hairs. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 22: 130-133.

Escoubas, P., M.-L. Celerier & T. Nakajima. 1999. Biogéographie et phylogénie des venins de mygales. *Bulletin de la Société Zoologique de France* 124(2): 169-181.

Foelix, R. F. 2011. *Biology of spiders.* Third Edition: 1-419. Oxford University Press.

Foelix, R. F., B. Rast & B. Erb. 2009. Palpal urticating hairs in the tarantula *Ephebopus*: fine structure and mechanisms of release. *Journal of Arachnology* 37: 292-298.

Goyffon, M. & J. Heurtault (coord.) 1995. *La fonction venimeuse:* 1-284. Masson éd, Paris.

Heberstein, M.E. (ed.) 2011. *Spider behaviour: flexibility and versatility:* 1-391. Cambridge University Press.

Herzig, V., D. L. A. Wood, F. Newell, P.-A. Chaumeil, Q. Kaas, G. J. Binford, G. M. Nicholson, D. Gorse & G. F. King. 2011. *Arachnoserver 2.0, an updated online resource for spider toxin sequences and structures.* Nucleic Acids Res. 39, Database issue D653-D657. doi: 10.1093/nar/gkq1058. http://www.arachnoserver.org/.

Hom-Choudhury, A., A. Koukkouli, J. Noris, B. Mokete & O. C. Backhouse. 2012. A hairy affair: tarantula setae-induced panuveitis pars plana vitrectomy. *International Ophthalmology* 32: 161-163.

Hubert, M. 1979. *Les araignées. Généralités. Araignées de France et pays limitrophes:* 1-272. Boubée, Paris.

Kuhn-Nentwig, L., R. Stöcklin & W. Nentwig. 2011. Venom composition and strategies in spiders: is everything possible? *Advances in Insect Physiology* 40: 1-86.

Kury, A. B. & R. Pinto-Da-Rocha. 2002. Opiliones. 345-362. *In:* Adis J. *Amazonian Arachnida and Myriapoda:* 1-590. Pensoft, Sofia.

Ledoux, J.-C. & A. Canard. 1991. *Initiation à l'étude systématique des araignées:* 1-56. J.-C. Ledoux (ed.) Domazan (Gard).

Lourenco, W. R. 1991. Les scorpions organismes modèles en biogéographie. *The International Biogeography Society* 67(2): 1-132.

Lourenco, W. R. 2002. *Scorpions of Brazil:* 1-307. Les Editions de l'If, Paris.

Lourenco, W. R., J. L. Cloudsley-Thompson, O. Cuellar, V. R. D. Von Eickstedt, B. Barraviera & M. B. Knox. 1996. The evolution of scorpionism in Brazil in recent years. *Journal of Venomous Animals and Toxins* 2: 121-134.

Marshall, S. D. & G.W. Uetz.1990.The pedipalp brush of *Ephebopus* sp. (Araneae, Theraphosidae) evidence for a new site for urticating hairs. *Bulletin of the British Arachnological Society* 8: 122-124.

Martins, R. & R. Bertani. 2007. The non-Amazonian species of the Brazilian wandering spiders of the genus *Phoneutria* Perty, 1833 (Araneae: Ctenidae) with the description of a new species. *Zootaxa* 1526: 1-36.

Mebs, D. 2006. *Animaux venimeux et vénéneux:* 1-345. Lavoisier, Tec & Doc Ed.

Mendoza-Marroquín, J. I. M. 2014. Taxonomic revision of *Hemirrhagus* Simon, 1903 (Araneae: Theraphosidae, Theraphosinae), with description of five new species from Mexico. *Zoological Journal of the Linnean Society* 170(4): 634-689.

Nentwig, W. 2013. *Spider Ecophysiology:* 1-516. Springer.

Penney, D. 2013. *Spider research in the 21st century: trends and perspectives:* 1-320. Siri scientific Press.

Perez-Miles, F. 1998. Note on the systematics of the little known theraphosid spider *Hemirrhagus cervinus*, with a description of a new type of urticating hair. *Journal of Arachnology* 26: 120-123.

Perez-Miles, F. 2002. The occurrence of abdominal urticating hairs during development in Theraphosidae (Araneae, Theraphosidae): phylogenetic implications. *Journal of Arachnology* 30: 316-320.

Pinto-Da-Rocha, R. 1999. Opiliones. *In:* Brandão, C. R. F. & E. M. Cancello (eds). *Invertebrados Terrestres. vol. V. Biodiversidade do Estado de São Paulo. Síntese do conhecimento ao final do século XX* (Joly, C. A. & Bicudo, C. E. M. orgs). 36-44. São Paulo, FAPESP.

Platnick, N.I. 2014. *The world spider catalog, version 14.5,* 2000-2014, AMNH, online at http://research.amnh.org/iz/spiders/catalog. DOI:10.5531/db.iz.001.

Polis, G.A. 1990. *Biology of Scorpions:* 1-587. Standford University Press. Standford/CA.

Saez, N. J., S. Senff, J. E. Jensen, S.Y. Er, V. Herzig, R. D. Rash & L. D. King. 2010. Spider-venom peptides as therapeutics. *Toxins* 2: 2861-2871.

Stockmann, R. & E.Ythier. 2010. *Scorpions du monde.* The National Academies Press.

Tillotson, J. & G. Giddens 2013. Sight threatening pets? The tarantula tale. *International Journal of Ophthalmic Practice* 1: 26-29.

Vetter, R. S. 2008. Spiders of the genus *Loxosceles* (Araneae, Sicariidae): a review of biological, medical and psychological aspects regarding envenomations. *Journal of Arachnology* 36: 150-163.

Vetter, R. S. & G. K. Isbister. 2008. Medical aspects of spider bites. *Annual Review of Entomology* 53: 409-429.

6.4

CENTOPÉIAS E MILÍPEDES (MYRIAPODA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

FABIO GERMÁN CUPUL MAGAÑA

AMAZONAS CHAGAS JÚNIOR

Godé, L., F. G. C. Magaña & A. Chagas Jr. 2015. Centopéias e Milípedes (Myriapoda) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 193-197.

Spirostreptidae.

CENTOPÉIAS E MILÍPEDES (MYRIAPODA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.4

Os Miriápodes reúnem hoje cerca de 12.000 espécies de invertebrados terrestres com o corpo vermiforme composto de numerosos segmentos e contando com um grande número de pernas. Eles se distribuem em quatro classes sendo as duas mais conhecidas a dos Chilopoda comumente chamada de centopéias ou lacraias e a dos Diplopoda, conhecidos pelo nome de milípede ou ainda piolho-de-cobra.

Os representantes da classe Chilopoda 6.4.1, (todas as fotos do capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada) são achatados dorso-ventralmente e contam com um par de pernas em cada segmento do tronco. Na cabeça, as pernas se transformaram em um aparato de veneno portador de uma glândula de veneno que permite a esses artrópodes carnívoros capturar as suas presas. Seu habitat preferido são os ambientes úmidos e escuros, e à noite eles se locomovem para caçar outros animais que vivem no solo, como as minhocas e outros artrópodes. Eles também podem picar os seres humanos de modo muito doloroso.

6.4.**1.** *Sphendononema guildingii.*

Os representantes da classe Diplopoda ou piolho-de-cobra, como são popularmente conhecidos, possuem um corpo mais cilíndrico no qual cada anel é duplicado e conta com dois pares de pernas. De um modo geral os piolhos-de-cobra têm um número maior de segmentos que os Chilopoda (6.4.2, 6.4.3). O nome de milípede que a classe recebe é um pouco exagerado, tendo em conta que o número máximo de pernas já verificado é de cerca de 750 (*Illacme plenipes* da California, a nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN, 1999). De hábitos pacíficos, detritívoros ou herbívoros, alimentando-se de detritos como matéria vegetal morta. Os Diplopoda não mordem, mas liberam substâncias que podem afastar os predadores ou causar queimaduras na pele de humanos. Quando são incomodados, eles enrolam-se (6.4.4), fingindo-se de mortos. Esses artrópodes fossoriais desempenham um papel importante no processo de degradação de matéria orgânica e da sua integração nos solos.

6.4.**2.** Spirostreptidae.

6.4.**3.** Spirostreptidae, acoplamento.

6.4.**4.** Spirostreptidae.

Duas espécies de Chilopoda foram registradas na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), uma espécie do gênero *Scolopendra* (6.4.5) e uma espécie de Scutigeromorpha do gênero *Sphendononema* (6.4.1).

6.4.**5.** *Scolopendra viridicornis.*

Quatro espécies de Diplopoda foram observadas na Reserva, pertencentes as famílias Spirobolidae (6.4.6) e Chelodesmidae (6.4.7). Os espécimes de Spirobolida são facilmente visíveis nos afloramentos rochosos nos cumes da Reserva, no fim do dia ou durante as chuvas. Vários restos de mudas também são visíveis na rocha nua e nas cavidades.

6.4.**7.** Chelodesmidae.

6.4.**6.** Spirobolida.

AGRADECIMENTOS

Aos exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas: Christian Willig e Thomas Tscharner. Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. A Associação NORDESTA Reflorestamento e Educação por financiar as viagens a Reserva de Pedra Talhada.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Fabio Germán Cupul Magaña, Departamento de Ciencias Biológicas, Centro Universitário de la Costa, Universidad de Guadalajara, Av. Universidad de Guadalajara No. 203, Delegacion Ixtapa, C.P. 48280, Puerto Vallarta, Jalisco, Mexico
fabiocupul@gmail.com

Amazonas Chagas Júnior, Departamento de Biologia e Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal de Mato Grosso, Av. Fernando Correa da Costa, 2367, Boa Esperança, CEP 78060-900, Cuiabá - MT - Brasil
amazonaschagas@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Hogue, C. L. 1993. *Latin American insects and Entomology*. University of California press.

ICZN (International Commission On Zoological Nomenclature). 1999. *International Code of Zoological Nomenclature*. 4 ed. London. The International Trust for Zoological Nomenclature and Natural History Museum.

Marek, P. E., W. A. Shear, J. E. Bond. 2012. A redescription of the leggiest animal, the millipede *Illacme plenipes*, with notes on its natural history and biogeography (Diplopoda, Siphonophorida, Siphonorhinidae). *ZooKeys* 241: 77–112.

6.5

CRUSTÁCEOS (CRUSTACEA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

CHRISTIAN WILLIG

WILLIAM SANTANA

Willig, C. & W. Santa. 2015. Crustáceos (Crustacea) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 199-203.

Trichodactylus fluviatilis.

CRUSTÁCEOS (CRUSTACEA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.5

O subfilo Crustacea constitui um dos maiores grupos dentre os invertebrados, com aproximadamente 67.000 espécies conhecidas (Ahyong et al., 2011). Os crustáceos apresentam a maior diversidade morfológica entre todos os taxa conhecidos e são encontrados em todas as profundidades nos diversos ambientes marinhos, salobros, de água doce, além de muitas espécies habitarem ambientes terrestres (Martin & Davis, 2001). De acordo com Vieira & Neto (2006), os crustáceos são importantes na caracterização de ambientes saudáveis, pois funcionam como bioindicadores de qualidade ambiental, já que atuam no funcionamento da cadeia alimentar aquática, inclusive nas áreas periodicamente inundáveis.

De maneira geral, os crustáceos incluem alguns dos grupos mais conhecidos e extremamente apreciados para nosso consumo como é o caso dos camarões, lagostas, e caranguejos. Todos estes representantes fazem parte da ordem Decapoda que é constituída por aproximadamente 15.000 espécies válidas (De Grave et al., 2009). Dentre caranguejos verdadeiros da infraordem Brachyura, um quinto de todas as espécies são exclusivamente encontradas em corpos de água doce (Cumberlidge et al., 2009).

Os caranguejos de água doce formam um grupo de macroinvertebrados muito importante ecologicamente em áreas tropicais e subtropicais do mundo (Cumberlidge et al., 2009). Em diversas regiões apresentam também importância médica sendo considerados hospedeiros intermediários de diversas zoonoses (e.g. Ng, 1988; Rodríguez & Magalhães, 2005) e são consumidos em algumas regiões do Brasil (Costa Neto, 2007). Caranguejos também são bastante abundantes e apresentam alta biomassa em muitos ecossistemas aquáticos de água doce. Isto, combinado ao fato de muitas espécies serem detritívoras, faz dos caranguejos agentes muito importantes na ciclagem de nutrientes (Cumberlidge et al., 2009).

Apesar de não terem sido feitas coletas específicas dedicadas aos crustáceos na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) duas espécies foram encontradas durante o inventário dos peixes da região. A primeira é um caranguejo da família Trichodactylidae, subfamília Trichodactilinae, *Trichodactylus fluviatilis* (6.5.1) (a nomenclatura segue Magalhães, 2003). Esta espécie pode ser observada principalmente à noite nas zonas de riachos com correnteza mais forte, essencialmente em lugares onde se acumulam resíduos vegetais. Os espécimes observados apresentaram cor marrom avermelhado e não ultrapassaram 5 cm de largura da carapaça (6.5.1). Exemplares desta espécie apresentam forte dimorfismo sexual, com os machos sendo facilmente reconhecidos pela hipertrofia de uma de suas quelas. Assim como nos demais caranguejos Brachyura, as fêmeas têm o abdômen mais largo que os machos onde guarda os ovos durante todo o período de incubação. *Trichodactylus fluviatilis* apresenta desenvolvimento direto e depois da eclosão, os jovens ficam ainda durante um certo tempo abrigados, protegidos e transportados pelas fêmeas.

6.5.**1.** *Trichodactylus fluviatilis*, individuo macho, riacho Riachão.

A segunda espécie encontrada na região pertence à classe Branchiopoda, subordem Spinicaudata, provavelmente família Limnadiidae (6.5.2) (Rogers et al., 2012). Branchiopoda é um grupo pequeno de crustáceos, com pouco mais de 1100 espécies descritas (Ahyong et al., 2011), onde aproximadamente 500 espécies são conhecidas como grande branquiópodes (Brendonck et al., 2008). Este grupo normalmente vive em sistemas aquáticos temporários, abundantes em regiões áridas e semi-áridas do planeta (Brendonck et al., 2008) sendo que a maioria tem ovos que se encistam e são capazes de resistir a períodos muito longos de seca e variações ambientais (Belk, 1998). A subordem Spinicaudata é muito pouco estudada, com apenas cinco gêneros e aproximadamente 13 espécies conhecidas para a região Neotropical (Brendonck et al., 2008). Na Reserva os exemplares foram observados em 1998 em uma área de rocha nua, numa minúscula depressão exposta ao vento e ao sol onde havia um pouco de húmus e pedregu-lhos acumulados (6.5.3). No final da estação seca, as primeiras chuvas tinham enchido com alguns centímetros de água essa pequena concavidade. Alguns dias depois, esse meio, previamente seco, pululava com uma grande quantidade

desses animais. O retorno da estiagem os fez desaparecer, mas pouco depois, no seguinte periodo de chuvas, eles apareceram novamente. Como é comum entre os branquiópodes, esta espécie apresenta ciclo de vida curto onde seus ovos são capazes de resistir a uma desidratação prolongada. Vale notar que a espécie não foi encontrada em biótopos similares, mesmo naqueles distantes somente uma dezena de metros do local onde estes espécimes foram encontrados.

6.5.**2.** Limnadiidae sp., Pedra Talhada.

6.5.**3.** Biótopo de Limnadiidae sp.

AGRADECIMENTOS

Aos exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema), Manoel Nazario (Mané) e Aventino Pinto. A Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelo financiamento das viagens e hospedagens. A Universidade Sagrado Coração pelo suporte dos estudos da sistematica.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Christian Willig, 7 place de l'Église, 54840 Villey-le-Sec, France
cwillig@laposte.net

William Santana, Universidade Sagrado Coração – USC, Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Rua Irmã Arminda, 10-50, Jd. Brasil, 17011-160 Bauru, SP, Brasil
william_santana@yahoo.com.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Ahyong, S. T., J. K. Lowry, M. Alonso, R. N. Bamber, G. A. Boxshall, P. Castro, S. Gerken, G. S. Karaman, J. W. Goy, D. S. Jones, K. Meland, D. C. Rogers & J. Svavarsson. 2011. Subphylum Crustacea Brünnich, 1772. *In:* Zhang, Z. Q. *Animal Biodiversity: An Outline of Higher-Level Classification and Survey of Taxonomic Richness*. 165–191. Zootaxa. Magnolia Press. Auckland, New Zealand.

Belk, D., 1998. Global status and trends in ephemeral pool invertebrate conservation: implications for California fairy shrimp. *In:* Witham, C. W. & E. T. Bauder (eds). *Ecology, conservation, and management of vernal pool ecosystems.* 147–150. California Native Plant Society, Sacramento, USA.

Brendonck, L., D. C. Rogers, J. Olesen, S. Weeks & W. R. Hoeh. 2008. Global diversity of large branchiopods (Crustacea: Branchiopoda) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 167-176.

Costa Neto, E. M. 2007. O caranguejo-de-água-doce, *Trichodactylus fluviatilis* (Latreille, 1828) (Crustacea, Decapoda, Trichodactylidae), na concepção dos moradores do povoado de Pedra Branca, Bahia, Brasil. *Biotemas*, 20(1): 59-68.

Cumberlidge, N., P. K. L. Ng, D. C. J. Yeo, C. Magalhães, M. R. Campos, F. Alvarez, T. Naruse, S. R. Daniels, L. J. Esser, F. Y. K. Attipoe, F. L. Clotilde-Ba, W. Darwall, A. Mclvor, J. E. M. Baillie, B. Collen & M. Ram. 2009. Freshwater crabs and the biodiversity crisis: Importance,

threats, status, and conservation challenges. *Biological Conservation* 142: 1665-1673.

De Grave, S., N. D. Pentcheff, S. T. Ahyong, T. Chan, K. A. Crandall, P. C. Dworschak, D. L. Felder, R. M. Feldmann, C. Fransen, L. Y. D. Goulding, R. Lemaitre, M. E. Y. Low, J. W. Martin, P. Ng, C. E. Schweitzer, S. H. Tan, D. Tshudy & R. Wetzer. 2009. A classification of living and fossil genera of decapods crustaceans. *Raffles Bulletin of Zoology* 21: 1–109.

Magalhães, C. 2003. Famílias Pseudothelphusidae e Trichodactylidae. *In:* Melo, G. A. S. *Manual de Identificação dos Crustacea Decapoda de água doce do Brasil*. 143-287. Editora Loyola, São Paulo.

Martin, J. W. & G. E. Davis. 2001. An updated classification of the Recent Crustacea. Natural History Museum of Los Angeles County, *Science Series*, 39, 1–124.

Ng, P. K. L. 1988. *The Freshwater Crabs of Peninsular Malaysia and Singapore*. 1–156. Shinglee Press, Singapore.

Rodríguez, G. & C. Magalhães. 2005. Recent advances in the biology of the Neotropical freshwater crab family Pseudothelphusidae (Crustacea, decapoda, Brachyura). *Revista Brasileira de Zoologia* 22 (2): 354–365.

Rogers, D. C., N. Rabet & S. C. Weeks. 2012. Revision of the extant genera of Limnadiidae (Branchiopoda: Spinicaudata). *Journal of Crustacean Biology*, 32(5): 827-842.

Vieira, I. M. & M. Neto. 2006. Aspectos da socioeconomia dos pescadores de camarão da ilha do Pará (PA) e Arquipélago do Bailique (Ap). *Boletim do Laboratório de Hidrobiologia*, 19: 85-94.

6.6

INSETOS (INSECTA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

ANA FLÁVIA RIBEIRO DO CARMO

JANE COSTA

MARIA KÁTIA MATIOTTI DA COSTA

JACQUES HUBERT CHARLES DELABIE

MATILDE VASCONCELOS ERNESTO

RODRIGO BARBOSA GONÇALVES

RODRIGO GURGEL-GONÇALVES

PASCHOAL COELHO GROSSI

SONIA MARIA LOPES

CLÉA DOS SANTOS FERREIRA MARIANO

ELIOMAR DA CRUZ MENEZES

IVAN CARDOSO DO NASCIMENTO

CYNTHIA MARIA DE LYRA NEVES

CARLOS EDUARDO BESERRA NOBRE

PATRICIA FERREIRA PERUQUETTI

JULIANA CHAMORRO-RENGIFO

JOSÉ RAIMUNDO MAIA DOS SANTOS

JOSÉ EDUARDO SERRÃO

JOSÉ MAURO SOUZA

PAULO ROBSON DE SOUZA

NATHÁLIA COELHO VARGAS

ALEXANDRE VASCONCELLOS

EDISON ZEFA

CÉSAR AUGUSTE BADJI

Godé, L., A. F. R. Carmo, J. Costa, M. K. M. Costa, J. H. C. Delabie, M. V. Ernesto, R. B. Gonçalves, R. Gurgel-Gonçalves, P. C. Grossi, S. M. Lopes, C. S. F. Mariano, E. C. Menezes, I. C. Nascimento, C. M. L. Neves, C. E. B. Nobre, P. F. Peruquetti, J. Chamorro-Rengifo, J. R. M. Santos, J. E. Serrão, J. M. Souza, P. R. Souza, N. C. Vargas, A. Vasconcellos, E. Zefa & C. A. Badji. 2015. Insetos (Insecta)da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 205-208.

O estudo dos insetos e o entendimento do papel que eles exercem nas sociedades sempre foi de grande utilidade para a ciência. O diagnóstico da saúde ambiental, a segurança alimentar, a saúde das populações urbanas e rurais entre outros, podem ser determinados usando essa Classe do Reino Animal. Particularmente na avaliação dos ecossistemas naturais, os insetos merecem um destaque quando se deseja caracterizar determinados ambientes. A Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), rica em termos de biodiversidade vegetal, certamente apresenta essa mesma riqueza animal, peculiar aos ambientes tropicais. Dentre a fauna catalogada pela ciência, a classe Insecta é dominante no Reino Animal sendo estimado em aproximadamente 30 milhões, o número de espécies pertencentes ao grupo (Triplehorn & Johnson, 2005). Os insetos podem colonizar praticamente todos os biomas existentes na terra e representam mais de 80% dos artrópodes, sendo portanto reconhecidos como o maior agrupamento animal. Os indivíduos do grupo estão envolvidos em processos como decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes e aeração do solo, fluxo de energia, polinização e dispersão de sementes. Ademais, os insetos são importantes e podem atuar como reguladores de populações de plantas, animais e outros organismos (Antonini et al., 2003), além de serem essenciais em diversas interações ecológicas nos ecossistemas naturais (Thomanzini & Thomanzini, 2002). Estudos sobre a diversidade dos insetos podem prover uma rica base de informações, auxiliando na conservação da biodiversidade. Isto se deve ao fato desses animais serem sensíveis e responderem rápido às perturbações nos recursos de seu habitat e às mudanças nos ecossistemas naturais, sendo, por essas razões, considerados importantes na indicação da qualidade do ambiente (Freitas et al., 2003).

Nos biomas Mata Atlântica, que predomina na Reserva, e Caatinga, no entorno da mesma, as condições edafo-climáticas permitem que seja acentuada a extraordinária biodiversidade de insetos insuficientemente conhecida pela comunidade científica. A classe Insecta possui alta variabilidade adaptativa e uma enorme capacidade de realizar interações bióticas com outros grupos de organismos nos ecossistemas terrestres. Esta plasticidade e a capacidade de adaptação em diferentes ambientes confere aos insetos o status de animais primordiais no equilíbrio e na manutenção desses mesmos ecossistemas (Ruppert et al., 2005). Este primeiro levantamento da biodiversidade proposto nesse capítulo representa apenas uma amostra da riqueza das espécies de insetos encontrados na Reserva de Pedra Talhada. Embora não seja possível neste primeiro momento estimar a abundância e a diversidade de cada grupo taxonômico registrado, futuros trabalhos poderão ser conduzidos gerando contribuições relevantes à conservação dos ecossistemas extraordinariamente intrigantes para a maioria dos entomologistas. Vários representantes de onze ordens, pertencentes à diversos grupos taxonômicos funcionais serão apresentados neste capítulo. Embora não tenha sido possível realizar as observações em todos os habitats nas diferentes estações do ano, este primeiro levantamento dos insetos da Reserva ilustra de forma enfática, a riqueza dessa Classe, com mais de 500 espécies inventariadas. Dada a extrema importância de informações sobre os insetos que poderão permitir a adoção de ações em prol da manutencão dos ecossistemas, fazem-se necessários estudos que possam auxiliar no conhecimento e na conservação destes animais na Reserva. Certamente podem existir milhares de espécies a serem descobertas na Reserva e a ação antrópica deverá ser orientada de forma a permitir a sustentabilidade das atividades dentro e no entorno da mesma.

A identificação foi feita na sua maioria no nível taxonômico da família ou de gênero, raramente no nível da espécie. A maioria das fotos ilustra indivíduos provenientes da Reserva. No entanto, as que foram tiradas em outros lugares são anotadas (*) nos capítulos e nos inventários. Estas ordens de insetos estão sendo apresentadas seguindo a ordem filogenética (Westheide & Rieger, 2013). Insetos pertencentes aos dípteros, himenópteros (vespas), neurópteros, dermápteros, efemerópteros, plecópteros, etc. também foram observados na Reserva, mas não foram pesquisados de maneira sistemática e não são apresentados neste trabalho.

AGRADECIMENTOS

A Nicolas Fumeaux pela sua ajuda com a formatação das referências bibliográficas.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
afrcarmo@hotmail.com

Jane Costa, Laboratório de Biodiversidade Entomológica, Instituto Oswaldo Cruz, Fiocruz, Rio de Janeiro
jcosta@ioc.fiocruz.br

Maria Kátia Matiotti da Costa, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul – Faculdade de Biociências - Departamento de Biodiversidade e Ecologia - Laboratório de Entomologia. Av. Ipiranga, 6681 - Partenon - Porto Alegre/RS CEP 90619-900, Porto Alegre, RS, Brasil
katiamatiotti@yahoo.com.br

Jacques Hubert Charles Delabie, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jacques.delabie@gmail.com

Matilde Vasconcelos Ernesto, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
matildeernesto@gmail.com

Rodrigo Barbosa Gonçalves, Universidade Federal do Paraná - Setor Palotina, Rua Pioneiro 2153, Palotina, Paraná, Brasil, CEP 85950-000
goncalvesrb@gmail.com

Rodrigo Gurgel-Gonçalves, Laboratório de Parasitologia Médica e Biologia de Vetores, Faculdade de Medicina, Universidade de Brasília
rgurgel@unb.br

Paschoal Coelho Grossi, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia/ Fitossanidade, Laboratório deTaxonomia de Insetos, Programa de pós-graduação em Entomologia Agrícola-PPGEA, Rua Manoel Medeiros, s/n, Dois Irmãos, 52171-900 - Recife, PE, Brasil
paschoal.grossi@gmail.com

Sonia Maria Lopes, Departamento de Entomologia, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão 20940-040 Rio de Janeiro - RJ, Museu Nacional/UFRJ, Brasil
sonialfraga@gmail.com

Cléa dos Santos Ferreira Mariano, Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, 45662-900 Ilhéus, BA
camponotu@hotmail.com

Eliomar da Cruz Menezes, Laboratório de Sistemática de Insetos, LABIO, Departamento de Zoologia, Universidade Estadual de Feira de Santana, Avenida Transnordestina, S/N, Bairro Novo Horizonte, 44036–900 Feira de Santana-BA, Brasil
mazinhomenezes@hotmail.com

Ivan Cardoso do Nascimento, Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Departamento de Ciências Biológicas, 45200-000 Jequié, BA
icardoso@hotmail.com

Cynthia Maria de Lyra Neves, Laboratório de Ensino de Zoologia (LABEZOO) e Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Garanhuns (UAG), Rua Bom Pastor, s/n – Boa Vista, Garanhuns/ PE, 55.296-901
cynthialneves@gmail.com

Carlos Eduardo Beserra Nobre, CEMAFAUNA - Centro de Conservação e Manejo de Fauna da Caatinga Campus Ciências Agrárias, BR 407, Km 12, lote 543 Projeto de Irrigação Nilo Coelho, S/N
CEP 56.300-000 Petrolina - PE
cebnobre@gmail.com

Patricia Ferreira Peruquetti, Caixa Postal 2001, Rio Branco - Acre - Brasil
pperuquetti@yahoo.com.br

Juliana Chamorro-Rengifo, Universidade Federal de Viçosa. Programa de Pós-Graduação em Entomologia, Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Viçosa. Laboratório de Sistemática e Biologia de Coleoptera 36570-900, Viçosa, MG, Brasil
julianachamorro@gmail.com

José Raimundo Maia dos Santos, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jrmaya2@hotmail.com

José Eduardo Serrão, Prof. da Universidade Federal de Viçosa, UFV, Viçosa, MG
jeserrao@ufv.br

José Mauro Souza, Rua José Chediak, 292, Vila Monteiro, Franca - SP, Brasil, CEP 14.401-144
mauro.abelhas@hotmail.com

Paulo Robson de Souza, Laboratório de Prática de Ensino de Biologia, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, 79070-900 Campo Grande, MS
paulorobson.souza@gmail.com

Nathália Coelho Vargas, Coordenação de Ciências Biológicas, Faculdade Cathedral, 69.307-053, Boa Vista, Roraima
biologia@cathedral.edu.br

Alexandre Vasconcellos, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
avasconcellos@dse.ufpb.br

Edison Zefa, Departamento de Ecologia, Zoologia e Genética, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Campus Universitário Capão do Leão s/n, Pelotas, Brasil
edzefa@gmail.com

César Auguste Badji, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Av. Bom Pastor, s/n, Boa Vista, Garanhuns, PE, CEP 55296-901
cabadji@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Antonini, Y.; G. M. Accacio, A. Brant, B. C. Cabral, J. C. R. Fontenelle, M. T. Nascimento, A. P. B. W. Thomazini & M. J. Thomazini. 2003. 239-273. *In:* Rambaldi, D. M. & D. A. S. Oliveira (eds). 2003. *Fragmentação de ecossistemas: causas, efeitos sobre a Biodiversidade e recomendações de políticas públicas:* 1-324. Brasília: MMA/SBF.

Freitas, A. V. L., R. B. Francini & K. S. Brown Jr. 2003. Insetos como indicadores ambientais. *In:* Cullen Jr., L., R. Rudran & C. Valladares-Pádua (eds.). *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida*: 1-667. Curitiba – PR, editora UFPR, Fundação: O Boticário de Proteção à Natureza.

Ruppert, E. E., R. S. Fox & R. D. Barnes 2005. *Zoologia dos Invertebrados sétima edição*: 1-1168. Roca editora.

Thomanzini, M. J. & A. P. B. W. Thomanzini. 2002. *Levantamento de insetos e análise entomofaunística em floresta, capoeira e pastagem no Sudeste Acreano*: 1-41. Circular Técnica. Rio Branco, EMBRAPA Acre.

Triplehorn, C. A. & N. F. Johnson. 2005. Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects, 7th Edition: 1-864. Thompson Brooks/Cole. Belmont, California, USA.

Westheide, W. & G. Rieger. 2013. *Spezielle Zoologie, Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere*. 3. Auflage: 1-894. Springer-Spektrum, Berlin-Heidelberg.

INSETOS (INSECTA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6

6.6.1

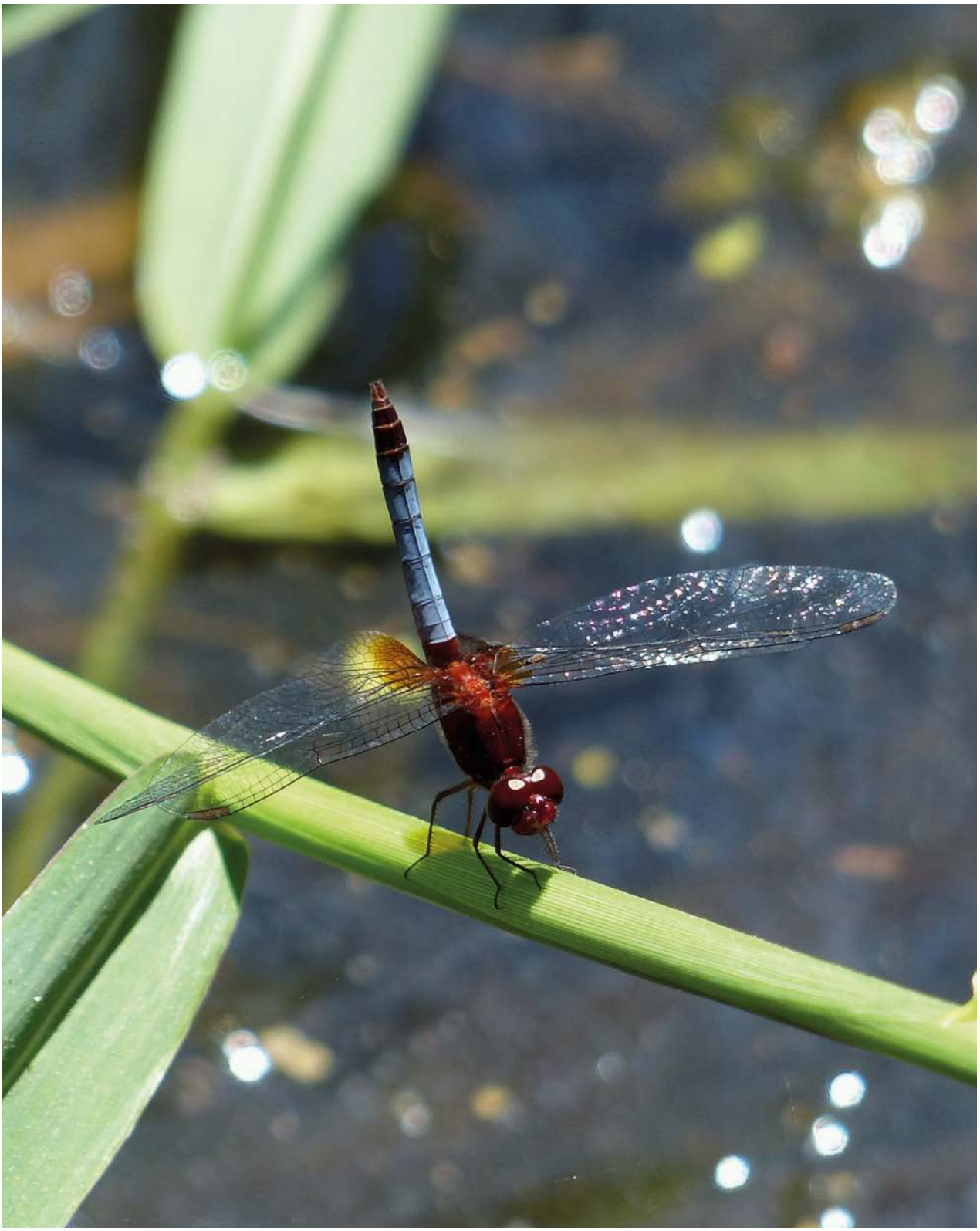
LIBÉLULAS (ODONATA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

PATRICIA FERREIRA PERUQUETTI

Godé, L. & P. F. Peruquetti. 2015. Libélulas (Odonata) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 199-203.



Erythrodiplax fusca.

INTRODUÇÃO

São insetos fáceis de serem reconhecidos por apresentarem cores vistosas e voarem ou pousarem próximos a rios, lagos, poças e até em superfícies reflexivas como capô de carro. O padrão único de suas asas e seu comportamento atraem a atenção de observadores amadores e profissionais, assim como os pássaros e as borboletas. Recebem nomes comuns que variam de acordo com a região do Brasil. Podem ser chamados de libélulas, lava-bunda, lavadeira. Nos estados do Norte e Nordeste, recebem a denominação de cavalo-de-judeu, cavalinho-de-São-Jorge, cavalo-do-cão. Esta última denominação provém de Portugal (cavalo-do-demo) e outros países da Europa: "demoiselle du diable", "cheval du diable", na França; "devil´s needle", "devil´s darning needle", na Inglaterra (Roland, 1911, apud Lenko e Papavero, 1996). O uso desta denominação parece estar associada a fase de emergência do adulto. Este mantêm-se junto a casca seca (exúvia) da última ninfa até ser capaz de se desprender e voar. (6.6.1.1). A observação pelo povo, levou-os a associar a pele seca e retorcida da ninfa com o cão (demônio).

A ordem Odonata é formada por insetos predadores alados terrestres na fase adulta e aquáticos na fase imatura. É dos mais antigos na Terra, com registro paleontológico da ordem Protodonata desde o Carbonífero Superior, em sedimentos formados a 325 milhões de anos atrás. E tem mudado muito pouco até hoje (Corbet, 1999).

6.6.1.**1.** Emergência do adulto de *Pantala flavescens.*

Os Odonata reúnem cerca de 5.600 espécies, incluindo 800 no Brasil (Souza et al., 2007), divididas em três grupos: Anisozygoptera (restrito a região asiática), os Anisoptera (6.6.1.2) e os Zygoptera (6.6.1.3). A nomenclatura segue a *International Commission on Zoological Nomenclature* (ICZN - http://iczn.org).

Todas as libélulas possuem corpo cilíndrico e delgado, cores frequentemente vivas e dois pares de asas compridas membranosas, transparentes ou pigmentadas. Eles são capazes de voar em linha reta ou fazer acrobacias. A cabeça muito móvel com olhos salientes proporciona-lhes um campo de visão de quase 360°. Os Anisópteros possuem maior tamanho corporal, a base das asas posteriores mais largas que as anteriores e pousam com as asas perpendiculares ao seu corpo (6.6.1.2). Os Zygópteros são mais delgados, a base das asas anterior e posterior são semelhantes e quando pousados, as asas se fecham ao longo do corpo (6.6.1.3).

6.6.1.**2.** *Orthemis discolor*, Anisoptera.

6.6.1.**3.** *Acanthagrion* sp., Zygoptera.

Os Odonatos vivem próximos a corpos d'água, onde as larvas se desenvolvem. O grupo é capaz de utilizar os mais variados tipos de ambientes aquáticos sejam eles perenes ou temporários, com muita ou pequena quantidade de água. Existem espécies típicas de córregos e rios, outras de lagos, represas e poças temporárias. Outras ainda têm habitat bastante específico como as fitotelmas (recipientes de origem vegetal contendo água como cascas de frutos, raízes, caules, bambus, axilas de plantas e bromélias).

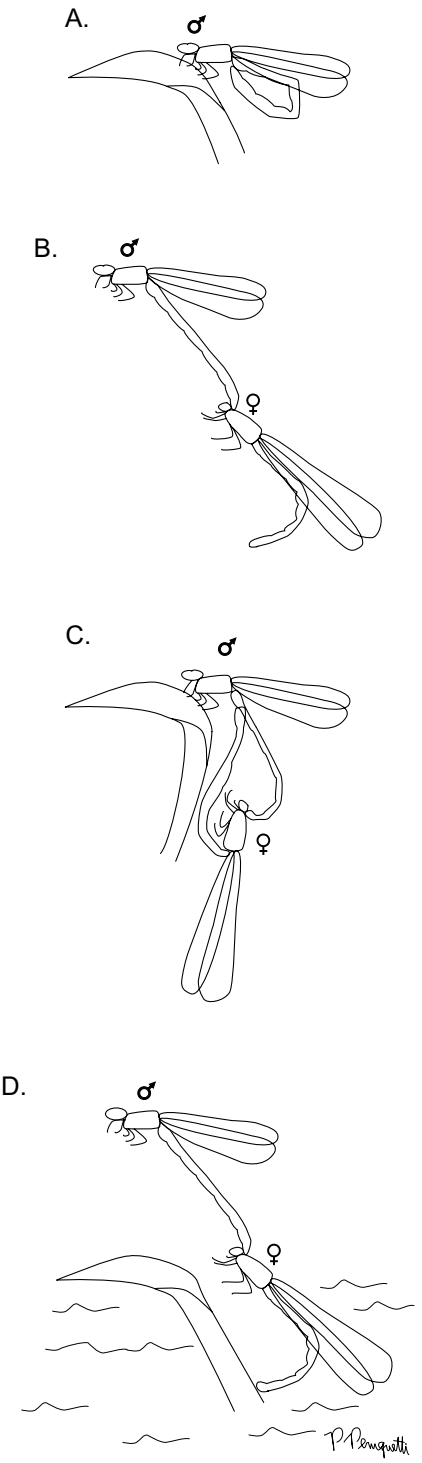
Os Zygoptera afastam-se dos corpos d'água muito raramente, ao contrário dos Anisópteros. A capacidade de dispersão depende do tamanho da espécie e da forma de termoregulação, sendo que o tamanho da espécie está associado à forma de regulação da temperatura corporal. Essa capacidade dos Odonata pode ser observada através de dois tipos de comportamento dos adultos. Algumas espécies permanecem pousadas em poleiros próximos aos corpos d'água, usualmente defendendo território, realizando voos curtos para alimentação ou para espantar invasores. As espécies que possuem esse comportamento são chamadas *perchers*. A regulação da temperatura corporal se dá por posturas corporais em relação ao sol, seleção de microhabitat e ajustamento do horário do padrão de atividade, tanto para aquecer como para esfriar o corpo. Outras espécies controlam o calor metabólico gerado pelos músculos, através do voo quando precisam se aquecer e planando para se esfriar. Essas espécies são chamadas de *fliers*.

O comportamento reprodutivo é bastante estudado, chamando a atenção por apresentar corte, defesa de território, seleção de local para postura dos ovos e oviposição assistida pelos machos, principalmente entre os Zygoptera e Libellulidae, para garantir que o esperma não seja retirado por outro macho. Os machos possuem uma modificação na genitália que retira o esperma estocado na fêmea. A cópula e a postura assistida são geralmente observadas com o casal em *tandem* (6.6.1.4).

A fase jovem apresenta desenvolvimento aquático, a postura dos ovos é feita diretamente na água ou inserido em material vegetal que cresce nas margens e em plantas aquáticas (6.6.1.4D).

As larvas são capazes de ocupar grande variedade de microhabitats no ambiente aquático dentro do mesmo corpo d'água. As espécies que ocupam o mesmo microhabitat, possuem características morfológicas semelhantes que levaram a classificação em quatro grupos:

A) larvas que vivem enterradas totalmente no sedimento,
B) larvas que vivem parcialmente enterradas no sedimento,
C) larvas que vivem sobre o sedimento,
D) larvas que vivem agarradas a algum tipo de substrato, principalmente vegetação.



6.6.1.**4.** Comportamento reprodutivo em Odonata **A.** transferência de esperma para o pênis **B.** postura do par em *tandem* **C.** o par em cópula **D.** postura assistida na vegetação.

Todas são reconhecidas por apresentarem lábio preênsil que se estende alcançando a presa. São predadores do tipo senta-espera e são capazes de comer presas de tamanho maior que o seu próprio. O desenvolvimento ocorre através de mudas com metamorfose incompleta (8 a 17 mudas), sendo que a temperatura e a disponibilidade de alimento interferem no tempo entre as mudas. Algumas espécies levam até dois anos para completar o ciclo de vida. Apresentam respiração traqueo-branquial.

Na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) foram observadas as espécies que representam a variedade de habitats aquáticos existentes na Reserva. Foram registradas 46 espécies, sendo a família Libellulidade com maior número de representantes.

Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

SUBORDEM ANISOPTERA

Família Aeshnidae

Os representantes desta família são voadores poderosos, de grande tamanho corporal. Foram registradas quatro espécies: *Anax amazili, Coryphaeschna adnexa* (6.6.1.5)*, Gynacantha gracilis* e *Gynacantha nervosa*.

Anax amazili é o maior entre os Aeshnidae da Reserva, ocorrendo em ambiente lênticos, frequentemente em habitat aquáticos com alterações ambientais, como açudes, represas. *Coryphaeschna adnexa* ocorre desde as Antilhas até a Argentina e pode ser vista patrulhando próximo a vegetação em áreas alagadas ou brejos (Dunkle, 2000).

As espécies de *Gynacantha* também ocorrem em ambientes lênticos, mas em áreas protegidas por floresta. São crepusculares e vistas frequentemente voando em luzes de prédios ou casas próximas a floresta, à noite.

6.6.1.**5.** **Coryphaeschna adnexa.*

Família Libellulidae

Essa família tem o maior número de espécies dentro da ordem Odonata, com ampla distribuição no Brasil. É formada por espécies que habitam principalmente ambiente lênticos, como açudes, remansos de rios e poças temporárias. É representada na Reserva de Pedra Talhada por 27 espécies (ver Inventário IX). *Diastatops obscura* tem asas pretas e muitas vezes as espécies do gênero são confundidas com borboletas. São encontradas em açudes e represas com vegetação aquática, locais onde as larvas se desenvolvem (6.6.1.6).

Uracis imbuta foi encontrada ao longo de trilhas cobertas por floresta. A biologia das espécies do gênero ainda é muito pouco conhecida, mas grande quantidade de indivíduos de *U. imbuta* podem ser observados na floresta nos meses de seca, em período pré-reprodutivo, pousados próximos ao

chão. Assim que as chuvas se iniciam, desaparecem na floresta. Na Reserva de Pedra Talhada as fêmeas (6.6.1.7) foram observadas colocando ovos em poças temporárias (brejos ou zonas pantanosas), ao longo de córregos (florestas de terras-baixas ou baixa-encosta). A larva ainda não é conhecida (Corbet, 1999, Garrison et al., 2006).

6.6.1.**6.** **Diastatops obscura.*

6.6.1.**7.** *Uracis imbuta.*

Pantala flavescens (6.6.1.1, 6.6.1.8, 6.6.1.9) foi encontrada na Reserva em praticamente todos os locais. Esta espécie é migratória, guiada pelos ventos da Zona de Convergência Intertropical, podendo viajar milhares de quilômetros. Tem vários ciclos ao longo do ano, com larvas vorazes se desenvolvendo rapidamente (1 a 3 meses, 6.6.1.1 e 6.6.1.8) em poças temporárias (Corbet, 1999).

Além de *P. flavescens*, uma grande variedade de espécies "*fliers*" foi encontrada na Reserva: *Miathyria marcella*, as espécies do gênero *Tramea* e *Tauriphila*. Estas espécies são voadoras poderosas e podem ser vistas planando a até 5 m de altura, se alimentando ou voando próximo aos corpos da água com vegetação aquática onde, as larvas se desenvolvem.

As espécies de *Zenithoptera* e de *Micrathyria* são vistas em açudes, brejos com vegetação aquática. Os *Zenithoptera* chamam a atenção pelo colorido azulado e padrão de manchas das asas.

6.6.1.**8.** *Pantala flavescens*, larva.

6.6.1.**9.** **Pantala flavescens*, adulto.

SUBORDEM ZYGOPTERA

Família Calopterygidae

Esta família está presente em todos os sistemas lóticos neotropicais, principalmente pelo gênero *Hetaerina*. Este é facilmente reconhecido pela cor vermelha do corpo e na base das asas, na maioria das espécies. Na Reserva foram observadas duas espécies de *Hetaerina*. *Hetaerina rosea* (6.6.1.10) possui ampla distribuição geográfica, sendo encontrada em praticamente todo o Brasil.

6.6.1.**10.** **Hetaerina rosea.*

Família Coenagrionidae

Os representantes de Odonata encontrados em córregos pertencem principalmente a esta família. Na Reserva de Pedra Talhada foram observados seis gêneros que representam a variedade de habitats existentes: nos açudes, represa, córregos sem mata ciliar com vegetação aquática podem ser encontrados *Acanthagrion* sp. (6.6.1.3), *Telebasis* sp. (6.6.1.11), *Oxyagrion pavidum* e *Ischnnura capreolus*. Ainda foi encontrado *Leptagrion dardanoi* (6.6.1.12) próximo a áreas com bromélias. As larvas se desenvolvem nas axilas das bromélias terrícolas.

6.6.1.**11.** *Telebasis* sp.

6.6.1.**12.** *Leptagrion dardanoi.*

Família Lestidae

Encontrada em ambientes lênticos (sistemas aquáticos com água parada como poças temporárias, açudes, represas, grandes rios), representada por dois gêneros no Brasil. Na Reserva observamos três espécies do gênero *Lestes* (6.6.1.13). Apesar de ser um Zygoptera, pousa com as asas entreabertas, geralmente em poleiros próximos a lamina d'água. Ocorreram em poças temporárias e açudes na Reserva. Foi comum a observação de fêmeas colocando ovos em poças secas. Esses ovos entram em diapausa até a chegada da chuva quando retomam o desenvolvimento (Corbet, 1999).

6.6.1.**13.** *Lestes* sp.

Família Protoneuridae

É representada por *Neoneura sylvatica* (6.6.1.14). Possui voo forte e rápido, normalmente a poucos centímentros da superfície da água, pairando aqui e ali e depois desaparecendo rapidamente. São difíceis de capturar, sendo possível se mergulhar a rede na água junto com o exemplar (Lencioni, 2005).

6.6.1.**14.** *Neoneura sylvatica.*

Familia Pseudostigmatidae

Foram encontradas três espécies desta interessante família. *Mecistogaster amalia, Mecistogaster* sp. (*lucretia* ou *linearis*) (6.6.1.15) e *Mecistogaster* sp. Esta família tem grande especificidade de ambiente, vivendo no interior das matas. Os adultos são *fliers* que se alimentam de insetos nas teias das aranhas. As larvas se desenvolvem em fitotelmas, sendo predador de topo da cadeia alimentar desse microhabitat tão específico. Quando um recipiente vegetal (cascas de frutos, axilas de folhas, bambu, buracos em caules e raízes de árvores) se enche de água, os Diptera (mosquitos) começam a colonizar, se alimentando dos detritos provenientes da decomposição do material vegetal. Os adultos de *Mecistogaster* spp. colocam ai seus ovos (às vezes antes do período chuvoso) que vão eclodir e passam a se alimentar das pequenas larvas de mosquito. Enquanto tem alimento para todas as larvas de Odonata, elas coexistem sem competição por alimento, mas quando faltar alimento podem ocorrer casos de canibalismo. É comum encontrar fitotelmas com somente uma larva de libélula, geralmente nos ultimos instares larvais.

6.6.1.**15.** *Mecistogaster* sp. (*lucretia* ou *linearis*).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Através da observação das espécies que compõem a comunidade de Odonata na Reserva de Pedra Talhada foi possível verificar a importância do local para a manutenção da diversidade regional, pois a Reserva apresentou espécies de grande especificidade de ambiente. As espécies que habitam os fitotelmas (*Mecistogaster* spp. e *Leptagrion dardanoi*) demonstram a necessidade de conservação das florestas.

AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer a Michel Papazian, Philippe Machet e Frederico Lencioni pela ajuda na determinação das espécies. Como exímios conhecedores da natureza, guias de campo e/ou pesquisadores: Felino Pedro Celestino, Manoel Nunes de Farias, Manoel Nazario, Agnaldo Pereira de Aguiar, Aventino Pinto da Silva e Hermenegildo Nunes de Farias. Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Laurent Godé, Christian Willig, Thomas Tscharner, Rui C. Peruquetti e Louis Nusbaumer pelas valiosas contribuições fotográficas. Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Patricia S. Ferreira Peruquetti, Caixa Postal 2001, 69. 920-970 Rio Branco, Acre, Brasil
pperuquetti@yahoo.com.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Corbet, P. S. 1999. Dragonflies: *Behavior and Ecology of Odonata*. Cornell. University Press, Ithaca, New York.

Dunkle, S. W. 2000. *Dragonflies through binoculars: a field guide to dragonflies of North America*. Oxford University Press, New York.

Garrison, R. W., N. Von Ellenrieder & J. A. Louton. 2006. *Dragonfly genera of the New World: an illustrated and annotated key to the Anisoptera*. The John Hopkins University Press, Baltimore.

Lencioni, F. A. A. 2005. *The damselfly of Brazil - An illustrated identification guide 1. The non-Coenagrionidae families*. All Print Editora, São Paulo.

Lenko, K. & N. Papavero. 1996. *Insetos no folclore.* 2ª ed: 1-486. Plêiade/FAPESP, São Paulo.

Souza, L.O.I., J. M. Costa & B. B. Oldrini. 2007. Odonata. *In*: Guia online: *Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do Estado de São Paulo*. Froehlich, C.G. (org.). Disponível em: http://sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/Guia_online.

6.6.2

BICHO-PAU (PHASMATODEA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

NATHÁLIA COELHO VARGAS

JOSÉ EDUARDO SERRÃO

LAURENT GODÉ

Vargas, N. C. , J. E. Serrão & L. Godé. 2015. Bicho-pau (Phasmatodea) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 221-226.

Phasmatodea não identificado (Bicho-pau).

BICHO-PAU (PHASMATODEA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.2

Os Phasmatodea são insetos conhecidos popularmente como Bicho-pau, Mané-magro e Treme-treme. A distribuição geográfica é ampla e com maior diversidade de espécies nos trópicos, esta ordem possui 13 famílias, 523 gêneros, 2.822 espécies, sendo 591 na América do Sul. Para o Brasil, mais de 200 espécies são conhecidas (Kumagai & Fonseca, 2009).

Phasmatodea compreende insetos longos, com reprodução sexuada, sendo a maioria ovíparos, porém pode ocorrer partenogênese (Costa-Lima, 1938).

O padrão corporal pode ser descrito como: corpo alongado, subcilíndrico, pernas ambulatórias longas e finas com expansões ou espinhos (6.6.2.1); cabeça pequena com olhos bem desenvolvidos; antenas filiformes; protórax pequeno, enquanto metatórax e mesotórax são grandes; abdômen formado por 19 urômeros.

Estes insetos apresentam em sua maioria dimorfismo sexual, em algumas espécies os machos são menores e com asas apropriadas para voos curtos, e em outras espécies são as fêmeas que apresentam asas, porém existem fêmeas ápteras e algumas apresentam o comprimento do corpo e diâmetro mais desenvolvidos que os machos (6.6.2.2, 6.6.2.3, Vargas, 2009).

São insetos que se camuflam e realizam mimetismo, passando muitas vezes despercebidos, pois imitam gravetos e galhos.

O mimetismo é a sua principal estratégia de defesa quando o animal se confunde com os galhos onde se encontra. Quando ameaçado, balança o corpo, com movimento semelhante dos galhos. Eles se camuflam por coloração críptica (quando o animal apresenta coloração semelhante ao substrato onde vive), sua coloração pode alterar de acordo com o ambiente onde se encontra, como outra forma de defesa. Esse mimetismo foi observado, principalmente, em fêmeas que mudavam sua cor, no período máximo de 24 horas antes de retomar a sua cor habitual (Vargas, 2009, 6.6.2.4, 6.6.2.5: **Cladomorphus phyllinum*). Diferentes autores consideraram o mimetismo, a fuga, a tanatose, a coloração críptica, o movimento das pernas como mecanismos de defesa dos fasmídeos (Eisner, 1965; Zapata & Torres, 1970; Clark, 1973; Bedford, 1978).

6.6.2.**1.** *Phasmatodea phyllinum* (bicho-pau) macho.

6.6.2.**2.** Phasmatodea sp. 2, fêmea alada.

6.6.2.**3.** Phasmatodea sp. 2, fêmea.

6.6.2.**5.** Fêmea áptera de **Cladomorphus phyllinum*.

6.6.2.**4.** Macho adulto alado de **Cladomorphus phyllinum* (Bicho-pau).

6.6.2.**6.** Phasmatodea sp. 3 mimético à vegetação, com as pernas dianteiras projetadas para frente, cobrindo a cabeça e as antenas.

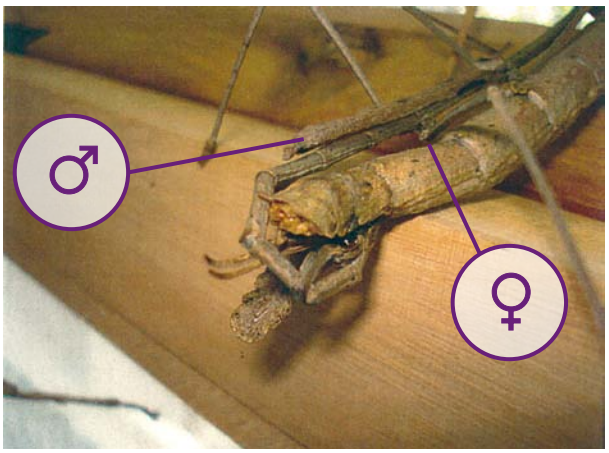
Fêmeas de *Cladomorphus phyllinum*, ficam em média, até duas horas completamente imóveis, com as pernas dianteiras projetadas para frente do corpo, cobrindo a cabeça e antenas, e as outras distendidas para trás (6.6.2.6).

Ao elevarem o corpo sobre as pernas, podem fazer movimentos, ou assumir posição, que podem torná-las miméticas ao meio em que se acham. A autotomia, que consiste na amputação de membros como pernas e antenas, para escapar de uma situação de alto risco, é outro comportamento realizado com frequência. *Cladomorphus phyllinum* apresenta tanatose quando em perigo (6.6.2.6).

A nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org), nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva Biológica de Pedra Talhada, mas também de outras localidades do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações da ordem.

REPRODUÇÃO, OVOS, NINFAS

Em estudo específico realizado em *Cladomorphus phyllinum* a cópula durou em média 12 horas, chegando até 48 horas. Neste período, o macho permaneceu no dorso da fêmea e ambos não se alimentaram (6.6.2.7: **Cladomorphus phyllinum*). A cópula dos demais insetos desta ordem pode durar até 10 dias e após esse período a fêmea pode permanecer com o cerco aberto por até 24 horas.



6.6.2.**7.** Reprodução de **Cladomorphus phyllinum* criados em cativeiro.

A capacidade de ovoposição *Cladomorphus phyllinum* chega a três ovos por dia, em cinco meses, totaliza aproximadamente 300 ovos. A eclosão das ninfas desta espécie ocorre 100 a 150 dias após a ovoposição, sendo que esta se inicia 20 dias após a cópula. Ovos de *C. phyllinum* apresentam cor marrom e opérculo preto na parte superior, e aproximadamente 4 mm de comprimento (6.6.2.8, 6.6.2.9).

A forma, cor e tamanho dos ovos de Phasmatodea servem de parâmetro para a identificação das espécies (Clark, 1976).

Na eclosão, a ninfa começa a se movimentar e a região mais escura, o opérculo, se rompe, quando o inseto jovem sai e momentos após o nascimento, seu tamanho é quase o dobro do ovo. As ninfas levam entre 10 e 15 minutos para eclodirem, tempo que levam para remover o opérculo e apresentam forma semelhante à do adulto no nascimento, denominado paurometabolia.

6.6.2.**8.** Ovos de **Cladomorphus phyllinum* (Bicho-pau) criados em cativeiro (comprimento do ovo da frente = 4 mm).

6.6.2.**9.** Ovo de Phasmatodea sp. (Bicho-pau) na natureza, Reserva de Pedra Talhada.

As ecdises (mudas) se iniciam pelos membros posteriores, depois os anteriores e, por último a cabeça é liberada com as antenas. A ecdise dura de 15 a 30 minutos, neste período, os animais ficam mais vulneráveis, podem perder membros e morrer. Algumas vezes, no final da muda, o inseto se alimenta da exúvia (tegumento deixado pelos artrópodes, na ocasião da muda) que libera.

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas: Thomas Tscharner e Christian Willig. A Nicolas

Spitznagel pela concepção gráfica deste documento. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Nathália Coelho Vargas, Coordenação de Ciências Biológicas, Faculdade Cathedral, 69.307-053, Boa Vista, Roraima
biologia@cathedral.edu.br

José Eduardo Serrão, Departamento de Biologia Geral, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Brasil
jeserrao@ufv.br

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Clark, J. T. 1973. Extatosoma tiaratum: a monster insect for schools. *School Science review* 55: 522-523.

Clark, J. T. 1976. The eggs of the stick insects: review with descriptions of the eggs of eleven species. *Systematics entomology* 1: 95-105.

Costa Lima, A. D. 1938. Insetos do Brasil. *Escola Nacional de Agronomia, Rio de Janeiro* 1: 351-378.

Eisner, T. 1965. Defensive spray of a phasmid insect. *Science* 148: 966-968.

Kumagai, A. F. & N. G. Fonseca. 2009. Uma nova espécie de *Cladomorphus* Gray, 1835 (Phasmatidae, Cladomorphinae) de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia* 53(1): 41-44.

Sottoriva, L. D. M., L. Picolo & L. C. H. Ramos. 2006. *Preferência alimentar e biologia reprodutiva de Phibalosoma phyllinum em criações de laboratório:* 1-17. Projeto PIBIC, Série Documentos, Campo Grande, Universidade Católica Dom Bosco.

Vargas, N. C. 2009. *Desenvolvimento ninfal e morfologia do trato digestivo e reprodutor de Phibalosoma phillynum (Phasmidae).* Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais. Disponível em: http://www.tede.ufv.br/tedesimplificado/tde_arquivos/29/TDE-2010-06-16T131339Z-2293/Publico/texto%20completo.pdf

Zapata, S. & E. Torres. 1970. Biologia y morfologia de *Bactridium granullicolis* (Blanchard) (Phasmida). *Publicaciones del Centro de Estudios Entomológicos del Chile* 10: 23-42.

BICHO-PAU (PHASMATODEA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.2

6.6.3

LOUVA-A-DEUS (MANTODEA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ELIOMAR DA CRUZ MENEZES

Menezes, E. C. 2015. Louva-a-deus (Mantodea) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 229-235.

Stagmatoptera aff. *femoralis.*

LOUVA-A-DEUS (MANTODEA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.3

Os mantódeos são insetos popularmente nomeados de louva-a-deus. O nome científico desta ordem, Mantodea, se origina da junção das palavras gregas "μάντις = mantis" que significa profeta, vidente, adivinho. Mais o sufixo "εἶδος = eidos" que signifca forma, tipo, como, semelhante. Fazendo uma alusão da posição em que estes insetos adotam quando em repouso, com as pernas anteriores dobradas sob o corpo, semelhante à postura de uma pessoa rezando (6.6.3.1: *Stagmatoptera* aff. *femoralis,* todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva Biológica de Pedra Talhada) (Essig, 1942; Lenko & Papavero, 1996).

6.6.3.**1.** *Stagmatoptera* aff. *femoralis* em repouso.

Em países de língua inglesa são mais conhecidos como " praying mantids " e suas variantes (" praying mantises, mantids, mantises ") e em países de língua espanholas nomeados de adivinadora, boxeadora, rezandera entre outros nomes. No Brasil, apesar de ser amplamente difundido o nome louva-a-deus, são encontrados outros nomes regionalizados: põe-mesa (ou ponhamesa) na região amazônica; bendito e pai-de-cobra em Minas Gerais e cavalinho-de-nosso-senhor no estado de São Paulo (Essig, 1942; Lenko & Papavero, 1996; Agudelo & Chica, 2002).

Os representantes desta ordem podem ser encontrados em todas as regiões do mundo e nos mais diversos ambientes, exceto pela Antártica. Apesar de não serem raros, os mantódeos possuem uma baixa abundância e riqueza de espécies, quando comparado a outras ordens de insetos. Com aproximadamente 2.400 espécies conhecidas no mundo e 270 espécies no Brasil onde são encontrados representantes de apenas 6 famílias: Acanthopidae, Chaeteessidae, Liturgusidae, Mantidae, Mantoididae e Thespidae (Rivera, 2010; Menezes & Bravo, 2014).

Junto aos cupins (ordem Isoptera) e as baratas (ordem Blattaria) os Mantodea formam um grupo de insetos separado dos demais por um conjunto de características. Diversas hipóteses foram propostas recentemente, ora os dispondo como mais aparentados com os cupins ora com as baratas. A proposta mais aceita atualmente é a que os põem como os parentes mais próximos das baratas, devido à indicação de diversos dados tanto morfológicos como genéticos (Rodrigues, 2013).

Os mantódeos são animais estritamente predadores, se alimentando de uma grande diversidade de outros insetos. As espécies de grande porte são capazes de predar até mesmo pequenos vertebrados como: sapos, lagartixas e pequenos roedores. Devido ao seu grande apetite e voracidade, por muitas vezes capturam animais com mais da metade do seu próprio tamanho, (6.6.3.2: Thespidae) (Essig, 1942; Agudelo & Chica, 2002).

6.6.3.**2.** Espécime de Thespidae se alimentando.

A maioria dos mantódeos possuem o corpo alongado, podendo o seu tamanho variar de pouco mais de 1 cm a até quase 20 cm. A cabeça geralmente é triangular e com grande mobilidade, girando quase 90° para cima, para baixo e para os lados. Seus grandes olhos compostos são dotados de uma visão muito acurada, auxiliando na busca por alimento. Sob o primeiro segmento do tórax, frequentemente alongado, ficam inseridas as pernas anteriores, com uma forma bem diferente das demais. Este primeiro par de pernas, são especializados para capturar e segurar presas, armadas com fileiras de espinhos fortes na face inferior formando um tipo de garra (6.6.3.3: *Acontista* sp.) (Essig, 1942; Rodrigues, 2013).

6.6.3.**3.** Pernas anteriores raptoriais de um espécime de *Acontista* sp.

Uma grande quantidade de espécies de mantódeos têm como estratégia de sobrevivência a camuflagem, possuindo uma coloração críptica que os permite se confundirem com diversos elementos do ambiente como: pedras, flores, folhas mortas, folhas verdes, liquens dos troncos de árvores e galhos (6.6.3.4: *Stagmatoptera* aff. *femoralis*). Este disfarce é utilizado tanto para aproximação e captura de presas como proteção contra predadores. Existem também espécies de colorações bem vistosas com tons metálicos iridescentes. Além da cor para camuflagem algumas espécies têm partes do corpo que imitam folhas, por meio de diversas expansões nas pernas (6.6.3.5: *Zoolea*), asas, tórax e abdômen, melhorando seu disfarce com a vegetação (Terra, 1995; Agudelo & Chica, 2002).

Entre os machos e fêmeas é comum a ocorrência de diferenças morfológicas. Geralmente as fêmeas são maiores e mais robustas, possuindo um abdômen mais alargado e curto, assim como asas reduzidas e mais coloridas ou mesmo ausentes (6.6.3.6: *Acontista* sp.). Popularmente é disseminada a ideia de que a fêmea sempre come o macho durante o acasalamento, entretanto este não é um comportamento comum à maioria das espécies da ordem Mantodea (Terra, 1995; Agudelo & Chica, 2002).

6.6.3.**4.** Fêmea de *Stagmatoptera* aff. *femoralis* sobre vegetação.

6.6.3.**5.** Espécimes de *Zoolea* sp., com lobos nas pernas.

Ao ovoporem, as fêmeas de Mantodea protegem seus ovos dentro de uma cápsula (ooteca), contendo de poucas unidades a uma centena de ovos. Constroem-na com um material proteico espumoso que seca rapidamente em contato com o ar. Internamente a cápsula de ovos é formada por um conjunto de câmaras alongadas onde os ovos ficam depositados. Na parte da frente da cápsula há um canal de comunicação entre todas as câmaras, terminando em uma abertura inferior, que será rompida durante o nascimento (6.6.3.7) (Essig, 1942; Agudelo & Chica, 2002).

6.6.3.**6.** Fêmea de *Acontista* sp. com asas reduzidas.

6.6.3.**7.** Ootecas de Stagmatopterinae.

Em algumas espécies é registrado o cuidado maternal, período em que a fêmea vigia a ooteca e a protege de predadores até o nascimento dos filhotes. Os mantódeos imaturos, chamados de ninfas, se assemelham a cópias em menor tamanho dos adultos, caracteristicamente faltando apenas as asas que ainda não estão desenvolvidas. Assim como em todos os outros insetos, as ninfas crescem de forma pontuada, através de mudas (ecdises) podendo seu número variar de três a doze vezes (Terra, 1992; Agudelo & Chica, 2002).

Em termos comportamentais estes insetos têm hábito de vida solitário, não hesitando em predar membros de sua própria espécie. As interações sociais só são mais comuns durante o acasalamento e nos primeiros momentos de vida, quando as jovens ninfas podem permanecer agregadas por alguns dias (Essig, 1942; Terra, 1992; Agudelo & Chica, 2002).

Na Reserva de Pedra Talhada foram observados espécimes representantes de 3 famílias, sendo a família Mantidae a com maior número de representantes.

Acanthopidae

Os representantes desta família estão distribuídos somente nas Américas. Possuem como característica marcante um grande número de espinhos nas pernas anteriores, em forma de serra. A subfamília Acontistinae inclui espécies de pequeno porte, até 3 cm de comprimento. As fêmeas possuem, geralmente, os dois pares de asas reduzidas, mostrando grande parte do abdômen (6.6.3.6), e as asas posteriores multicoloridas. Na subfamília Acanthopinae são encontrados espécimes de 4–5 cm de comprimento, apresentando o aspecto de folhas mortas, com coloração castanha a castanho-esverdeada, olhos cônicos (6.6.3.8: *Decimiana* sp.), às vezes com espinhos e asas anteriores opacas com margens sinuosas (Terra, 1995; Lombardo, 2000; Rivera, 2010).

6.6.3.**8.** *Decimiana* sp. com olhos cônicos.

Mantidae

É a mais rica família da ordem, com 20 subfamílias em todo o mundo, das quais sete são registradas no Brasil. Pode-se encontrar neste grupo os mais variados tamanhos e formas de mantódeos. Photinainae é a subfamília mais rica nos neotrópicos, com ampla distribuição desde o norte da América Central até o sul da América do Sul. A maioria dos representantes, na Reserva, são esverdeados, de porte pequeno a grande (3–10 cm, 6.6.3.9: *Cardioptera parva*). Os Stagmatopterinae tem muitas espécies de porte robusto com tamanho entre 4–8 cm. Alguns de seus representantes como os do gênero *Stagmatoptera* são os mais conhecidos (6.6.3.4). Vatinae é uma subfamília restrita aos neotrópicos. Os gêneros deste grupo possuem algum tipo de ornamentação corporal como: projeções na cabeça, expansões nas pernas, tórax e abdômen (6.6.3.5) (Heitzmann-Fontenelle, 1968; Terra, 1995; Rivera, 2010).

6.6.3.**9.** *Cardioptera parva.*

Thespidae

Possuem uma aparência delicada, predominantemente de cor castanha, apresentando formas e tamanhos variados. As fêmeas geralmente não possuem asas. Em algumas subfamílias as espécies têm o corpo muito afilado, comumente sendo confundidas com bichos-pau (6.6.3.2). As pernas anteriores têm poucos espinhos, por vezes ausentes em certas partes. Alguns de seus representantes podem ser encontrados nos baixos estratos dos ambientes, como os sub-bosques de florestas e folhiço (Terra, 1995; Agudelo & Chica, 2002; Rivera, 2010).

AGRADECIMENTOS

Aos exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas: Laurent Godé, Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Felino Pedro Celestino e Thomas Tscharner. A Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. À Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇO DO AUTOR

Eliomar da Cruz Menezes (Mazinho), Universidade Estadual de Feira de Santana Laboratório de Sistemática de Insetos, Feira de Santana, Bahia, Brasil
mazinhomenezes@hotmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agudelo, A. & L. Chica. 2002. *Mántidos: Introducción al Conocimiento del Orden Mantodea*: 1-90. Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Centro de Investigación y Desarrollo Científico, Bogotá.

Essig, E. O. 1942. Cap. XII. Mantodea. 124–130. *In:* Essig, E. O: 1-900. College Entomology. New York, Macmillan Company.

Heitzmann-Fontenelle, T. J. 1968. Revisão dos Mantodea do gênero *Cardioptera* Burmeister 1838. *Studia Entomologica* 12: 245–272.

Lenko, K. & N. Papavero. 1996. Insetos no folclore. 2ed: 1-468. Plêiade/ FAPESP, São Paulo.

Lombardo, F. 2000. A review of the genus *Decimiana* Uvarov, 1940 (Insecta: Mantodea), with description of a new species. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 150: 159–171.

Menezes, E.C. & F. Bravo. 2014. Mantodea (Insecta) do Semiárido. 111–116. *In:* F. Bravo & A. Calor (eds.). Artrópodes do Semiárido: 1-298. Feira de Santana, Printmídia.

Rivera, J. 2010. A historical review of praying mantid taxonomy and systematics in the Neotropical

Region: State of knowledge and recent advances (Insecta: Mantodea). *Zootaxa* 2638: 44–64.

Rodrigues, H. M. 2013. *Revisão taxonômica de Stagmatoptera Burmeister, 1838 (Mantodea, Mantidae, Stagmatopterinae)*: 1-174. Dissertação (Mestrado) São Paulo-SP. Museu de Zoologia, Universidade Estadual de São Paulo.

Terra, P. S. 1992. Zelo materno em *Cardioptera brachyptera* (Mantodea, Vatidae, Photininae). *Revista Brasileira de Entomologia* 36(3): 493–503.

Terra, P. S. 1995. Revisão Sistemática dos Gêneros de Louva-a-Deus da Região Neotropical. (Mantodea). *Revista Brasileira de Entomologia* 39(1): 13–94.

6.6.4

BARATAS (BLATTODEA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

SONIA MARIA LOPES

Lopes, S. M. 2015. Baratas (Blattodea) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 237-241.

Nyctibora sp.

INTRODUÇÃO

Blattodea são os insetos conhecidos popularmente por baratas. O nome científico da ordem deriva do latim Blatta adaptação do grego blapto, no Brasil, besouro que em francês foi adotado como Blatte e em italiano como Blatta e Blattae. Têm pouca importância para a agricultura, entretanto algumas espécies são muito importantes do ponto de vista sanitário, devido à sua adaptação aos domicílios e outras construções feitas pelo homem, danificando alimentos e roupas e ainda disseminando doenças, sendo que o relacionamento patogênico com os vertebrados maiores é levado mais em consideração do que em relação a vertebrados menores ou invertebrados (Roth & Willis, 1957). Entre essas espécies, cerca de 20 foram encontradas transportando vírus, bactérias, fungos e protozoários. No entanto, toda essa fama deve-se principalmente a nove espécies conhecidas que têm o hábito de viver junto ao homem (*Supella longipalpa, Blattella germanica, Blatta orientalis, Periplaneta americana, Periplaneta australasiae, Periplaneta brunnea, Rhiparobia maderae, Pycnoscelus surinamensis* e *Nauphoeta cinerea*, a nomenclatura segue a Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN - http://iczn.org)).

É um grupo de insetos dos mais antigos conhecidos desde o Carbonífero Inferior, como comprovam coletas de terrenos de cerca de 300 milhões de anos, quando ocupavam lugar de maior destaque entre o grupo dos insetos. Viviam em lugares úmidos, sob folhas, perto de água, isso devido às impressões que deixaram nesses lugares. As ootecas das espécies daquela época são similares às atuais. Existem doze famílias de blattódeos fósseis, baseadas em impressões alares, exclusivamente. Atualmente são conhecidas cerca de 4.300 espécies de baratas vivas (Roth, 2003) e 1.500 fósseis, encontram-se entre os menos diversificados grupos de insetos, mas em termos de número muitas vezes são dominantes (Vršanský et al., 2002).

Estão distribuídas em todo o mundo, desde regiões neotropicais até paleárticas, podendo atingir tamanho de 5 mm até 100 mm, como é o caso daquelas pertencentes ao gênero *Megaloblatta*. Podem ser aladas, semi-aladas ou ápteras. Quanto ao regime alimentar são omnívoras ou oligófagas, elas aceitam tanto alimento animal quanto o vegetal, embora deem preferência aos vegetais. Algumas espécies (Panesthiinae) são xilófagas, vivem em pau podre, que assimilam graças à presença de microorganismos simbióticos (bactérias ou flagelados hipermastiginos em seu intestino) que transformam a celulose em dextrose, graças a uma celulase, como pode ser exemplificado pelas espécies do gênero *Cryptocercus*. São espécies de hábitos noturnos, higrófilas e termófilas. Podem ser divididas em espécies terrestres e semi-aquáticas. Várias espécies podem permanecer associadas com casca de árvores e apresentar cores e padrões que se harmonizam com os planos de fundo sobre o qual elas descansam (Bell et al., 2007). Em relação à temperatura podem suportar variação de temperaturas muito grandes (de 7° a 47°C). Os movimentos das baratas são rápidos, embora sem adaptações especiais nas pernas posteriores, elas conseguem saltar. O voo é reduzido. Em repouso as baratas apresentam uma capacidade de tigmotactismo acentuado, podendo se esconder em fendas minúsculas. A grande maioria das baratas pode ser predadora comendo outros insetos, ovos e larvas tendo sido observado que a barata *Pseudomops cinctus* come formigas; *Eurycotis floridana* foi vista alimentando-se de hymenópteros; *Periplaneta americana* come térmitas; *Blatta orientalis* come gafanhotos. Foi constatado também a existência de canibalismo entre as baratas domésticas. Nenhum estudo até o momento, foi feito sobre a relação da densidade de população e canibalismo. A regeneração é também frequente (cercos, pernas, antenas, asas, etc), enquanto ninfas até o penúltimo ínstar. Quanto à postura põe ovos que se conservam numa ooteca de tamanho variável, sólida contendo de 6 a 50 ovos. Uma fêmea põe diversas ootecas durante a sua vida. O desenvolvimento ocorre através de numerosas mudas (6 a 7 estágios). Têm longevidade variável de até dois anos.

Morfologicamente os blattódeos são insetos de forma ovais, ligeiramente achatados. A cabeça livre, com a forma triangular, geralmente infletida, quase ou completamente escondida sob o pronoto, em forma de um estojo fechado formado por placas ou escleritos pares e ímpares funcionando em conjunto. São ortognatas (vertical, com a boca ventral). O tórax é a segunda região do corpo, a intermediária, compõe-se de três segmentos mais ou menos unidos entre si, cada um contendo um par de pernas do mesmo tipo (homônomas), adaptadas para andar e correr. Nos insetos alados nos segundo e terceiro segmentos dorsais estão inseridas as asas. O abdômen é a 3ª região do corpo, a região terminal. Os segmentos abdominais com 10 tergitos visíveis. Cercos salientes e bastante segmentados. O macho com estilos no 10° esternito, simples, simétricos ou assimétricos e de formas as mais diversas e até ausentes. Lateralmente se vêm os orifícios respiratórios,

os estigmas, no limite do esterno e da pleura, um par para cada segmento.

A ordem Blattodea é assim reconhecida por 3 superfamílias (Blaberoidea, Blattoidea e Corydioidea), 3 epifamílias (Blattoidae, Cryptocercoidae e Termitoidae), 7 famílias (Blaberidae, Ectobiidae, Blattidae, Lamproblattidae, Tryonicidae, Cryptocercidae, Termitidae) e 24 subfamílias (Beccaloni, 2014).

Na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) foram observadas poucas espécies que não representam a variedade de habitats ali existentes. Foram registradas cinco espécies sendo a família Blaberidae com o maior número de representantes.

FAMÍLIA BLABERIDAE

A família Blaberidae inclui espécies de pequeno a grande porte; os primeiros têm as tégminas e asas que se estende sobre o ápice do abdômen, ou são ápteros ou subápteros; e os últimos são de médio a grande porte, com coloração da tégmina verde, marrom ou preta (Lopes & Oliveira, 2013). A família é a mais evoluída entre os Blattódeos, e seus indivíduos mostram uma semelhança tão estreita que, apesar de terem sofrido adaptações, eles mantêm elementos da genitália e proventrículo com apenas pequenas variações (McKittrick, 1964). Roth (2003) caracterizou os machos dessa família como tendo cercos geralmente pequenos, segmentados ou não, e não atingindo a margem posterior da placa supra-anal; com dois simples pequenos estilos semelhantes, raramente um ou ambos ausentes. O falômero em forma de gancho está localizado no lado direito, e raramente é reduzido ou ausente. As fêmeas têm um átrio alargado em que os ovos são incubados. A maioria das espécies é ovovivíparo, raramente vivíparo ou com ausência da ooteca (Lopes & Oliveira, 2013). Foram registradas entre os blaberídeos na Reserva as espécies *Petasodes dominicana* (6.6.4.1, todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva de Pedra Talhada); *Pelmatosilpha* sp., *Panchlora prasina* (6.6.4.2).

6.6.4.**1.** *Petasodes dominicana*, adulto.

6.6.4.**2.** *Panchlora prasina.*

FAMÍLIA ECTOBIIDAE

Os ectobiídeos tem a tégmina e asas completamente desenvolvidas; campo anal da asa dobrado em leque; tégminas brilhantes com poucas ou nenhuma cerda, ou densamente tomentosas (Nyctiborinae); a placa subgenital do macho tem um, dois, ou nenhum estilo; os falômeros genitais são três escleritos; um deles em forma de gancho pode estar posicionado no lado direito (Pseudophyllodromiinae) ou do lado esquerdo (Blattellinae, Nyctiborinae, Anaplectinae), quando em vista dorsal; a placa subgenital feminina não é valvular e a placa supra-anal com longos cercos segmentados (Lopes et al., 2012). Na Reserva foram observados dois espécimes, um de *Cariblatta* sp. (6.6.4.3, Pseudophyllodromiinae) e um de *Nyctibora* sp. (6.6.4.4, Nyctiborinae).

6.6.4.**3.** *Cariblatta* sp.

6.6.4.**4.** *Nyctibora* sp.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Analisando o baixo número de exemplares adultos observados na Reserva de Pedra Talhada e o número de exemplares em estágio de ninfa, considera-se que a habilidade de se esconder, seja mimetizando em cascas de árvores ou correndo e se entremeando nos folhiços espalhados no chão não proporcionou um melhor número de exemplares para representar as baratas que ali habitam, havendo carência de outra observação no local, seja durante o dia como no período noturno, demonstrando claramente a necessidade de conservação das florestas e principalmente dessa Reserva.

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao Prof. Edivar Heeren de Oliveira, biólogo do Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro pela revisão do texto.

ENDEREÇO DO AUTOR

Sonia Maria Lopes, Departamento de Entomologia, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040 Rio de Janeiro - RJ, Museu Nacional/UFRJ, Brasil
sonialfraga@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Beccaloni, G. W. 2014 http://blattodea.speciesfile.org/database.aspx Blattodea Species File (Version 5.0/5.0) Accessed 30.04.2014.

Bell, W. J., L. M. Roth & C. A. Nalepa. 2007. *Cockroaches: ecology, behavior, and natural history*. The Johns Hopkins University Press.

Lopes, S. M., E. H. Oliveira & M. Assumpção. 2012. *Two New Species of Ectobiidae (Blattaria) Collected in the Santa Lúcia Biological Reserve, Espírito Santo, Brazil*. Neotropical Entomoly DOI 10.1007/s13744-012-0068-2.

Lopes, S. M. & E. H. Oliveira. 2013 New group, new species and new records from Brazil of the atropos, brasilianus and giganteus groups (Blattaria, Blaberidae, Blaberinae). *Biota Neotropica*(13)2: http://www.biotaneotropica.org.br/v13n3/en/abstract? short communication+bn03413022013.

McKittrick, F. A. 1964. Evolutionary studies of cockroaches. *Cornell University Agricultural Experimental Station Memoirs* 389: 1–197.

Roth, L.M. 2003. Systematics and phylogeny of cockroaches (Dictyoptera: Blattaria). *Oriental Insects* 37: 1–186. http://dx.doi.org/10.1080/00305316.2003.10417344.

Roth, L. M. & E. R. Willis. 1957. The medical and veterinary importance of cockroaches. *Smithsonian Miscellaneous Collections:* 134-147.

Vršanský, P., A. P. Rasnitsyn, & V. N. Vishniakova. 2002. Blattida. *In:* Rasnitsyn, A. P. & D. L. J. Quicke (eds.). *History of Insects*: 1-517. Kluwer Academic Publishers, Dodrecht.

6.6.5

TÉRMITAS (ISOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ALEXANDRE VASCONCELLOS

MATILDE VASCONCELOS ERNESTO

Vasconcellos, A. & M. V. Ernesto. 2015. Térmitas (Isoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 243-249.

Ninho de *Nasutitermes ephratae.*

TÉRMITAS (ISOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.5

Os térmitas, também conhecidos como "cupins" ou "isópteros", são insetos encontrados na natureza vivendo exclusivamente em sociedade. De acordo com Wilson (1971), podem ser caracterizados como insetos eussociais ("*eu*" = verdadeiro) por apresentarem cuidado cooperativo com a prole (indivíduos mais velhos cuidando dos jovens), castas reprodutivas (indivíduos específicos responsáveis pela reprodução) e sobreposição de gerações (indivíduos de diferentes idades vivendo juntos).

Geralmente, os térmitas são tratados apenas como insetos praga, sem nenhuma importância positiva para os seres humanos ou para o meio ambiente. Na realidade, menos de 10% das espécies são pragas urbana e agrícola e o restante desempenha um papel ecológico relevante na decomposição da matéria orgânica de origem vegetal e na formação dos solos, principalmente em ecossistemas tropicais. A importância ecológica dos térmitas nos ecossistemas está relacionada aos seus hábitos alimentares e de nidificação. Esses insetos exercem grande influência nos processos de decomposição e ciclagem de nutrientes e na estrutura física e composição química dos solos. Em ecossistemas tropicais, os térmitas podem consumir mais de 50% da produção de detritos orgânicos de origem vegetal (Bignell & Eggleton, 2000).

De modo geral, os indivíduos adultos da colônia são divididos em castas férteis (rei e rainha) e estéreis (soldados e operários). O rei e a rainha vivem juntos e são responsáveis pela reprodução. A rainha pode produzir milhares de ovos ao longo de sua vida e, dependendo da espécie, possui um abdômen bastante dilatado, sendo este fenômeno conhecido como fisogastria (6.6.5.1, as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*)). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

O rei é menor que a rainha e geralmente vive ao seu lado no interior de uma câmara real. Os soldados são responsáveis pela defesa da colônia e possuem várias estratégias para afugentar os inimigos, desde mandíbulas poderosas até estruturas pontiagudas na parte frontal da cabeça, chamadas de "naso", que esguicham substâncias químicas (6.6.5.2). Os operários são os mais numerosos na colônia e são responsáveis pela construção, reparo e limpeza dos ninhos, cuidados com os ovos e jovens, forrageamento e até pela defesa da colônia. Eles também são incumbidos de alimentar as outras castas.

6.6.5.**1.** Rainha fisogástrica de **Nasutitermes ephratae*, com abdômen bastante dilatado em relação ao restante do corpo (cabeça e tórax, à esquerda).

Os térmitas são organismos crípticos (difíceis de serem notados na natureza), mas a sua presença geralmente é percebida pela construção de ninhos conspícuos (visíveis na paisagem) por algumas poucas espécies (6.6.5.3, 6.6.5.4 e 6.6.5.5). A maioria das espécies não constrói esses ninhos e está presente em uma grande variedade de locais numa floresta, como dentro de troncos de árvores, no perfil do solo, sob cascas de árvores e pedras, nas copas das árvores e no folhiço sobre o solo.

6.6.5.**2.** Soldados e operários de *Syntermes molestus* saindo para o forrageamento (saindo para coleta de alimento) no período noturno.

6.6.5.**3.** Ninho arborícola de *Silvestritermes holmgreni.*

6.6.5.**4.** Ninho de **Nasutitermes gaigei* encontrado no interior de tronco em decomposição.

6.6.5.**5.** Ninho de *Labiotermes labralis* construído na base de uma árvore. Esses ninhos também podem ser construídos sobre pedaços de árvores mortas.

Os maiores valores de riqueza de espécies (número de espécies de uma localidade) e biomassa (peso vivo dos indivíduos) de térmitas estão presentes nas florestas tropicais e subtropicais, verificando-se um declínio nestes parâmetros com o aumento da distância da Linha do Equador. Numa floresta, a riqueza de espécies de térmitas pode ser influenciada por vários fatores ambientais, como chuva, temperatura, disponibilidade de recursos e tipo de solo.

Existem mais de 2.900 espécies vivas de térmitas descritas para todo o mundo (Krishna et al., 2013). Dessas, foram assinaladas 562 espécies para a região Neotropical, distribuídas em 92 gêneros (Constantino, 2014). A fauna de térmitas do Brasil é uma das mais diversas do mundo, com cerca de 300 espécies registradas (Constantino & Acioli, 2008). No entanto, acredita-se que este número esteja subestimado, devido à elevada taxa de captura de espécies não descritas. Na Mata Atlântica, por exemplo, estima-se que mais de 30% das espécies sejam novas para a ciência.

TÉRMITAS (ISOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

Na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) foram observadas 38 espécies de térmitas, distribuídas em 28 gêneros e três famílias (Kalotermitidae, Rhinotermitidae e Termitidae, a nomenclatura segue a *International Commission on Zoological Nomenclature* (http://iczn.org)). A maioria das espécies foi da subfamília Apicotermitinae, mas em número de encontros Nasutitermitinae foi a dominante. O gênero *Nasutitermes* apresentou maior número de espécies, mas *Anoplotermes* teve suas espécies mais frequentemente encontradas. Quanto ao grupo alimentar, os consumidores de húmus foram dominantes em riqueza de espécies e abundância. A abundância e a biomassa de térmitas em troncos, ninhos, solo e folhiço foram 5662,54 indivíduos/m² e 11,30 g (peso vivo)/m², respectivamente. A maior quantidade de indivíduos estava no interior do solo até 30 cm de profundidade e a densidade de ninhos conspícuos variou de 9-58 ninhos/ha, com média de 24 ninhos/ha (Vasconcellos, 2010).

Na composição de suas espécies, há várias que só foram registradas anteriormente em brejo de altitude (florestas serranas localizadas no nordeste brasileiro), com mais de 450 m de altitude. As cotas de altitude da Reserva variaram de 450 m a 883 m e isso pode representar um fator de influência sobre a diversidade de espécies e sobre a composição dos grupos alimentares (Bandeira et al., 2003).

FAMÍLIA KALOTERMITIDAE

Compreendem os térmitas conhecidos como "cupins de madeira seca". Constroem seus ninhos no interior da madeira ou na mobília (quando habitam o ambiente urbano), sem conexão com o solo. Geralmente, a abundância de indivíduos por colônia é baixa, e não são encontrados muitos indivíduos dentro de uma peça de madeira. Em florestas tropicais, geralmente estão mais associados ao madeiramento do dossel (copa das árvores) e, por isso, são difíceis de serem encontrados. No meio urbano, a sua presença é percebida quando eles começam a expelir pelotas fecais (grãos parecidos com areia) dos móveis atacados. Na Reserva foram encontradas duas espécies dessa família: *Glyptotermes* sp. e *Rugitermes* sp.

FAMÍLIA RHINOTERMITIDAE

As espécies desta família são conhecidas como térmitas subterrâneos e geralmente constroem seus ninhos abaixo da superfície do solo.

O comportamento de construírem seus ninhos abaixo da superfície do solo os protegem dos efeitos da desidratação, assim como de inimigos naturais, principalmente formigas. Numa floresta podem ser encontrados principalmente no interior de troncos úmidos em decomposição. Na Reserva foram encontradas duas espécies: *Heterotermes longiceps* (6.6.5.6) e *Rhinotermes hispidus*.

6.6.5.**6.** Soldados e operários de **Heterotermes longiceps*. Notar que os soldados são mais esclerotizados e possuem mandíbulas mais desenvolvidas.

FAMÍLIA TERMITIDAE

É considerada a família de térmitas mais derivada e diversificada, representando mais de 80 % das espécies de térmitas descritas mundialmente. Seus representantes podem possuir uma grande variedade de formatos, estratégias de nidificação, hábitos alimentares e tipos de defesa contra predadores. Na Reserva de Pedra Talhada, a família representou quase 90 % da riqueza de espécies observadas e aproximadamente 93 % do número de encontros total da área. Quatro subfamílias de Termitidae foram encontradas: Apicotermitinae, Nasutitermitinae, Syntermitinae e Termitinae.

Subfamília Apicotermitinae

Inclui as espécies de térmitas que perderam secundariamente a casta de soldados na Região Neotropical. A maioria das espécies é consumidora de húmus e vive no interior do solo. Na Reserva de foram registradas 13 espécies desta família, divididas em pelo menos quatro gêneros. A única espécie identificada foi *Anoplotermes banksi* (6.6.5.7), uma

espécie que constrói pequenos ninhos arborícolas, geralmente na base das árvores.

6.6.5.**7.** Ninho arborícola de *Anoplotermes banksi* preso à base de uma árvore.

Subfamília Nasutitermitinae

É representada por espécies com soldados com mandíbulas vestigiais e tubo frontal bem desenvolvido, formando o "naso". A maioria das espécies é consumidora de madeira e algumas constroem ninhos arborícolas bem característicos. Foram encontradas na Reserva oito espécies dessa subfamília: *Diversitermes diversimilis, Nasutitermes corniger, N. ephratae, N. gaigei, N. jaraguae, N. rotundatus, Subulitermes microsoma* e *Velocitermes velox*. O gênero *Nasutitermes* foi o mais representativo em número de espécies. As espécies construtoras de ninhos conspícuos na área foram: *Nasutitermes corniger* (6.6.5.8) e *N. ephratae*.

6.6.5.**8.** Soldados de *Nasutitermes corniger* voltando para a galeria construída pelos operários.

Subfamília Syntermitinae

Esta subfamília é caracterizada por soldados que possuem concomitantemente mandíbulas bem desenvolvidas e tubo frontal. Foram encontradas cinco espécies na área: *Embiratermes neotenicus, E. parvirostris, Labiotermes labralis, Silvestritermes holmgreni, Syntermes molestus* e *S. nanus*. Foram encontrados ninhos conspícuos das espécies *E. neotenicus, L. labralis* (6.6.5.9) e *S. holmgreni*.

6.6.5.**9.** Operários e um soldado de *Labiotermes labralis* caminhando no interior do ninho.

Subfamília Termitinae

É representada por espécies com soldados com mandíbulas fortemente esclerotizadas e bem desenvolvidas. Foram encontradas sete espécies na Reserva: *Amitermes amifer* (6.6.5.10), *Cavitermes tuberosus, Dihoplotermes inusitatus, Microcerotermes strunckii, Neocapritermes guyanae, Neocapritermes* cf. *talpa* e *Termes medioculatus*. Dentre elas, a espécie construtora de ninhos conspícuos na área foi *M. strunckii*.

6.6.5.**10.** Operários e soldados de *Amitermes amifer* sobre um galho de madeira em decomposição.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A fauna de térmitas da Reserva Biológica de Pedra Talhada é uma das mais elevadas do Brasil, evidenciando a sua importância para a conservação da biodiversidade da Mata Atlântica Brasileira, sobretudo para o setor ao Norte do Rio São Francisco, a mais ameaçada do Bioma.

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza, guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas Laurent Godé, Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Kevin Clark, Anita Studer e Thomas Tscharner. Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. Agradecemos ao CNPq pela bolsa de produtividade em pesquisa ao primeiro autor e pelas licenças de pesquisa. A Anita Studer e Associação Nordesta pela hospedagem e apoio durante as coletas de campo na Reserva de Pedra Talhada.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Alexandre Vasconcellos, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
avasconcellos@dse.ufpb.br

Matilde Vasconcelos Ernesto, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
matildeernesto@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Bandeira, A. G., A. Vasconcellos, M. P. Silva & R. Constantino. 2003. Effects of habitat disturbance on the termite fauna in a highland humid forest in the caatinga domain, Brazil. *Sociobiology* 42(1): 117-127.

Bignell, D. E. & P. Eggleton. 2000. Termites in ecosystems. *In:* Abe, T., M. Higashi & D. E. Bignell, (Orgs.) *Termites: Evolution, Sociality, Symbiosis, Ecology*. 363-387. Kluwer Academic Publications, Dordrecht.

Constantino, R. 2014. Online termite database: Statistics. Disponível em: <http://164.41.140.9/catal/>. Acesso em: 27/03/2014.

Constantino, R. & A. S. N. Acioli 2008. Diversidade de cupins (Insecta: Isoptera) no Brasil. *In:* Moreira, F. A., J. O. Siqueira & L. Brussaard (Orgs.) *Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros*. 277-297. Editora UFLA, Lavras.

Krishna, K., D. A. Grimaldi, V. Krishna & M. S. Engel. 2013. Treatise on the Isoptera of the world. *The Bulletin of the American Museum of Natural History* 377: 1-2704.

Vasconcellos, A. 2010. Biomass and abundance of termites in three remnant areas of Atlantic Forest in northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 54(3): 455-461.

Wilson, E. O. 1971. *The insect societies*. University Press Havard, Cambrige and Massachusetts.

6.6.6

GAFANHOTOS, GRILOS E ESPERANÇAS (ORTHOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

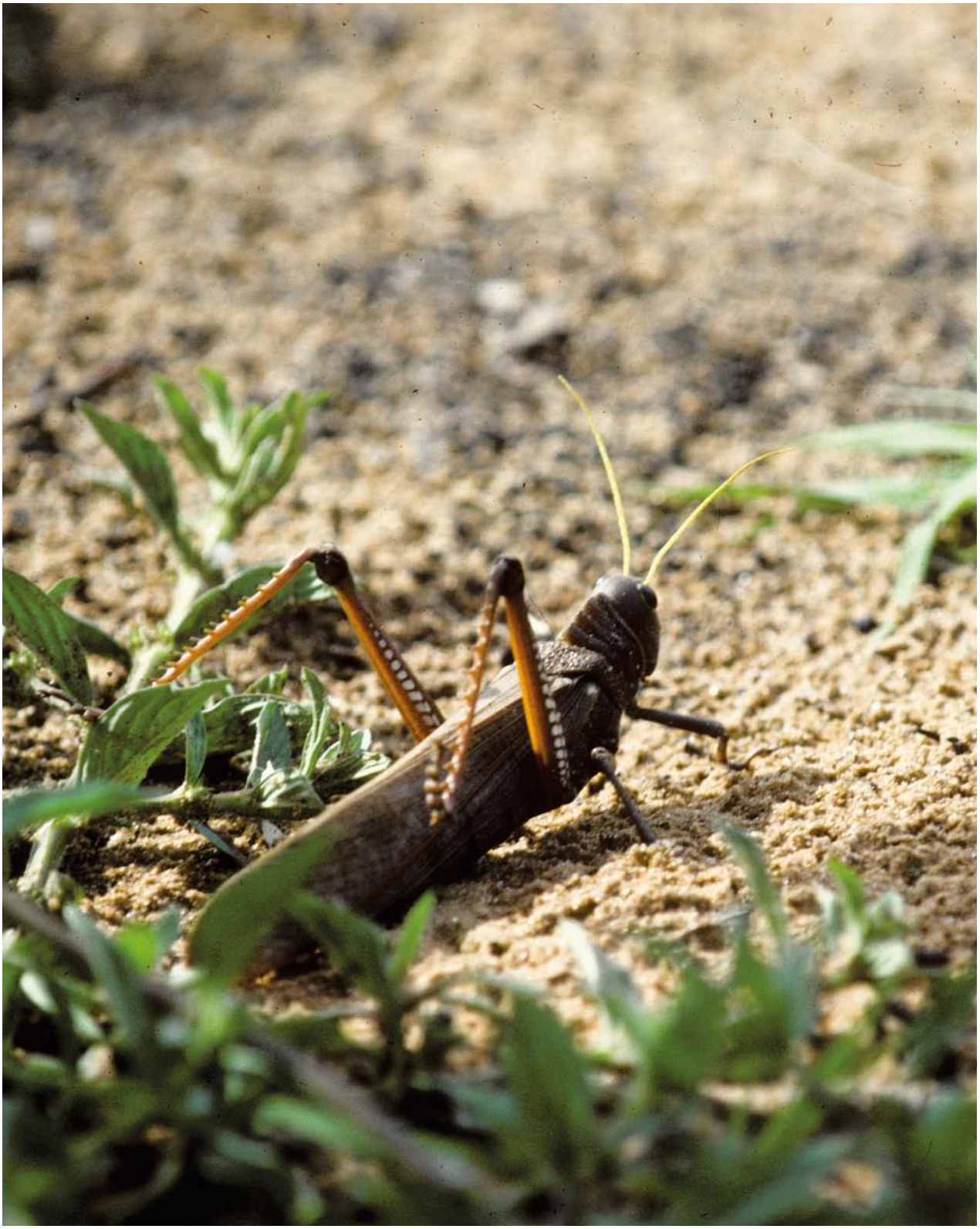
LAURENT GODÉ

EDISON ZEFA

MARIA KÁTIA MATIOTTI DA COSTA

JULIANA CHAMORRO-RENGIFO

Godé, L., E. Zefa, M. K. M. Costa & J. Chamorro-Rengifo. 2015. Gafanhotos , Grilos e Esperanças (Orthoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 251-265.



Tropidacris collaris.

Os insetos da Ordem Orthoptera incluem espécies de aparelho bucal mastigador, metamorfose incompleta e fêmures posteriores dilatados e adaptados para o salto. A ordem contém duas subordens, Ensifera e Caelifera. A primeira agrupa os grilos, as esperanças e as paquinhas, com antenas longas, tímpanos localizados na tíbia do primeiro par de pernas, aparelho estridulador nas asas anteriores e ovipositor espadiforme. A outra subordem inclui os gafanhotos, com antenas curtas, tímpanos localizados no primeiro segmento abdominal, aparelho estridulador combinando estruturas presentes nas asas anteriores, ou asa/fêmur e ovipositor curto (Snodgrass, 1935, Costa-Lima, 1938).

A ordem Orthoptera reúne aproximadamente 26.000 espécies conhecidas, das quais cerca de 2.000 ocorrem no território brasileiro, incluindo os grilos, as esperanças, as paquinhas e os gafanhotos (Eades et al., 2014). O número de espécies conhecidas deve ser ainda maior, considerando a grande variedade de biomas, porém são poucos os taxonomistas dedicados a estudar esse grupo.

Os ortópteros são abundantes nas regiões tropicais e subtropicais, mas ocorrem, ainda que em quantidades menores, em habitats frios de grandes altitudes, ou de latitudes altas, sendo inexistentes nas regiões polares. São bem conhecidos pela capacidade de saltar quando incomodados, e em algumas espécies, por emitir sinais acústicos, principalmente durante o período noturno. Suas espécies variam em tamanho, desde pouco menos de 5 mm em tridactilídeos e mirmecofilídeos, até mais de 120 mm de comprimento do corpo em gafanhotos dos gêneros *Tropidacris* e *Titanacris* (a nomenclatura de todo o capítulo segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, http://iczn.org), que ocorrem na vegetação de cerrados e florestas do Brasil.

A maioria dos gafanhotos e esperanças é fitófaga, mas algumas espécies são predadoras de outros pequenos invertebrados, como acontece com representantes da subfamília Listroscelidinae e Meconematinae (Tettigoniidae). Os grilos por sua vez são onívoros, incluindo em sua dieta matéria orgânica de origem animal e vegetal, fungos, fezes de morcego acumuladas nas cavernas, como é o caso de várias espécies de falangopsíneos e estenopelmatóideos.

Os ortópteros são solitários, mas algumas espécies podem ser rotineiramente ou ocasionalmente gregárias. Exemplo de gregarismo rotineiro são as espécies de gafanhotos romaleídeos do gênero *Chromacris* (6.6.6.1, todas as fotos do capítulo são provenientes de indivíduos encontrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva)) que usualmente alimentam-se de folhas de solanáceas. Durante as fases de ninfa, a prole originada de uma ooteca, permanece junta e só se dispersa quando chega ao estágio adulto (6.6.6.2). O gregarismo ocasional ocorre em espécies como *Schistocerca cancellata* (6.6.6.3) com comportamento solitário durante vários anos. Em determinadas ocasiões, geralmente após uma sucessão de anos secos, juntam-se em grandes bandos e migram para o sul e leste das regiões onde normalmente vivem, como o Chaco argentino, paraguaio e boliviano, para invadir regiões do sul do Brasil, Uruguai e Argentina. O comportamento subsocial ocorre em espécies de grilos do gênero *Anurogryllus*, as fêmeas escavam tocas de 15-20 cm de profundidade, acumulam alimentos em forma de folhas cortadas e realizam a oviposição, cuidando dos ovos e da prole, e morrendo antes que os filhotes se dispersem.

6.6.6.**1.** Fêmea adulta de *Chromacris speciosa.*

A maioria das espécies de ortópteros, incluindo grilos, paquinhas, gafanhotos e esperanças produz sons que atraem as fêmeas para o acasalamento, e dependendo da espécie, afastam os machos rivais. As estruturas que produzem os sinais acústicos são muito diversificadas na sua forma e localização dentre as diferentes famílias. Nos grilos e esperanças apresentam-se como fileiras de pequenos dentes denominados de "pars stridens", dispostos transversalmente na face interna da asa anterior (tégmina), e são raspados por uma palheta presente na margem interna da tégmina oposta. Nos grilos, a fileira de dentes está na tegmina direita, e a palheta na esquerda; nas esperanças, as estruturas estão invertidas. Cada dente, ao ser raspado emite uma onda sonora,

6.6.6.**2.** *Chromacris speciosa* (brasileirinho), quatro ninfas de coloração preta e vermelha com três adultos com o corpo verde e amarelo nas laterais.

6.6.6.**3.** *Schistocerca cancellata.*

e o conjunto de ondas forma um pulso sonoro. Os dentes são raspados e os pulsos produzidos durante o movimento de fechamento das tégminas. O repertório acústico é variado, incluindo o som de chamado para o acasalamento, o som de corte, cópula, pós cópula e agressividade. A frequência do som produzido pelos grilos varia de 1.500 a 10.000 Hz. As esperanças, além de produzir sons por nós audíveis, também são capazes de produzir ultrassons que podem atingir 100.000 Hz. Os sons de chamado produzidos por diferentes espécies se distinguem entre si por seus diferentes níveis de frequência e por diferentes ritmos de emissão dos pulsos sonoros.

Na família Acrididae, os machos estridulam durante o dia atritando a superfície interna do fêmur posterior, onde se localiza o pente estridulatório contra a margem inferior da asa anterior. O som de chamado na família Romaleidae é produzido por um simples movimento de abertura de ambas as asas, esfregando as veias da asa posterior contra uma forte veia no lado inferior da tégmina (Dirsh, 1961).

Os gafanhotos são comuns, possuem grande importância econômica, e algumas espécies são consideradas graminívoras e frequentemente encontradas em pastagens naturais e cultivadas (C.O.P. R., 1982) causando danos graves. São considerados desfolhadores naturais que fazem parte da reciclagem de nutrientes no solo e, por consequência, são

elementos indispensáveis nas cadeias tróficas de uma comunidade (Amedegnato & Descamps, 1978). Adicionalmente, ocupam ainda, outros nichos, atuando como comedores de matéria orgânica vegetal em decomposição, como por exemplo, musgos (Amedegnato, 1977). Além disso, também destacam-se por compor a dieta alimentar de muitos vertebrados, tais como aves, anfíbios e mamíferos. As espécies predadoras são inimigas naturais, principalmente de outros insetos, e contribuem para o equilíbrio/controle natural de populações de insetos de importância econômica (Nunes, 1996).

O comportamento da maioria dos ortópteros não é agressivo, e sempre que possível tratam de escapar com saltos ou voos mais ou menos longos. Algumas espécies de tetigonídeos como aquelas da subfamília Pseudophyllinae, tribo Pterochrozini, mostram comportamentos de alerta levantando as asas que são muito coloridas e com desenhos que imitam um par de olhos. Tais espécies são, no entanto, completamente inofensivas. Em faneropterídeos do gênero *Scaphura*, os adultos mimetizam tanto a forma como o comportamento de mais de um gênero de vespas, visitam as flores durante o dia, movimentando rapidamente as antenas, que no primeiro centímetro do seu comprimento são escuras e grossas, mas cujo flagelo é fino, claro e inconspícuo. Essas mesmas espécies imitam formigas durante o seu estado de ninfa. Estas espécies não foram ainda observadas na Reserva, mas são muito comuns na Mata Atlântica do Nordeste ao sul do Brasil.

Os gafanhotos, grilos e esperanças se reproduzem sexuadamente, as fêmeas dos gafanhotos apresentam ovipositor curto e enterram o abdômen no solo para depositar seus ovos (6.6.6.4). Os grilos e esperanças possuem ovipositor espadiforme, que possibilita a postura dos ovos tanto no solo como em hastes vegetais. Os ovos são em geral cilíndricos às vezes ligeiramente curvos e, em algumas espécies de faneropterídeos, fortemente achatados para facilitar a sua oviposição, sendo introduzidos no interior de folhas vegetais pela sua borda. Os ortópteros são paurometábolos (metamorfose incompleta) e as ninfas recém emergidas tem o aspecto geral semelhante ao do adulto, porém sem asas, com o aparelho reprodutor rudimentarmente desenvolvido, e com menor quantidade de artículos antenais. A cutícula externa do ovo é rompida pela pressão de uma ampola cervical e pela ação cortante de uma fileira de dentes presentes na frente da cabeça; após uma série de mudas, em que o tamanho da ninfa é incrementado, surgem os rudimentos de asas, as quais somente se tornarão completas quando o indivíduo chegar à fase adulta.

Os principais predadores dos ortópteros são as aves e pequenos mamíferos, bem como aranhas e insetos himenópteros. Uma série de parasitas externos, como fungos e ácaros, e internos, como nematódeos, nematomórfos e larvas de moscas da família Tachynidae contribuem para manter as populações de ortópteros sob controle.

A Reserva abriga grande diversidade de ortópteros, porém, os estudos taxonômicos necessários para nomear e conhecer essas espécies estão ainda muito atrasados. Atualmente, 30 espécies foram encontradas, sendo distribuídas de forma equilibrada entre gafanhotos, esperanças e grilos em 10 famílias ou subfamílias. Certamente o número de espécies será muito maior quando novos estudos forem realizados.

6.6.6.**4.** Romaleidae em oviposição.

CARACTERÍSTICAS GERAIS DOS PRINCIPAIS ORTÓPTEROS ENCONTRADOS NA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

Superfamília Stenopelmatoidea

Família Anostostomatidae

A família Anostostomatidae foi dividida em sete subfamílias, entre as quais somente Lutosinae tem gêneros representados no Brasil: *Lutosa* com quatro espécies (6.6.6.5), *Neolutosa* com uma espécie e *Apotetamenus* com três. Espécies da subfamília Lutosinae são facilmente identificáveis pelo seu contorno dorsal curvado em vista lateral, bem como pelo tegumento brilhante e pela ausência de asas nos dois sexos; a maioria das espécies tem hábitos noturnos, sendo facilmente encontradas em dias chuvosos ou ambientes úmidos; podem ser predadoras de outros insetos e possuem mandíbulas capazes de perfurar a pele humana; durante o dia permanecem escondidas embaixo de troncos ou pedras, na serrapilheira, ou em tocas cavadas por elas mesmas.

6.6.6.**5.** Fêmea adulta de *Lutosa* sp. com ovipositor marrom escuro e curvado para cima.

Família Tettigoniidae

A maioria das espécies desta família é de cor verde (6.6.6.6), o que justifica o nome popular de esperanças; porém, a diversidade de *habitus* e cores é muito mais ampla. A família é a maior dentro dos Ensifera, com aproximadamente 6.000 espécies conhecidas no mundo. Na Reserva foram observadas espécies das subfamílias Phaneropterinae, Pseudophyllinae e Listroscelidinae. No entanto, com certeza devem existir também espécies de Conocephalinae e Meconematinae.

6.6.6.**6.** *Parableta* sp.

Subfamília Phaneropterinae

Com cerca de 2.000 espécies, Phaneropterinae é a maior família de tetigonídeos; quase inteiramente fitófagas (6.6.6.7), estão presentes nas florestas das regiões tropicais e subtropicais, ainda que muitas

6.6.6.**7.** *Steirodon stalii.*

ocorram em vegetação de cerrado e em regiões semi-áridas; boa parte das espécies mimetiza galhos, liquens (6.6.6.8) ou folhas (6.6.6.9); a oviposição é feita no interior de talos jovens, e em algumas espécies no interior das folhas, penetrando o ovipositor pela borda das mesmas.

6.6.6.**8.** Phaneropteridae, *Lichenomorphus* sp.

6.6.6.**9.** *Pycnopalpa* sp.

Subfamília Pseudophyllinae

É a segunda família em número de espécies descritas, são de tamanho moderado até muito grande e vivem em florestas tropicais; são fitófagas, mas algumas podem ser predadoras. Ainda que muito pouco seja conhecido sobre a biologia desses insetos, a maioria mimetiza folhas, e às vezes apresentam desenhos que imitam manchas semelhantes a fungos ou liquens (6.6.6.9); os cantos de chamado de muitas das espécies são audíveis durante a noite.

Subfamília Listroscelidinae

Pouco mais de 100 espécies de Listrocelidíneos foram descritas no mundo, nove gêneros são conhecidos em território brasileiro, com um total de 22 espécies; algumas são pequenas e delicadas, porém outras são maiores e apresentam aspecto imponente devido a cabeça muito grande comparada com o tamanho do corpo, e as mandíbulas enormes. Possuem de 5 a 7 espinhos grandes e curvos em cada margem ventral das tíbias anteriores, os fêmures anteriores também estão armados com fortes espinhos que são utilizados para capturar as presas. A força das mandíbulas é enorme, podendo perfurar a pele quando coletados com as mãos. Na Reserva habita uma espécie que possivelmente deva ser descrita e classificada num gênero novo (6.6.6.10).

6.6.6.**10.** Tettigoniidae, Listroscelidinae, Indet. 1 (gen. nov.).

Superfamília Grylloidea

Aproximadamente 5.000 espécies de Grylloidea foram descritas no mundo e são conhecidas como grilos e paquinhas; apresentam tamanho bastante variado, desde 1,5 mm em alguns mirmecofilídeos até 60 mm em espécies do gênero *Brachytrupes*. As antenas são geralmente finas e delicadas e mais compridas que o corpo, exceto em Gryllotalpidae, que possuem as antenas curtas; os tarsos apresentam três tarsômeros e a tíbia anterior possui órgãos timpânicos; as tégminas estão dispostas horizontalmente sobre o dorso do corpo, e dobradas lateralmente cobrindo parte do tórax e do abdômen; o órgão estridulador ou "pars stridens" consiste em uma fileira de dentes presentes na tégmina direita e uma palheta na margem interna da tégmina

esquerda; as fêmeas carecem de órgão estridulador; a grande maioria das espécies vive em regiões tropicais e subtropicais e ocupam diferentes ambientes, desde desertos, regiões de cerrado, savanas até terrenos úmidos e florestas. No solo podem viver em galerias por eles construídas, ou protegidas sobre pedras, troncos e cortiças das árvores; são tipicamente onívoros, mas cada espécie tem suas preferências na alimentação.

Família Gryllidae
Subfamília Trigonidiinae

São grilos pequenos, de aproximadamente 1 cm de comprimento e que contrariamente a grande maioria dos grilos, desenvolvem intensa atividade diurna, estridulando e se movimentando ativamente na vegetação, e com algumas de suas espécies apresentando cores vivas; boa parte das espécies brasileiras pertence ao gênero *Anaxipha*, de distribuição mundial, e que abrange aproximadamente 25 % das espécies conhecidas. Cerca de dez espécies desse gênero foram descritas para o território brasileiro, embora o número total de espécies deva ser muito superior. Seis gêneros foram citados para o Brasil, abrangendo um total de 20 espécies. No estado atual do conhecimento está representada na Reserva por uma espécie (6.6.6.11).

6.6.6.**11.** Gryllidae, Trigonidiinae.

Subfamília Gryllinae

Cerca de 100 gêneros e 1.200 espécies de Gryllinae são conhecidas no mundo; apresentam tamanhos variáveis e coloração de preto a marrom; habitam preferencialmente o solo em locais abertos, como campos e pastagens, mas também podem ocorrer em florestas; são muito comuns em ambientes urbanos sendo representados nesses locais pelos gêneros *Gryllus* (6.6.6.12) e *Anurogryllus*, bem conhecidos pelo canto estridente, o primeiro em forma de chirp e o outro emitindo um trill contínuo; os machos de *Anurogryllus* estridulam na entrada da toca que cavam no solo e desenvolvem diferentes táticas para não serem localizados através do som por espécies de moscas da família Tachinidae, que os parasitam depositando uma larva no seu abdômen; algumas espécies formam uma pequena depressão na entrada da toca para que o som seja propagado para cima, uma vez que as fêmeas os localizam voando, outros giram o corpo constantemente enquanto cantam para desorientar o possível inimigo. Por esta razão é uma tarefa árdua para o entomólogo a localização dos espécimes pelo som, salvo que se usem microfones direcionais.

6.6.6.**12.** Gryllinae, fêmea adulta de *Gryllus* sp.

Subfamília Phalangopsinae

Phalangopsinae está representada no Brasil por cerca de 60 espécies descritas; algumas são popularmente conhecidas como grilos-aranha ou grilos-de-caverna, embora nem todos apresentem essas características. A grande maioria de suas espécies tem atividade noturna, permanecendo durante o dia escondidas sobre a cortiça ou em buracos nos troncos, ou em meio à serrapilheira (6.6.6.13). As florestas são muito ricas em falangopsídeos, mas algumas espécies podem ser coletadas em campos, cerrados ou mesmo em ambientes antropizados.

6.6.6.**13.** Gryllidae, Phalangopsinae.

Subfamília Eneopteridae

As espécies pertencentes aos gêneros *Tafalisca, Amblyrhethus, Ligypterus, Eneoptera, Diatrypa, Picinguaba* e *Neometrypus* são facilmente encontrados em todos os estratos da vegetação nas florestas brasileiras; a espécie mais abundante tanto em florestas como em regiões de cerrado e ambientes antropizados é a *Eneoptera surinamensis* (6.6.6.14, 6.6.6.15), sendo uma das primeiras espécies a colonizar áreas desmatadas em regeneração, e muito frequente nas bordas florestais.

6.6.6.**14.** Fêmea ninfa de *Eneoptera surinamensis.*

6.6.6.**15.** Fêmea adulta de *Eneoptera surinamensis.*

Família Gryllotalpidae

Gryllotalpidae são grilos adaptados a hábitos fossoriais, conhecidos popularmente como paquinhas; as pernas estão modificadas para cavar, principalmente o par anterior que possui coxas muito grandes; o trocânter e o fêmur possuem apófises ventrais em forma de lâminas e os espinhos tibiais e tarsais estão modificados de modo a formar processos laminares aptos a cavar galerias no solo (6.6.6.16); passam a maior parte da vida em túneis superficiais, em solos arenosos e úmidos na beira de rios e lagoas, saindo durante a noite para acasalar e se movimentar voando até distâncias razoáveis; alimentam-se de material orgânico, raízes e pequenos animais que encontram durante a escavação dos túneis.

6.6.6.**16.** Gryllotalpidae, *Scapteriscus* sp. (paquinha).

Subordem Caelifera

A subordem Caelifera é representada pelos gafanhotos, que geralmente são de hábitos diurnos, mas muitas atividades como alimentação, acasalamento e muda são realizadas à noite. Preferem ambientes abertos, embora muitas espécies ocorram em florestas.

Superfamília Eumastacoidea
Família Eumastacidae

Os eumastacídeos são facilmente reconhecidos, pois quando em repouso, as pernas posteriores ficam com as articulações fêmuro-tibiais em posição aberta, característica comum a todas as espécies (6.6.6.17). Pouco se conhece sobre a biologia desses insetos, mas no caso de *Daguerreacris tandiliae* (espécie não observada na Reserva até agora), exemplares foram observados alimentando-se de folhas de samambaia (Mesa, 1984), talvez uma condição primitiva dentre as espécies da subordem Caelifera.

6.6.6.**17.** Eumastacidae.

Superfamília Proscopiodea
Família Proscopiidae

Os proscopídeos, bichos-pau ou taquarinhas apresentam o corpo muito alongado, podendo atingir em algumas espécies mais de 15 cm de comprimento; mimetizam gravetos secos, possuindo a cabeça alongada e pontuda; as antenas são curtas e os olhos proeminentes (6.6.6.18); seu grau de mimetismo dificulta em demasia sua localização; geralmente são diurnos e se deslocam lentamente para evitar que sejam percebidos, se isso ocorrer, podem saltar para fugir com relativa eficiência.

6.6.6.**18.** Proscopiidae, (bicho-pau ou taquarinha).

Superfamília Pyrgomorphoidea
Família Pyrgomorphidae

Somente quatro gêneros de Pyrgomorphidae (6.6.6.19) são conhecidos na região Neotropical, *Algete, Minorissa* e *Omura*, estão presentes no território brasileiro; são de tamanho moderado, corpo fusiforme e comprimido dorsoventralmente, com cabeça em forma de cone e antenas achatadas na base. As espécies brasileiras têm sido coletadas em regiões semi-áridas do Nordeste, em cerrados de Goiás, Minas Gerais e Mato Grosso, e no caso da espécie *Omura congrua*, em regiões de floresta amazônica e Mata Atlântica em vegetação baixa e aberta, perto do solo.

6.6.6.**19.** Pyrgomorphidae.

6.6.6.**21.** *Tropidacris collaris.*

Superfamília Acridoidea

É a maior superfamília de Orthoptera, com o registro mundial de 10.000 espécies com aproximadamente 1.713 gêneros válidos (Eades et al., 2015). Acridoidea constitui uma superfamília da subordem Caelifera e difere dos restantes celíferos por possuírem um órgão auditivo, o órgão timpanal, localizado no primeiro segmento abdominal. Dentro desta superfamília destacam-se as famílias Romaleidae e Acrididae como as principais.

Família Romaleidae

Representa a mais diversificada família de acridóideos endêmicos neotropicais, e conta entre seus integrantes com as espécies de maior tamanho, possuindo um colorido chamativo e brilhante nas asas posteriores. Dois gafanhotos romaleídeos gigantes foram identificados: *Tropidacris cristata grandis* (6.6.6.20) e *Tropidacris collaris* (6.6.6.21). Esses temíveis agentes de desfolhação da floresta medem em média 15 cm de comprimento e apresentam magníficas asas multicoloridas de verde, roxo e vermelho (6.6.6.22). A ninfa do *Tropidacris* é diferente do adulto, apresentando coloração alaranjada e preta, durante toda a fase de crescimento, elas se mantêm juntas formando grandes agregados (6.6.6.23). Quando perturbadas, se espalham rapidamente, confundindo os predadores. Esta família é dividida em duas subfamílias: Romaleinae (6.6.6.24) e Bactrophorinae. Dentro da subfamília Romaleidae espécies do gênero *Xyleus*, mais especificamente a espécie *Xyleus discoideus* apresenta as veias das asas posteriores mais desenvolvidas para a estridulação. A presença do espinho apical na face externa das tíbias posteriores constitui-se na principal característica, diferenciando-os dos gafanhotos da família Acrididae (Gallo et al., 1988).

6.6.6.**20.** *Tropidacris cristata grandis* adulto.

6.6.6.**22.** *Tropidacris cristata grandis*, destacando as asas posteriores.

6.6.6.**23.** Agregado de ninfas de *Tropidacris collaris.*

6.6.6.**24.** *Abila bolivari.*

Família Acrididae

Representa a mais numerosa e amplamente distribuída família de Acridoidea (Eades et al., 2015), sendo conhecidas aproximadamente 6.584 espécies válidas, e mais de 1.405 gêneros de acridídeos. Mais de 500 espécies ocorrem no Brasil, e a diversidade de formas, cores e tamanhos é muito grande, assim como a dos habitats, que são tão variáveis que podem corresponder desde lugares secos de caatinga até banhados.

Os membros da família Acrididae distinguem-se morfologicamente da família Romaleidae pela ausência do espinho apical nas tíbias posteriores (Gallo et al., 1988), sendo dividida em 10 subfamílias neotropicais: Melanoplinae, Proctolabinae, Copiocerinae, Leptysminae, Rhytidochrotinae, Ommatolampidinae (6.6.6.25), Cyrtacanthacridinae (6.6.6.3), Acridinae, Oedipodinae e Gomphocerinae (Amedegnato, 1974).

6.6.6.**25.** *Abracris flavolineata.*

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). A Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Felino Pedro Celestino, Christian Willig e Thomas Tscharner pelas contribuições fotográficas que representam um complemento valioso ao dos autores. A Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. Agradecemos também pela ajuda nas identificações das espécies desse capítulo a MCT/CNPq/MMA/MEC/CAPES/FNDCT Nº 47/2010 - Sistema Nacional de Pesquisa em Biodiversidade - SISBIOTA Brasil, FAPEMIG, Proc. 563360/2010-0 e processo 556871/2009-0, edital MCT/CNPq/FNDCT Nº 19/2009 - projeto PROSET. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens. A todos os nossos amigos e colaboradores pelas contribuições diretas e indiretas.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Edison Zefa, Departamento de Ecologia, Zoologia e Genética, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Campus Universitário Capão do Leão s/n, Pelotas, Brasil
edzefa@gmail.com

Maria Kátia Matiotti da Costa, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul - Faculdade de Biociências - Departamento de Biodiversidade e Ecologia - Laboratório de Entomologia, Av. Ipiranga, 6681 - Partenon -Porto Alegre/RS, CEP 90619-900, Porto Alegre, RS, Brasil
katiamatiotti@yahoo.com.br

Juliana Chamorro-Rengifo, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde 79070-900. Campo Grande, MS, Brasil
julianachamorro@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alexander, R. D. 1961. Aggressiveness, territoriality and sexual behavior in field crickets (Orthoptera: Gryllidae). *Behaviour*: 130-223.

Alexander, R. D. 1960. Animal sounds and communication. *In:* Sound communication in Orthoptera and Cicadidae. *Animal sounds and communication* 7: 38-92.

Alexander, R. D. 1962a. Evolutionary change in cricket acoustical communication. *Evolution* 16(4): 443-467.

Alexander, R. D. 1957a. Sound production in associated behavior in insects. *Ohio Journal of Science* 57(2): 101-113.

Amedegnato, C. 1974. Les genres d'acridiens néotropicaux, leur classification par familles, sous-familles et tribus. *Acrida* 3 (3): 193-204.

Amedegnato, C. 1977. *Étude des Acridoidea Centre et Sud Americains (Catantopinae, Sensu Lato) Anatomie des Genitalia, Classification, Repartition, Phylogenie*: 1-383. Thèse de Doctorat. Université Pierre et Marie, Paris, France.

Amedegnato, C. & M. Descamps. 1978. Evolution des populations d´Orthoptères d´Amazonie du Nord-Ouest dans les cultures traditionnelles et les formations secondaires d´origine anthropique. *Acrida* (9): 2-33.

Bailey, W. J. 1991. *Acoustic behavior of insects*: 1-225. University Press, Cambridge, Great Britain

Bailey, W. J. & J. Ridsdill-Smith. 1991. *Reproductive behavior of insects*: 1-339. Chapman & Hall, New York.

Bentos-Pereira, A. & E. Lorier. 1991. Acridomorfos acuáticos (Orthoptera, Acridoidea). I - Adaptaciones morfológicas. *Revista Brasileira de Entomologia* 35(3): 631-653.

Broughton, W. B. 1963. Acoustic Behaviour of Animals Method. *In:* Busnell, R. G. *Bio-acoustic terminology:* 824-910. Busnell, Amsterdam.

Broughton, W. B., M. J. Samways & D. B. Lewis. 1975. Low-frequency sounds in the non-resonant songs of some bush crickets (Orthoptera, Tettigonioidea). *Entomologia experimentalis et applicata* 18(1): 44-54.

Bruner, L. 1916. South American Crickets, Gryllotalpoidea and Achetoidea. *Annals of the Carnegie Museum* 10(3-4): 344-428.

Carbonell, C. S., A. Mesa & V. L. Condutta 1980. Systematics and caryotype of the grasshopper genera *Omalotettix* and *Abracris*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 132: 279-284.

Chopard, L. 1968. Gryllidae. *In:* Junk, W. *Orthopterum Catalogus slp*: 215-500.

Chopard, L. 1961. Les divisions du genre *Gryllus* basées sur l'etude de l'appareil copulateur (Orth: Gryllidae). *Revista Espanola de Entomologia* 37(3): 267-315.

C. O. P. R. 1982. *The locust and grasshopper agricultural manual:* 1-690. Centre for Overseas Pest Research, London, 7.

Costa Lima, A. 1938. *Insetos do Brasil*. 1ro Tomo: 1-470. Escola Nacional de Agronomia (Série Didática, 2), Rio de Janeiro.

Desutter, L. 1987. Structure et évolution du complexe phallique des Gryllidea (Orthoptera) et classification des genres Néotropicaux de Grylloidea. Première Partie. *Bulletin de la Société entomologique de France* 23(3): 213-239.

Desutter, L. 1988. Structure et évolution du complexe phallique des Gryllidea (Orthoptèra) et classification des genres Nétropicaux de Grylloidea. Deuxième Partie. *Annales de la Société entomologique de France* 24: 343-373.

Desutter-Grandcolas, L. 1995. Toward the knowledge of the evolutionary biology of phalangopsid crickets (Orthoptera: Grylloidea: Phalangopsidae): data, questions and evolutionary scenarios. *Journal of Orthoptera Research* 4: 163-75.

Dirsh, V. M. 1961. A preliminary revision of the families and subfamilies of Acridoidea (Orthoptera, Insecta). *Bulletin of The British Museum of Natural History Entomology, Londres* 10(9): 351-419.

Doherty, J. A. 1985a. Temperature coupling and "trade-off" phenomena in the acoustic communication system of the cricket, *Gryllus bimaculatus* (Gryllidae). *Journal of Experimental Biology* 114(0): 17-36.

Eades, D. C., D. Otte, M. M. Cigliano & H. Braun. 2015. Orthoptera Species File Online. Version 2.0/4.1. Available from: http://Orthoptera.SpeciesFile.org (accessed 12 June 2015).

Gallo, D, O. Nakano, S. Silveira Neto, R. P. L. Carvalho, G. C. Baptista, E. Berti Filho, J. R. P. Parra, R. A. Zucchi, S. B. Alves, J. D. Vendramin, L. C. Marchini, J. R. S. Lopes, & C. Omoto. 1988. *Manual de Entomologia Agrícola*: 1-649. Agronômica Ceres. 2 ed. São Paulo.

Huber, F., T. E. Moore, W. Loher. 1989. *Cricket behavior and neurobiology*: 1-565. Cornell University Press. London.

Leroy, Y. 1967. Gryllides et gryllacrides cavernicoles. *Annales de Spéléologie* 22(3): 659-679.

Leroy, Y. 1979 *L'univers sonore animal*: 1-350. Gauthier-villars, Paris.

Mesa, A. & A. Ferreira. 1978. The chromosomes of South American Eumastacids (Orthoptera, Eumastacidae) and discussion of the phyllogeny of the family. *Acrida* 7: 157-163.

Mesa, A. 1960. Cariología de una nueva especie uruguaya del género Scotussa (Orthoptera, Catantopinae). *Revista de la Sociedad Uruguaya de Entomología* 4: 87-95.

Nunes, A. L. 1996. *Aspectos ecológicos, ação predatoria de Phlugis teres (De Geer, 1927) (Orthoptera-Tettigoniidae) e avaliação do seu potencial para o controle biológico de pragas*

em cultivares na várzea amazônica: 1-2014. Tese de doutorado, Manaus.

Otte, D. 1992. Evolution of cricket songs. *Journal of Orthoptera Research* 1: 25-49.

Otte, D. 1994. Orthoptera species file 1. Crickets Grylloidea. *Journal of Orthoptera Research* 1: 1-120.

Rehn, J. A. G. 1918. On Dermatoptera and Orthoptera from South Eastern Brazil. *Transactions of the American Entomological Society* 40: 181-182.

Saussure, H. 1878. d*e Mélanges Orthoptèrólogiques: Tome II, fasc. 6 – Gryllides* - 2ª parte, Genève, Bale, Lyon. 506-837. H. Georg Libraire.

Saussure, H. 1897. Fam. Gryllidae. *Biologia Centrali-Americana. Insecta. Orthoptera* 1: 198-284.

Snodgrass, R. E. 1935. *Principles of insect morphology:* 1-667. Third Impression. New York and London.

6.6.7

PERCEVEJOS, BARBEIROS E CIGARRAS (HEMIPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

RODRIGO GURGEL-GONÇALVES

JANE COSTA

Godé, L., R. Gurgel-Gonçalves & J. Costa. 2015. Percevejos, Barbeiros e Cigarras (Hemiptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 267-275.

Fulgora laternaria.

PERCEVEJOS, BARBEIROS E CIGARRAS (HEMIPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.7

Na superordem Paraneoptera, ordem Hemiptera, estão incluídos os Heteroptera (percevejos e barbeiros), os Auchenorrhyncha (cércopes, membracídeos e cigarras) e os Sternorrhyncha (pulgões, cochonilhas, psilídeos, filoxera e aleirodídeos). A nomenclatura segue Rafael et al. (2012).

Essas três subordens compartilham características comuns, como a presença de um aparelho bucal do tipo perfurador e sugador, capaz de injetar a saliva e sugar alimentos líquidos tanto nas ninfas (fases jovens) quanto nos adultos. Os Hemípteros se alimentam de líquidos como sucos vegetais, de hemolinfa (sangue) de outros insetos, e no caso dos barbeiros, estes se alimentam de sangue de répteis, aves e mamíferos.

O tipo de desenvolvimento destes insetos é a hemimetabolia isto é, as ninfas se parecem com os adultos, só que não apresentam asas ou apenas vestígios destas nas fases mais desenvolvidas; podem apresentar cores diferentes dos adultos, e a genitália começa a se formar apenas nas últimas fases jovens.

No grupo dos Heterópteros mais de 50.000 espécies já foram descritas (Brandão & Cancello, 1999; Felix et al., 2010) e são comumente chamadas percevejos. Todas as espécies possuem longas antenas e dois pares de asas, sendo as asas anteriores basalmente córneas e as posteriores totalmente membranosas.

A maioria dos percevejos é capaz de produzir secreções com cheiro repugnante ou de picar quando se sentem ameaçados. Alguns podem ser encontrados no solo, outros vivem sobre as plantas e, existem ainda espécies com hábitos aquáticos.

Apesar de somente 7 espécies de percevejos aquáticos terem sido observadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), elas pertencem a 6 famílias diferentes, o que revela uma diversidade relevante.

Dentre as várias espécies encontradas, as mais espetaculares são os belostomas, que podem chegar até 12 cm de comprimento. Esses percevejos aquáticos gigantes podem mergulhar respirando por intermédio de sifões situados na parte final do seu abdômen. Eles se alimentam de insetos aquáticos, peixes, girinos, e rãs. Para se alimentar, estes insetos capturam a presa com suas fortes pernas anteriores e nelas injetam enzimas paralisantes e mortais. Apesar de não terem importância médica, a picada destes insetos é muito dolorosa. Os machos dos gêneros *Lethocerus* e *Abedus*, ambos coletados na Reserva, apresentam a particularidade de levar os seus ovos nas suas costas (6.6.7.1), apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

Os córregos d'água da Reserva abrigam também o hemíptero gigante do gênero *Ranatra* (6.6.7.2).

6.6.7.**1.** *Abedus* sp. entre outras curiosidades, está o fato do macho receber a postura da fêmea que fica aderida na sua parte dorsal. Podemos observar duas ninfas que acabaram de sair dos ovos.

6.6.7.**2.** *Ranatra* sp.

O grupo dos percevejos terrestres é muito bem representado na Reserva, 74 espécies foram observadas. Esses insetos podem ser de grande porte, como os Coreidae, ou menores como os Phymatidae.

Certas espécies são excepcionais como os membros do gênero *Phloea* (6.6.7.3) da família dos Phloeidae que, graças à sua coloração, morfologia e textura do tegumento, são visíveis unicamente de noite, quando se deslocam, nos troncos das árvores das florestas de terras altas.

6.6.7.**3.** *Phloea* sp., 2,5 cm de comprimento.

casas, esses barbeiros são encontrados principalmente nas frestas das paredes construídas com barro (casas de pau-a-pique ou adobe). Em alguns casos, esta espécie pode causar altas infestações intradomiciliares. *Triatoma brasiliensis* pode ser encontrado em vários estados e tem ampla distribuição em Pernambuco, ocorrendo principalmente em áreas de caatinga (Costa et al., 2003; Gurgel-Gonçalves et al., 2012). Este vetor da doença de Chagas é frequentemente encontrado em ambiente domiciliar, sendo considerado o vetor mais importante no nordeste do Brasil.

6.6.7.**4.** **Triatoma brasiliensis*, vetor da doença de Chagas.

Apesar de não terem sido capturados na área da Reserva, sabe-se da ocorrência, nas comunidades vizinhas, de pelo menos 3 espécies de barbeiros. Estes insetos pertencem à família Reduviidae, subfamília Triatominae, e são os vetores da doença de Chagas. Existem hoje 146 espécies de triatomineos descritas e todas são consideradas vetores potenciais da doença de Chagas e portanto, capazes de transmitir o causador desta doença que é o protozoário *Trypanosoma cruzi*. Entretanto, apenas cerca de uma dezena das espécies conhecidas possui importância epidemiológica. No sudeste de Pernambuco/norte de Alagoas, várias espécies já foram capturadas dentro das casas ou ao redor destas. Dentre outras espécies, as mais frequentes nesta região são: *Triatoma brasiliensis*, *Triatoma pseudomaculata* e *Panstrongylus lutzi* (Costa et al., 2003; Costa & Lorenzo, 2009).

Triatoma brasiliensis (6.6.7.4) é encontrada no ambiente natural sob rochas, associada a roedores (principalmente o mocó – *Kerodon rupestris*). Colônias de *T. brasiliensis* são também encontradas em galinheiros, currais, muros de pedras, amontoados de tijolos, telhas e madeira. No interior das

Triatoma pseudomaculata (6.6.7.5) é encontrada em domicílios e peridomicílios, em cercas construídas com galhos secos e galinheiros. Em ambiente silvestre vive em ocos e sob cascas de árvores secas, onde se alimenta em répteis, aves e pequenos mamíferos. Eventualmente, ocorre em mandacarus (*Cereus jamacaru*, a nomenclatura das plantas mencionadas segue http://floradobrasil.jbrj.gov.br/), carnaúbas (*Copernicia prunifera*) e ninhos de pássaros graveteiros (*Phacellodomus* sp., *Pseudoseisura* sp.). A invasão das casas por espécimes adultos é frequente em Pernambuco (Costa et al., 2003; Silva et al., 2012).

Panstrongylus lutzi (6.6.7.6) é uma espécie característica da caatinga, ocorrendo em tocas de tatus e rochas habitadas por roedores. Alimenta-se de forma muito variada em ambiente doméstico e apresenta alta taxa de infecção pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* causador da doença de Chagas. Possui ampla distribuição em Pernambuco. A ocorrência de espécimes adultos e infectados por *T. cruzi* em casas em Pernambuco tem sido cada vez mais frequente nos últimos anos (Silva et al., 2012).

6.6.7.**5.** **Triatoma pseudomaculata*, vetor da doença de Chagas.

6.6.7.**6.** **Panstrongylus lutzi*, vetor da doença de Chagas.

No grupo dos Auchenorrhyncha cerca de 50.000 espécies já foram descritas (Rafael et al., 2012). Esses insetos possuem asas anteriores levemente córneas. A sua cabeça é voltada para baixo em relação ao eixo longitudinal do tórax e do abdômen. Em posição de repouso, as asas formam um ângulo semelhante a de um telhado de duas águas sobre o abdômen. A grande maioria possui hábitos terrestres e é fitófaga.

Numerosos Auchenorrhynchas, que incluem as cigarras e cigarrinhas, foram observados na Reserva de Pedra Talhada, 28 dos quais foram identificados.

Algumas cigarras são capazes de produzir um som muito potente que ecoa pela mata. Esse ruído é emitido pelos machos, graças a dois tímpanos que o animal contrai com a ação de um músculo esternal que os deforma modificando a sua convexidade (6.6.7.7). Uma das espécies mais comuns é a *Zammara smaragdin*, que mede de 5 a 7 cm de comprimento. Exúvias (exoesqueletos deixados após a muda ou ecdise pelos adultos) podem ser frequentemente encontradas fixadas aos troncos e galhos de várias árvores na Reserva também como o gênero *Carineta* (6.6.7.8).

Os exemplares de Auchenorrhyncha mais interessantes observados na Reserva pertencem às famílias Fulgoridae e Membracidae.

Doença de chagas

A doença de Chagas (DC) é uma infecção crônica e potencialmente fatal causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* e transmitida a humanos por insetos hematófagos, isto é, sugadores de sangue e são vulgarmente conhecidos como barbeiros (Chagas, 1909). Essa doença é considerada uma das infecções parasitárias de maior importância na América Latina devido ao seu elevado impacto social e econômico, levando a óbito pessoas com idade entre 30 a 50 anos, principalmente por causa das manifestações de cardiopatia chagásica. A principal forma de transmissão é a partir da contaminação da pele e mucosas com fezes dos barbeiros infectados com o *T. cruzi*. O parasita penetra na pele assim que as fezes dos barbeiros são liberadas. As espécies de triatomíneos consideradas boas transmissoras da endemia chagásica, em geral, defecam sobre a pele do hospedeiro, enquanto estão realizando o repasto sanguíneo. (Lent & Wygodzinsky 1979 ; Dias et al., 2002).

**Trypanosoma cruzi* em amostra de fezes de barbeiro.

6.6.7.**7.** *Fidicina* sp.

6.6.7.**8.** *Carineta* sp., emergindo da exúvia.

A família Fulgoridae inclui insetos que podem chegar a 15 cm de envergadura e apresentam uma protuberância na parte anterior da cabeça. Essa característica origina seu nome vulgar ("jequitiranabóia"), que quer dizer inseto em forma de cobra. Essa estrutura serve provavelmente, para atrair os predadores para uma parte não sensível de seu corpo e que parece também ser um atrativo sexual (Felix et al., 2010). Duas das quatro espécies coletadas na Reserva podem ser encontradas em outras partes da América do Sul. Trata-se da *Fulgora laternaria* (6.6.7.9), que parece estar mais associada aos troncos dos jatobás, *Hymenaea courbaril* (Fabaceae). Esta espécie, quando suas asas estão abertas, apresenta um desenho semelhante a dois olhos ameaçadores de um animal bem mais imponente que ela, o que poderia assustar eventuais predadores. A segunda espécie é a *Phrictus diadema* (6.6.7.10), cuja cabeça se prolonga por um apêndice piloso marcado de vermelho.

6.6.7.**9.** *Fulgora laternaria.*

6.6.7.**10.** *Phrictus diadema.*

6.6.7.**11.** *Bocydium globulare.*

Membros da família Membracidae podem passar frequentemente desapercebidos, por conta do seu tamanho pequeno, mas eles possuem um aspeto peculiar que merece observação. O seu corpo e a sua cabeça apresentam protuberâncias sendo que algumas fazem lembrar espinhos (6.6.7.11).

Assim, espécimes de Membracidae e Fulgoridae podem pousar entre os galhos das plantas, dando a ilusão que eles são recobertos de espinhos, folhas ou flores, sendo uma ótima camuflagem para evitar predadores.

A Reserva abriga também numerosas cigarrinhas (6.6.7.12), muito ativas, que parecem ser miniaturas de cigarras. As ninfas de algumas espécies do grupo podem ser envoltas em um substância espumosa, provavelmente para se proteger contra predadores e como isolante, estes, até agora, não foram observados na Reserva de Pedra Talhada.

6.6.7.**12.** *Cardioscarta* sp.

Os Sternorrhyncha, assim como as ninfas da Membracideae, são grandes consumidores de seiva, o que pode afetar fortemente a planta. Enquanto estes insetos se alimentam de sucos vegetais, devido a forte pressão da seiva que passa por seus tubos intestinais, gotículas adocicadas são eliminadas pelos seus ânus, o que propicia o aparecimento de fungos (fumagina) podendo também prejudicar as plantas. Essa particularidade é utilizada por outros insetos como as formigas que se alimentam destas gotículas produzidas pelos afídeos ou cochonilhas e cigarrinhas. Em troca, as formigas fornecem proteção a estes insetos de outros animais predadores.

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza, guias de campo e/ou pesquisadores: Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Manoel Nunes de Farias, Agnaldo Pereira de Aguiar, Aventino Pinto da Silva e Hermenegildo Nunes de Farias. Além dos autores deste capítulo agradecemos também a vários contribuitores no fornecimento de imagens: Luis Batista de Freitas, Christian Willig, Anita Studer e Thomas Tscharner. Gostaríamos de agradecer a Jean-Claude Streito e Eric Guilbert pela ajuda nas determinações das espécies deste capítulo. A Nicolas Spitznagel pela concepção gráfica deste documento. Agradecemos Ivana Zamboni que traduziu o texto do inglês para o português Ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico eTecnológico (CNPq) do Brasil. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens. A todos os nossos amigos e colaboradores pelas contribuições diretas e indiretas.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Rodrigo Gurgel-Gonçalves, Laboratório de Parasitologia Médica e Biologia de Vetores, Faculdade de Medicina, Universidade de Brasília, Brasil
rgurgel@unb.br

Jane Costa, Laboratório de Biodiversidade, Entomológica, Instituto Oswaldo Cruz, Fiocruz, Rio de Janeiro, Brasil
jcosta@ioc.fiocruz.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Brandão, C. R. F. & E. M. Cancello (eds). 1999. *Invertebrados Terrestres. vol. V Biodiversidade do Estado de São Paulo. Síntese do conhecimento ao final do século XX* (JOLY, C. A. & C. E. M. BICUDO. orgs): 1-279. FAPESP. 8. São Paulo.

Chagas, C. 1909. Tripanozomiase humana. Estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo de *Schozotrypanum cruzi* n. gen., n. sp. Ajente etiolójico de nova entidade morbida do homem. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 1(1): 159-218. Rio de Janeiro.

Costa J., C. E. Almeida, E. M. Dotson, A. Lins, M. Vinhaes, A. C. Silveira & C. Beard. 2003. The epidemiologic importance of *Triatoma brasiliensis* as a Chagas disease vector in Brazil: a revision of domiciliary captures during 1993-1999. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 98: 443-449.

Costa J. & M. Lorenzo. 2009. Biology, diversity and strategies for the monitoring and control of triatomines-Chagas disease vectors. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 104, 46-51.

Dias, J. C. P., A. C. Silveira & C. J. Schofield. 2002. The impact of Chagas disease control in Latin America: a review. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 97(5): 603-612. Rio de Janeiro.

Felix, M., C. E. Almeida, N. M. Serra-Freire & J. Costa. 2010. *Insetos: uma aventura pela biodiversidade.* 1ª Ed. (http://www.ioc.fiocruz.br/livroinsetos/)

Gurgel-Gonçalves, R., C. Galvão, J. Mendonça & R. M. Costa-Neto. 2012. *Guia de triatomíneos da Bahia:* 1-112. Feira de Santana: Editora da Universidade Estadual de Feira de Santana.

Hogue C. L. 1993. *Latin American insects and Entomology.* University of California press.

Lent, H. & P. Wygodzinsky. 1979. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vectors of Chagas disease. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 163: 520-529. New York.

Rafael, J. A., G. A. R. Melo, C. J. B. De Carvalho, S. A. Casari & R. Constantino. 2012 *Insetos do*

Brasil: Diversidade e taxonomia. Constantino (eds.): 1-810. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Silva, M. B. A., A. V. M. S. Barreto, H. A. Da Silva, C. Galvão, D. Rocha, J. Jurberg & R. Gurgel-Gonçalves. 2012. Synanthropic triatomines (Hemiptera, Reduviidae) in the state of Pernambuco, Brazil: geographical distribution and natural Trypanosoma infection rates between 2006 and 2007. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* (Impresso) 45: 60-65.

6.6.8

FORMIGAS (HYMENOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

JACQUES HUBERT CHARLES DELABIE
LAURENT GODÉ
IVAN CARDOSO DO NASCIMENTO
JOSÉ RAIMUNDO MAIA DOS SANTOS
ANA FLÁVIA RIBEIRO DO CARMO
CLÉA DOS SANTOS FERREIRA MARIANO
PAULO ROBSON DE SOUZA

J. H. C. Delabie, L. Godé., I. C. Nascimento, J. R. M. Santos, A. F. R. Carmo, C. S. F. Mariano & P. R. Souza. 2015. Formigas (Hymenoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 277-288.

Ectatomma tuberculatum.

FORMIGAS (HYMENOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.8

As formigas constituem o mais bem sucedido grupo de insetos eusociais. Com 15.052 espécies e subespécies atualmente conhecidas, com uma perspectiva de chegar a uma diversidade de 30 mil espécies (www.antweb.org, 2014), a família Formicidae é uma das mais diversas da ordem Hymenoptera. Nas regiões intertropicais, esta alta diversidade de espécies e as funções que esses organismos cumprem nos ecossistemas, combinada à importante biomassa e densidade populacional, fazem desses himenópteros componentes fundamentais na caracterização e manutenção da estrutura das comunidades animais e na ciclagem da matéria, principalmente ao nível dos solos (Hölldobler & Wilson, 1990). Assim, dentre os artrópodes que habitam o chão ou o dossel das florestas tropicais, as formigas estão entre os organismos mais abundantes, representando 90% dos indivíduos e até 95% da biomassa animal (Moffett, 2000). Em termos de biomassa, onipresença desses organismos e seus múltiplos efeitos sobre outras espécies, o peso das formigas é considerado quatro vezes superior à soma do peso total dos vertebrados vivendo na mesma floresta (Fittkau & Klinge, 1973). Esses insetos têm um impacto significativo em todos os níveis tróficos, em virtude de sua dieta muitas vezes onívora ou mesmo carnívora, e de seus diversos tipos de associações com numerosos organismos (Tobin, 1995; Delabie, 2001). Por exemplo, diversas espécies de formigas participam de relações simbióticas com aproximadamente 465 espécies de plantas pertencentes a 52 famílias, com centenas de espécies de artrópodes e com um número ainda desconhecido, mas relevante, de fungos e microorganismos (Jolivet, 1996). Algumas linhagens de formigas evoluíram em surpreendentes especializações adaptativas (agricultura de fungos, colheita de sementes, "pastoreio" de outros insetos, associações nos ninhos, parasitismo social e esclavagismo) que têm alimentado a curiosidade dos cientistas e do público em geral (Delabie et al., 2003).

Com as minhocas e os cupins, as formigas fazem parte do seleto grupo de organismos coletivamente conhecidos como "Engenheiros de Ecossistemas", pois contribuem na maioria dos processos ecológicos que estruturam os ambientes (Lavelle et al., 1997; Jouquet et al., 2006). Além de tudo isso, as formigas também sofrem as consequências da alteração do meio ambiente ocasionada principalmente pelas atividades humanas e, por isso, elas são consideradas excelentes indicadores biológicos que permitem monitorar, por exemplo, a recuperação de áreas degradadas ou avaliar o grau de antropização do meio (Silva & Brandão, 1999; Arcila & Lozano-Zambrano, 2003; Delabie et al., 2006).

No Brasil, cerca de 2.500 espécies já foram descritas para um pressuposto total de 5.000 espécies. Em função da diversidade do grupo, da grande plasticidade comportamental e da densidade populacional elevada desses organismos nas comunidades locais, as formigas exercem um importante papel na dinâmica dos ambientes brasileiros e na regulação das populações de demais organismos, inclusive em ambientes agrícolas (Delabie et al., 2007). Como em todos os insetos sociais, a população de uma colônia de formigas pode ser agrupada em castas ou subcastas, que são grupos de indivíduos de um tipo morfológico particular que realizam funções específicas na colônia. Num formigueiro comum, a população pode ser composta por diferentes tipos de indivíduos (no entanto, há muitas variações de um grupo de formigas a outro, ou mesmo entre espécies filogeneticamente próximas):

A) As operárias, que constituem o grupo numericamente dominante. São fêmeas estéreis ápteras que cumprem diversas funções na colônia, tais como forrageamento e defesa, cuidados com o ninho, a prole e a gine (ou fêmea reprodutiva, ou ainda às vezes chamada rainha).

B) Os soldados, que são também um grupo de operárias, ou seja, fêmeas estéreis ápteras de tamanho maior que são especializadas em defesa (defesa das entradas do ninho ou das operárias durante o forrageamento, etc). São morfologicamente diferenciadas, e em geral possuem uma cabeça grande, com a musculatura das mandíbulas particularmente desenvolvida. Por isso, às vezes contribuem à fragmentação ou ao transporte de itens alimentares grandes demais para serem carregados para o ninho pelas operárias de tamanho comum.

C) A rainha, que é a fêmea responsável pela reprodução. Uma colônia pode conter uma (monoginia, caso mais geral) ou mais rainhas (poliginia, às vezes com duas dezenas (no caso de *Pachycondyla verenae*), ou mesmo de centenas de rainhas (caso de *Linepithema humile*)). Podem ser muito parecidas com as operárias (espécies das subfamílias Ectatomminae ou Ponerinae, por exemplo), ou podem diferenciar-se morfologicamente e pelo tamanho nitidamente maior do que as operárias (espécies das subfamílias Dorylinae ou Myrmicinae, por exemplo). Salvo alguns casos particulares, a futura rainha é, em geral, alada (o acasalamento ocorre durante o voo nupcial e as asas se perdem apenas depois desse, quando a fêmea volta ao solo para fundar solitariamente sua nova colônia).

D) Os machos, que são quase sempre alados, menores que as fêmeas reprodutivas, com uma cabeça pequena, antenas longas, olhos grandes, ocelos e mandíbulas curtas porque são incapazes de se alimentar sozinhos (eles dependem das operárias enquanto permanecem na colônia mãe). Só estão presentes num formigueiro no período de reprodução, até o voo nupcial.

Na Mata Atlântica, a fauna de formigas é extremamente rica e diversificada (Silva & Brandão, 2014) e esta diversidade, igualmente ao bioma, está ameaçada pelo desmatamento (Delabie et al., 2007). Apesar de evidente riqueza, a mirmecofauna da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil foi até o momento muito incipientemente amostrada e estudada, e os registros publicados de ocorrência de espécies permanecem fragmentados e muito dispersos na literatura. De fato, numerosas espécies são endêmicas à Mata Atlântica, e seus registros, assim como de novas ocorrências para o bioma, estão em constante processo de enriquecimento.

Cento e trinta e três espécies de formigas, distribuídas em nove subfamílias, foram repertoriadas até o momento na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) [apesar da ocorrência de todas as espécies listadas, nem todas as ilustrações são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva mas também de outras localidades do Brasil, estando representadas por (*)]. Esse número deve representar entre um terço a um quarto da diversidade real de formigas que ocorrem na Reserva. Podemos estimar a diversidade regional (Reserva de Pedra Talhada e região próxima sob influência da Reserva) de formigas em cerca de 600 espécies, onde devem predominar espécies dos gêneros *Camponotus, Crematogaster, Pachycondyla, Pheidole, Solenopsis, Strumigenys*, entre outros (a nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org)). Dessa diversidade, mais de 60% das espécies conhecidas (n=80) são representadas pelas Myrmicinae que, em regra geral, é sempre a principal subfamília de formigas da região neotropical em qualquer inventário biológico. Os gêneros *Pheidole* e *Strumigenys* foram os melhores representados na amostragem realizada na Reserva, com respectivamente 16 e 12 espécies. No primeiro caso, *Pheidole* é considerado um gênero hiperdiverso do Novo Mundo (Wilson, 2003), então essa riqueza de espécies é ainda pequena em relação ao que se poderia esperar de uma amostragem maior. Por sua vez, o número de espécies do gênero *Strumigenys* (incluindo as do táxon *Pyramica* spp.) é bastante elevado tendo em vista as amostragens parciais que foram realizadas até o momento na Reserva. Esse gênero inclui predadores especializados de colêmbolos que são diminutos artrópodes que vivem majoritariamente na serapilheira, assim como essas formigas.

Subfamília Amblyoponinae

Uma única espécie dessa subfamília de formigas predadoras foi encontrada, *Prionopelta* sp., para a qual não existe nenhuma informação de natureza biológica.

Subfamília Dolichoderinae

Um único representante de cada um dos três gêneros mais comuns dessa subfamília na região neotropical foi encontrado, uma vez que o estrato arborícola (onde predominam essas formigas) não foi explorado, e consequentemente, o número de espécies está certamento subestimado na amostragem. No entanto, há de esperar um número muito maior de espécies de Dolichoderinae na Reserva de Pedra Talhada porque muitas espécies são dominantes na vegetação onde formam às vezes ninhos conspícuos.

O gênero neotropical *Azteca* conta com diversas espécies com populações enormes, às vezes com até um milhão de indivíduos. *Azteca alfari* (6.6.8.1.) vive associada a árvores pioneiras e mirmecófilas de crescimento rápido do gênero *Cecropia* (Cecropiaceae): esse mutualismo, obrigatório pelo menos para a formiga, é benéfico tanto para a planta que fica assim protegida pelas formigas contra a herbivoria de diversos insetos que atacam sua floração e folhagem, quanto para a formiga que é alimentada pela planta

6.6.8.**1.** Formigueiro de *Azteca alfari* em tronco de Imbaúba (*Cecropia palmata*).

hospedeira graças à secreção de corpúsculos mulerianos ricos em energia (Delabie et al., 2003).

Na América tropical, *Dolichoderus imitator* é a única espécie de *Dolichoderus* que vive na serapilheira, enquanto todas as demais espécies do gênero são arborícolas. Por sua vez, *Linepithema leucomelas* é uma espécie discreta, amarela, que forrageia no sub-bosque da floresta.

Subfamília Dorylinae

As colônias de Dorylinae podem atingir milhões de indivíduos. São nômades, conhecidas também por formigas legionárias, que mudam constantemente de ninho quando as larvas atingem certo grau de desenvolvimento (Hölldobler & Wilson, 1990). Estão presentes nas zonas tropicais úmidas da América Central e da América do Sul onde se locomovem em colunas de milhares de indivíduos, capturando todas as presas (principalmente artrópodes) encontradas no seu caminho.

Quatro espécies de Dorylinae foram repertoriadas na Reserva, sendo duas do gênero *Eciton* (*Eciton burchelli, Eciton mexicanum*, 6.6.8.2) e duas do gênero *Labidus* (*Labidus coecus, Labidus praedator,* 6.6.8.3). No entanto, espera-se que ocorram também na Reserva numerosas espécies do gênero *Neivamyrmex* e, talvez, de *Nomamyrmex*.

O ninho das *Eciton*, conhecido como bivaque, fica estabelecido numa cavidade natural, e constitui-se num mero empilhamento de formigas agarradas umas nas outras, no centro do qual se encontra a rainha e o conjunto formado pelos ovos, larvas e pupas. Esses acampamentos são abandonados

6.6.8.**2.** Trilha de *Eciton mexicanum* (Formiga-de-correição) mostrando o polimorfismo das operárias.

6.6.8.**3.** Operárias polimórficas de **Labidus praedator* (Formiga-de-correição).

depois de poucas semanas, quando as mais jovens formigas atingem a fase adulta (Hölldobler & Wilson, 1990). *Eciton burchelli*, presente na Reserva, é uma das espécies mais frequentes do gênero, que possui operárias de tamanhos diversos, com uma casta de soldados de cabeça amarela e de mandíbulas em forma de ganchos extremamente desenvolvidos. Como as demais espécies de *Eciton*, essa espécie prefere ambientes de floresta com presença de serapilheira espessa onde suas colunas podem forragear à procura dos numerosos insetos e aracnídeos que ali vivem, base de sua alimentação.

Labidus coecus e *L. praedator* (6.6.8.3) são as duas espécies mais comuns de Ecitoninae da América do Sul. A primeira, de cor vermelha, forrageia nas galerias superficiais do solo em áreas arborizadas, enquanto a segunda, de cor preta, forrageia em áreas abertas, inclusive na superfície do solo.

Subfamília Ectatomminae

As formigas dessa subfamília são bastante frequentes na Reserva de Pedra Talhada e representadas por dois gêneros: *Ectatomma* e *Gnamptogenys*. As três espécies do primeiro gênero são formigas relativamente grandes: todas nidificam no solo, mas *Ectatomma tuberculatum* (6.6.8.4), de cor avermelhada, nidifica na base de uma árvore, de onde ela sobe para forragear (Delabie, 1990). Essa e mais as espécies *Ectatomma brunneum* (6.6.8.5) e *Ectatomma suzanae* são predadores de insetos em geral, com certa preferência para outras espécies de formigas. Para sua alimentação, utilizam cadáveres de animais ou substâncias açucaradas dispensadas por insetos sugadores ou pelas plantas (frutos em decomposição, por exemplo). Ainda são capazes de roubar as

presas de outras formigas, num tipo de comportamento conhecido como cleptoparasitismo.

6.6.8.**4.** Operária de *Ectatomma tuberculatum.*

6.6.8.**5.** Operária de **Ectatomma brunneum.*

Por sua vez, o gênero *Gnamptogenys* apresenta uma diversidade relativamente elevada na Reserva, com cinco espécies (*Gnamptogenys acuminata, Gnamptogenys horni, Gnamptogenys menozzi, Gnamptogenys striatula*, além de uma espécie não identificada). Pouco se sabe de sua biologia, mas de todas, *G. striatula* é a mais comum. Todas essas formigas são sobretudo predadores que forrageiam ao nível da serapilheira ou do horizonte mais superficial do solo mostrando preferência para determinados grupos de pequenos invertebrados, variável de uma espécie para a outra.

Subfamília Formicinae

Nessa subfamília encontram-se a discreta *Acropyga decedens* que vive associada de forma mutualística a pequenos Pseudococcidae (Rhizoecinae) extremamente especializados nas raízes das árvores da floresta, assim como as diminutas *Brachymyrmex*, que formam pequenas colônias no chão e pouco se sabe de sua biologia. Por sua vez, as espécies do gênero *Camponotus* são as mais conspícuas das formigas da região neotropical, uma vez que são onipresentes, e ocorrem tanto nas casas quanto em ambientes abertos ou cobertos por florestas. Largamente distribuído nas zonas tropicais e subtropicais do planeta, o gênero reúne espécies de médio e grande porte, com populações médias a grandes, com operárias medindo até 20 mm nas espécies maiores. Há em geral duas subcastas de operárias, uma sendo constituída de indivíduos maiores, sobretudo ao nível da cabeça, e que são às vezes chamados soldados. Os ninhos são construídos em madeiras secas ou podres, ou às vezes sob a terra ou com barro embaixo de folhas.

Várias espécies presentes na Reserva foram identificadas: *Camponotus arboreus* (6.6.8.6), *C. canescens, C. cingulatus, C. crassus* (6.6.8.7), *C. latangulus, C. rufipes* (6.6.8.8) e *C. textor* (6.6.8.9). Entre essas espécies, a mais interessante é a última, por se tratar de uma formiga tecelã: utiliza as secreções de suas larvas formando fios de seda a fim de construir seu ninho (6.6.8.9).

6.6.8.**6.** Gine (Rainha) de *Camponotus arboreus.*

6.6.8.**7.** Operária de **Camponotus crassus.*

6.6.8.**8.** Gine virgem de *Camponotus rufipes* (Formiga-bode).

6.6.8.**9.** Formigueiro de *Camponotus textor* (Formiga-tecelã).

Finalmente, as espécies do gênero *Nylanderia* nidificam na vegetação formando populações relativamente grandes instaladas em ocos de madeira ou na base de epífitas. Assim como as *Camponotus*, as *Nylanderia* se alimentam essencialmente de substâncias líquidas, como por exemplo, néctares extraflorais ou excreções açucaradas de insetos sugadores.

Subfamília Myrmicinae

A subfamília Myrmicinae representa, em regra geral, cerca da metade da diversidade local de formigas em qualquer parte da região neotropical. Na Reserva, essa proporção é respeitada e a diversidade de Myrmicinae se encontra naturalmente bem representada com 80 espécies repertoriadas, distribuídas em 22 gêneros. É nessa subfamília que se encontram as formigas mais derivadas filogeneticamente, com espécies com acentuado polimorfismo (com operárias de tamanhos e atributos morfológicos variáveis) e polietismo (os indivíduos têm comportamento característico em função de sua idade e de suas características morfológicas). Essas espécies são particularmente adaptadas à divisão do trabalho, ou seja, a cada categoria de indivíduos correspondem tarefas que lhes são próprias dentro da organização da sociedade.

Um dos grupos mais interessantes de Myrmicinae é formado pela tribo Attini, que inclui as formigas que cultivam um fungo simbiótico do qual se alimentam. Nesse grupo, as espécies dos gêneros *Acromyrmex* (as quenquéns, 6.6.8.10) e *Atta* (as saúvas, 6.6.8.11, 6.6.8.12, 6.6.8.13), são hóspedes frequentes das paisagens neotropicais. As *Atta* em particular formam enormes grupos de indivíduos constituídos de operárias de tamanhos diversos e soldados, que saem

da colônia para forragear na hora do crepúsculo. Sua atividade principal é de cortar material vegetal fresco, em particular folhas, nas árvores (6.6.8.12, 6.6.8.13) e levá-las até o ninho onde será formado um composto sobre o qual será cultivado seu fungo simbiótico, que é seu alimento exclusivo. Elas podem assim transportar com a força das mandíbulas cargas representando até doze vezes o seu próprio peso, a uma distância de até 100 m. A Reserva abriga colônias de *Atta sexdens* e *A. opaciceps*, que reúnem vários milhões de operárias e deixam trilhas permanentes bem visíveis no chão da floresta. As demais espécies cultivadoras de fungo encontrados na Reserva (*Acromyrmex balzani* (6.6.8.10), *A. niger*, *Apterostigma acre, Cyphomyrmex rimosus, C. transversus, Mycocepurus goeldii, M. smithii, Myrmicocrypta* sp., *Sericomyrmex luederwaldti, Trachymyrmex* sp. e algumas outras espécies dos mesmos gêneros porém não identificadas) mantêm relações similares com leveduras ou fungos simbióticos, usando material vegetal vivo ou morto, ou ainda fezes de insetos, a fim de formar o composto.

6.6.8.**10.** Entrada do formigueiro de *Acromyrmex balzani* (Quenquen de cisco).

6.6.8.**11.** Fundação do ninho por uma fêmea recem-fecundada de *Atta opaciceps* (Saúva-do-Nordeste).

6.6.8.**12.** Soldado de *Atta opaciceps* (Saúva-do-Nordeste) carregando um fruto de *Byrsonima sericea* (Malpighiaceae).

6.6.8.**13.** Trilha de saúvas *Atta* sp.

Pelo menos dois representantes do gênero *Cephalotes* (*Cephalotes atratus* (6.6.8.14) e *C. pusillus*), tipicamente do Novo Mundo, estão presentes na Reserva, mas há de se esperar um número maior de espécies dessas formigas exclusivamente arborícolas que se alimentam raspando o substrato vegetal, onde, em particular, recolhem o pólen de plantas anemófilas que fica grudado na superfície das folhas onde elas forrageiam.

6.6.8.**14.** Grupo de operárias de *Cephalotes atratus* (Formiga-tartaruga).

As formigas americanas do gênero *Crematogaster*, também predominantemente arborícolas, constroem o seu ninho em cavidades nas árvores, em madeira podre, sob pedras ou até mesmo no solo. Elas são capazes de orientar o seu abdômen para frente para projetar agentes químicos defensivos quando elas se sentem ameaçadas. Duas espécies foram identificadas: *Crematogaster nigropilosus* e *C. tenuiculata*.

O gênero *Pheidole* é o mais importante em número de espécies das Formicidae da região neotropical. As operárias desse gênero são tipicamente dimórficas, com soldados com grande cabeça que são, entre outras coisas, responsáveis pela fragmentação das matérias vegetais (sementes, frutas, etc.) ou animais (insetos mortos, principalmente) que recolhem durante o forrageio. Na Reserva ele é representado, por, pelo menos, 16 espécies, sendo a mais comum *Pheidole radoszkowskii*, formiga amplamente distribuída na América do Sul. Apesar de ser um gênero onipresente contando localmente sempre com muitas espécies, há relativamente poucas informações de cunho biológico sobre *Pheidole*, pois tem uma taxonomia complicada que parece desencorajar os entomologistas.

O gênero *Solenopsis* pode ser subdividido grosseiramente em dois grupos: o das formigas-de-fogo que inclui as espécies maiores e mais conspícuas do gênero; e o das formigas diminutas conhecidas como "formigas-ladras", que abundam na serapilheira da floresta. *Solenopsis virulens*, encontrada na Reserva, é uma formiga-de-fogo que é tipicamente de floresta onde ela instala seu ninho (um amontoado de terra solta) na base de árvores. Certamente espera-se que pelo menos outra espécie de formiga-de-fogo esteja também na Reserva: *Solenopsis saevissima*, que deveria estar presente em bordas e áreas abertas em geral. Essas formigas podem ser superficialmente confundidas com as do gênero *Megalomyrmex*, cujas quatro espécies presentes na Reserva (*Megalomyrmex ayri, M. incisus, M. pusillus, M. silvestrii*) formam, no entanto, colônias com populações pequenas, escondidas entre folhas mortas da serapilheira, ou no horizonte superficial do solo (algumas espécies são parasitas de Attini).

Diversos outros representantes da subfamília das Myrmicinae estão presentes na Reserva, como três espécies do gênero *Carebara* (incluindo *Carebara urichi*), cujas operárias medem de 1 a 4 mm (existem também soldados bem maiores, mas são extremamente raros), e para as quais se desconhece totalmente a biologia. Outra Myrmicinae notável é a impressionante *Stegomyrmex olindae*: considerada rara porque se cobre de terra para se confundir com o meio onde forrageia, que é a superfície do solo. Por seu comportamento críptico, é raramente vista. Também, pouco se sabe de sua biologia. Nas mesmas condições de falta de informações, encontram-se espécies tais como *Basiceros disciger, Hylomyrma balzani, Ochetomyrmex neopolitus, Octostruma balzani, O. petiolata, O. rugifera, Rogeria alzatei, R. besucheti, R. subarmata*, todas vivendo na serapilheira ou nos horizontes mais superficiais do solo.

Doze espécies do gênero *Strumigenys* foram inventariadas na Reserva de Pedra Talhada (*Strumigenys crassicornis, S. denticulata, S. eggersi, S. elongata, S. louisianae, S. mixta, S.perpava, S. propiciens, S. smithi, S. subedentata, S. trinidadensis, S. villiersi*). Esse número é impressionante uma vez que se trata de um grupo de predadores especializados (Collembola, e certamente micro-artrópodes do solo) que se alimentam principalmente na serapilheira. A diversidade elevada desse grupo é certamente ligada à ótima conservação das áreas de floresta em que foram amostradas.

Três espécies do gênero *Wasmannia* estão presentes na Reserva de Pedra Talhada. Em geral há poucas informações sobre a maioria das espécies provavelmente monogínicas (*Wasmannia lutzi, W. rochai*). *W. auropunctata* é uma exceção, uma vez que é poligínica, e, por ser de caractere invasivo, é atualmente uma das espécies de formigas com a maior distribuição no Planeta. Por isso, ela também é uma das mais estudadas.

Subfamília Ponerinae

As Ponerinae são formigas predadoras que vivem essencialmente nas zonas de florestas tropicais úmidas e a maioria tem hábitos diurnos. Há espécies arborícolas, outras que vivem na serapilheira ou no solo. As colônias são pequenas a médias, em geral com uma dezena de indivíduos, mas às vezes chegam a 200-500 indivíduos. São muito utilizadas em estudo de comportamento, pois esse é considerado relativamente mais simples do que nas demais subfamílias de formigas. Vinte e uma espécies de Ponerinae foram repertoriadas na Reserva de Pedra Talhada, entre essas, estão espécies dos gêneros *Anochetus* (*Anochetus diegensis, A. mayri, A. simoni*), *Hypoponera* (*Hypoponera distinguida, H. foreli, H. trigona*), *Leptogenys crudelis, Odontomachus* (*Odontomachus chelifer* (6.6.8.15), *O. meinerti*), *Pachycondyla* (*Pachycondyla bucki, P. constricta, P. crenata, P. harpax, P. inversa* (6.6.8.16), *P. striata, P. venusta*), e mais algumas espécies dos mesmos gêneros porém não identificadas. Por serem particularmente sensíveis à degradação de seu habitat, as Ponerinae podem ser consideradas bons indicadores biológicos, por serem excelentes testemunhas da conservação de paisagens florestais.

6.6.8.**15.** Operária de *Odontomachus chelifer* (Formiga-de-estalo).

6.6.8.**16.** Operária de *Pachycondyla inversa.*

Subfamília Pseudomyrmecinae

Os membros da subfamília Pseudomyrmecinae são predominantemente arborícolas, instalam suas colônias nas cavidades naturais das árvores, ou escavadas por outros animais. São as formigas que têm uma aparência de vespas. Rainha e operárias possuem olhos grandes e um ferrão bem desenvolvido.

Cerca de 20% das 300 espécies desse grupo formam associações mutualísticas com determinadas plantas, como certas acácias ou outras leguminosas da América Central ou da Bacia Amazônica. No entanto, isso não é o caso de *Pseudomyrmex rochai*, única espécie do gênero observada até o momento na Reserva de Pedra Talhada e que nidifica em pequenos galhos ocos na vegetação.

Subfamília Proceratiinae

Uma única espécie dessa subfamília de formigas foi encontrada, *Discothyrea sexarticulata*, para a qual apesar de não existir nenhuma observação direta de natureza biológica, pressupunha-se que ela é predadora de ovos de aranhas ou de pequenos artrópodes, tais como uma espécie próxima que vive na África (Dejean & Dejean, 1998).

AGRADECIMENTOS

A Anita Studer, pela oportunidade de conhecer a Reserva de Pedra Talhada e as formigas que ali vivem, a Louis Nusbaumer pelos contatos amigáveis, a André Amorim pela identificação de material vegetal, a Nicolas Spitznagel para a concepção gráfica deste documento. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Jacques H. C. Delabie, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jacques.delabie@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Ivan Cardoso do Nascimento, Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Departamento de Ciências Biológicas, 45200-000 Jequié, BA
icardoso@hotmail.com

José Raimundo Maia dos Santos, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jrmaya2@hotmail.com

Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
afrcarmo@hotmail.com

Cléa dos Santos Ferreira Mariano, Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, 45662-900 Ilhéus, BA
camponotu@hotmail.com

Paulo Robson de Souza, Laboratório de Prática de Ensino de Biologia, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, 79070-900 Campo Grande, MS
paulorobson.souza@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Arcila, A. M. & F. H. Lozano-Zambrano. 2003. Hormigas como herramienta para la bioindicación y el monitoreo.159-166. *In:* Fernández F. (ed.), Introduccion a las hormigas de la región Neotropical: 1-398. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Colômbia.

Dejean, A. & A. Dejean. 1998. How a ponerinae ant acquired the most evolved mode of colony foundation. *Insectes Sociaux* 45: 343-346.

Delabie, J. H. C. 2001. Trophobiosis between Formicidae and Hemiptera (Sternorrhyncha and Auchenorrhyncha): an overview. *Neotropical Entomology* 30(4): 501-516.

Delabie, J. H. C., M. Ospina & G. Zabala. 2003. *Relaciones entre hormigas y plantas: una introducción. Introducción a las hormigas de la región Neotropical.* 167-180. F. Fernández (ed.), Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia.

Delabie, J. H. C., V. R. L. M. Paim, I. C. Nascimento, S. Campiolo & C. S. F. Mariano. 2006. As formigas

como indicadores biológicos do impacto humano em manguezais da costa sudeste da Bahia. *Neotropical Entomology* 35(5): 602-615.

Delabie, J. H. C., B. Jahyny, I. C. Nascimento, C. S. F. Mariano, S. Lacau, S. Campiolo, S. M. Philpott & M. Leponce 2007. Contribution of cocoa plantations to the conservation of native ants (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) with a special emphasis on the Atlantic Forest fauna of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 16: 2359-2384.

Fittkau, E. J. & H. Klinge. 1973. On biomass and trophic structure of the Central Amazonian rain forest ecosystem. *Biotropica* 5(1): 2-14.

Hölldobler, B. & E. O. Wilson. 1990. *The ants:* 1-732. Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts.

Jolivet, P. 1996. *Ants and Plants, an Example of Coevolution (enlarged edition)*: 1-303. Backhuys Publishers, Leiden.

Jouquet, P.; J. Dauber, J. Lagerlo, P. Lavelle & M. Lepage. 2006. Soil invertebrates as ecosystem engineers: intended and accidental effects on soil and feedback loops. *Applied Soil Ecology* 32: 153–164.

Lavelle, P., D. Bignell, M. Lepage, V. Wolters, P. Roger, P. Ineson, O. W. Heal, S. & Dhillion. 1997. Soil function in a changing world: the role of invertebrate ecosystem engineers. *European Journal of Soil Biology* 33: 159-193.

Moffett, M. 2000. Ants and Plants—Tree Fortresses. *National Geographic*, 84-97.

Silva, R. R. & C. R. F. Brandão. 1999. Formigas (Hymenoptera: Formicidae) como indicadores da qualidade ambiental e da biodiversidade de outros invertebrados terrestres. *Biotemas* 12: 55-73.

Silva, R. R. & C. R. F. Brandão. 2010. Morphological patterns and community organization in leaf-litter ant assemblages. *Ecological Monographs* 80: 107-124.

Silva, R.R. & C. R. F. Brandão. 2014. Ecosystem-wide morphological structure of leaf-litter ant communities along a tropical latitudinal gradient. *Plos One* 9(3).

Silvestre, R., C. R. F. Brandão. & R. R. Silva. 2003. Grupos funcionales de hormigas: El caso de los gremios del Cerrado, Brasil. 113-143. *In:* Fernández, F. (ed.) Introducción a Las Hormigas de la Región Neotropical: 1-398. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia 26.

Tobin, J. E. 1995. Ecology and diversity of tropical forest canopy ants. 129-147. *In:* Lowman, M. D. & M. N. Nadkarni (eds) *Forest canopies*: 1-624. San Diego, Academic Press.

Wilson, E. O. 2003. *Pheidole in the New World: a dominant, hyperdiverse ant genus*: 1-794. Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts, USA.

FORMIGAS (HYMENOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.8

6.6.9

ABELHAS (HYMENOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

RODRIGO BARBOSA GONÇALVES

JOSÉ MAURO SOUZA

CYNTHIA MARIA DE LYRA NEVES

Gonçalves, R. B., J. M. Souza & C. M. L. Neves. 2015. Abelhas (Hymenoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 291-298.

Tetragonisca angustula (jataí).

As abelhas estão taxonômicamente reunidas na superfamília Apoidea, sendo que no mundo são encontradas mais de 16.000 espécies de abelhas e no Brasil cerca de 1.600 espécies descritas e catalogadas cientificamente (Moure et al., 2007). As abelhas polinizam grande parte das angiospermas, estes insetos e outros polinizadores devem ser protegidos e manejados como um componente importante da biodiversidade (Imperatriz-Fonseca, 2010). Os Apídeos constituem o principal grupo de polinizadores, sendo responsáveis pela maior parte do fluxo gênico entre indivíduos e populações da diversidade vegetal. A maioria das espécies conhecidas é de vida solitária, representando 85% dos Apiformes (Moure, 2000). As abelhas correspondem a várias subfamílias e tribos. Segundo a classificação de Melo & Gonçalves (2005) todas as abelhas são enquadradas na família Apidae, no Brasil são encontradas as subfamílias Apinae, Andreninae, Colletinae, Halictinae e Megachilinae (mas veja Silveira et al., 2002).

Um inventário das abelhas da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) e da parte setentrional da Mata Atlântica, com exceção de regiões adjacentes da Caatinga, ainda é incompleto. Em um trabalho sobre a fauna de abelhas no gradiente latitudinal da Mata Atlântica, Gonçalves & Brandão (2008) registraram 21 espécies de abelhas solitárias e sociais na Reserva, porém estas abelhas foram amostradas em apenas uma coleta e o número esperado deve ser muito superior. A titulo de comparação o número de abelhas amostradas em regiões de Floresta Ombrófila Densa no sudeste e sul do país pode ultrapassar 200 espécies (Wilms, 1999). Além do número de espécies outro fator importante a ser levado em consideração é a composição de espécies que pode ocorrer na Reserva. Espera-se que espécies típicos de Floresta Ombrófila Densa possam ocorrer semelhante na região da Reserva, e dentre os já amostrados ressaltam-se as abelhas sem ferrão tratadas mais a frente.

A abelha mais conhecida é a abelha comum, abelha do mel ou europa, a espécie *Apis mellifera* (a nomenclatura do capítulo segue a *International Commission on Zoological Nomenclature*, http://iczn.org). Apesar de distribuída em quase todo o território nacional, inclusive na Reserva, a *Apis* é originária do velho mundo e foi trazida para o país durante a colonização portuguesa, portanto o nome comum de europa para este inseto. Após a década de 1950 iniciou-se um processo de africanização da *Apis mellifera*, com a importação de rainhas originárias de populações africanas da espécie, sendo que as novas populações se adequaram muito bem ao clima local (Kerr, 1967). Este fato, aliado a apicultura, auxiliou muito a dispersão desta espécie nas Américas.

A abelha comum é um exemplo no comportamento social, na divisão de castas, grandes colônias, produção de mel. Dentro da tribo Apini são nativas do nosso país as denominadas abelhas indígenas, abelhas sem ferrão, ou meliponídeos. Várias espécies deste grupo são usadas para a obtenção de mel, em uma atividade denominada de Meliponicultura. Um total de 7 espécies foram amostradas por Gonçalves & Brandão (2008), porém mais espécies tem sido encontradas na Reserva de Pedra Talhada. Abaixo comentamos algumas das espécies.

Apesar das abelhas sociais serem muito conhecidas, a maioria das abelhas são solitárias e muito pouco se conhece sobre elas. Na Reserva foram amostradas 13 espécies de abelhas solitárias de diversos grupos (Gonçalves & Brandão, 2008), este número sendo ultrapassado no presente trabalho. Porém, certamente muitas outras espécies devem estar presentes e podem ser registradas no futuro visando subsidiar estratégias de programas de manejo e conservação das espécies em ambientes naturais. Também comentaremos sobre elas.

AS ABELHAS SOLITÁRIAS

Nas espécies solitárias, uma única fêmea coleta alimento, constrói e defende seu próprio ninho (Michener, 2007). As abelhas solitárias possuem especialização na coleta de óleos e/ou resinas florais, destacando 3 tribos nas regiões neotropicais: Centridini, Tapinotaspidini e Tetrapediini (Moure, 2007; Alves-dos-Santos et al., 2009). As fêmeas nidificam em cavidades preexistentes nos ecossistemas naturais, o que possibilita a amostragem de seus ninhos por meio de ninhos-armadilha e estes uma vez introduzidos nos ambientes, permitem melhor manutenção das abelhas visando aumentar o tamanho das suas populações, contribuindo na polinização.

A tribo Centridini é constituída por dois gêneros *Centris* e *Epicharis*, ambos com hábito de nidificar no solo, embora existam outras famílias e tribos de abelhas solitárias que também possuem hábitos de nidificar no solo. A Tapinotaspidini inclui nove gêneros e todas com hábito solitário destacando *Monoeca, Tapinotaspis, Caenonomada, Tapinotaspoides, Lanthanomelissa, Arhysoceble, Chalepogenus, Trigonopedia* e *Paratetrapedia*. A tribo Tetrapediini inclui abelhas solitárias pequenas e

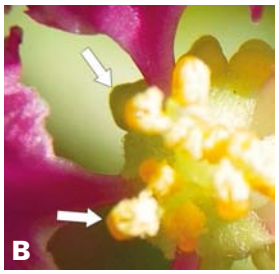
esguias, apresentando pilosidade e na sua classificação taxonômica apresenta apenas 2 gêneros: *Tetrapedia* e *Coelioxoides* (Silveira et al., 2002).

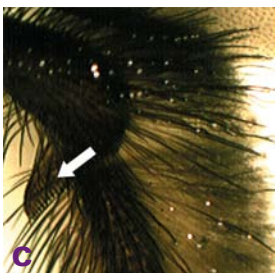
As abelhas solitárias amostradas na Reserva pertencem a diferentes grupos taxonômicos e quanto ao modo de vida, também apresentam variação dentre aquelas que nidificam no solo, em cavidades e as cleptoparasitas. Exemplos de abelhas que nidificam excavando o solo são *Corynurella harrisoni*, um grupo com distribuição no Paraguai, Mato Grosso do Sul, registro em Minas Gerais, e cuja presença em Alagoas deve representar o extremo da distribuição na região Norte. Outros exemplos de nidificantes em solo são *Augochlorella ephyra* e *Melissoptila richardiae*, ambas são espécies de ampla distribuição.

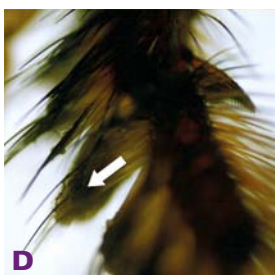
Dentre as espécies nidificantes em cavidades preexistentes destaca-se *Paratetrapedia bicolor,* ocorrendo desde o Rio de Janeiro até Pernambuco, nos limites da Floresta Ombrófila Densa e esta espécie pertence a um grupo que coleta óleos florais das plantas para a nidificação. Segundo Garófalo et al. (2004), no Brasil, as espécies de abelhas solitárias coletoras de óleos florais e/ou resinas de algumas famílias botânicas que fornecem estes recursos, provavelmente utilizam-nas na alimentação de larvas, na construção das células de cria, impermeabilização e no fechamento da entrada do ninho. A espécie solitária *Tetrapedia diversipes* (6.6.9.1) também coleta óleos florais (6.6.9.2) e/ou resinas (6.6.9.3) e tem comportamento de nidificar em cavidades de madeira preexistentes e podem ser facilmente coletadas em ninhos-armadilha distribuídas nas matas ou em agroessistemas para obter informações sobre suas formas de nidificação (Neves, 2012). De acordo com Silveira et al. (2002) esta abelha solitária ocorre no Rio Grande do Sul, São Paulo e Minas Gerais e na região Nordeste é encontrada na Bahia, Paraíba e Rio Grande do Norte. Recentemente esta espécie *T. diversipes* foi estudada por Neves et al. (2012) inferindo a caracterização morfométrica desta população de abelha solitária na região do Recôncavo do estado da Bahia. Sabe-se que o uso de técnicas de amostragens com ninhos-armadilha são ferramentas importantes que permitem a obtenção de informações sobre a riqueza de espécies e sobre o comportamento de nidificação em cavidades preexistentes. Outra espécie, *Chilicola* (*Hylaeosoma*) *megalostigma*, também nidifica em cavidades e sua distribuição se extende ao Ceará. Outros grupos que nidificam em cavidades, mas que não foram identificados em espécie incluem os gêneros *Ceratina*, *Megachile* e *Xylocopa* (mamangavas, 6.6.9.4).

6.6.9.**1. A.** Abelha solitária *Tetrapedia diversipes* (Apidae, Apinae, Tetrapedini, não observada na Reserva até o momento) **B.** Fechamento da entrada do ninho-armadilha com óleo pela abelha solitária *T. diversipes* (Neves 2012).

Dois grupos de abelhas com hábitos crepusculares foram registrados na Reserva. *Megalopta amoena* pertence a subfamília Halictinae, em um gênero amplamente distribuído no país. As fêmeas fazem ninhos em cavidades preexistentes e podem ser facultivamente sociais. Outra espécie amostrada pertence ao gênero *Ptiloglossa* (Colletinae), um grupo que nidifica no solo.







6.6.9.**2. A.** Flor de Acerola (Malpighiaceae), importante família botânica no fornecimento de óleos florais como recurso às abelhas solitárias **B.** Elaióforos (glândulas secretoras de óleos) **C.** Estrutura em forma de pente curvado no basitarso de *Tetrapedia diversipes* (não observada na Reserva até o momento) para coleta de óleos **D.** Perna da fêmea *T. diversipes* (não observada na Reserva até o momento) com escopa carregando óleo floral (Neves, 2012).

6.6.9.**3.** Fechamento na entrada de ninhos-armadilha com resinas por abelhas solitárias (Hymenoptera, Apidae) (Neves, 2012).

6.6.9.**4.** *Xylocopa* sp. (mamangava).

Grupos de especial interesse dentre as abelhas solitárias, são aquelas com comportamento de cleptoparasitismo. As cleptoparasitas não constroem ou escavam seus próprios ninhos, porém procuram ninhos de outras espécies para depositar seus ovos. Este comportamento de cleptoparasitismo também é encontrado nas tribos Centridini e Tetrapediini, sendo esta última tribo do gênero *Coelioxoides,* é representado por espécies com hábito exclusivamente cleptoparasita, tendo como hospedeiros as espécies de *Tetrapedia* (Moure, 1999). Duas espécies já foram registradas na Reserva pertencentes aos gêneros *Brachynomada* e *Pseudepeolus*.

AS ABELHAS SOCIAIS

As abelhas sociais amostradas na Reserva de Pedra Talhada segundo Gonçalves & Brandão (2008) foram limão (*Lestrimelitta ehrhardti*), mirim ou lambe-olhos (*Leurotrigona muelleri*), manduri ou uruçu-mirim (*Melipona (Eomelipona) marginata carioca*), boca-de-sapo (*Plebeia phrynostoma*), jataí (*Tetragonisca angustula*), arapuás (*Trigona* aff. *fulviventris* e *Trigona spinipes*). Outras espécies comumente registradas na Reserva são marmelada (*Frieseomelitta varia*) e guaraipo (*Melipona bicolor*). Alguns comentários sobre as espécies sociais mais comuns na Reserva são apresentados abaixo.

Frieseomelitta varia
Marmelada, Manoel d'Abreu

Estas abelhas são de porte médio, possuem penas posteriores bem alongadas e pretas, bem visível no voo. Apresentam capacidade de nidificar em tubos de ferro ou PVC e em caixas de madeira, sendo também frequentemente encontradas em postes de cimento e redes elétricas. Não foi encontrado nenhum ninho em cavidade de árvores na área de estudo (6.6.9.5). A entrada do ninho é fechada com cerume e resina deixando apenas um pequeno orifício, permitindo a passagem de apenas uma abelha de cada vez. Normalmente ela deposita na entrada do ninho e adjacências uma resina de cor escura, ligeiramente pegajosa. Seu mel é muito saboroso, de coloração escura e densidade acima de 1.45 (mais denso que mel de *Apis*).

6.6.9.**5.** *Frieseomelitta varia* (marmelada, manoel d'abreu).

Melipona bicolor
Guaraipo, Guarupu ou Pé-de-pau

A coloração das abelhas pode variar de amarelada até bem mais escura, o abdômen é enegrecido com faixinhas claras de pilosidade (6.6.9.6). São abelhas encontradas em áreas de Mata Atlântica e também no Cerrado. Estas abelhas nidificam em árvores, bem próximas do solo. São exigentes quanto ao habitat, necessitando de áreas com alguma concentração de matas (árvores de grande e médio porte para nidificarem). A entrada do ninho é construída com barro e resina, com ranhuras radiculares lembrando a cratera de um vulcão, às vezes apenas colocam alguns pequenos pedaços de barro com resina ao lado do orifício de entrada. Uma colônia pode produzir até 4 litros de mel/ano, sendo que está entre os méis mais saborosos das abelhas indígenas do Brasil, mas infelizmente esta espécie se encontra em

6.6.9.**6.** *Melipona bicolor* (guaraipo, guarupu ou pé-de-pau) buscando recursos para construção de ninho.

processo de extinção devido aos desmatamentos e a destruição dos seus ninhos em ambiente natural.

Tetragonisca angustula
Jataí

Estas abelhas nidificam em cavidades de troncos vivos ou mortos, em paredes, no chão e em tubulações. É uma espécie que se adapta a diferentes condições de nidificação, ocorrendo frequentemente em áreas antrópicas. Na entrada do ninho (6.6.9.7) as abelhas fazem um tubo de cerume marrom-amarelado, sendo que a extremidade tem bordas mais estreitas e de cera mais clara com orifícios. Sempre se encontram algumas sentinelas ao longo do dia e durante a noite fecham este tubo com uma espécie de cera rendilhada. Ainda é normal a presença de abelhas guardas que ficam voando ao redor do tubo. O ninho apresenta invólucro de cerume abundante, com várias camadas finas, o seu alimento é guardado em potes ovóides. As células de crias são em forma de favos redondos, dispostos um em cima do outro, separado com pequenos pilares. Os discos de crias (células) são construídos com rapidez para receber o alimento larval. Seu mel é próprio para o consumo sendo muito apreciado. Produz de 600 ml a 1,5 litros de mel ao ano em colméias racionais.

6.6.9.**7.** *Tetragonisca angustula* (jataí), entrada do ninho.

Trigona spinipes
Arapuá, Irapuá

As abelhas apresentam porte médio (6.6.9.8), são escuras e muito agressivas, podendo atacar outras espécies de abelhas nas flores. Também apresentam o costume de enrolar no cabelo humano quando o ninho é molestado. Seus ninhos são aéreos, de formato oval, apoiados em forquilhas de árvores. A entrada é grande, protuberante e com bordas salientes, de formato ovulado, com septos perpendiculares. Estas abelhas utilizam excrementos de vertebrados no revestimento externo do ninho. Pode conter até três agrupamentos de células de cria grandes no mesmo ninho. O mel não tem sido considerado para o consumo humano.

6.6.9.**8.** *Trigona spinipes* (arapuã, irapuá) pilhando uma flor do maracujazeiro.

AGRADECIMENTOS

RBG agradece aos organizadores pelo convite em participar deste capítulo. JMS gostaría de agradecer a exímios conhecedores da natureza, guias de campo e/ou pesquisadores: Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Manoel Nunes de Farias, a Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelo financiamento das viagens e hospedagens. Além dos autores deste capítulo algumas pessoas forneceram imagens utilizadas na ilustração do capítulo, especialmente Laurent Godé, Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Thomas Tscharner e Louis Nusbaumer. Agradecemos a Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Rodrigo Barbosa Gonçalves, Universidade Federal do Paraná - Setor Palotina, Rua Pioneiro 2153, Palotina, Paraná, Brasil, CEP 85950-000
goncalvesrb@gmail.com

José Mauro Souza, Rua José Chediak, 292, Vila Monteiro, Franca - SP, Brasil, CEP 14.401-144
mauro.abelhas@hotmail.com

Cynthia Maria de Lyra Neves, Laboratório de Ensino de Zoologia (LABEZOO) e Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Garanhuns (UAG), Rua Bom Pastor, s/n – Boa Vista, Garanhuns/PE, 55.296-901
cynthialneves@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alves-dos-Santos, I., M. C. Gaglianone, S. R. C. Naxara & M. S. Engel, 2009. Male sleeping aggregations of solitary oil-collecting bees in Brazil (Centridini, Tapinotaspidini, and Tetrapediini; Hymenoptera: Apidae). *Genetics and Molecular Research* 8(2): 515-524.

Garófalo, C. A., C. F. Martins & I. Alves-dos-Santos. 2004.The Brazilian solitary bee species caught in trap nests. 77-84. *In:* Freitas, B. M. & J. O. P. Pereira. *Solitary Bees: conservation, rearing and management for pollination:* 1-285. International Workshop on solitary bees and their role in pollination. Fortaleza - CE.

Gonçalves, R. B. & C. R. F. Brandão. 2008. Diversidade de abelhas (Hymenoptera, Apidae) ao longo de um gradiente latitudinal na Mata Atlântica. Biota *Neotropica* 8: 051-061.

Imperatriz-Fonseca, V. L. 2010. Conservação de polinizadores no ano internacional da biodiversidade. *Oecologia Australis* 14(1): 14-15.

Kerr, W. E. 1967. The history of introduction of African bees to Brazil. *South African Bee Journal* 39(2): 3-5.

Melo, G. A. R. & R. B. Gonçalves. 2005. Higher-level bee classifications (Hymenoptera, Apoidea, Apidae sensu Latu). *Revista Brasileira de Zoologia* 22: 153-159.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world*: 1-953. The Johns Hopkins University Press. Second edition. Baltimore, Maryland.

Moure, J. S. 1999. Espécies novas de *Tetrapedia* Klug (Apoidea, Anthophoridae). *Revista Brasileira de Zoologia* 16(1): 47-71.

Moure, J. S. 2000. Notas sobre o tipo de *Tetrapedia diversipes* Klug, 1810. *Boletim Museu Paraense Emilio Goeldi, Zoologia* 16 (1): 83-89.

Moure, J. S., D. Urban & G. A. R. Melo. (Orgs.) 2007. *Catalogue of bees (Hymenoptera, Apoidea) in the neotropical region*. 214-255. Curitiba, Sociedade Brasileira de Entomologia, Curitiba, Paraná 14.

Neves, C. M. L. 2012. *Nidificação, recursos polínicos e caracterização morfométrica de Tetrapedia diversipes Klug, 1810 (Hymenoptera: Apidae) no Recôncavo da Bahia*: 1-84. Tese de Doutorado (Doutorado em Ciências Agrárias) - Universidade Federal do Recôncavo da Bahia.

Neves, C. M. L., C. A. L. Carvalho, A. V. Souza & C. A. Lima-Júnior 2012. Morphometric characterization of a population of *Tetrapedia diversipes* in restricted areas in Bahia, Brazil (Hymenoptera: Apidae). *Sociobiology* 59: 767-782.

Silveira, F. A., G. A. R. Melo & E. A. B. Almeida. 2002. Abelhas Brasileiras: Sistemática e Identificação: 1-253. Belo Horizonte. 1ª ed.

Wilms, W. 1995. *Die Bienenfauna im Küstenregenwald Brasiliens und ihre Beziehungen zu Blütenpflanzen*. Fallstudie Boracéia, São Paulo. Tese de Doutorado, Tübingen, Universidade de São Paulo, São Paulo.

ABELHAS (HYMENOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.6.9

6.6.10

BESOUROS (COLEOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

CYNTHIA MARIA DE LYRA NEVES

PASCHOAL COELHO GROSSI

Godé, L., C. M. L. Neves & P. C. Grossi. 2015. Besouros (Coleoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 301-311.

Coptocycla roseocincta.

BESOUROS (COLEOPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

Os coleópteros formam a mais importante ordem dos insetos em termos de diversidade, com 350.000 espécies conhecidas e provavelmente mais de um milhão de espécies estimadas. Mais de 30.000 espécies são conhecidas no Brasil (Brandão & Cancello, 1999) e centenas de novas espécies são descritas a cada ano, com estimativas apontando para um total de 130.000 espécies (Rafael et al., 2012). A maioria das espécies caracteriza-se pela presença de um aparelho bucal do tipo mastigador ou triturador e asas anteriores, denominadas de élitros, formando um estojo córneo que serve de proteção ao abdômen, onde somente as asas posteriores são membranosas e com funções relacionadas ao voo (6.6.10.1, todas as fotos neste capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*)). Esses insetos voam raramente com destreza, e alguns deles são incapazes de voar por conta da ausência das asas posteriores devido à perda secundária das mesmas.

Esta é a ordem dominante entre os insetos que conquistou todos os ambientes e ecossistemas possíveis, atuando como decompositores, polinizadores, predadores, além de muitas famílias terem irradiado evolutivamente com as angiospermas. Os besouros fazem parte da biodiversidade funcional da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), participando em todos os níveis das cadeias tróficas e dos ciclos da matéria orgânica. Eles representam um elo fundamental na alimentação dos vertebrados sendo consumidos em todas as suas fases. Além disso atuam na regeneração da floresta pelo seu papel na reciclagem da matéria orgânica: os coprófagos e necrófagos enterram os cadáveres e excrementos facilitando a sua decomposição; os saproxilófagos permitem a reciclagem da madeira incorporando-a no solo e disponibilizando nutrientes; os fitófagos se alimentam de folhas permitindo a penetração da luz além de servirem de controladores do crescimento das plantas.

Cerca de 500 espécies de besouros, pertencentes a 29 famílias, foram observados na Reserva. Este número representa a metade dos insetos coletados na reserva, devido ao fato de serem de fácil observação. Segundo as observações de curto prazo (três estadias de observação de 10 dias), seria plausível presumir um número três ou quatro vezes superior em termos de diversidade. Contudo, os Coleoptera são sempre muito representativos nos ambientes naturais, contribuindo principalmente na sua qualidade, graças à sua diversidade e seus hábitos ecológicos. A nomenclatura utilizada no presente capítulo segue a Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org).

6.6.10.**1.** O voo do *Taeniotes amazonum*.

Muitas espécies são parte integrante da floresta, participando, por exemplo, na degradação da madeira. Algumas são especialistas, estando associadas ou restritas a certas espécies vegetais, às vezes a uma única espécie. Suas larvas escavam galerias nos tecidos vegetais, provocando a morte dos mesmos e a formação de "clareiras", que por sua vez serão

colonizadas por outras espécies xilófagas que vão decompor as madeiras mortas e contribuir para o enriquecimento do solo, abrindo assim o caminho para um novo ciclo de colonização da floresta. Além disso, as larvas são uma iguaria para certos vertebrados desta reserva florestal, como os pica-paus (Piciformes, Picidae).

As famílias de Coleoptera mais representadas na Reserva, de acordo com nossas observações, são Chrysomelidae e Curculionidae. Esta predominância quase que exclusivamente de fitófagos mostra de maneira evidente a riqueza florística e dendrológica da região.

Os Crisomelídeos são besouros de pequeno porte, com tamanho variando de 0,5 a 3,5 cm com élitros frequentemente de cores vivas e reflexos metálicos, sendo conhecidos popularmente como vaquinhas, baratas de coqueiro, brasileirinhos, entre outros. Os adultos alimentam-se de modo geral de tecidos foliares e as larvas são quase sempre fitófagas e minadoras. Estima-se que existe o mesmo número de crisomelídeos e de folhas a serem devoradas. Supõe-se que podemos descobrir tantos deles quanto o número de espécies de vegetais lenhosas ou arbustivas inventariadas na Reserva. Entre elas, citamos o gênero *Charidotis* (6.6.10.2) da subfamília Cassidinae, verdadeira jóia dourada, que devido a sua forma de escudo e aos seus brilhos, parece com gotas de sereno quando pousado sobre uma folha.

6.6.10.**2.** *Charidotis* sp.

Precisamos mencionar nesse contexto a superfamília Curculionoidea, um dos grupos mais diversos de Coleoptera, onde se encontram Curculionidae e outras famílias com hábitos saproxilófagos, os quais consomem madeira ainda viva ou morta ou mesmo os fungos de madeira, como os Scolytidae, os Apionidae, os Brenthidae e os Anthribidae. A diversidade de todos estes grupos se encontra subestimada no Brasil, já que quase não existem pesquisadores trabalhando com os mesmos.

Os Curculionidae, também conhecidos como gorgulhos, bicudos ou carunchos, são em geral caracterizados pelo seu rostro proeminente e alongado como um "bico" encurvado para baixo, prolongando a cabeça que apresenta antenas formando um cotovelo dobrado em ângulo reto e pequenas peças bucais mastigadoras na sua extremidade. Esses insetos formam a maior família da ordem Coleoptera e são frequentemente considerados danosos economicamente para o homem, devido ao fato de atacarem todas as partes dos vegetais, incluindo as raízes e os troncos. No Brasil já foram inventariadas 6.000 espécies (Brandão & Cancello, 1999; Costa, 2000). Algumas espécies maiores, tais como *Cholus* spp., vivem em zonas rochosas de altitude da Reserva, particularmente nos cálices formados pelas folhas de *Aechmea leptantha* (Bromeliaceae) e se refugiam neste substrato evitando a predação e condições abióticas adversas.

Outro gênero registrado é *Hammotostylus* sp. (6.6.10.3) com o corpo muito alongado onde o rostro (cabeça alongada) dos machos ultrapassa o tamanho do próprio corpo. Os machos da subfamília Baridinae (6.6.10.4) tem curiosas projeções no protórax (apêndices de defesa e adorno) localizados na região mediana do corpo permitindo aos machos com as maiores projeções a conquista das fêmeas.

6.6.10.**3.** *Hammotostylus* sp.

Entre os Curculionidae brasileiros destaca-se o esplêndido *Entimus imperialis* (6.6.10.5), verdadeira jóia que se alimenta na fase adulta de folhas de Anacardiaceae, de Bombacaceae e de Fabaceae, possuindo uma ampla distribuição no Brasil, e estando entre uma das maiores espécies de gorgulhos do país.

6.6.10.**4.** Baridinae.

6.6.10.**5.** *Entimus imperialis.*

Além dessas duas famílias, os Cerambycidae (serra-paus) também estão muito presentes na Reserva, o que demonstra uma grande riqueza, tendo em conta a pequena superfície da zona amostrada. Comparativamente, o estado do Maranhão, com um território de mais de 7.000 vezes superior, possui até o momento 367 espécies (Martins et al., 2011).

Sabe-se que a diversidade dos longicórnios ou serra-paus (Cerambycidae) é bem maior nos trópicos, sendo que somente na região Neotropical ocorrem mais de 5.000 espécies (Costa, 2000). Atualmente, mais de 4.000 espécies são conhecidas para o Brasil, das 8.000 estimadas, considerando que há aproximadamente 14 anos, essa era a estimativa para a família (Brandão & Cancello, 1999; Costa, 2000). Supõe-se também que existe pelo menos uma espécie de serra-paus associada a cada espécie de árvore (Hequet & Tavakilian, 1996), o que significa que na Reserva existem pelo menos 200 espécies de Cerambycidae, ou seja, três vezes mais do que conhecemos atualmente. Devido as suas cores e formas, sendo geralmente miméticos ou estando camuflados, são difíceis de ser vistos quando procurados na natureza, salvo grupos diurnos, onde os adultos se alimentam de flores.

A maioria das espécies, possui hábitos crepusculares ou noturnos. Todas as suas espécies brocam a madeira (lenho ou casca) onde as fêmeas põem os seus ovos. As suas larvas se desenvolvem na casca ou debaixo dela ou ainda no alburno dos troncos mortos ou vivos, sendo que alguns poucos representantes se alimentam de raízes. As suas galerias são pontos de entrada de possíveis fungos, além de outros insetos xilófagos, e provocam a médio e longo prazo, a morte da planta atacada, posteriormente participando na decomposição da mesma.

A fauna dos Cerambycidae da Reserva se assemelha à fauna amazônica como um todo. Algumas espécies, podem atingir grandes tamanhos, como os membros do gênero Ctenoscelis que ultrapassam facilmente os 9 cm de comprimento ou como o "besouro arlequim" ou "arlequim da mata" *Acrocinus longimanus* o qual possui uma espetacular coloração entre tons de verde, alaranjado e negro que é ainda realçada pelo desenvolvimento exagerado das pernas anteriores dos machos, que podem ultrapassar o comprimento do seu corpo atingindo os 7 cm. Suas larvas vivem primariamente na casca e subsequentemente no lenho de espécies de Moraceae e de Apocynaceae, sendo também considerada uma das pragas da jaqueira (*Artocarpus heterophyllus*, Moraceae, nomenclatura dos táxons de plantas mencionados neste capítulo: ver http://floradobrasil.jbrj.gov.br/).

Os cerambicídeos do gênero *Oncideres*, representado por pelo menos cinco espécies na Reserva, apresentam a particularidade de cortar ramos das árvores que atacam até atingir o alburno, formando um anel e levando à morte do ramo, antes de realizar a postura (6.6.10.6). Desta forma, a planta não é completamente danificada, sendo que as larvas só se alimentam do galho cortado.

6.6.10.**6.** Galho de árvore cortado por *Oncideres limpida* frequentemente observado sobre o solo da Reserva.

Entre os Cerambycidae da Reserva, notamos também, o surpreendente caso do gênero *Onichocerus* presente na Reserva com dois espécies: *O. crassus* (sua larva consome o Cajá Mombin, *Spondias mombin* (Anacardiaceae)) e *O. albitarsis* (6.6.10.7). Esta é a única espécie de besouro do mundo conhecida por ser venenosa: o último artículo de suas longas antenas (6.6.10.8) se transformou em um ferrão que não apenas dá uma picada, mais também injeta veneno. Quando manipulado, ele move suas antenas para trás, e promove dolorosas "picadas" ao agressor, como por exemplo, nos dedos do entomologista inadvertido, causando dor aguda imediata.

6.6.10.**7.** *Onichocerus albitarsis.*

6.6.10.**8.** Ferrão localizado na extremidade (ápice) da antena de *Onichocerus albitarsis.*

Os Curculionidae e Cerambycidae são dois grupos frequentemente dependentes de uma formação vegetacional específica, e a grande riqueza dessas duas famílias é um bom indicador da diversidade florística da Reserva.

Além dessas famílias bem representadas, os coleópteros da Reserva ainda reservam muitas outras surpresas, e isto dependerá de uma maior amostragem em campo, uma vez que as condições climáticas nem sempre são favoráveis, e a fauna local é extremamente dependente de chuvas e aumento da umidade.

As espécies de Passalidae, gênero *Passalus* sp. (6.6.10.9), são os únicos Coleópteros onde os adultos alimentam as suas larvas, as quais não possuem as leveduras digestíveis capazes de assimilar a celulose. Eles as alimentam pelos seus excrementos que contém tais leveduras, uma vez que assim como qualquer outra família de besouros xilófagos são dependentes de fungos para que a madeira seja pré-digerida. Estes insetos de 2 a 4 cm emitem um grande número de sons para se comunicar. Alguns estudos conseguiram evidenciar 14 sons diferentes, tanto para os adultos quanto para as larvas (e.g. Schuster, 1983). Ainda não se sabe porque eles se comunicam entre si, em pequenas comunidades "subsociais" compostas de adultos, jovens adultos tenereais e larvas de vários instares em madeiras em decomposição. Desta forma, fazem parte dos insetos que participam da degradação de toda a madeira morta em áreas naturais (aproximadamente um terço da reciclagem nas florestas cubanas, segundo Rodriguez (1985)). No Brasil são conhecidas pouco mais de 72 espécies, distribuídas em seis gêneros, ocorrendo em toda a sua extensão territorial (Costa, 2000).

6.6.10.**9.** *Passalus* sp.

Nota-se também uma grande diversidade na família Scarabaeidae *s.l.*, muitos com hábitos coprófagos ou detritívoros e às vezes rizófagos (se alimentam de raízes), permitindo assim a reciclagem da matéria orgânica. A sua maioria possui tons monocromáticos, sendo em geral negros ou marrons, porém, muitos apresentam cores vistosas se alimentando de flores em geral, e atuando também na polinização de flores, como representantes de Cetoniinae (Marinoni et al., 2003) além do hábito frugívoro. Desta forma, *Inca clathrata* (6.6.10.10), é uma das maiores espécies da America do Sul, com seus 4,5 a 5 cm de comprimento e sua coloração marrom com manchas brancas por todo o corpo, possuindo uma distribuição peculiar em toda a região Neotropical, com algumas subespécies descritas. O uso de armadilhas com frutas fermentadas na Reserva certamente aumentaria o número de espécies para a região, visto que na região Neotropical são conhecidas cerca de 280 espécies.

6.6.10.**10.** *Inca clathrata* fêma.

Por outro lado, talvez o escaravelho mais imponente da Reserva seja o *Megasoma gyas rumbucheri* (Dynastinae, 6.6.10.11) com os seus mais de 8 cm de comprimento, pesando entre 100 e 150 g. Este é um dos maiores e mais pesados besouros do mundo, muitas vezes chamado pelo nome popular de besouro "rinoceronte" ou besouro de chifres. A sua larva vive durante três anos na cavidade de troncos grossos, contendo bastante substrato. Apesar do seu tamanho, o adulto é noturno e de difícil visualização, pois na maior parte do tempo fica no dossel, onde se alimenta da seiva de árvores. Além disso esta é uma das poucas espécies de besouros no Brasil que se encontra listada no livro vermelho da fauna ameaçada de extinção (Grossi et al., 2008; Santos et al., 2013).

6.6.10.**11.** **Megasoma gyas rumbucheri.*

Uma belíssima espécie de Rutelinae que ocorre na Reserva é *Pelidnota cyanipes* (6.6.10.12). Os adultos deste gênero se alimentam primariamente de flores, podendo ser encontrados durante o dia, sendo que muitos são atraídos por luzes artificiais. Suas larvas por outro lado são saproxilófagas, se alimentando e desenvolvendo em madeira morta em diferentes estágios de decomposição. É possível que existam mais espécies de *Pelidnota* da Reserva, já que em todas as regiões do Brasil diferentes espécies podem ocorrer em simpatria.

6.6.10.**12.** *Pelidnota cyanipes.*

Ainda nesta familia, os verdadeiros rola-bostas (Scarabaeidae *s.s.*) são numerosos nas matas e nas pastagens. Graças a sua presença, as fezes e restos de cadáveres de outros animais são enterrados, ocorrendo consequentemente o enriquecimento do solo. De forma geral, como nos demais Scarabaeoidea, são de coloração negra ou parda, mas algumas espécies são muito coloridas apresentando tons metálicos entre o azul e o vermelho, tais como o pequeno *Canthon* sp. (0,5 cm) (6.6.10.13) ou *Oxysternon conspicillatum*, representando a maior espécie de rola-bosta das américas (2,0 cm), com um corno cefálico extremamente desenvolvido nos machos, servindo como adorno principalmente.

6.6.10.**13.** *Canthon* sp.

Na família dos “vagalumes" ou "pirilampos", chamada Elateridae, as larvas são xilófagas nos três primeiros estágios de vida e insetívoros, durante os dois últimos estágios, sendo que os adultos em muitos casos podem ser encontrados em flores e frutos maduros. Notamos o curioso *Pyrophorus noctilucus* (6.6.10.14) ou piróforus, que é impressionante pelo tamanho por se tratar de um vagalume, medindo de 3 a 4,5 cm e mais ainda por sua luminescência verde-azulada que se apresenta no protórax e ainda em algumas espécies no abdômen.

Assim, durante o crepúsculo e no início de noites úmidas, ele voa entre as árvores emitindo uma bela luz verde-azulada dos dois "olhos" (vesículas) do protórax, tornando mágicas as noites das florestas na América do Sul. Das 15 espécies encontradas na Reserva, para 590 conhecidas no Brasil (Costa, 2000), todas possuem a particularidade de "saltar" com um golpe quando estão de costas sobre o substrato: com as pernas dobradas, cabeça e tórax virados para trás, formando um ângulo, provocam um brusco retorno pela frente o que resulta num salto para fora do alcance do predador. E por isso que são, também, chamados de "soldados" (posição de sentido) ou de besouros-clic.

Outro grupo com belos exemplares é Erotylidae, (6.6.10.15, *Pselaphacus curvipes*), saprófagos que se alimentam basicamente de fungos (hábito alimentar fungívoro), principalmente àqueles associados à madeira morta, também estão bem representados na Reserva e colorem os troncos podres no solo das matas úmidas, com cores em geral vibrantes entre tons de vermelho e branco. Possuem um odor característico adocicado, possivelmente em decorrência da presença de cantaridina que é secretada por suas articulações quando manipulados. No Brasil estima-se que existam cerca de 400 espécies distribuídas em quase 30 gêneros (Costa, 2000), mas assim como muitas outras famílias, a falta de especialistas no grupo faz com que esta diversidade seja mal estudada.

Os Buprestídeos (Buprestidae) da Reserva se destacam por apenas 11 espécies, com um total de 1.517 espécies registradas para o Brasil (Brulé, 2011). São vulgarmente conhecidos como "besouros jóia" devido a sua coloração quase sempre com tons metálicos vibrantes. Na Reserva a presença do buprestídeo gigante, *Euchroma gigantea* (6.6.10.16) com seus 7 cm de comprimento deve ser notada, apesar de possuir uma ampla distribuição em toda a região Neotropical. A larva se alimenta principalmente da madeira da Bombacoideae (*Eriotheca macrophylla*), e os adultos são frequentemente encontrados sobre este grupo de plantas, muitas vezes às dezenas. O corpo metálico dos adultos possui uma cobertura pulverulenta amarelada, que com o tempo acaba se desgastando, em especial devido ao manuseio.

6.6.10.**14.** *Pyrophorus noctilucus.*

6.6.10.**16.** *Euchroma gigantea.*

6.6.10.**15.** *Pselaphacus curvipes.*

AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer ao amigo Marc Soula (*in memoriam*), um dos grandes especialistas mundiais em Rutelinae (Melolonthidae). A Fernando Z. Vaz-de-Mello (UFMT) pela ajuda com as identificações dos Scarabaeinae e a Marianna V. P. Simões pela ajuda com as identificações dos Cassidinae (Chrysomelidae). Como exímios conhecedores da natureza, guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema), Manoel Nazario (Mané). Pelas valiosas contribuições fotográficas: Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Anita Studer, Felino Pedro Celestino, Thomas Tscharner e Louis Nusbaumer. Pela ajuda nas identificações das espécies deste capítulo Jean-Claude Weiss, Thierry Porion, Pascal Thiaucourt, Herve De Toulgoet, Pascale Brevignon, Claude Lemaire, Jean-Marie Cadiou. Pelas traduções a Ivana Zamboni. Pela concepção e realização gráfica a Nicolas Spitznagel.

A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Paschoal Coelho Grossi, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia/ Fitossanidade, Laboratório de Taxonomia de Insetos, Programa de pós-graduação em Entomologia Agrícola - PPGEA, Rua Manoel Medeiros, s/n, Dois Irmãos, 52171-900 - Recife, PE, Brasil
paschoal.grossi@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Cynthia Maria de Lyra Neves, Laboratório de Ensino de Zoologia (LABEZOO) e Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Garanhuns (UAG), Rua Bom Pastor, s/n – Boa Vista, Garanhuns/PE, 55.296-901
cynthialneves@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Brandão, C. R. F. & E. M. Cancello. (eds.) 1999. *Invertebrados Terrestres vol. V Biodiversidade do Estado de São Paulo. Síntese do conhecimento ao final do século XX* (Joly, C. A. & Bicudo, C. E. M. orgs): 1-279. São Paulo, FAPESP. 18.

Brulé, S. 2011. *Etat des connaissances sur les Buprestes de Guyane*. ACOREP, Tome III, 46-70.

Brulé, S. & G. Curletti. 2011. *Agrilus, Agriloides* et *Autorcontes* de Guyane. volume 2. Ed. Magellanes, collection Ex Natura.

Costa, C. 2000. Estado de Conocimiento de los Coleoptera Neotropicales. *In:* Martín-Piera, F., J.J. Morrone & A. Melic (Eds.) *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Iberoamérica*. 99 - 114. Monografías Tercer Milenio vol. 1, SEA, Zaragoza.

Delvare G., H.-P. Aberlenc, CIRAD, 1989. Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale; clés pour la reconnaissance des familles. Editions Quae.

Grossi, E. J., F. Z. Vaz-de-Mello & P. C. Grossi. 2008. *Megasoma gyas rumbucheri* Fischer, 1968. *In:* Machado A. B. M., G. M. Drummond, A. P. Paglia. *Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção*. 366-367. Ministério do Meio Ambiente, Brasília.

Hequet & Tavakilian, 1996. *Longicornes de Guyane*, Ed. Sylvolab - Orstom.

Hogue Charles L. 1993. *Latin American insects and Entomology*. University of California press.

Marinoni, R. C., N. G. Ganho, M. L. Monné & J. R. M. Mermudes. 2001. *Hábitos alimentares em Coleoptera (Insecta): Compilação, organização de dados e novas informações sobre alimentação nas famílias de coleópteros*: 1-64. Holos Editora, Ribeirão Preto – SP.

Martins, U. R. 1997. Cerambycidae sul-americanos (Coleoptera). *Taxonomia* volume 1.

Martins, U. R. 1998. Cerambycidae sul-americanos (Coleoptera). *Taxonomia* volume 2.

Martins, U. R. 1999. Cerambycidae sul-americanos (Coleoptera). *Taxonomia* volume 3.

Martins, U. R, M. H. Galileo & F. Limeira-de-Oliveira. 2011. Cerambycidae (Coleoptera) do Estado do Maranhão, Brasil. III. *Papéis Avulsos de Zoologia* 51(18): 273-293.

Rafael, J. A., G. A. R. Melo, C. J. B. De Carvalho, S. A. Casari & R. Constantino. 2012 *Insetos do Brasil : Diversidade e taxonomia*. Constantino (eds.): 1-810. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Rodriguez, 1985. The role of *Passalus interstitialis* (Coleoptera, Passalidae) in the initiation of wood decomposition at the Sierra del Rosario Ecological Station Cuba and activity under natural conditions. *Ciencias Biológicas Academia De Ciencias De Cuba*: 29-38.

Santos, W. E., A. N. F. Alves, R. C. A. P. Farias & A. J. Creão-Duarte. 2013. Megasoma gyas rumbucheri Fischer, 1968 (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae): first record from a Conservation Unit in Brazil. *Entomotropica* 28(3): 233-235.

Schuster, J. C. 1983. Acoustical signals of passalid beetles: complex repertoires. Florida. *Entomologist* 66(4): 486 96.

Soula, M. 2006. Les coléoptères du nouveau monde. volume 1: Rutelini 1. *Révision des Pelidnotina* 1: 1-180.

6.6.11

BORBOLETAS E MARIPOSAS (LEPIDOPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

LAURENT GODÉ

CARLOS EDUARDO BESERRA NOBRE

Godé, L. & C. E. B. Nobre. 2015. Borboletas e Mariposas (Lepidoptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 313-322.

Rothschildia sp.

INTRODUÇÃO

A Ordem Lepidoptera é sem dúvida aquela com os exemplares mais visíveis e atrativos no mundo dos insetos. Em todas as estações do ano e em todos os lugares da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), pode-se ver uma borboleta colorida voar ao redor dos prédios, dos viveiros ou ainda dos topos rochosos. À noite, são miríades de mariposas de todos os tamanhos que voam ao redor das lâmpadas para a grande felicidade dos morcegos.

Esta Ordem, inclui borboletas e mariposas, reúne atualmente cerca de 240.000 espécies (Grimaldi & Engels, 2005). No Brasil, são descritas 26.016 espécies (Brandão & Cancello, 1999) mas estima que existam cerca de 40.000 espécies no total. A principal característica morfológica é a presença de dois pares de grandes asas recobertas de escamas de cores variadas e algumas vezes muito vistosas.

Bem melhor adaptados ao voo, esses insetos possuem patas pouco adaptadas para andar grandes distâncias. A cabeça apresenta um par de longas antenas de formatos muito diferentes entre as espécies. O aparelho bucal é uma fina espirotromba que lhes permite sugar o néctar das flores e outros líquidos. Mas nem todos se alimentam, alguns adultos vivem das reservas que eles armazenaram quando ainda eram lagartas. Os outros consomem alimentos líquidos, quase que exclusivamente néctar, ou às vezes pólen.

As larvas, ou lagartas, podem apresentar aspecto e cores tão fantásticos quanto os adultos. Se é difícil de observar uma borboleta ou mariposa adulta seja porque é noturna e somente atraida pela luz, seja diurna mas sempre em movimento, é mais fácil de observar as suas lagartas, muitas vezes ainda mais surpreendentes, entretanto, mais difícil de identificar. Para muitas espécies são desconhecidas tanto as larvas como as plantas que elas comem.

Algumas usam subterfúgios para escapar dos predadores, apresentando pêlos urticantes (6.6.11.1, todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada) ou tubérculos espinhosos, ou praticando camuflagem com o seu ambiente para tentar se parecer com um galho, uma folha ou mesmo um esterco de pássaro como a lagarta (6.6.11.2) da grande borboleta diurna *Heraclides thoas* (6.6.11.3). Elas possuem três pares de pernas verdadeiras na frente do corpo e outros pares de falsas pernas na parte de trás, que lhes permitem locomover-se e agarrar-se, assim como mandíbulas esmagadoras de uma formidável eficiência. Algumas dependem de uma única espécie de planta

Hábitos alimentares em borboletas

O aparelho bucal das borboletas é um órgão altamente especializado – a probóscide, um tubo em forma de espiral longo e estreito, próprio para sugar líquidos. Assim, o néctar floral, rico em açúcares é um alimento ideal para esses insetos. De fato, a maior parte das borboletas se alimenta de néctar quando adultas, sendo denominadas "borboletas nectarívoras". Um outro grupo de borboletas, no entanto, se alimenta de líquidos provenientes de frutas fermentadas, fezes, carcaças e de seiva de plantas. São as "borboletas frugívoras", todas pertencentes à família Nymphalidae, embora nem todos as Nymphalidae sejam frugívoras. Ainda, o uso dessas fontes energéticas não é exclusiva, ou seja, nectarívoras podem não se alimentar somente de néctar e frugívoras podem se alimentar de néctar ocasionalmente.

Danaus erippus.

6.6.11.**1.** A perigosa lagarta de *Eacles* sp.

6.6.11.**2.** Lagarta de *Heraclides thoas.*

6.6.11.**3.** *Heraclides thoas.*

Agrupamento de borboletas em areia molhada

Machos de muitas espécies de borboletas procuram as margens de rios ou lagos ou até mesmo areia úmida para sugar a água rica em sais. Esse comportamento está ligado ao amadurecimento sexual de indivíduos jovens, que formam aglomerados de dezenas de indivíduos. Representantes de todas as famílias de borboletas exibem esse hábito peculiar, mas nem todas as espécies parecem precisar desse tipo de complemento alimentar para atingir a maturação sexual. Localmente, espécies que comumente formam tais aglomerados são os Pieridae *Phoebis sennae*, *Anteos clorinde*, *Aphryssa statira* e o papilionídeo *Heraclides thoas.*

Phoebis sennae, Anteos clorinde e *Phoebis argante.*

enquanto que outras comem folhas e flores de diversas espécies vegetais.

Mastigando constantemente as folhas, elas contribuem para a entrada de luz solar nas camadas mais baixas de vegetação e adubam o solo por estarem constantemente defecando. Os lepidópteros eram classificados em duas morfo-categorias, os heteróceros ou borboletas noturnas (erroneamente consideradas como uma só superfamília, enquanto elas compoem numerosas e verdadeiras superfamília, o termo Heterocera continua ser usado geralmente em oposição ao termo seguinte) e os ropalóceros ou borboletas diurnas (caracterizadas por antenas filiformas terminando em clavas, asas fechadas em repouso e predominante atividade diurna). Atualmente, a classificação dos lepidópteros mais aceita, separa o que se chama de mariposas em inúmeras superfamílias (com distintos graus de parentesco) e as borboletas em duas superfamílias próximas entre si: os grupos irmãos Papilionoidea e Hesperioidea (Kristensen, 1999). No caso das borboletas, a taxonomia ao nível de Famílias encontra-se bastante consolidada. Alguns autores tratam subfamílias como famílias distintas, mas em qualquer caso, há apenas troca de posição hierárquica. Aqui adotamos a classificação e nomenclatura proposta por Lamas (2004).

Várias centenas de borboletas foram encontradas na Reserva, mas a grande maioria ainda não foi propriamente identificada. Não houve pesquisas dos microlepidópteros noturnos, abundantes, porém difíceis de serem determinados por falta de especialistas na área. As espécies de grande porte são mais frequentes na floresta densa ou nas regiões abertas da floresta secundária, que nas zonas de altitude. A flora mais pobre dos afloramentos rochosos não facilita a diversidade das espécies de grande porte, cujas lagartas podem ter dificuldades para encontrar ali uma alimentação suficiente. E é assim que mais de 250 espécies Heterocera foram encontradas, 130 delas tendo sido determinadas pelo menos parcialmente, pondo em evidência a importância das famílias Saturniidae, Bombycidae e Geometridae.

Asas transparentes de borboletas

Um grupo de borboletas típico de sub-bosque de florestas úmidas possui asas alongadas e quase completamente transparentes. São os ninfalídeos da tribo Ithomiini. A transparência é devido à ausência quase total de escamas, exceto pelas margens e ao longo de algumas veias, que geralmente são cobertas de escamas negras, laranjas ou amarelas. Esse padrão é seguido tão à risca, que muitas espécies de itomíneos são praticamente idênticas e a identificação exata em campo é muito difícil até para pesquisadores experientes. Diversas espécies que fazem parte desse anel mimético possuem gosto ruim ou são tóxicas. Dessa maneira, todas se beneficiam contra os predadores: basta que um predador prove apenas um indivíduo para que relembre a experiência desagradável todas as outras vezes que olha para um itomíneo parecido, mesmo que de espécies diferentes. No entanto, alguns pássaros aprenderam que o conteúdo estomacal de pelo menos algumas espécies de itomíneos é comestível. Assim, os pássaros mastigam o abdômen das borboletas de maneira que apenas os órgãos internos são ingeridos, descartando em seguida o restante do corpo (Brown & Neto, 1976).

Dircenna dero.

Os Saturniidae (6.6.11.4), ou pavões noturnos, são grandes mariposas que possuem antenas plumosas e asas coloridas, frequentemente marcadas com ocelos. As lagartas são também espetaculares, apresentando espinhos e protuberâncias (6.6.11.1). As 18 espécies observadas ilustram as diversas influências (climáticas, bióticas, florestais, dentre outros) que se exerceram sobre a Reserva, já que algumas são frequentemente encontradas em toda a América do Sul enquanto outras são típicas do Sudeste do Brasil, da Amazônia, da Guiana ou do Nordeste do Brasil.

6.6.11.**4.** *Eacles* sp.

Os Geometridae (6.6.11.5, 6.6.11.6), são mariposas de porte médio, mestres na arte da camuflagem, graças à sua capacidade de pousar rente a superfícies cuja aparência é perfeitamente imitada pelas suas asas. As suas larvas são chamadas lagartas mede-palmo por conta do seu modo de locomoção particular devido ao fato de só possuir pernas nas duas extremidades do corpo.

A fauna de mariposas da Reserva conta igualmente com espécies notáveis pertencentes a outras famílias.

É o caso da *Thysania agrippina*, da família Noctuidae, o lepidóptero de maior envergadura do mundo, superior a 25 cm (6.6.11.7). A sobrevivência da sua lagarta depende de certas leguminosas. Os adultos dessa espécie levam uma vida essencialmente diurna. Apesar de serem gigantescos, são muito discretos e pousam rente a troncos cobertos de liquen, camuflando-se perfeitamente a sua superfície quando em repouso. As batidas das asas são amplas e lentas. Ela pousa geralmente sobre troncos.

6.6.11.**5.** *Geometridae* sp., mestres na arte da camuflagem em liquens.

6.6.11.**6.** *Lagarta arpentosa* de Geometridae.

6.6.11.**7.** *Thysania agrippina,* o lepidóptero de maior envergadura do mundo.

Outra espécie surpreendente, uma *Oiketicus* da família das Psychidae, cuja fêmea não possui asas e vive num envelope feito de pêlos e raminhos de onde ela não pode sair, só deixando à vista a cabeça e as pernas (6.6.11.8) e que se fecha ao mínimo perigo graças a um opérculo (6.6.11.9). A morfologia do macho é adaptada a esse modo de vida particular: o seu abdômen muito comprido permitindo-lhe introduzir os seus órgãos reprodutores até o fundo do envelope no qual a fêmea se encontra.

Entre as borboletas, os exemplares da família Nymphalidae dominam e são sem dúvida as borboletas diurnas mais comuns e mais visíveis na Reserva. Existem cerca de 7.500 espécies no mundo. Entre elas, a grande e esplêndida *Siproeta stelenes* as surpreendentes e barulhentas *Hamadryas* que se colam ao tronco de cabeça para baixo e provocam um som seco ao levantar voo para assustar os predadores.

Os comportamentos desta família são bem variados e muitas vezes pode-se observar o voo fantasmagórico de *Pierella* de cor marrom transparente que voa a alguns centímetros da serrapilheira florestal, quase invisível: de repente ela para, se confundindo perfeitamente com o solo onde o olho do naturalista a procura inutilmente. O gênero *Cithaerias* adota o mesmo comportamento, assim como as *Caerois* e as *Antirrhea*, menos transparentes porém com cores também muito miméticas.

Algumas dessas espécies são encontradas em toda a América do Sul, como as *Heliconius* (6.6.11.10). Diversas espécies parentes do maracujá (*Passiflora*) são as plantas hospedeiras das lagartas deste gênero. As folhas de algumas desses maracujás produzem toxinas (especialmente alcalóides) que as protegem dos estragos causados. Ao longo da evolução paralela (coevolução) entre estas *Passiflora* e borboletas, algumas espécies de borboletas desenvolveram resistência às toxinas das folhas e chegam até a concentrá-las para se servir dessa defesa contra seus predadores. Estes reconhecem a sua toxicidade pelas cores e padrões que as borboletas exibem (Aposematismo).

A aparição de novas espécies de *Passiflora* desenvolveram novas toxinas e assim adiante houve surgimento de novas borboletas adaptadas a estas novas toxinas mostrando novas evoluções nas cores e padrões.

6.6.11.**8.** *Oiketicus* sp., só deixando à vista as pernas.

6.6.11.**9.** *Oiketicus* sp., fêmea escondida em sua manga.

6.6.11.**10.** *Heliconius ethilla.*

Um fenômeno estranho e incrível é o fato de que existem borboletas da familia Pieridae (*Dismorphia* sp. por exemplo) que apresentam as mesmas cores e padrões dos Nymphalidae tóxicos (mimetismo) embora sejam inofensivas. Isto é suficiente para protege-las. Este tipo de mimetismo se chama de mimetismo Batesiano.

Enfim á imagem de toda floresta tropical digna deste nome, a Reserva apresenta alguns grandes e magníficos *Morpho* e *Caligo*. Entre as Nymphalidae eles fazem parte dos gigantes azuis que iluminam o sub-bosque com seu voo lento e irregular.

A face inferior da *Caligo brasiliensis* mostra dois olhos pretos circundados de amarelo imitando os olhos de uma ave de rapina no intuito de assustar o predador, o que dá origem ao seu nome popular "borboleta-coruja". O efeito azul metálico da *Morpho helenor anakreon* (6.6.11.11) não é devido a pigmentos ou efeito químico: são as inúmeras escamas côncavas que recobrem as asas e por complexos jogos de mini-espelhos refletem as ondas luminosas de maneira que nossos olhos percebem somente as ondas azuis.

6.6.11.**11.** *Morpho helenor anakreon,* refletem as ondas luminosas.

AGRADECIMENTOS

Como exímios conhecedores da natureza, guias de campo e/ou pesquisadores: Felino Pedro Celestino, Manoel Nunes de Farias, Manoel Nazario, Agnaldo Pereira de Aguiar. Luis Batista de Freitas, Christian Willig, Anita Studer, Gilvan Pereira Costa, e Thomas Tscharner pelas valiosas contribuições fotográficas. Jean-Claude Weiss, Thierry Porion, Pascal Thiaucourt, Herve De Toulgoet, Pascale Brevignon, Claude Lemaire, Jean-Marie Cadiou pela ajuda nas identificações das espécies deste capítulo. Ivana Zamboni pela tradução. A Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajuda de custos nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Carlos Eduardo Beserra Nobre, CEMAFAUNA - Centro de Conservação e Manejo de Fauna da Caatinga Campus Ciências Agrárias, BR 407, Km 12, lote 543, Projeto de Irrigação Nilo Coelho, S/N, CEP 56.300-000 Petrolina - PE
cebnobre@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Brandão, C. R. F. & E. M. Cancello (eds). 1999. *Invertebrados Terrestres, vol. V. Biodiversidade do Estado de São Paulo. Síntese do conhecimento ao final do século XX* (Joly, C. A. & Bicudo, C. E. M. orgs): 1-279. FAPESP 18, São Paulo.

Brown, Jr., K. S. & J. V. Neto 1976. Predation on Aposematic Ithomiine Butterflies by Tanagers (Pipraeidea melanonota). *Biotropica* 8(2), 136-141.

D'Abrera B., 1984. *Butterflies of South America*. Ed. Hill House.

Grimaldi, D. & M. S. Engels. 2005. *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, New York.

Hogue C. L. 1993. *Latin American insects and Entomology*. University of California press.

Kistensen, N. P. (ed.). 1999. *Handbuch der Zoologie: eine Naturgeschichte der Stämme des Tierreiches* (Vol. 1). W. de Gruyter & Company.

Lamas, G., ed. 2004. Checklist: Part 4A Hesperioidea - Papilionoidea. *In:* Heppner, J.B. *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. Association of Tropical Lepidoptera, Gainesville.

Lépidoptéristes parisiens. 2003. *Les Lépidoptères de Guyane*. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2007. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 1. Généralités Hétérocères. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2007. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 2. Rhopalocères 1. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2008. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 3. Rhopalocères 2. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2011. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 4. Heliconiinae, Riodinidae. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2012. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 5. Lycanenidae. Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Lépidoptéristes parisiens. 2012. *Les Lépidoptères de Guyane*. Tome 6. Castniidae, Erebidae (Letis), Saturniidae (Eacles). Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens et d'Île-de-France, Hors série.

Smart P. 1975. *The illustrated encyclopedia of the butterfly world*. Salamander Books.

Tyler, H., K. S. Brown Jr, & K. Wilson. 1994. *Swallowtail butterflies of the Americas: a study in biological dynamics, ecological diversity, biosystematics and conservation*. Gainesville Scientific Publishers.

6.7

PEIXES (ACTINOPTERYGII)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

CHRISTIAN WILLIG

Willig, C. 2015. Peixes (Actinopterygii) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 325-331.

Parotocinclus cesarpintoi.

PEIXES (ACTINOPTERYGII) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.7

A Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) possui diversos ambientes aquáticos, tanto lênticos quanto lóticos. Todavia, as características desses meios limitam a diversidade biológica e somente 11 espécies de peixes foram encontradas na área.

AMBIENTES LÊNTICOS (ÁGUAS PARADAS)

A Reserva tem numerosos corpos d'água temporários, essencialmente nas zonas onde a rocha-mãe aflora, em particular na proximidade dos cimos. Tratam-se de depressões naturais onde se acumulam as águas de escorrimento. Na estação das chuvas, elas transformam-se rapidamente em vastos charcos apresentando um substrato em turfa ou areia (6.7.1) que, durante a estação seca, desaparecem progressivamente. Esses ambientes podem parecer inapropriados para o desenvolvimento de populações perenes de peixes. No entanto, certas espécies da família Rivulidae (Cyprinodontiformes), presentes na região, prosperam nesses ambientes temporários (Costa, 1995). Esses pequenos peixes, em geral muito coloridos, têm um ciclo de vida adaptado a essas condições extremas. Pouco depois da chegada das primeiras chuvas, os ovos enterrados no substrato eclodem. Os alevinos dispõem de uma abundante quantidade de plâncton que prolifera paralelamente nesse meio e têm um crescimento rapidíssimo atingindo, em algumas semanas, a maturidade sexual. Assim que possível eles se apressam então a por seus ovos no substrato antes de morrer, no seguimento da seca do charco. Os embriões enterrados se desenvolvem normalmente, mas não eclodem. Eles deverão suportar um longo período de estiagem até o retorno das chuvas que enfim virá provocar a sua eclosão (Costa, 1995; Sterba, 1987). No entanto, as expedições realizadas até hoje nos brejos temporários da Reserva não revelaram espécies deste grupo.

Vale também ressaltar a existência de algumas represas artificiais realizadas no passado com a construção de barragens em certos riachos (6.7.2). O objetivo dessas obras era de criar reservatórios destinados a compensar a falta de água durante a estação seca, mas com frequência se observava uma valorização, com a introdução de peixes exóticos utilizados para a aquicultura, como a tilápia ou a carpa. Felizmente, as observações mostram que essas introduções não foram realmente praticadas ou bem fracassaram, já que o recenseamento feito nessas represas registram somente espécies também presentes nos cursos d'água que as alimentam.

6.7.**1.** Brejo temporário de Três Lagoas.

6.7.**2.** Barragem Maia.

AMBIENTES LÓTICOS (ÁGUAS CORRENTES)

Numerosos cursos d'água percorrem o maciço, mas eles não disponibilizam condições favoráveis para o estabelecimento de uma grande diversidade de peixes. Como efeito, uma vez que todos eles tem a sua nascente no seio da Reserva e percorrem no máximo alguns quilômetros antes de ultrapassar as suas fronteiras, os cursos d'água possuem valores de volume e vazão modestos. Além disso, seus perfis de forte declividade alternam obstáculos como corredeiras íngremes (6.7.3) e zonas de infiltração nos taludes (6.7.4) e seções pantanosos onde a água se perde na vegetação palustre. Vale também ressaltar as estiagens que às vezes podem ser severas, capazes de provocar secas localizadas e mesmo a

alteração das características físico-químicas da água. Finalmente, todos esses cursos d'água, com uma única exceção, são tributários da mesma bacia fluvial, a do rio Paraíba, o que reduz a probabilidade de observar espécies diferentes. O riacho Correntes, o único tributário da bacia do rio Mundaú, ainda não foi estudado, mas poderia abrigar peixes da Reserva ainda desconhecidos.

6.7.**3.** Três corredeiras do riacho Riachão.

6.7.**4.** Riacho Caçamba.

Apesar de tudo, 11 espécies foram recenseadas até hoje nos cursos d'água da Reserva (Inventário XXII). A nomenclatura segue Froese & Pauly (2014) e Eschmeyer (1998) e a ordem sistemática das famílias segue Reis et al. (2003).

ORDEM CHARACIFORMES

A ordem dos Characiformes está representada por três espécies:

Hoplias malabaricus, da família dos Erythrinidae, é conhecida localmente pelo nome de traíra. Trata-se de um predador em geral noturno, que caça de tocaia. Ele pode atingir 50 cm de comprimento (Sterba, 1987). Na Reserva somente se encontram indivíduos de pequeno porte, medindo no máximo 10 cm, parecendo frequentar unicamente os locais mais calmos situados às margens da Reserva.

Astyanax bimaculatus, da família dos Characidae, é localmente chamado piaba, mas esse nome não é específico (6.7.5, todas as fotos deste capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada). Trata-se de um nadador diurno, com hábitos oportunistas, que pode ser observado em grupos, em todos os cursos d'água da Reserva, mesmo naqueles de altitude. Os maiores indivíduos já encontrados na Reserva não ultrapassam 12 cm de comprimento total.

Characidium cf. *bahiense*, da família dos Crenuchidae e mais precisamente da subfamília dos Characidiinae, apresenta, como todas as espécies do gênero, um comportamento semelhante ao dos gobiídeos ou percideos de Norte a América (darters).

6.7.**5.** *Astyanax bimaculatus* (piaba), riacho Riachão, lugar chamado Cafuringa.

Com efeito, como a sua bexiga natatória é atrofiada, ele passa a maior parte do tempo no fundo, onde ele se mantém só com a movimentação das nadadeiras peitorais. Como os gobies, ele se desloca brevemente, nadando durante curtos períodos. A sua preferência vai às águas calmas com substrato areno-lodosos na periferia da Reserva.

ORDEM SILURIFORMES

A ordem dos Siluriformes está representada por quatro espécies:

Callichthys callichthys, da família dos Callichthyidae, frequenta os locais pantanosos, algumas vezes situados a montante de corredeiras, revelando assim a sua capacidade para ultrapassar os obstáculos. Essa espécie, noturna e onívora, mede cerca de 15 cm de comprimento e passa os dias escondida embaixo da vegetação fluvial ou em amontoados de resíduos vegetais.

Aspidoras sp., da mesma família que a espécie precedente, é diurna e mede não mais que 3 cm de comprimento (6.7.6). Essa espécie explora em pequenos grupos os fundos arenosos, pouco profundos, expostos a uma correnteza moderada. Essa espécie apresenta um comportamento errático: ela pode ser observada em abundância em um certo momento em um determinado lugar, desaparece completamente no dia seguinte e reaparece mais tarde. No entanto, ela parece ser incapaz de ultrapassar as corredeiras mais importantes.

Parotocinclus cesarpintoi, da família dos Loricariidae, mede menos de 5 cm de comprimento. A espécie foi descrita em 1939 a partir de indivíduos recolhidos por Cesar Pinto à Quebrangulo (Ribeiro, 1939). Como todos os membros da sua família, essa espécie tem um perfil achatado dorso-ventralmente, uma bexiga natatória reduzida e uma boca ventral com lábios ásperos em forma de ventosa. Essas características permitem à espécie manter-se, sem esforço, presa aos rochedos, mesmo em zonas de correnteza forte sobre os quais ela se alimenta do tapete de algas e dos microorganismos. Esse comportamento originou o seu nome local de chupa-pedra, mas esse nome também é dado, por engano, ao *Aspidoras* sp. A espécie pode ser observada em todos os biótopos favoráveis da Reserva.

Rhamdia quelen, da família dos Heptapteridae, que a população local chama de bagre. Essa espécie é um predador noturno oportunista que se esconde durante o dia em amontoados de folhas mortas, cascas de árvores ou ramagens imersas. Na Reserva, essa espécie pode ser observada nos locais florestados, calmos e congestionados com a presença de resíduos vegetais ou taludes rochosos. Teoricamente ela pode ultrapassar 35 cm de comprimento (Sterba, 1987), mas os indivíduos observados na Reserva são de pequeno porte, atingindo no máximo quinze centímetros. Uma explicação provável é que somente indivíduos juvenis frequentam o maciço.

6.7.**6.** *Aspidoras* sp. (chupa-pedra), riacho Caçamba.

ORDEM GYMNOTIFORMES

A ordem dos Gymnotiformes conta com uma única espécie na Reserva:

Gymnotus sp., da família dos Gymnotidae, que frequenta zonas de correnteza moderada, essencialmente situadas nas partes inferiores dos cursos d'água. Todos os indivíduos observados mediam menos de 15 cm (6.7.7). Vale ressaltar que um individuo apresentando uma aparência diferente e medindo cerca de 40 cm foi capturado numa represa piscícola, situada na proximidade da Reserva. É possível que se trate de uma coloração típica de indivíduos adultos ou de um individuo de outra espécie.

Durante o dia, o *Gymnotus* sp. se esconde na vegetação ou em amontoados de resíduos vegetais e sai a noite, em busca de pequenas presas. Como todos os Gymnotiformes, ele emite sinais elétricos de baixa tensão que ele utiliza para comunicar com os seus congêneres, mas também com um objetivo de localização. Com efeito, o campo elétrico gerado pelo sinal elétrico ao redor do peixe é deformado pela presença de obstáculos (rochedos, galhos) ou

pelo movimento de outros animais (predadores ou presas). A análise dessas perturbações fornece ao *Gymnotus* sp. uma imagem tridimensional do seu ambiente circundante (Moller, 1995). Esse sentido elétrico, que para um ser humano é difícil de apreender, permite a esses animais evoluir e alimentar-se na mais completa escuridão e nas águas mais turvas.

6.7.**7.** *Gymnotus* sp., riacho Pedra Talhada.

ORDEM CYPRINODONTIFORMES

Como já indicado acima, nenhum Cyprinodontiforme típico dos brejos temporários, foi observado nesse tipo de meio ambiente na Reserva. Todavia, nas águas correntes, essa ordem está representada por uma espécie:

Poecilia cf. *reticulata*, da família dos Poeciliidae, que os aquariófilos do mundo inteiro conhecem pelo nome de guaru (*guppys*). Esse minúsculo peixinho, com fêmeas medindo cerca de 35 mm e machos de 20 mm (6.7.8), pode ser observado em alguns locais calmos, a jusante das últimas corredeiras que ele parece ser incapaz de ultrapassar. Ele vive em pequenos grupos em zonas soalheiras e pouco profundas. Ao contrario dos indivíduos criados e selecionados em aquários, os machos não são muito coloridos.

É provável que a população observada na Reserva seja exótica (Rosa & Groth, 2004). No passado, a introdução de guaru era frequente em todas as zonas onde grassavam doenças propagadas por mosquitos. Com efeito, esses peixes tinham a reputação, falsa, de erradicar as larvas aquáticas desses insetos (Kottelat & Whitten, 1996).

6.7.**8.** *Poecilia* cf. *reticulata* (guaru), riacho Correntes, lugar chamado Sítio João Ferreira.

ORDEM PERCIFORMES

A ordem dos Perciformes está representada por duas espécies da família dos Cichlidae:

Geophagus obscurus que é comum nos locais calmos e profundos das zonas inferiores dos cursos d'água (6.7.9). Trata-se de um peixe diurno, onívoro, territorial, apresentando cores brilhantes e medindo cerca de 15 cm de comprimento. Como todos os Cichlidae, os genitores dessa espécie cuidam com muita atenção os seus ovos e alevinos (Sterba, 1987).

Cichlasoma sanctifranciscense, que não ultrapassa 12 cm de comprimento. A espécie, discreta e pouco colorida, foi observada uma única vez na Reserva, numa zona calma com fundo arenoso.

6.7.**9.** *Geophagus obscurus*, riacho Riachão, lugar chamado Cafuringa.

AGRADECIMENTOS

Pelo valioso apoio como conhecedores da natureza, guias de campo e companheirismo: Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Aventino Pinto da Silva e Luis Batista de Freitas, com uma menção particular para Felino cuja serenidade inabalável e conhecimento inextinguível da fauna e flora da floresta impõem respeito. Pelas valiosas contribuições fotográficas: Luis Batista de Freitas e Thomas Tscharner. Pela revisão cuidadoso do texto: Ricardo S. Rosa. Pela ajuda nas identificações das espécies deste capítulo: Jacques Géry (*in memoriam*), Sven O. Kullander, Isaac J. H. Insbrücker, Ricardo S. Rosa e Flavio C. T. Lima pela determinação, respectivamente, do *Astyanax bimaculatus*, do *Geophagus obscurus*, do *Parotocinclus cesarpintoi* e do *Characidium* cf. *bahiense*. Pela tradução a Ivana Zamboni. Pela concepção e realização gráfica a Nicolas Spitznagel. Pelos incentivos financeiros, viagens e hospedagens a Associação Nordesta Reflorestamento e Educação.

ENDEREÇO DO AUTOR

Christian Willig, 7, place de l'église, 54840 Villey le sec, France
cwillig@laposte.net

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Costa, W. J. 1995. *Pearl Killifishes: The Cynolebiatinae: systematics and biogeography of the Neotropical annual fish subfamily (Cyprinodontiformes: Rivulidae).* T. F. H. Publications.

Eschmeyer, W. N. 1998. *Catalog of fishes, vols 1-3.* California Academy of Sciences, San Francisco.

Froese, R. & D. Pauly. 2014. FishBase. World Wide Web electronic publication. http://www.fishbase.org, version (02/2014).

Kottelat, M. & T. Whitten. 1996. *Freshwater biodiversity in Ásia with special reference to fish* 343*:* 1-59. World Bank Publications.

Moller, P. 1995. *Electric fishes history and behavior.* Chapman & Hall, London.

Reis, R. E., S. O. Kullander & C. J. Ferraris Jr. 2003. *Check list of the freshwaterfishes of South and Central America.* EDIPUCRS, Porto Alegre.

Ribeiro, P. M. 1939. Um novo *Paraotocinclus* do nordeste brasileiro. *Boletim Biológico, São Paulo* (Nova Série) 4: 364-366.

Rosa, R.S. & F. Groth. 2004. Ictiofauna dos ecossistemas de Brejos de Altitude de Pernambuco e Paraíba. *In:* Porto, K. C., J. J. P. Cabral & M. Tabarelli. Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba, História Natural, Ecologia e Conservação Ministério do Meio Ambiente. *Biodiversidade* 9, Brasília: 201-210.

Sterba G. 1987. *Süsswasserfische der Welt*. Urania Verlag.

6.8

ANFÍBIOS (LISSAMPHIBIA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

SERGIO POTSCH DE CARVALHO-E-SILVA

ANA MARIA PAULINO TELLES DE CARVALHO-E-SILVA

CYRO DE LUNA-DIAS

Carvalho-e-Silva, S. P., A. M. P. T. Carvalho-e-Silva & C. Luna-Dias. 2015. Anfíbios (Lissamphibia) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 333-355.

Dendropsophus studerae.

ANFÍBIOS (LISSAMPHIBIA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.8

A palavra "anfíbio" significa "dupla vida", em referência ao seu modo de vida. Esses animais constituem o único grupo de vertebrados cuja larva é aquática, enquanto o adulto é terrestre. Um grande número de espécies apresenta desenvolvimento direto, algumas criam suas larvas no próprio solo e outras nunca abandonam a água. Os seus representantes são classificados em três grupos: a ordem *Anura*, formada pelas rãs, sapos e pererecas; a ordem *Gymnophiona*, que reúne animais conhecidos como cecílias, gimnofionos ou cobras-cegas, caracterizando-se pela ausência de patas e uma grande semelhança com minhocas (em alguns locais do Brasil são chamados erroneamente de "minhocuçu"); e a ordem *Caudata*, que compreende as salamandras, os tritões e os axolotes.

Mais de 7.200 espécies de anfíbios foram até hoje descritas no mundo, quase metade delas sendo originárias das zonas tropicais do continente americano, com 1.063 espécies encontradas no Brasil (Frost, 2014).

O grupo dos Anuros (Anura) é o mais importante, com 6.370 espécies entre as quais 1.020 localizadas no Brasil (Frost, 2014). Em geral, nas zonas tropicais, essas espécies dominam quantitativamente entre os vertebrados. Em alguns lugares, a sua massa equivale àquela dos mamíferos de pequeno porte e representa o dobro daquela das aves. A sua área de distribuição é vasta. Alguns anuros estão, por exemplo, presentes da Suécia ao Saara, enquanto outras frequentam as cercanias do círculo polar. Em geral, são animais noturnos, fossoriais (que cavam tocas no solo) ou que vivem escondidos nas folhas do chão ou nas bromeliáceas, o que torna a sua observação difícil quando não estão coaxando. Além disso, eles são capazes de permanecer imóveis durante um tempo muito longo por causa de seu metabolismo particularmente lento.

Os Urodelos (Caudata), entre os quais 674 espécies são conhecidas (Frost, 2014), colonizaram essencialmente o hemisfério norte. Até pouco tempo, somente um deles (*Bolitoglossa paraensis*) havia sido identificado na Amazônia brasileira. Recentemente mais uma espécie foi registrada no Acre (*B. altamazonica*) e três novas espécies foram descritas, *B. madeira* de Rondônia, *B. tapajonica* do Pará e *B. caldwellae* do Acre (Brcko et al., 2013).

Enquanto as 200 espécies de gimnofiontes (Gymnophiona) vivem principalmente nas zonas tropicais, no Brasil há registro de apenas 38 e até o momento nenhuma foi identificada na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), talvez por conta do seu modo de vida subterrâneo que dificulta a sua localização mesmo por pesquisadores experientes.

Os Anfíbios representam um elo essencial na cadeia alimentar. Sua alimentação é composta de um número considerável de invertebrados, principalmente insetos. Muitas espécies comem também pequenos vertebrados como outros anfíbios, répteis e até pequenas aves e mamíferos. Por outro lado, eles constituem uma parte importante na alimentação de répteis, aves, mamíferos, peixes e até de outros anfíbios. São predados também por muitos invertebrados, como insetos, crustáceos e aracnídeos, tanto na fase adulta como na fase de girino.

Somente o grupo dos Anuros pode ser observado na Reserva. As espécies de anfíbios foram inventariadas, em 16 pontos no interior ou nas zonas limítrofes da floresta. Todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva. A nomenclatura científica segue Frost (2014), enquanto nomes comuns foram baseados em conversas com os moradores ou em Izecksohn & Carvalho e Silva (2010) e em Haddad et al. (2008), nesta ordem de prioridade. Das espécies encontradas, algumas, como *Hypsiboas faber* e *Rhinella jimi*, têm ampla distribuição, enquanto outras, como *Agalychnis granulosa*, têm uma distribuição mais restrita e uma delas, *Dendropsophus studerae* é endêmica das partes altas da Reserva. Algumas dessas espécies ainda não puderam ser identificadas a nível específico, seja por problemas nomenclaturais, seja por falta de material disponível. Essas espécies não estão detalhadas abaixo, já que não é possível obter informações a seu respeito. São elas: 1 espécie de *Chiasmocleis* identificada pela presença das larvas em diferentes épocas, 1 espécie de *Hypsiboas*, 1 espécie de *Physalaemus* (registrada apenas pelo canto), 1 espécie de *Pseudopaludicola* e 2 espécies de *Pristimantis*. Porém, vários fatores, como a diversidade de microambientes, nos levam a crer que mais espécies deverão ser encontradas.

Os Anuros da Reserva pertencem a 6 famílias que são: Bufonidae (3 spp.), Craugastoridae (3 spp.), Hylidae (24 spp.), Leptodactylidae (9 spp.), Microhylidae (2 spp.) e Odontophrynidae (1 sp.) (ver inventário XXI). Um total de 42 espécies de anfíbios foi observado na Reserva de Pedra Talhada.

FAMÍLIA BUFONIDAE

Com 51 gêneros e 576 espécies no mundo e 93 localizadas no Brasil, os Bufonidae ou "sapos verdadeiros" formam uma família muito homogênea (Frost, 2014). Caracterizam-se por possuir um par de glândulas venenosas (paratoides) atrás dos olhos, terem a pele áspera e por possuir pernas curtas, podendo se afastar mais dos corpos d'água. Embora tenham veneno, não são capazes de inoculá-lo, mas este é um importante mecanismo de defesa contra os predadores.

Originalmente ausentes de certas zonas do planeta, como Madagascar, Austrália, Nova-Guiné e Nova-Zelândia, eles foram introduzidos, em alguns casos pelo homem, para controlar insetos ou roedores. Na Austrália essa experiência se transformou num desastre ecológico: a *Rhinella marina* destruíu as populações autóctones de rãs e lagartos.

Um consumo de oxigênio superior àquele dos outros Anuros permite aos Bufonidae percorrer longas distâncias, mesmo com saltos curtos. Eles são particularmente ativos durante as noites úmidas. Na estação seca ou durante os períodos desfavoráveis, eles permanecem em abrigos que cavam no solo ou nas galerias escavadas pelos roedores, podendo penetrar nestes buracos, em busca de temperatura e umidade adequadas.

A sua alimentação é composta principalmente de adultos e larvas de insetos, de crustáceos terrestres, moluscos, vermes, anfíbios tanto larvas quanto adultos e de pequenos mamíferos, se o tamanho deles não for excessivo. Na Reserva, é comum ver as *Rhinella* sob postes, capturando insetos atraídos pela luz.

O amplexo é uma forma de pseudocópula no qual um anuro macho se coloca no dorso de uma fêmea, abraçando-a com as suas patas, enquanto esta faz a postura dos ovos. Nesta altura, o macho fertiliza os ovos com o fluido que contém os espermatozóides. O amplexo dos Bufonidae pode durar de alguns minutos até alguns dias, resultando algumas vezes na postura de mais de 30.000 ovos dos quais somente algumas larvas conseguirão atingir a idade adulta.

Os girinos desta família normalmente se desenvolvem na água e sofrem metamorfose muito antes de chegar ao estado adulto. Na fase inicial da sua vida o girino respira por brânquias externas que em seguida são substituídas por brânquias internas e após a metamorfose são substituídas por pulmões. Outras transformações incluem a reabsorção da cauda e o aparecimento de membros, primeiro os posteriores, depois os anteriores. Os girinos vivem em lagos, pequenas poças de água parada, ou mesmo na água acumulada em certas plantas, como as bromélias, e mais raramente em rios. Geralmente os girinos desta família possuem coloração negra e toxinas na pele, e se unem num agregado, no seio do qual cada individuo conserva uma certa autonomia. Essa coesão desaparece quando um membro do cardume é ferido, os demais se dispersam em todas as direções, demonstrando assim serem capazes de perceber mensagens químicas.

Três representantes dessa família foram identificados na Reserva.

Rhinella crucifer
Sapo-cururu

O sapo-cururu, *Rhinella crucifer* (6.8.1), pode ser encontrado numa grande parte da costa brasileira, do Rio de Janeiro até o Ceará. O macho mede 70 mm e a fêmea pode atingir 90 mm.

De costumes noturnos, este anuro se refugia, durante o dia, embaixo das folhas secas que cobrem o solo, nas covas abandonadas ou ainda entre as raízes das árvores, a sua coloração marrom permite-lhe passar despercebido aos olhos de seus predadores.

Durante o período de reprodução, o macho coaxa sobre pedras na beira de lagos ou represas ou sobre o solo, para chamar as fêmeas. Ele vocaliza principalmente nas margens dos pontos de água estreitos situados à proximidade da sede da Reserva. As suas desovas são formadas por longos cordões gelatinosos apresentando uma única linha de ovos, raramente duas. Os girinos são pretos e se locomovem em cardumes, como muitos peixes.

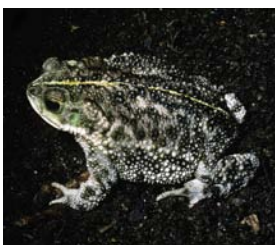
6.8.**1.** *Rhinella crucifer* (sapo-cururu).

Rhinella granulosa
Sapo-granuloso

Rhinella granulosa (6.8.2) é uma das menores espécies do gênero *Rhinella* da América do Sul, típica do cerrado. O macho mede 40 mm, enquanto a fêmea pode atingir 60 mm. Ela deve o seu nome à sua pele recoberta de pequenas verrugas cônicas com marcas escuras. A coloração do seu corpo é variável, em geral acinzentada e pontuada com manchas marrons, algumas vezes esverdeadas, sublinhada por uma linha vertebral clara e cristas cefálicas de cor marrom escuro. A sua região ventral é amarelada.

Os seus membros posteriores de dimensões modestas são adaptadas para a escavação, visto que esse sapo aprecia se esconder, sobretudo nos períodos de estiagem. Ela vive principalmente em pequenos buracos escavados na terra (6.8.3), próximos de tanques de água parada nos quais ele se reproduz.

A sua alimentação se compõe essencialmente de invertebrados, principalmente formigas, que ela encontra no solo. *Rhinella granulosa* é frequentemente parasitada por carrapatos comuns também em serpentes, lagartos e tartarugas.



6.8.**2.** *Rhinella granulosa* (sapo-granuloso).

Rhinella granulosa foi encontrada em vários pontos na Reserva, principalmente em áreas abertas nas proximidades da sede da mesma.

6.8.**3.** Pequenos buracos escavados na terra onde *Rhinella granulosa* (sapo-granuloso) se abriga.

Rhinella jimi
Sapo-boi

Rhinella jimi (6.8.4) é de tamanho mais imponente, medindo de 230 a 250 mm. O seu nome vernacular, sapo-boi, dá uma ideia das dimensões desse anfíbio. Em outras localidades é também chamada de sapo cururu, como muitas espécies deste gênero. Ela pode ser encontrada em grande parte do Nordeste, e representa um dos maiores anuros dessa região.

6.8.**4.** *Rhinella jimi* (sapo-boi) aproxima-se das habitações à noite, capturando insetos que vêm atraídos pela luz.

Ela é uma habitante espetacular da Reserva. Frequenta a borda da mata e costuma aventurar-se nas plantações vizinhas, mais particularmente nos canaviais, podendo até arriscar, no fim da tarde, a aproximar-se das habitações, visto que é um animal terrestre de hábitos crepusculares. Os estudos realizados sobre a sua alimentação mostraram que o seu regime é muito variado, com uma predominância insetívora, podendo incluir outros anuros e até roedores no seu cardápio, graças a seu tamanho avantajado.

A sua pele seca e rugosa apresenta uma tendência a tornar-se córnea, dura e resistente. As verrugas e glândulas presentes na face interna das suas coxas liberam um líquido leitoso quando espremidas. As suas patas curtas não lhe permitem executar saltos de grande amplitude. Em caso de perigo, o sapo-boi pode inchar para intimidar o seu agressor.

O macho atrai a sua companheira emitindo um canto característico, grave e prolongado. O acasalamento se produz em zonas inundadas ou margens de rios, depois de um amplexo axilar.

FAMÍLIA MICROHYLIDAE

A família Microhylidae é composta de 11 subfamílias e 544 espécies ao redor do planeta (Frost, 2014). Ela conquistou todo o continente americano assim como o leste e o sul da África, a ilha de Madagascar, a Índia, o sudeste asiático, a Nova-Guiné e o norte da Austrália. 49 espécies foram inventariadas no Brasil (Frost, 2014) e apenas 2 gêneros e 2 espécies foram inventariadas na Reserva.

Os seus membros, de modo geral sapos de pequeno porte, mostram frequentemente um comportamento escavador, com períodos de atividade desenvolvendo-se de preferência à noite. As espécies se caracterizam pelo seu corpo arredondado, com um focinho pontudo e uma cabeça curta se comparada ao corpo. Sua alimentação é composta principalmente de cupins e formigas. As larvas desta família apresentam uma boca ampla, permitindo grande filtragem da água para captura de pequenos organismos, como rotíferos e protozoários.

Dermatonotus muelleri Sapo-tartaruga

Até o momento, *Dermatonotus muelleri* (6.8.5) é o único Microhylidae adulto registrado na Reserva. Ele foi visto principalmente em dois lugares situados à proximidade da sede do ICMBio/AL: uma pequena represa de água, localizada em um pequeno vale estreito, bastante ensolarado, apesar da presença de muitas árvores (Poça do Mulungu), assim como em outro poço de água (6.8.6), circundado de capim e parcialmente sombreado graças a duas árvores, uma mangueira e um mulungu.

Apesar dessa espécie ser largamente representada na América do Sul, as informações sobre o seu comportamento são incompletas. A razão dessa falta de conhecimento é, por um lado, a sua tendência natural de se esconder e, por outro lado, que ele só se torna visível e verdadeiramente ativo durante os períodos de reprodução.

6.8.**6.** Localidade de Poça do Mulungu com água circundada de capim e parcialmente sombreada.

O seu corpo quase esférico mede cerca de 60 mm, com uma cabeça pequena apresentando um focinho pontudo. Seus membros locomotores são reduzidos e perfeitamente adaptados à marcha e à escavação de tocas na terra.

A pele da sua face dorsal é lisa, de coloração marrom com manchas amarelas, enquanto os seus flancos, patas e barriga são de cor preta ou marrom esverdeada com numerosas manchas brancas redondas.

A alimentação desse sapo é constituída por formigas e cupins que ele vai buscar nos seus ninhos.

6.8.**5.** *Dermatonotus muellleri* (sapo-tartaruga).

Durante esses ataques, ele produz uma secreção que se endurece sobre os seus olhos, de maneira a protegê-los das ferroadas dos insetos.

A reprodução ocorre principalmente em poças d'água efêmeras e pequenas lagoas, emitindo um canto potente semelhante ao mugido de bezerros. Os girinos redondos de cor marrom formam grandes cardumes na superfície da água.

FAMÍLIA HYLIDAE

A grande família dos hilídeos, que abriga as espécies conhecidas como pererecas, também estão bem representadas na Reserva por 2 das 3 subfamílias de Hylidae: Hylinae e Phyllomedusinae. 24 espécies foram inventariadas na Reserva.

Se os 49 gêneros e 941 espécies de hilídeos colonizaram vários continentes, eles estão presentes em massa sobretudo nas Antilhas, na América Central e na América do Sul (Frost, 2014). Os hilídeos são pererecas perfeitamente adaptadas a uma vida arborícola. Os seus dedos terminados em ventosas permitem-lhe prender-se às superfícies verticais e atingir com facilidade o cimo das árvores. Muitas espécies da subfamília Hylinae são dotadas de membranas localizadas entre os dedos que também lhes permite nadar. No Brasil, 377 espécies de hilídeos foram identificadas (Frost, 2014).

Subfamília Hylinae

A subfamília Hylinae possui 43 gêneros e 674 espécies no mundo (Frost, 2014), e é a melhor representada na Reserva, contando 22 espécies até o momento. Muito diversificada, ela reúne todos os hilídeos que não possuem os sinais distintivos das outras subfamílias. Os gêneros *Dendropsophus*, *Hypsiboas*, *Scinax*, *Sphaenorhynchus* e *Trachycephalus* estão presentes na Reserva.

Enquanto a maioria dos hilídeos de pequeno porte vivem nas ervas altas, os maiores são arborícolas, o que valeu-lhes o apelido de "*tree frog*" (sapo de árvore). Elas podem subir nas árvores até grandes alturas, protegidas por um uniforme de camuflagem excepcional, a cor e a textura da sua pele rugosa imitando perfeitamente a cortiça das árvores. Em várias espécies, as franjas cutâneas localizadas ao longo dos seus membros ajudam a tornar menos nítido o contorno da sua silhueta.

De modo geral, a postura de ovos se faz na água, mas certas espécies põem uma massa viscosa de ovos sobre as partes emersas de plantas aquáticas, as larvas caindo na água no momento da eclosão. No caso em que a chuva demore a chegar e o corpo d'água seque, o girino pode aguardar por vários dias na sua capsula gelatinosa, esperando a vinda da chuva para se liberar. Nessas condições, no momento da eclosão as brânquias externas já desapareceram.

Certas espécies põem os seus ovos em cones cheios de água formados pelas rosetas foliares das bromélias, que acolhem as larvas até a sua completa metamorfose. Neste ambiente pobre em recursos nutritivos, os girinos (6.8.7) se alimentam devorando o envelope dos seus ovos ou ainda os indivíduos mais débeis. De modo geral, dois anos são necessários ao girino para tornar-se um adulto reprodutor.

Vinte e duas dessas pererecas colonizaram maciçamente a Reserva. Algumas, como a *Hypsiboas faber* (sapo-maretelo ou sapo-ferreiro), já são bem conhecidas e presentes em outras regiões; outras, como *Dendropsophus dutrai*, foram muito menos estudadas ou até são conhecidas por um número pequeno de especialistas, enquanto *D. studerae* não é conhecida de nenhuma outra região do planeta.

6.8.**7.** Girinos de *Dendropsophus* sp., em diferentes fases de desenvolvimento.

Dendropsophus branneri
Pererequinha-do-brejo

Dendropsophus branneri é de pequeno porte, abundante e está geograficamente bem distribuída na Reserva, principalmente nos brejos e lagoas onde prefere instalar-se sobre as gramíneas (Poaceae) e os e os juncos (*Eleocharis* sp., Cyperaceae) (6.8.8).

6.8.**8.** *Dendropsophus branneri* (pererequinha-do-brejo).

Dendropsophus decipiens
Pererequinha-do-brejo

Dendropsophus decipiens é uma pequena pereréca florestal que mede cerca de 20 mm e apresenta um corpo marrom marcado por duas faixas brancas bem visíveis sobre os flancos (6.8.9).

Durante o período de reprodução, ou seja, a estação das chuvas, ela é particularmente visível e audível nas clareiras próximas de poças d'água, o macho chamando a fêmea com gritos muito agudos.

6.8.**9.** *Dendropsophus decipiens* (pererequinha-do-brejo).

O casal põe a sua desova pegajosa numa folha situada entre 30 e 40 centímetros em cima da superfície do ponto d'água e protegida por uma cobertura vegetal que evita o ressecamento dos ovos (6.8.10). Imediatamente depois da eclosão, as larvas pretas, apresentando duas faixas dorsais douradas e uma cauda incolor com barras pretas, se deixam escorregar até a água.

Essa espécie foi localizada em numerosos lugares na Reserva, mais particularmente na Represa da Sede, Brejo da Sede, Lagoa do Lajedo dos Bois, Lagoa do Junco, Três Lagoas, Fonte do Ingá e Poça do Mulungu.

6.8.**10.** *Dendropsophus decipiens* (pererequinha-do-brejo) desova pegajosa em uma folha situada entre 30 e 40 cm sobre a superfície da água.

Dendropsophus dutrai

Dendropsophus dutrai (6.8.11) foi descoberta recentemente na Reserva. Esse é o primeiro registro dessa espécie fora da localidade tipo, em Areia Branca, no estado de Sergipe (Gomes e Peixoto, 1996; Frost, 2014).

6.8.**11.** *Dendropsophus dutrai.*

Dendropsophus elegans
Perereca-de-moldura

Dendropsophus elegans, chamada de perereca-de-moldura, é uma pequena perereca que assume perfeitamente o seu nome, com a sua coloração marrom dourado, com manchas brancas na cabeça, dorso e a face externa das coxas e patas, formando uma moldura. Ela coloniza os brejos e as lagoas em clareiras na floresta (6.8.12).

6.8.**12.** *Dendropsophus elegans* (perereca-de-moldura).

Dendropsophus haddadi
Pererequinha-do-brejo

Dendropsophus haddadi é facilmente confundida com *D. decipiens*, tanto por ser morfologicamente parecida quanto por possuir os mesmos hábitos. Ela pode ser encontrada na costa brasileira, do Espírito Santo até Pernambuco.

Dendropsophus minutus
Perereca-de-ampulheta

Dendropsophus minutus é uma perereca impressionante, não tanto pela sua coloração marrom amarelada (6.8.13) nem pelo seu tamanho que raramente ultrapassa os 30 mm, mas pela potência do seu grito agudo durante o período reprodutivo.

O macho chega aos lugares de reprodução antes da fêmea e a atrai com os seus cantos (6.8.14), assentado numa planta aquática emersa na água de um brejo ou de uma poça. Apesar de suas modestas dimensões fazerem dela uma presa fácil para um grande número de predadores, incluindo as aranhas, a população de *Dendropsophus minutus* na Reserva é abundante, assim como no resto do Brasil.

6.8.**13.** *Dendropsophus minutus* (perereca-de-ampulheta).

6.8.**14.** *Dendropsophus minutus* (perereca-de-ampulheta) casal em amplexo (macho sobre a fêmea) para a reprodução.

Dendropsophus oliveirai
Pererequinha-do-brejo

Dendropsophus oliveirai é uma pequena perereca que está fortemente presente na Reserva. Apesar da sua leve semelhança com *D. elegans*, ela se diferencia pela presença sobre o seu corpo de duas faixas laterais brancas (6.8.15).

6.8.**15.** *Dendropsophus oliveirai* (pererequinha-do-brejo).

Dendropsophus studerae

Dendropsophus studerae é uma espécie abundante na Reserva, na Lagoa de Lajedo dos Bois e na Lagoa do Junco (6.8.16), e até o momento não encontrada em nenhuma outra localidade. Ela só foi vista na parte mais alta da Reserva, acima de 600 m. Apresenta muitos pontos em comum com *Dendropsophus bipunctatus*, se diferenciando dela pela voz, a coloração verde uniforme do seu dorso, as coxas vermelhas e a presença de duas ou três marcas amarelas sobre o lábio superior (6.8.17). Essa perereca de 23 mm para os machos e 28 mm para as fêmeas é visível principalmente durante a estação das chuvas (6.8.18), escondida nos capins e nos juncos nas noites de lua cheia e a descoberto quando a noite é sem lua.

Ela foi descrita em 2003 por Sergio Potsch Carvalho e Silva, Ana Telles de Carvalho e Silva e Eugenio Izecksohn, que a denominaram *studerae* em homenagem a Anita Studer (Carvalho-e-Silva et al., 2003).

6.8.**16.** Lagoa do Junco.

6.8.**17.** *Dendropsophus studerae* sobre a vegetação no brejo com coloração verde amarronzado.

6.8.**18.** *Dendropsophus studerae*, casal em amplexo (macho sobre a fêmea) durante a reprodução.

Hypsiboas albomarginatus
Perereca-verde

A perereca-verde, ou *Hypsiboas albomarginatus* é de porte médio medindo em torno de 50 mm, prefere os brejos que ela coloniza massivamente. Os machos cantando no meio de raminhos e folhas, principalmente durante a estação das chuvas. O seu dorso de cor verde se confunde com a folhagem em torno (6.8.19). As suas membranas interdigitais são alaranjadas e a sua íris é prateada. O canto rouco desse Hylinae faz lembrar o grito de um palmípede. Seus girinos podem ser vistos em grande número em poças d'água e em pequenas lagoas.

Essa espécie esta bem distribuída no Brasil, do Rio Grande do Norte a Santa Catarina. É uma espécie típica da floresta Atlântica, que coloniza as borlas a uma altitude inferior a 600 m. Está presente em vários corpos d'água da Reserva como a Represa da Sede, a Lagoa do Lajeiro dos Bois, a Lagoa do Junco, as Três Lagoas, o Remanso da Cafuringa, a Barragem da Cafuringa, o Pai Vicente, a Cacimba dos Cavalos,

6.8.**19.** *Hypsiboas albomarginatus* (perereca-verde).

a Fonte do Ingá, a Poça do Mulungu e a Represa da Piscina.

Hypsiboas crepitans
Perereca-porco

Hypsiboas crepitans é uma das pererecas arborícolas mais comuns e mais frequentemente estudadas, e mede cerca de 60 mm. Seu canto rouco e forte lhe dá o nome de perereca-porco.

Ela se caracteriza por um mimetismo cromático, a coloração do seu corpo variando do branco ao marrom escuro, segundo a cor do meio ambiente onde ela se encontra (6.8.20). É frequente nas proximidades das habitações humanas onde aproveita-se da presença dos insetos atraídos pela luz. O chamado do macho, emitido de uma árvore ou do solo, próximo a um corpo d'água, é característico e muito potente para um animal do seu tamanho.

6.8.**20.** Mimetismo da *Hypsiboas crepitans* (perereca-porco) em um tronco de Mandacaru (*Cereus* sp.).

Hypsiboas exastis
Sapo-pataca

Hypsiboas exastis é uma grande perereca que pode chegar a 100 mm de comprimento e costuma cantar tanto em bromélias no alto de árvores quanto próxima à água de um riacho (6.8.21). Seu canto característico lhe dá o nome local de sapo-pataca. Ocorre nos estados de Alagoas, Bahia e Pernambuco.

6.8.**21.** *Hypsiboas exastis* (sapo-pataca) em um riacho.

Hypsiboas faber
Sapo-martelo ou sapo-ferreiro

Apresentando dimensões bem mais respeitáveis que a maioria das suas parentes com os seus 100 mm de comprimento, a *Hypsiboas faber* é popularmente chamada sapo-martelo ou sapo-ferreiro, por conta do seu canto nupcial característico. A cor dominante do seu corpo é marrom à noite (6.8.22) e bege ou laranja durante o dia (6.8.23). A sua área de ocorrência é muito grande e se estende do Nordeste do Brasil até a Argentina. Esse anfíbio frequenta a borla da Reserva.

Para a postura, o macho escava, perto das margens de um brejo ou de uma pequena lagoa efêmera, um ninho em forma de cratera de 200 a 300 mm de diâmetro circundado por um muro sólido de uma altura de 50 mm (6.8.24). Depois da construção terminada, ele defende esse território contra a invasão de outros machos esperando as fêmeas. Às vezes lutas se desencadeiam, os beligerantes agarrando-se um ao outro e cravando-se mutuamente na pele os seus pré-polex, uma protuberância óssea afiada situada na parte da frente do seu primeiro dedo.

A fêmea, depois de uma vistoria do trabalho realizado, deposita os ovos no ninho, que são imediatamente fecundados pelo seu companheiro. Após a eclosão, as larvas se desenvolvem nesse abrigo, apertadas umas nas outras em posição vertical. Elas se alimentam das reservas do saco vitelino e em seguida de folhas mortas que caem dentro do ninho. Se uma forte pancada de chuva não os leva na direção do ponto d'água mais próximo, eles podem arrastar-se pelo solo molhado. Um mesmo ninho pode ser reutilizado e abrigar girinos de diferentes idades.

6.8.**22.** *Hypsiboas faber* (sapo-martelo ou sapo-ferreiro) cinzento durante o dia.

6.8.**23.** *Hypsiboas faber* (sapo-martelo ou sapo-ferreiro) marrom amarelado a noite.

6.8.**24.** Ninho em forma de cratera de *Hypsiboas faber.*

Hypsiboas raniceps
Perereca-risada-de-bruxa

Hypsiboas raniceps é de porte médio possuindo uma coloração castanha com uma faixa escura atravessando o seu focinho (6.8.25). Distribuída em grande parte da América do Sul desde a Venezuela até a Argentina, essa espécie está presente na Reserva, e também habita as zonas urbanas que ela soube colonizar. É comum encontrá-la dentro das casas, abrigando-se entre telhas e tijolos. Sua voz lembrando uma risada à noite lhe dá o cognome de perereca-risada-de-bruxa em muitas regiões do Brasil.

6.8.**25.** *Hypsiboas raniceps* (perereca-risada-de-bruxa).

Hypsiboas semilineatus

Hypsiboas semilineatus é uma perereca arborícola de hábitos noturnos frequente na América do Sul, tropical onde ela coloniza as florestas primárias. Ela se parece com *Hypsiboas faber*, mas suas dimensões são mais modestas (6.8.26). O seu saco vocal serve para o canto que ela emite de um ramo a menos de 1 m de altura, abrigada pela vegetação das margens de cursos d'água lentos. O seu chamado, audível apenas a poucos metros de dis-tância, faz lembrar uma galinha, ao longe.

As suas patas posteriores apresentam um apêndice dérmico triangular e pontudo, provavelmente destinado a acentuar o mimetismo do animal quando ele se encontra na posição de repouso. Os seus três últimos dedos são quase completamente palmados.

Os ovos são liberados na superfície da água. Os girinos preto-azulados são grandes se comparados ao tamanho dos adultos. Eles se agregam formando um grupo compacto, que pode assustar predadores.

Essa perereca foi observada na Reserva em algumas lagoas atravessadas por riachos, em zonas abertas dentro e fora dos seus limites.

6.8.**26.** *Hypsiboas semilineatus.*

Scinax auratus
Perereca-dourada

Scinax auratus é uma pequena espécie que se distribui desde o norte da Bahia até a Paraíba. É uma perereca vistosa graças aos reflexos dourados que possui (6.8.27), o que lhe confere o nome de perereca-dourada. Raramente é encontrada na Reserva.

6.8.**27.** *Scinax auratus* (perereca-dourada).

Scinax eurydice
Perereca-de-banheiro

Scinax eurydice ou perereca-de-banheiro é uma espécie arborícola na qual os machos medem de 29 a 41 mm e as fêmeas de 37 a 44 mm. A pele lisa ou levemente rugosa do seu dorso é de cor marrom oliváceo mais ou menos escuro, marcada por uma larga faixa dorsolateral bege escuro marginada por uma tonalidade mais escura. Os flancos e as coxas são pontilhados por manchas amarelas bordejadas de preto (6.8.28).

Ainda que essa espécie habite naturalmente árvores e arbustos de floresta secundária, ela também pode ser frequentemente observada em zonas abertas, escondida embaixo de troncos caídos, folhas e capins altos. Essa perereca entra com facilidade nas habitações humanas, a sua grande agilidade e sua capacidade ecxepcional de esquiva permite-lhe escapar com grandes saltos, mesmo nas ervas altas, e escalar rapidamente até o topo das árvores. A sua reprodução acontece em lagoas com pouca profundidade ou poças efêmeras, onde o macho escondido nos arbustos próximos ou sobre plantas flutuantes chama a fêmea com um canto composto de uma série de notas curtas "ahh-ahh-ahh".

6.8.**28.** *Scinax eurydice* (perereca-de-banheiro), arborícola com dorso escuro e manchas amarelas.

Scinax nebulosus

Scinax nebulosus coloniza florestas de baixa altitude, até 600 metros, inclusive na Reserva (6.8.29). Ela esta presente no sudeste da Venezuela, nas Guianas, na bacia amazônica inferior e na floresta Atlântica do nordeste brasileiro.

6.8.**29.** *Scinax nebulosus.*

Scinax pachycrus

Scinax pachycrus é uma espécie típica da Caatinga, encontrada desde o norte de Minas Gerais até Pernambuco. Ela mede cerca de 30 mm e costuma apresentar uma faixa marrom escuro de cada lado, que vai desde o focinho até perto das pernas. Poucas informações estão disponíveis sobre seus hábitos.

Scinax x-signatus
Raspa-cuia

A *Scinax x-signatus* é facilmente encontrada em áreas abertas de grande parte da América do Sul, desde o norte da Colômbia e da Venezuela até o estado do Paraná. Os adultos costumam medir entre 30 e 40 mm, e costumam apresentar uma marca em forma de "X" no dorso, o que lhe confere o seu nome científico. Já o seu nome popular, raspa-cuia, é dado devido ao seu canto de anúncio. Desconfia-se que se trate na verdade de várias espécies muito parecidas, mas estudos aprofundados são necessários para comprovar essa hipótese.

Sphaenorhynchus prasinus
Sapinho-limão

Sphaenorhynchus prasinus ou sapinho-limão é uma pequena perereca verde (6.8.30), que costuma cantar em folhagens sobre poças d'água. Anteriormente conhecida dos estados da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais e Pernambuco, foi recentemente encontrada na Reserva e teve sua distribuição ampliada para Alagoas (Silva et al., 2013).

6.8.**30.** *Sphaenorhynchus prasinus* no junco (*Eleocharis interstincta*, Cyperaceae).

Trachycephalus mesophaeus
Perereca-grudenta

Trachycephalus mesophaeus ou perereca-grudenta, é de tamanho grande ocorrendo desde o Rio Grande do Sul até Pernambuco. Normalmente apresenta coloração verde ou marrom (6.8.31). Porém, em período reprodutivo, os machos se tornam amarelo-ouro (6.8.32). Sua reprodução é explosiva: em certos dias pode-se encontrar centenas deles em uma única poça d'água, nadando de um lado para o outro enquanto cantam para atrair as fêmeas (6.8.33, 6.8.34).

6.8.**31.** *Trachycephalus mesophaeus* (perereca-grudenta).

6.8.**32.** *Trachycephalus mesophaeus* (perereca-grudenta), casal em amplexo (macho sobre a fêmea) durante a reprodução.

6.8.**33.** *Trachycephalus mesophaeus* (perereca-grudenta), vários machos que tentam abraçar uma única fêmea.

6.8.**34.** Reprodução explosiva de *Trachycephalus mesophaeus* (perereca-grudenta) na Lagoa do Junco. Pode-se encontrar centenas deles em uma única poça d'água.

FAMÍLIA PHYLLOMEDUSINAE

Outra subfamília de Hylidae, as Phyllomedusinae são representadas na floresta da Reserva por *Agalychnis granulosa* perereca-das-folhagens e por *Phyllomedusa nordestina* perereca-macaco. Esta família possui cinco gêneros e 59 espécies distribuídas apenas nas Américas do Sul e Central, não sendo encontradas em outros continentes (Frost, 2014). Trinta e sete espécies ocorrem no Brasil. Algumas espécies possuem na pele veneno usado como defesa quando ingeridas, sendo muitas vezes regurgitada pelos seus predadores. Também são conhecidas como perereca ou rã-macaco pelo hábito de escalar árvores lentamente.

Perfeitamente adaptadas a uma vida arborícola como a maioria dos membros da família Hylidae, elas possuem nos seus quatro membros um primeiro dedo em oposição aos outros, todos eles apresentando discos adesivos nas extremidades. Essa característica permite-lhes chegar ao cimo das árvores com uma grande facilidade, podendo realizar a ascenção com a ajuda de uma só pata, se necessário. As espécies de Phyllomedusinae se distinguem das espécies de outras subfamílias de Hylidae pelo seu modo de reprodução que se realiza fora d'água, dentro de uma ou duas folhas enroladas que servem de receptáculo aos ovos e asseguram o seu desenvolvimento ao abrigo dos predadores. Depois da sua metamorfose, o girino se dirige para o corpo d'água situado abaixo do seu ninho. Essa técnica, que garante uma melhor taxa de sobrevivência aos jovens, permite às Phyllomedusinae liberar um número limitado de ovos, ao contrário da maioria dos anfíbios que desova em meio aquático.

Agalychnis granulosa
Perereca-das-folhagens

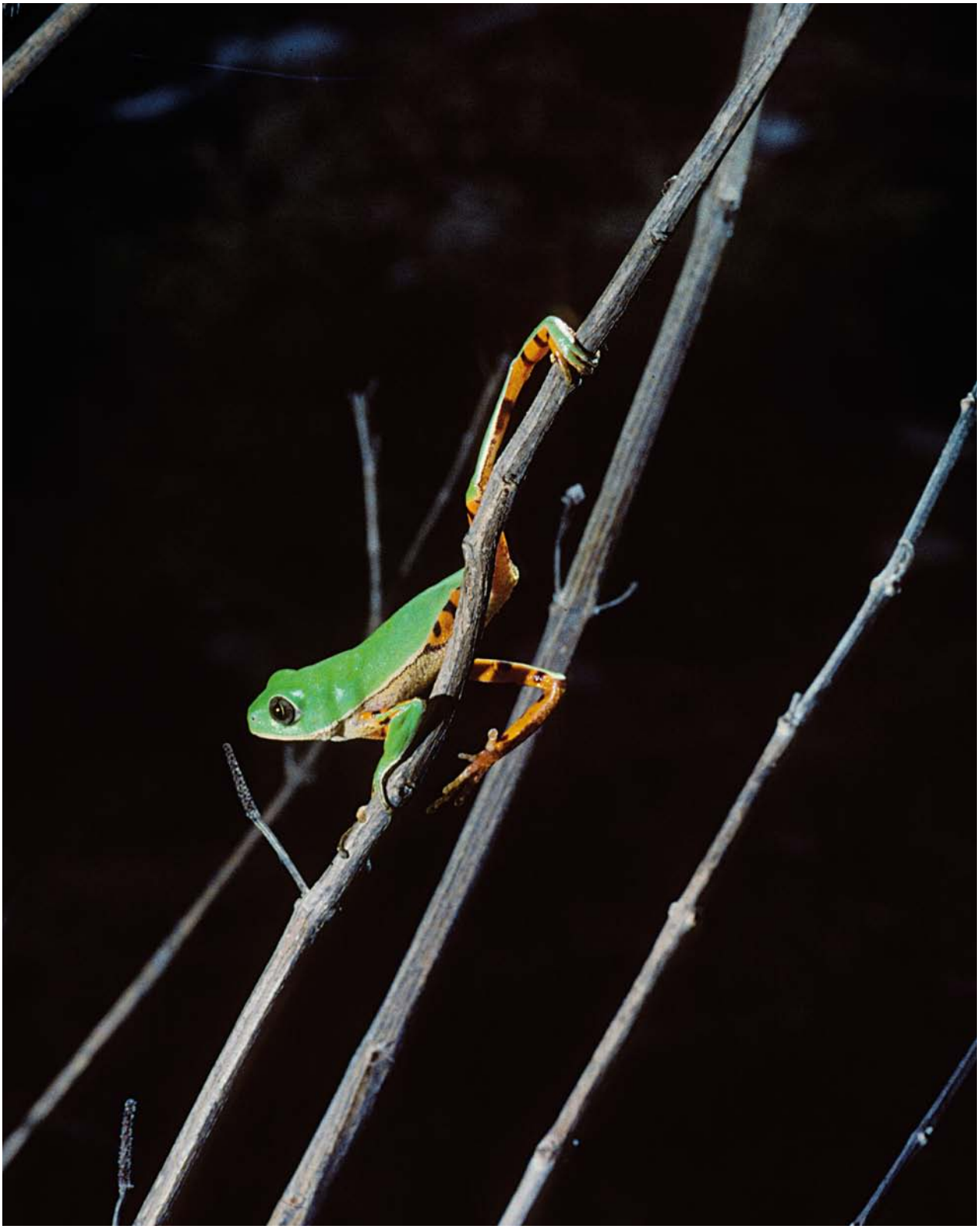
Agalychnis granulosa ou perereca-das-folhagens é descrita de Pernambuco (Cruz, 1989). Essa perereca é espetacular por sua cor verde, os seus membros e os seus olhos cor de laranja claro, impressionantes íris pretas rodeadas por preto (6.8.35). Está classificada na lista brasileira dos animais em perigo de extinção, porém várias novas localidades de ocorrência dela têm sido relatadas. Na Reserva, ocorre na parte mais alta da floresta.

6.8.**35.** *Agalychnis granulosa* (perereca-das-folhagens).

Phyllomedusa nordestina
Perereca-macaco

Na Reserva é chamada de perereca-macaco pelo seu modo de locomoção nas árvores. O macho de *Phyllomedusa nordestina* mede de 40 a 50 mm, e a fêmea, 55 mm. Essa pequena perereca apresenta uma face dorsal de cor verde pontilhada de modo variável com manchas claras, em função dos indivíduos, mas também da sua exposição à luz. Os flancos, braços, coxas e tíbias são marcados por uma faixa transversal preta irregular. Os flancos e a parte interna dos membros são vermelho-alaranjados na parte visível e bege alaranjado na parte oculta.

Durante a estação reprodutiva, os machos se reúnem nos capins altos à volta de um corpo d'água para entoar o seu canto em coro débil. A chuva e o nível da água exercem influência sobre a frequência dos gritos e a localização dos machos que mudam constantemente de posição, indo de ramo em ramo, a fim de emitir o seu chamado sexual em todas as direções. As fêmeas dirigem-se então para o lugar de onde vem o chamado que mais as atrai. Elas movem levemente o ramo onde se encontra o macho, esses movimentos chamam a sua atenção e ele termina vindo ao seu encontro (6.8.36, 6.8.37). A fêmea lhe dá as costas e o macho sobe no seu dorso num amplexo axilar e depois demonstra uma atitude passiva. Ele se deixa então levar pela fêmea, que decide o lugar da postura, de modo geral uma folha suspensa a um ramo horizontal situado à sombra e pendente sobre um corpo d'água a uma altura de aproximadamente 30 cm. O casal se posiciona sobre a folha e os ovos são liberados numa massa gelatinosa compacta. Depois do fim do amplexo, os genitores sobem ao longo da folha e dobram a borda de maneira a formar um cone escondendo assim a postura.



6.8.**36.** *Phyllomedusa nordestina* exibindo o colorido amarelo e roxo das partes internas das pernas.

6.8.**37.** *Phyllomedusa nordestina* (perereca-macaco) move-se lentamente nos ramos.

6.8.**38.** *Leptodactylus fuscus* (rã-assoviadora), na pedra.

LEPTODACTYLIDAE

Esta família é composta de 3 subfamílias, 14 gêneros e 200 espécies, cujos representantes colonizam principalmente o continente americano, mais particularmente a América Central e a América do Sul (Frost, 2014). O Caribe também abriga algumas espécies. O Brasil abriga 172 dessas espécies, e nove espécies foram inventariadas na Reserva.

Os hábitos das Leptodactylidae também são diversificados, algumas são arborícolas enquanto outras vivem escondidas nos sub-bosques ou são essencialmente aquáticas.

Várias espécies constroem um ninho de espuma para a sua postura, inserindo os seus ovos numa massa gelatinosa que, batida energicamente pelas patas posteriores da fêmea, às vezes do casal, se transforma numa espuma.

O gênero *Leptodactylus* reúne espécies de grande porte, como *L. vastus* e *L. latrans*, que se alimentam de grandes insetos, de rãs ou de lagartos, ou espécies de anuros de menor porte, como *L. fuscus* e *L. natalensis.*

Leptodactylus fuscus
Rã-assoviadora

Leptodactylus fuscus é conhecida popularmente como rã-assoviadora (6.8.38), pelo som que emite parecendo um assovio humano. É comum em campos e áreas abertas, incluindo pastos, onde vocaliza em tocas escavadas no chão.

Leptodactylus latrans
Rã-manteiga

Leptodactylus latrans, ou rã-manteiga, é uma espécie comum na beira dos brejos (6.8.39). Salta para a água sempre que alguém se aproxima. Produz em sua pele um muco que a deixa extremamente escorregadia, o que a dá o nome popular de rã-manteiga (6.8.40).

6.8.**39.** *Leptodactylus latrans* (rã-manteiga).

6.8.**40.** *Leptodactylus latrans* (rã-manteiga), indivíduo escuro com muco que a deixa extremamente escorregadia.

Leptodactylus mystacinus

Leptodactylus mystacinus é uma rãzinha encontrada do sul da Argentina até o Nordeste do Brasil, onde costuma habitar áreas alagadas e brejos, principalmente em locais abertos, se alimentando de pequenos insetos. Ela mede de 50 a 70 mm e, assim como *L. fuscus*, com a qual se parece, escava tocas no chão onde deposita seus ovos em ninhos de espuma.

Leptodactylus natalensis
Rãzinha-pingo-de-chuva ou rã-borbulhante

Leptodactylus natalensis é uma pequena rã (6.8.41) de focinho pontudo que ocorre no litoral brasileiro desde o Rio de Janeiro até o Rio Grande do Norte. Sua voz lembra bolhas estourando no brejo.

6.8.**41.** *Leptodactylus natalensis* (rãzinha-pingo-de-chuva ou rã-borbulhante).

Leptodactylus troglodytes

Leptodactylus troglodytes é uma rã pequena e robusta (6.8.42) que emite um canto composto de vários assovios curtos, emitido intermitentemente. Tem o hábito de esco-lher tocas escondidas sob pedras ou sob a terra para ali cantar, o que a torna muito difícil de ser encontrada.

6.8.**42.** *Leptodactylus troglodytes.*

Leptodactylus vastus
Rã-pimenta ou rã-de-peito

Leptodactylus vastus é a maior rã da região, podendo ultrapassar 150 mm de comprimento (6.8.43). O macho possui braços fortes e dedos das mãos com espinhos, usados para agarrar a fêmea durante o amplexo. Sua coloração avermelhada a dá o nome popular de rã-pimenta e os espinhos cônicos de queratina, que possui no tórax, lhe dão o nome de rã-de-peito. Ocorre em toda a região nordeste ao norte da Bahia.

6.8.**43.** *Leptodactylus vastus* (rã-pimenta ou rã-de-peito).

Physalaemus cuvieri
Rã-cachorro

Physalaemus cuvieri é uma rãzinha comum em áreas abertas e pastagens (6.8.44). É conhecida como rã-cachorro por emitir um canto parecido com um latido. Pode ser ouvido em grande quantidade no entorno da Reserva.

6.8.**44.** *Physalaemus cuvieri* (rã-cachorro).

FAMÍLIA ODONTOPHRYNIDAE

Três gêneros e 52 espécies compõem essa família que é encontrada no leste da América do Sul, 44 delas encontradas no Brasil (Frost, 2014).

Proceratophrys renalis
Sapo-de-chifres

Proceratophrys renalis é de médio porte e é a única espécie desta família na Reserva, por causa de sua pele áspera e seus movimentos lentos, lembra um sapo-cururu. Os apêndices cutâneos que ela mostra sobre as suas pálpebras dão a impressão que ela possui chifres (6.8.45).

6.8.**45.** *Proceratophrys renalis* (sapo-de-chifres), suas pálpebras dão a impressão de que possui chifres.

De modo geral sua coloração varia entre cinza e marrom, o dorso sendo marcado por manchas mais escuras. Essa aparência corresponde a uma verdadeira estratégia de camuflagem que lhe permite escapar à vista dos seus predadores, que ela acentua escondendo-se nas folhas mortas que cobrem o solo da floresta (6.8.46). O seu canto nupcial muito característico é composto de notas graves e profundas. *Proceratophrys renalis* se reproduz em poças ou lagoas cuja água se renova. Os girinos se abrigam na vegetação da margem destes lagos. A espécie está distribuída nos estados do nordeste do Brasil.

6.8.**46.** *Proceratophrys renalis* (sapo-de-chifres), camuflagem nas folhas mortas no solo da floresta.

FAMÍLIA CRAUGASTORIDAE

A família Craugastoridae, juntamente com 3 outras famílias de anuros, formam o clado Terrarana, cujas 989 espécies apresentam desenvolvimento direto, isto é, nunca passam pela fase de larva ou por uma metamorfose. Costumam colocar poucos ovos diretamente sobre o solo, sem depender de água acumulada. Deste clado, apenas a família Craugastoridae está representada na Reserva.

Com 4 subfamílias, 14 gêneros e 727 espécies, a família Craugastoridae, distribuídas do sul da América do Norte e por toda a América do Sul. No Brasil, 53 espécies dessa família foram encontradas (Frost, 2014), 3 delas, distribuídas em 2 gêneros, tendo sido inventariadas na Reserva.

Haddadus binotatus
Rã-do-folhiço

Como os outros membros dos Terrarana, *Haddadus binotatus* (6.8.47) faz a postura sob as folhas mortas que cobrem o solo. As rãzinhas nascem completamente formadas sem passar por uma fase de girino ou pela metamorfose. Apresenta o dorso castanho com duas manchas escuras, que as vezes podem não aparecer ou aparecer em número de 4. Na literatura é dada como encontrada desde o Rio Grande do Sul até o sul da Bahia (Frost, 2014), sendo o registro na Reserva, provavelmente, situado mais ao norte, estendendo sua distribuição conhecida em cerca de 600 km.

6.8.**47.** *Haddadus binotatus* (rã-de-folhiço) abundante no chão da mata logo após a chuva.

A riqueza da Reserva, a presença de espécies raras e a ocorrência de pelo menos uma espécie endêmica, *Dendropsophus studerae*, mostram a importância de se preservar a Reserva de Pedra Talhada como um reduto da anurofauna brasileira.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Associação Nordesta Reflorestamento e Educação por financiar viagens e pelo apoio logístico no campo; a Anita Studer por compartilhar conosco todo o seu vasto conhecimento sobre o ecossistema nordestino; ao professor Eugenio Izecksohn (*in memoriam*) por sugestões no texto e ajuda nas determinações das espécies; a Anita Studer, Ana Claudia Reis Alves, Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Agnaldo Pereira de Aguiar, Adeval Ferreira de Araujo, Aventino Pinto da Silva pela incansável ajuda no campo; a Marcia dos Reis Gomes, Guilherme Ramos da Silva e Fabio Fernandes Hepp pela ajuda nas determinações e a Anita Studer, Igor Joventino Roberto, Laurent Godé e Christian Willig por cessão de fotos; a Igor Joventino Roberto pela revisão do texto. SPCS agradece ao Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento pela bolsa de pesquisa proc. nº 305573/2010-1. Cyro de Luna-Dias agradece à CAPES/CNPq pela bolsa de doutorado.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Sergio Potsch de Carvalho-e-Silva, Universidade Federal do Rio de Janeiro, CCS, Instituto de Biologia, Departamento de. Zoologia. Caixa Postal 68044. CEP 21944-970. Rio de Janeiro, RJ, Brasil
spotsch@gmail.com

Ana Maria Paulino Telles de Carvalho-e-Silva, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Av. Pasteur 458, prédio de Ciências Biológicas, sala 402, Urca. CEP 22290-240. Rio de Janeiro, RJ. Brasil
atellesunirio@gmail.com

Cyro de Luna-Dias, Universidade Federal do Rio de Janeiro, CCS, Instituto de Biologia, Departamento de. Zoologia. Caixa Postal 68044. CEP 21944-970. Rio de Janeiro, RJ, Brasil
cyroluna@gmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Brcko, I., M. S. Hoogmoed & S. Neckel-Oliveira. 2013. Taxonomy and distribution of the salamander genus *Bolitoglossa* Duméril, Bibron & Duméril, 1854 (Amphibia, Caudata, Plethodontidae) in Brazilian Amazonia. *Zootaxa* 3686: 401–431.

Carvalho-e-Silva, S. P., A. M. P. T. Carvalho-e-Silva & E. Izecksohn. 2003. Nova espécie de *Hyla* Laurenti do grupo de *H. microcephala* Cope (Amphibia, Anura, Hylidae) do nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 20: 553–558.

Cruz, C. A. G. 1989. Sobre *Phyllomedusa aspera* e a descricão de uma espécie nova desse gênero (Amphibia, Anura, Hylidae). *Arquivos de Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro* 11(1-2): 39–44.

Frost, D. R. 2014. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0. American Museum of Natural History, New York, USA. Acessado em 21 de abril de 2014. Disponível em http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html.

Gomes, M. R. & O. L. Peixoto. 1996. Nova espécie de *Hyla* do grupo *marmorata* de Sergipe, nordeste do Brasil (Amphibia, Anura, Hylidae). Iheringia. *Zoologia* 80: 33–38.

Haddad, C. F., L. F. Toledo & C. P. Prado. 2008. *Anfíbios da Mata Atlântica: guia dos anfíbios anuros da Mata Atlântica:* 1-244. Editora Neotropica, São Paulo.

Izecksohn, E. & S. P. Carvalho-e-Silva. 2010. *Anfíbios Anuros do Município do Rio de Janeiro:* 1-158. 2ª edição. Editora UFRJ, Rio de Janeiro.

Silva, G. R., C. Luna-Dias & S. P. Carvalho-e-Silva. 1973. Amphibia, Anura, Hylidae, *Sphaenorhynchus prasinus* Bokermann: First record of the genus and species for the state of Alagoas, Brazil and geographic distribution map. *Check List* 9(6): 1519–1520.

6.9

RÉPTEIS (TESTUDINES, SQUAMATA, CROCODYLIA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

IGOR JOVENTINO ROBERTO

ROBSON WALDEMAR ÁVILA

ANÍBAL R. MELGAREJO

Roberto, I. J., R. W. Ávila & A. R. Melgarejo. 2015. Répteis (Testudines, Squamata, Crocodylia) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 357-375.

Lachesis muta (surucucu).

INTRODUÇÃO

Os primeiros répteis apareceram na Terra há mais de 260 milhões de anos e se diversificaram muito, se comparados a outros grupos de vertebrados.

Os répteis são considerados vertebrados tetrápodes, entretanto, as serpentes, anfisbênias e algumas espécies de lagartos não possuem membros locomotores, como os integrantes das famílias Gymnophthalmidae e Diploglossidae. Na realidade, a classe Reptilia é um grupo parafilético, ou seja, os seus integrantes não possuem o mesmo ancestral evolutivo em comum. Pesquisas recentes vêm demonstrando que os quelônios e os crocodilianos são mais próximos evolutivamente das aves, do que dos lagartos, serpentes e anfisbênias, que compõem a ordem monofilética Squamata (Crawford et al., 2012).

A classe Reptilia abrange cerca de 9.904 espécies (Uetz & Hošek, 2013), distribuídas em 4 ordens: Crocodylia (crocodilos, aligátores, gaviais e jacarés), Rhynchocephalia (tuataras), Squamata (anfisbênias, lagartos e serpentes) e Testudines (cágados, jabutis e tartarugas).

São encontrados em quase todo o mundo, mas habitam principalmente as regiões temperadas e tropicais, em especial pela sua dependência do calor externo para efetuar sua termorregulação, sendo animais ectotérmicos, ao contrário das aves e mamíferos que são endotérmicos. Os répteis ocupam praticamente todos os ambientes disponíveis, desde os terrestres, subterrâneos e arbóreos, até as águas continentais e oceânicas, diversificando-se notavelmente para se adaptar a exigências tão dispares. As menores espécies podem ter menos de 3 cm de comprimento, como os lagartos da família Sphaerodactylidae, e as maiores, como as serpentes das famílias Boidae e Pithonidae, podem alcançar tamanhos próximos aos 8 m de comprimento.

No Brasil, até o momento, foram registradas 744 espécies de répteis, sendo 36 quelônios, 6 jacarés, 248 lagartos, 68 anfisbênias e 386 serpentes (Bérnils & Costa, 2012). No estado de Alagoas foram identificados 2 espécies de quelônios, 1 crocodiliano, 5 anfisbênias, 31 lagartos e 54 serpentes, sendo a fitofisionomia de Floresta Ombrófila (Mata Atlântica) representante da maior riqueza de espécies do Estado (Silva et al., 2006; Lisboa et al., 2009).

No Maciço da Pedra Talhada encontramos 42 espécies de serpentes, 26 de lagartos, uma anfisbênia, duas espécies de quelônios e um crocodiliano (ver Inventário XXII). Isso representa 75% das espécies de répteis registradas no estado de Alagoas, tornando a região da Reserva um dos locais mais ricos em biodiversidade de reptilianos do Estado. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando marcadas com (*).

A composição das espécies de répteis registradas na Reserva é uma miríade de elementos com ocorrência em ambientes florestais abertos, como a Caatinga e Cerrado, e de elementos típicos de florestas úmidas como a Mata Atlântica e Amazônica, com predominância desses dois blocos florestais. Algumas espécies como os lagartos *Anolis fuscoauratus, A. punctatus, Kentropyx calcarata, Polychrus marmoratus*, e as serpentes *Bothrops bilineatus, Lachesis muta, Pseustes sulphureus* e *Syphlophis compressus* são exemplos de espécies com distribuição amazônica e de Mata Atlântica, evidenciando uma ligação pretérita entre estas duas florestas durante o período Quaternário (Haffer, 1969; Vanzolini, 1981).

A região do Maciço de Pedra Talhada também possui espécies endêmicas, ou seja, que só ocorrem nesta região, como no caso das serpentes *Echinanthera cephalomaculata* e *Atractus caete* (Di-Bernardo, 1994; Passos et al., 2010).

Novos registros de espécies para o estado de Alagoas também foram feitos na Reserva, como a serpente *Echinanthera cephalostriata* e o quelônio *Acanthochelys radiolata*, que anteriormente não haviam sido registrados para a Mata Atlântica ao norte do Rio São Francisco. Além da serpente *Amerotyphlops arenensis*, que representa o primeiro registro da espécie fora da localidade tipo, município de Areia, estado da Paraíba (Graboski et al., 2015).

Com relação à taxonomia adotada neste capítulo, nós seguimos Pyron et al. (2013), Grazziotin et al. (2012), Carrasco et al. (2012) e Pyron & Wallach (2014) para os répteis Squamata, com exceção das famílias de serpentes Dipsadidae e Viperidae que nós seguimos Grazziotin et al. (2012) e Carrasco et al. (2012), respectivamente. Para os répteis não Squamata nós adotamos a taxonomia proposta pela Sociedade Brasileira de Herpetologia (Bérnils & Costa, 2012).

SUBORDEM SERPENTES (COBRAS)

Família Boidae

Esta família está representada apenas por duas espécies de grande porte. A jibóia ou cobra-de-veado: *Boa constrictor* (6.9.1), espécie amplamente distribuída pelo Brasil, que na Reserva pode atingir 3 m de comprimento, e a salamanta *Epicrates assisi*, com comprimento um pouco menor (podendo alcançar 1,8 m), caracterizada por uma coloração castanha discreta, mas com brilho furta-cor, o que a faz conhecida internacionalmente como jibóia-arco-iris. Esta espécie é alvo de muita crendice popular, sendo considerada uma espécie altamente venenosa. Entretanto ambas as espécies não possuem veneno, e seu mecanismo de defesa e alimentação é a constrição. Alimentam-se de pequenos mamíferos, répteis e aves.

6.9.**1.** *Boa constrictor* (jibóia).

Família Colubridae

Na Reserva foram registradas 9 espécies desta família: *Chironius bicarinatus, Chironius carinatus* (6.9.2), *Chironius flavolineatus, Drymarchon corais* (6.9.3), *Leptophis ahaetulla, Oxybelis aeneus, Pseustes sulphureus, Spilotes pullatus e Tantilla melanocephala*.

Algumas destas espécies podem atingir até 2,5 m de comprimento como as cobras-papa-ovo: *Drymarchon corais* e *Pseustes sulphureus*, e a caninana: *Spilotes pullatus*. São serpentes com hábitos diurnos, e que podem ser agressivas quando tenta-se capturá-las. Apresentam comportamento de "encher o papo" e levantar o corpo para aparentarem ter maior tamanho. Apesar de serem confundidas pelos moradores locais, estas espécies podem ser facilmente diferenciadas pela coloração. A caninana é toda preta e amarela, enquanto que a *Drymarchon corais* possui coloração marrom ou preta na porção anterior do corpo, sendo amarelada na terço posterior. Já a *Pseustes sulphureus* possui coloração variando entre avermelhada com manchas castanhas escuras até verde-amarelada.

A espécie *Tantilla melanocephala*, ao contrário das outras, é de reduzido tamanho, podendo atingir 50 cm, possui hábitos fossoriais e alimenta-se principalmente de pequenos insetos, minhocas e centopéias (Freitas, 2003).

Uma grande variedade de serpentes arborícolas ou semi-arborícolas são encontradas na Reserva, dentre elas as espécies *Chironius bicarinatus, Chironius carinatus, C. flavolineatus, Leptophis ahaetulla* e *Oxybelis aeneus* que também são conhecidas localmente como cobra-cipó. *Oxybelis aeneus*,

6.9.**2.** *Chironius carinatus* (cobra-cipó).

6.9.**3.** **Drymarchon corais* (papa-ovo).

também chamada de bicuda, é uma serpente com coloração bege a cinza claro, com a região gular amarelada. É uma espécie arborícola, de hábitos diurnos, sua coloração críptica e corpo delgado garante uma camuflagem ideal para ser confundida com um galho de árvore ou cipó, sendo difícil de ser observada. Alimenta-se de lagartos, anfíbios e aves, que captura com ajuda de sua peçonha que é injetada através dos seus dentes localizados na região mediana da boca (dentição opistóglifa).

Família Dipsadidae

Esta família é a mais representativa das serpentes na Reserva (n=24 spp.), composta pelos gêneros *Atractus* (n=1 sp.), *Clelia* (n=1 sp.), *Echinanthera* (n=2 spp.), *Erythrolamprus* (n=4 spp.), *Helicops* (n=1 sp.), *Imantodes* (n=1 sp.), *Leptodeira* (n=1 sp.), *Oxyhropus* (n=3 spp.), *Philodryas* (n=1 sp.), *Phimophis* (n=1 sp.), *Pseudoboa* (n=1 sp.), *Sibynomorphus* (n=1 sp.), *Siphlophis* (n=1 sp.), *Taeniophallus* (n=2 spp.), *Thamnodynastes* (n=1 sp.) e *Xenodon* (n=2 spp.). Os dipsadídeos ocupam uma grande variedade de ambientes (arbóreo, terrestre, subterrâneo e aquático). Possuindo hábitos tanto diurnos quanto noturnos.

Dentre as serpentes com hábitos fossoriais podemos destacar a espécie *Atractus caete*, esta rara espécie foi descrita apenas em 2010, proveniente de um exemplar, coletado no município de Quebrangulo. Sua biologia é praticamente desconhecida (Passos et al., 2010).

A espécie *Dipsas variegata*, conhecida como dormideira ou dorminhoca, é assim chamada por ser encontrada durante o dia enrodilhada e letárgica em seus abrigos, é uma pequena serpente cujo colorido lembra o de uma jararaca, apesar de ser uma espécie inofensiva. Alimenta-se exclusivamente de lesmas e caramujos.

A muçurana ou cobra-preta (*Clelia plumbea*) é uma espécie ofiófaga, ou seja, que se alimenta de outras serpentes, principalmente jararacas (*Bothrops* spp.), da qual é imune ao seu veneno. Trata-se de uma espécie noturna, de grande porte (podendo chegar a medir mais de 2,5 m de comprimento), de cor cinza chumbo ou preto na fase adulta. Apresenta variação ontogenética do colorido, já que os filhotes têm o corpo completamente vermelho e a cabeça preta com uma faixa amarela transversal. Outra espécie da Reserva que apresenta coloração semelhante e que pode ser confundida com *C. plumbea* (6.9.4) é a também conhecida cobra-preta *Pseudoboa nigra*, distinguível pelo focinho afinado, corpo mais

6.9.**4.** *Clelia plumbea* (mussurana) juvenil.

delgado, e por ter as escamas subcaudais todas inteiras, em contraste com as da primeira espécie. *Pseudoboa nigra* também é noturna, se alimenta de lagartos, pequenos mamíferos e até de outras serpentes.

As espécies do gênero *Echinanthera* não são comuns na Reserva. *Echinanthera cephalomaculata*, até o momento, foi encontrada exclusivamente na Reserva, é uma espécie pequena, com comprimento total entre 50 a 60 cm, caracterizada por uma grande mancha branca em torno dos olhos, contrastando com a coloração escura do restante da cabeça, possui também uma série de barras escuras quadrangulares desde o início até o final do primeiro terço do corpo (Di-Bernardo, 1994). Esta serpente foi encontrada no folhiço da mata durante o período diurno e noturno, em altitudes variando entre 560 a 850 m. A outra espécie que ocorre na Reserva é *Echinanthera cephalostriata*, esta serpente é ainda mais rara do que a anterior, foi encontrado apenas um indivíduo, e este registro representa o primeiro para o estado de Alagoas.

Erythrolamprus aesculapii junto com *Oxyrhopus trigeminus, Oxyrhopus guibei, O. petolarius* e *Siphlophis compressus* formam o grupo das falsas corais da Reserva. São animais de colorido vivo e contrastante, vermelho, preto e amarelo ou branco, relacionadas num complexo mimético com as corais venenosas da Reserva (*Micrurus* cf. *ibiboboca*). Evolutivamente essas espécies desenvolveram essa coloração em paralelo com as corais-verdadeiras, como uma forma de evitar a predação. Entretanto, estas espécies não são perigosas para as pessoas, e algumas delas, como *Erythrolamprus aesculapii* (6.9.5) são predadoras de serpentes venenosas e ajudam a controlar as populações das mesmas.

6.9.**5.** Falsa-coral *Erythrolamprus aesculapii* (falsa-coral) predando outra serpente.

A cobra d'água, *Helicops leopardinus*, é uma espécie com grandes adaptações para a vida aquática, como narinas e olhos bem no topo da cabeça, além de possuir escamas ventrais com coloração aposemática, vermelha ou laranja com preto. Habita os açudes e lagoas da Reserva, alimentando-se principalmente de pequenos peixes.

Encontramos também diversas espécies do gênero *Erythrolamprus* (*Liophis*), de ampla distribuição na América do Sul, composto de pequenas serpentes muito ligadas ao meio aquático, onde são ativas predadores de anfíbios e peixes. Entre elas registramos na Reserva *E. miliaris, E. poecilogyrus, E. reginae* e *E. viridis*.

Em áreas abertas encontramos a cobra verde, *Philodryas olfersii* (6.9.6), outra espécie amplamente distribuída no Brasil e países vizinhos. É uma serpente com hábitos diurnos, arborícola e semi-peçonhenta. Esta espécie usa seu veneno para capturar suas presas e se defender, injetando-o através de suas presas posteriores localizadas no meio da boca (dentição opistóglifa). A mordida desta serpente pode causar dor local, inchaço, com formação de edema, podendo ser potencialmente perigoso em crianças (Cambell & Lamar, 2004). Entretanto, esta serpente não é agressiva e só ataca quando se tenta capturá-la, sua primeira reação é de fuga.

6.9.**6.** *Philodryas olfersii* (cobra-verde).

Thamnodynastes pallidus é uma das serpentes mais abundantes encontradas na região de Pedra Talhada, é frequentemente encontrada a noite, na vegetação arbustiva-arbórea nas margens de corpos de água, geralmente forrageando em busca de anfíbios, que são sua presa predileta. Possui corpo delgado com a cabeça destacada do corpo e coloração amarelada.

O gênero *Xenodon* é representado por 2 espécies na Reserva: *Xenodon merremii* (6.9.7) e *X. rabdocephalus*. Ambas as espécies são muito semelhantes com a jararaca *Bothrops leucurus*, porém não são serpentes venenosas e podem ser diferenciadas da jararaca pela ausência de fossetas loreais e iris circular ao invés de elíptica. Quando se sente ameaçada estas serpentes achatam o corpo e simulam ataque abrindo a boca. Outra característica única é a sua dieta especializada em sapos-cururu (gênero *Rhinella* (6.9.8)). Essas serpentes são imunes ao veneno destes sapos e possuem um dente curvado na parte posterior da boca que serve para perfurar o pulmão dos sapos quando estes tentam inchar para evitar serem devorados.

6.9.**7.** *Xenodon merremii* (boipeva).

6.9.**8.** *Xenodon merremii* (boipeva), se alimenta de uma *Rhinella* sp.

Família Elapidae

A familia Elapidae é composta por serpentes proteróglifas, ou seja, possuem presas localizadas na região anterior da boca conectadas a uma glândula de veneno, sendo extremamente venenosas.

Esta família está representada pelas chamadas cobras corais. No Brasil, são reconhecidas 34 espécies pertencentes ao gênero *Micrurus*, e apenas 3 *Leptomicrurus* (Bérnils & Costa, 2012), um gênero encontrado apenas no lado ocidental da Amazonia. Estas serpentes tem o corpo cilíndrico, escamas lisas e cauda curta.

Micrurus é uma palavra de origem grega, e significa pequena cauda. A grande maioria das espécies possui a coloração típica com anéis de cores vermelho, amarelo (ou branco) e preto, com os anéis pretos dispostos isoladamente ou em tríades.

As corais são animais de hábitos fossoriais, habitando principalmente a camada superficial do solo, ou sob o folhiço que cobre o chão das matas. Eventualmente saem à superfície a procura de alimento, para acasalar, ou ainda depois de chuvas fortes. A alimentação geralmente é composta por pequenas serpentes, anfisbênias e lagartos. São animais ovíparos, as fêmeas põem geralmente entre 2 e 10 ovos, em buracos no chão, formigueiros ou dentro de troncos em decomposição. Após um período de aproximadamente dois meses de incubação, conforme as condições ambientais, nascem os filhotes, medindo em torno de 15 cm de comprimento.

Uma característica interessante na biologia das corais é o seu colorido aposemático, que faz parte de um repertorio de adaptações para a defesa, como o comportamento de contorcer bruscamente o corpo, escondendo a cabeça e levantando a cauda enrolada Estas características envolvem espécies miméticas, da família Dipsadidae, chamadas falsas corais.

Uma única espécie de *Micrurus* ocorre na Reserva: *M.* cf. *ibiboboca* (6.9.9), que é encontrada tanto nas matas como nas áreas abertas e degradadas ou de transição. Esta coral é uma serpente muito vistosa que pode alcançar 1,5 m de comprimento.

6.9.**9.** *Micrurus* cf. *ibiboboca* (cobra-coral).

Família Typhlopidae

Esta família de serpentes fossoriais faz parte do grupo de serpentes mais primitivas. Apenas *Amerotyphlops arenensis* (6.9.10) foi registrada na Reserva, é uma serpente robusta de tamanho pequeno (13-16 cm de comprimento total) e coloração marrom escuro e ponta do focinho clara (Graboski et al., 2015). Foram encontrados apenas dois indivíduos desta espécie durante o período chuvoso.

6.9.**10.** *Amerotyphlops arenensis* (cobra-cega).

Família Viperidae

A família Viperidae compreende 321 espécies distribuídas pelo mundo (Uetz & Hošek, 2013), é formada por serpentes peçonhentas com dentição solenóglifa, ou seja, possuem presas retrateis no maxilar superior, ligadas ao uma glândula de veneno. As integrantes desta família (6.9.11) são facilmente identificadas pela cabeça triangular, achatada e recoberta por pequenas escamas granulares, semelhantes às escamas quilhadas presentes no dorso do corpo. Para caracterizar a subfamília Crotalinae, devemos somar a estes atributos a presença da fosseta loreal entre o olho e a narina, que é um termo-receptor utilizado por essas serpentes para localizar suas presas.

6.9.**11.** cf. *Bothrops leucurus* (jararaca), dentição solenóglifa.

Os viperídeos são as serpentes que mais causam acidentes ofídicos nas Américas, especialmente com os gêneros *Bothrops* e *Crotalus* (Campbell & Lamar, 2004). Apesar da sua má fama, é através do princípio químico do veneno dessas espécies que são produzidos diversos medicamentos que salvam a vida das pessoas, especialmente para o tratamento de hipertensão. A fauna do Brasil inclui 4 gêneros de viperídeos (*Bothrops*, *Bothrocophias*, *Crotalus* e *Lachesis*) que somam cerca de 36 espécies e subespécies (Bérnils & Costa, 2012).

A identificação dos gêneros de viperídeos do Brasil pode ser feita com uma certa facilidade utilizando caracteres morfológicos externos: *Bothrops* possui a cauda sem modificações, geralmente com escamas subcaudais em pares; *Lachesis* apresenta a cauda com as últimas fileiras de subcaudais modificadas e eriçadas, terminando num espinho; e o gênero *Crotalus* tem a cauda terminada em um apêndice articulado, o chocalho. Os três gêneros são encontrados na Reserva da Pedra Talhada.

Gênero *Bothrops*

Este gênero compreende as serpentes chamadas no Brasil de jararacas, que em francês são conhecidas como "fer-de-lance", uma referência ao formato da sua cabeça que se assemelha a uma ponta de lança. Duas espécies são encontradas na Reserva: *Bothrops leucurus* (6.9.12), uma serpente muito abundante em todos os ambientes, mas particularmente comum nas proximidades dos cursos de água. Durante o dia fica refugiada em buracos, raízes de árvores e dentro de troncos caídos. Esta é o viperídeo mais comum na Mata Atlântica (Zona da Mata) do Nordeste. É uma espécie de porte avantajado,

6.9.**12.** *Bothrops leucurus* (jararaca).

podendo medir até 1,7 m de comprimento, e bastante prolifera, nossos registras indicam partos de até 42 filhotes, com os nascimentos ocorrendo nos meses de abril e maio.

Também ocorre na região da Reserva a espécie *B. bilineatus* (cobra papagaio, jararaca verde, 6.9.13) uma serpente arborícola, com cauda preênsil, coloração verde azulada, de hábitos noturnos, sendo bastante rara na Reserva. A subespécie nominal ocorre na Mata Atlântica do Brasil, enquanto que *B. bilineatus smaragadinus* é restrita a Amazônia.

Gênero *Lachesis* (surucucu, surucutinga, pico de jaca)

Este gênero está representado no Brasil por *L. muta* (6.9.14), a maior serpente da família Viperidae, chegando a ultrapassar 3,5 m de comprimento.

Trata-se de uma serpente muito temida, e sobre a qual existem inúmeras estórias, desde a época da colonização. É famoso o relato do naturalista Von Martius no qual retrata uma surucucu atacando as brasas ainda acesas da fogueira do acampamento, causando o maior alvoroço. Nossas observações mostram que não se trata de animal agressivo. É uma serpente ovípara, que põe em torno de 15 grandes ovos elipsoidais, os filhotes nascem com um comprimento médio de 50 cm. É uma espécie que se alimenta especialmente de mamíferos, e que está geralmente associada a habitats bem preservados, ocorrendo em áreas de vegetação de

6.9.**14.** *Lachesis muta* (surucucu).

6.9.**13.** *Bothrops bilineatus bilineatus* (jararaca-verde).

grande porte. Na Reserva esta espécie já foi considerada comum, porém nos últimos anos a mesma vem se tornando cada vez mais rara.

Gênero *Crotalus* (cascavel, boicininga, maracambóia)

As serpentes deste gênero são terrestres, robustas e pouco ágeis. Sua característica mais marcante é a presença do chocalho ou guizo no fim da cauda. O corpo, com a linha vertebral bem pronunciada, apresenta um colorido de fundo castanho claro, de tonalidades variáveis, sobre o qual se destaca uma fileira de manchas dorsais losangulares marrons, mais ou menos escuras, marginadas de branco ou amarelo.

O gênero *Crotalus* está representado no Brasil por uma única espécie, *Crotalus durissus*, que tem uma ampla distribuição geográfica, ocorrendo em toda América do Sul, com exceção do Equador (Campbell & Lamar, 2004). A subespécie nordestina, *Crotalus durissus cascavella* (6.9.15, 6.9.16) é uma serpente característica do bioma Caatinga, possui porte avantajado, ultrapassando 1,60 m de comprimento. Habita as regiões áridas e semi-áridas do Nordeste, e invade com facilidade as áreas desmatadas, sendo encontrada nos limites da Reserva. São animais prolíficos, que podem ter ninhadas de 6 a 22 filhotes, nos meses de dezembro e fevereiro, mas este período de recrutamento pode variar conforme a região, e mesmo com as peculiaridades dos fenômenos climáticos nos diferentes anos.

6.9.**16.** *Crotalus durissus* (cascavel) exibindo chocalho.

6.9.**15.** *Crotalus durissus* (cascavel).

SUBORDEM AMPHISBAENIA (COBRA-DE-DUAS-CABEÇAS, ANFISBENIDEOS)

Família Amphisbaenidae

Esta família engloba as popularmente chamadas de cobras-de-duas-cabeças. São animais fossoriais, que passam grande parte do seu tempo em túneis subterrâneos, sendo encontradas principalmente durante o período chuvoso, quando emergem para a superfície. Apesar de serem consideradas venenosas pelos moradores locais, estes animais são inofensivos aos humanos, e a maioria se alimenta de invertebrados.

Apenas uma espécie foi identificada na Reserva, *Amphisbaena alba* (6.9.17), uma das maiores espécies do gênero podendo alcançar mais de 80 cm. Esta espécie se alimenta desde invertebrados até pequenos vertebrados como roedores, lagartos e pequenas serpentes (Colli & Zamboni, 1999).

6.9.**17.** *Amphisbaena alba* (cobra-de-duas-cabeças).

SUBORDEM SAURIA (LAGARTOS)

Família Dactyloidae

Família composta pelos chamados calangos papa-vento, devido aos machos do gênero *Anolis* possuírem uma expansão da derme na região gular, geralmente colorida, o que dá um aspecto que a espécie possui um papo cheio de vento. Os machos utilizam esse comportamento de mostrar e inchar a região gular colorida, para atrair as fêmeas durante o período de acasalamento. Na Reserva foram encontradas duas espécies do gênero: *Anolis fuscoauratus* (6.9.18), uma espécie mais rara, arborícola que ocorre nos galhos finos na região de mata úmida, podendo alcançar a copa das árvores. *Anolis punctatus* é uma espécie mais comum na Reserva, também é arborícola, possui coloração verde com um focinho proeminente.

6.9.**18.** *Anolis fuscoauratus* (papa-vento).

Família Diploglossidae

Esta família tem ampla distribuição geográfica no Brasil, e tem adaptações notáveis para a vida terrícola e subterrânea, com algumas espécies evoluindo para a redução e/ou perda dos membros locomotores. No Brasil o gênero *Ophiodes* é praticamente ápode, apresentando apenas vestígios das patas posteriores, razão pela qual são conhecidas como cobras de vidro, devido à facilidade de autotomizar a cauda. Na Reserva observamos a espécie *Ophiodes* sp, por se tratar de um gênero com problemas taxonômicos ainda não se sabe a real identificação desta espécie. O outro gênero que ocorre na Reserva é *Diploglossus lessonae*, também conhecido como calango cobra, devido à redução dos seus membros locomotores, o que faz com que esta espécie fuja dos seus predadores serpenteando. Uma característica interessante desta espécie é a variação da sua coloração ao longo do seu desenvolvimento, coloração ontogenética. Quando jovem, apresenta um colorido de anéis pretos e brancos alternados (6.9.19), e ao se tornar adulta possui uma coloração com dorso oliva e ventre vermelho, o que da a esta espécie uma injustificada fama de venenosa.

Família Gekkonidae

Esta família de pequenos lagartos de pele fina e delicada é cosmopolita. A maior parte das espécies

6.9.**19.** **Diploglossus lessonae* (calango-cobra).

6.9.**21.** **Micrablepharus maximiliani* (calango-do-rabo-azul).

possui hábitos noturnos, e apresenta as pupilas verticais, elípticas ou lobadas. Nas habitações humanas é muito frequente uma espécie introduzida da África, *Hemidactylus mabouia* (6.9.20), que é sempre observada à noite caçando insetos nas paredes e tetos iluminados.

6.9.**20.** *Hemidactylus mabouia* (briba).

Família Gymnophthalmidae

Uma das famílias com mais representantes na Reserva, sendo composta por lagartos que ocupam o folhiço da mata, geralmente diurnos, e coloridos. Foram registradas as espécies: *Micrablepharus maximiliani* (6.9.21), uma pequena lagartixa de colorido marrom metálico, corpo delgado e patas muito curtas, que apresenta uma característica inconfundível, a cauda azul. É um animal típico de formações abertas, e é encontrado na Reserva em áreas de borda de mata; *Stenolepis ridleyi* uma das espécies mais abundantes dessa família de lagartos, dentro da Reserva, principalmente nas regiões de mata mais bem conservada; *Dryadosaura nordestina*, uma espécie mais rara, com coloração amarronzada no dorso e ventre alaranjado; e *Leposoma baturitensis*, a espécie mais rara da família na Reserva, foi encontrado apenas um individuo desta espécie, o que representa o primeiro registro desta espécie para o estado de Alagoas, pois antes era considerada endêmica dos Brejos de Altitude do Ceará (Rodrigues & Borges, 1997; Roberto & Albano, 2012).

Família Iguanidae

A iguana ou camaleão: *Iguana iguana* (6.9.22), é um dos maiores lagartos da Reserva, podendo medir mais de 1 metro de comprimento. É uma espécie de fácil identificação, com coloração verde, apresenta uma crista dorsal desde a nuca até a cauda. É uma espécie arborícola e habita uma diversidade grande de ambientes, ocorrendo desde o México até o Brasil central. É herbívora, se alimentando principalmente de folhas, flores e frutos.

6.9.**22.** *Iguana iguana* (iguana).

Família Leiosauridae

O único representante desta família é *Enyalius catenatus*, uma das espécies de lagartos mais abundantes na Mata Atlântica nordestina e na Reserva de Pedra Talhada. Esta espécie é encontrada frequentemente em galhos e troncos de árvores em alturas variando entre 50 cm até acima de 4 metros. Apresenta dimorfismo sexual, ou seja, os machos apresentam coloração esverdeada (6.9.23), enquanto que a fêmea possui coloração cinza ou marrom.

6.9.**23.** *Enyalius catenatus* (papa-vento).

Família Phyllodactylidae

Outra família com diversos representantes na Reserva. A espécie *Gymnodactylus darwinii* é encontrada principalmente em troncos em decomposição no solo, cupinzeiros ou em frestas de rochas no interior da mata. O gênero *Phyllopezus* é conhecido como lagartixas ou bribas no nordeste do Brasil. Foram encontradas duas espécies na Reserva: *Phyllopezus periosus* é uma espécie saxícola, só encontrada nas frestas dos afloramentos rochosos na Pedra Talhada, é o maior lagarto do gênero podendo alcançar 12 cm de comprimento (Rodrigues, 1986). *Phyllopezus pollicaris* é uma espécie com ampla distribuição no Brasil, ocorrendo desde ambientes antropizados até dentro da mata. *Phyllopezus lutzae* (6.9.24) também é uma espécie altamente especializada, ocorrendo sempre associada às bromélias terrestres, dentro e fora da mata, principalmente nos afloramentos rochosos da Pedra Talhada e do Lajeiro dos Bois.

6.9.**24.** *Phyllopezus lutzae* (briba).

Família Polychrotidae

Duas espécies foram encontradas na Reserva: *Polychrus acutirostris*, que possui coloração cinza, é uma espécie típica dos biomas Caatinga e Cerrado; e *Polychrus marmoratus* (6.9.25) que possui coloração esverdeada, se camuflando perfeitamente com a vegetação de mata úmida da Reserva. Ambas as espécies são conhecidas popularmente como calango-preguiça por seu hábito arborícola e comportamento letárgico, utilizando-se principalmente da sua camuflagem para evitar os predadores.

6.9.**25.** *Polychrus marmoratus* (calango-cego).

Família Scincidae

Esta é uma família que ocorre em todos os continentes. Apesar das recentes mudanças taxonômicas nas espécies que ocorrem na América do Sul (ver

Hedges & Conn, 2012), nós preferimos adotar uma taxonomia mais conservadora (e.g. Pyron et al., 2013), considerando apenas o gênero *Mabuya* para as espécies continentais da família no Brasil. São lagartos de corpo cilíndrico, robustos com patas bem curtas e com a pele recoberta por escamas lisas, apresentando geralmente coloração marrom metálica. Uma particularidade deste gênero é a viviparidade, na qual as fêmeas dão origem a filhotes já formados, ocorrendo o desenvolvimento em uma estrutura placentária semelhante aos mamíferos, e com período de gestação chegando até 12 meses (Blackburn & Vitt, 1992). Na Pedra Talhada ocorrem 2 espécies: *Mabuya nigropunctata* (6.9.26), 1 espécie de grande porte para o gênero, podendo alcançar 12 cm, encontrada na borda da mata, em cima de troncos e galhos caídos e no folhiço; e *Mabuya agmosticha* espécie típica da Caatinga, encontrada sempre em meio às bromélias terrestres, macambiras, nos afloramentos rochosos. Possui tamanho menor, até 7 cm de comprimento, e corpo mais delgado (Rodrigues, 2000).

6.9.**26.** *Mabuya nigropunctata* (calango-liso).

6.9.**27.** *Coleodactylus meridionalis* (calanguinho).

Família Sphaerodactylidae

Apenas uma espécie desta família ocorre na Reserva: *Coleodactylus meridionalis* (6.9.27) é a menor espécie de lagarto da Reserva, podendo alcançar 2,2 cm de comprimento (Gonçalves et al., 2012). Ocupa o folhiço da mata, sendo encontrada nos períodos noturnos e diurnos, se alimenta principalmente de cupins.

Família Teiidae

Foram registradas 3 espécies desta família: *Ameiva ameiva*, conhecido como calango verde ou bico-doce, e que é uma espécie de médio porte (em torno de 30 cm), com ampla distribuição geográfica, ocupa principalmente a borda de mata e ambientes abertos, sendo encontrado inclusive nas áreas semiáridas do Nordeste, e em áreas antrópicas. É um lagarto muito ágil, e um colonizador de ambientes recém desmatados. Sua dieta é composta principalmente de artrópodes.

Kentropyx calcarata (6.9.28) é uma espécie associado à Mata Atlântica e Amazônia, sendo encontrado em clareiras e outras áreas ensolaradas próximas a corpos de água. Alimenta-se de pequenos insetos e aranhas.

6.9.**28.** **Kentropyx calcarata* (calango).

Tupinambis merianae, o teiú, é um lagarto de grande porte, terrestre e diurno. Possui uma dieta onívora, se alimentando desde frutas até de pequenos mamíferos. Sua carne é apreciada por moradores da região, que também utilizam sua gordura como medicina tradicional.

Família Tropiduridae

Existem 2 gêneros de lagartos desta família na Reserva. Duas espécies de *Tropidurus*: *T. semitaeniatus* (6.9.29), que se distribui nos lajeiros da Reserva, se refugiando nas frestas das rochas para escapar de predadores e do calor nas horas de sol escaldante, possui corpo achatado altamente especializado para esse habitat particular. Possui uma listra amarela ou branca na linha média dorsal, desde a ponta do focinho ate a base da cauda. Já *T. hispidus* é uma espécie generalista, ocupando desde lajeiros, borda de mata e áreas antrópicas, sendo mais comum em ambientes abertos.

O outro gênero é composto da espécie *Strobilurus torquatus*, uma espécie rara na Reserva, possui hábitos diurnos e é estritamente arborícola, sendo encontrada em troncos de árvores de grande porte, podendo ocupar a copa das mesmas. Sua característica mais marcante é sua cauda com formato de abacaxi.

6.9.**29.** *Tropidurus semitaeniatus* (calango-do-lajeiro).

ORDEM TESTUDINES (TARTARUGAS, CÁGADOS E JABUTIS)

Família Chelidae

O cágado *Acanthochelys radiolata* (6.9.30) foi encontrado nas represas, lagoas, açudes, cacimbas, e provavelmente nos córregos e riachos da mata. É uma espécie carnívora, que caça peixes, anfíbios e pequenos répteis, além de moluscos e insetos aquáticos. Os moradores da mata relatam que durante o período seco esta espécie se enterra na lama do fundo dos corpos de água, passando por um período de estivação. O registro desta espécie para a Reserva é o primeiro para a Mata Atlântica ao norte do Rio São Francisco e para o estado de Alagoas (Studer, Godé et Willig, com. pers.). Anteriormente esta espécie era conhecida apenas para os estados da Bahia ao norte até São Paulo, com uma população isolada no Rio Xingu, Mato Grosso (Iverson, 1992). Esta espécie está classificada como "baixo risco de extinção, quase ameaçada" (NT) (IUCN, 2013).

6.9.**30.** *Acanthochelys radiolata* (cágado).

Família Kinosternidae

Conhecida localmente como muçuam, *Kinosternon scorpioides* (6.9.31), é uma espécie de quelônio de pequeno porte (18 cm de comprimento de carapaça). Esta subespécie nominal ocorre desde o Panamá até o sul do Brasil. Ocupa uma grande variedade de ambientes, desde lagoas provisórias até rios e riachos. Na Reserva foi encontrada principalmente no açude da sede, com presença de filhotes, indicando a importância desse local para a reprodução da espécie (S. P. Carvalho-e-Silva & A. M. P. T. Carvalho-e-Silva com. pessoal).

6.9.**31.** **Kinosternon scorpioides scorpioides* (muçuam).

ORDEM CROCODYLIA (JACARÉS)

Família Alligatoridae

O jacaré-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris,* 6.9.32) é a única espécie do gênero que ocorre na Mata Atlântica, e a única registrada na Reserva. Foi encontrada em pleno período reprodutivo em um açude na beira da mata, porém não é muito abundante. Apesar de estar amplamente distribuida no Brasil, desde a região nordeste até o sul, as populações do nordeste são praticamente desconhecidas, e podem estar ameaçadas de extinção. Nesse caso a Reserva também tem um papel fundamental na sua conservação.

6.9.**32.** *Caiman latirostris* (jacaré-do-papo-amarelo).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A região da Reserva de Pedra Talhada é extremamente importante para a conservação da biodiversidade de répteis na Mata Atlântica nordestina, a região mais ameaçada do Bioma. Trata-se de uma área com alta riqueza de espécies, incluindo diversos endemismos como *Echinanthera cephalomaculata* e *Atractus caete,* e espécies raras como *Lachesis muta*, *Bothrops bilineatus* e *Leposoma baturitensis*. Este conjunto de elementos faz da Reserva de Pedra Talhada uma unidade de conservação essencial para a conservação desses animais. Apesar disso, o desmatamento e as queimadas realizadas na Reserva, especialmente para a prática de monoculturas e criação de gado, vem afetando diretamente a biodiversidade local, sendo necessárias medidas mais rigorosas de fiscalização, educação ambiental, com maior incentivo governamental para garantir a manutenção desta importante unidade de conservação brasileira.

AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer a João Antônio de Araújo Filho, Cícero Ricardo de Oliveira, Deivid Batista e Herivelto Oliveira pela ajuda durante a coleta de dados na Reserva de Pedra Talhada. Hueliton Ferreira e Jailton Fernandes por permitir e apoiar a realização da pesquisa na Reserva de Pedra Talhada. Aos seguintes por fornecer algumas imagens usadas na ilustração do capítulo, especialmente Anita Studer, Laurent Godé, Christian Willig, Luis Batista de Freitas, Gilvan Pereira, Felino Pedro Celestino, Manoel Nunes de Farias, Manoel Nazario, Agnaldo Pereira de Aguiar, Adeval Ferreira de Araujo, Ronaldo Raimundo, Aventino Pinto da Silva, Hermenegildo Nunes de Farias, Kevin Clark, Thomas Tscharner e Louis Nusbaumer. Ao Dr Miguel T. Rodrigues pela identificação da espécie *Leposoma baturitensis*. ICMBio pela licença de coleta 34734-1. Funcap pela bolsa de estudos concedida a I.J. Roberto e pelo financiamento à R.W. Ávila (BPI-0067-00006.01.00/12).

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Igor Joventino Roberto, Departamento de Ciências Físicas e Biológicas, Laboratório de Zoologia, Universidade Regional do Cariri (URCA), Rua Cel. Antônio Luiz Pimenta, 1161, CEP 63105-000 Crato, Ceará, Brasil
igorjoventino@yahoo.com.br

Robson Waldemar Ávila, Departamento de Ciências Físicas e Biológicas, Laboratório de Zoologia, Universidade Regional do Cariri (URCA), Rua Cel. Antônio Luiz Pimenta, 1161, CEP 63105-000 Crato, Ceará, Brasil
robsonavila@gmail.com

Aníbal R. Melgarejo, Divisão de Zoologia Médica, Instituto Vital Brazil, Niterói, RJ, Brasil
anibalmg@globo.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Bérnils, R. S. & H. C. Costa (org.). 2012. *Répteis brasileiros: Lista de espécies*. Versão 2012.1. Disponível em http://www.sbherpetologia.org.br/. Sociedade Brasileira de Herpetologia.

Blackburn, D. G. & L. J. Vitt. 1992. Reproduction in viviparous South American lizards of the genus *Mabuya*. *In: Reproductive Biology of South American Vertebrates*. 150-164. Hamlett, W.C. (Ed.). Springer-Verlag, New York.

Campbell, J. A. & W. W. Lamar. 2004. *The venomous reptiles of the western hemisphere*. Volume 1. Cornell University Press. Ithaca, New York.

Carrasco, P. A., C. I. Mattoni, G. C. Leynaud & G. J. Scrocchi. 2012. Morphology, phylogeny and taxonomy of South American bothropoid pitvipers (Serpentes, Viperidae). *Zoologica Scripta* 41(2): 109-124.

Colli, G. R. & D. S. Zamboni. 1999. Ecology of the Worm-Lizard *Amphisbaena alba* in the Cerrado of Central Brazil. *Copeia* 1999: 733-742.

Crawford, N. G., B. C. Faircloth, J. E. Mccormack, R. T. Brumfield, K. Winker & T. C. Glenn 2012. More than 1000 ultraconserved elements provide evidence that turtles are the sister group of Archosaurs. *Biology Letters* 8: 783-786.

Di-Bernardo, M. 1994. Uma nova espécie de *Echinanthera* Cope, 1894 (Serpentes, Colubridae) do nordeste do Brasil. *Biociências* 2(2):75-81.

Freitas, M. A. 2003. *Serpentes Brasileiras*: 1-160. Malha-de-sapo publicações e consultoria ambiental.

Gonçalves, U., S. Torquato, G. Skuk & G. A. Sena. 2012. A new species of *Coleodactylus* Parker, 1926 (Squamata: Sphaerodactylidae) from the Atlantic Forest of northeast Brazil. *Zootaxa* 3204: 20-30.

Graboski, R., G. A. Pereira-Filho, A. A. Silva., A. L. C. Prudente. & H. Zaher. 2015. A new species of *Amerotyphlops* from Northeastern Brazil, with comments on distribution of related species. *Zootaxa* 3920(3): 443-452.

Grazziotin, F. G., H. Zaher, R. W. Murphy, G. Scrocchi, M. A. Benavides, Y. P. Zhang & S. L. Bonatto. 2012. Molecular phylogeny of the New World Dipsadidae (Serpentes: Colubroidea): a reappraisal. *Cladistics* 28(5): 437–459.

Haffer, J. 1969. Speciation in Amazonian Forest birds. *Science* 165(3889): 131-137.

Hedges, S. B. & C. E. Conn 2012. A new skink fauna from Caribbean islands (Squamata, Mabuyidae, Mabuyinae). *Zootaxa* 3288: 1–244.

IUCN (International Union for Conservation of Nature). The IUCN Red List of Threatened Species. 2013. http://www.iucnredlist.org.

Iverson, J. B. 1992. *A revised checklist with distribution maps of the turtles of the world*: 1-363. Privately printed. Richmond, Indiana.

Lisboa, B. S., I. C. S.Tiburcio, S.T. Silva & G. O. Sugliano. 2009. Primeiro registro de *Pseustes sulphureus* (Wagler, 1824) (Serpentes: Colubridae) para o estado de Alagoas, Nordeste do Brasil. *Biotemas* 22(4): 237-240.

Passos, P., R. Fernandes, R. S. Bérnils & J. C. Moura-Leite. 2010. Taxonomic revision of the Brazilian Atlantic Forest *Atractus* (Reptilia: Serpentes: Dipsadidae). *Zootaxa* 2364: 1-63.

Pyron, R. A., F.T. Burbrink & J. J. Wiens. 2013. A phylogeny and revised classification of Squamata, including 4161 species of lizards and snakes. *BMC Evolutionay Biology* 13: 1-93.

Pyron, R. A. & V. Wallach. 2014. Systematics of the blindsnakes (Serpentes: Scolecophidia: Typhlopoidea) based on molecular and morphological evidence. *Zootaxa* 3829(1):1-81.

Roberto, I. J. & C. Albano. 2012. Aspects of the clutch size and oviposition period of *Leposoma baturitensis* (Squamata: Gymnophthalmidae). *Herpetology Notes* 5: 445-446.

Rodrigues, M. T. 1986. Uma nova espécie do gênero Phyllopezus de cabaceiras: Paraíba: Brasil; com comentátios sobre a fauna de lagartos da área (Sauria, Gekkonidae). *Papéis Avulsos de Zoologia* 36(20): 237-250.

Rodrigues, M. T. 2000. A new species of *Mabuya* (Squamata: Scincidae) from the semiarid caatingas of Northeastern Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia* 41(21): 313-328.

Rodrigues, M.T. & D. M. Borges. 1997. A new species of *Leposoma* (Squamata: Gymnophthalmidae) from a relictual forest in semiarid Northeastern Brazil. *Herpetologica* 53(1): 1-6.

Silva, S.T., U. G. Silva, G. A. B. Sena & F. A. Nascimento. 2006. A biodiversidade da Mata Atlântica alagoana: anfíbios e répteis. *In:* F. B. P. M. Moura. (org). *A Mata Atlântica em Alagoas*. 65-76. EDUFAL, Maceió.

Uetz, P. & J. Hošek. 2013. *The Reptile Database*, http://www.reptile-database.org.

Vanzolini, P. E. 1981. A quase-historical approach to the natural history of the differentiation of reptiles in tropical geographic isolates. *Papéis Avulsos de Zoologia* 34(19): 189-204.

6.10

AVES (AVES)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

ANITA STUDER

Studer, A. 2015. Aves (Aves) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 377-405.

Anumará, *Curaeus forbesi.*

INTRODUÇÃO

A redescoberta na natureza em janeiro de 1980, do anumará, *Curaeus forbesi,* na borda da floresta de Pedra Talhada foi a gênese dos esforços para a sua transformação em uma Reserva Biológica: um trabalho de preservação de grande envergadura que prossegue até os dias de hoje (ver Epílogo).

Nesse lapso de tempo de mais de 30 anos, direcionamos a nossa atenção ao estudo das aves, e em especial, a uma análise detalhada dos aspectos relativos à reprodução, construção dos ninhos, adaptação ao meio ambiente e estratégias de defesa contra predadores. Esses itens da biologia reprodutiva das aves são importantes para subsidiar medidas conservacionistas (Marini, 2007) e serão os temas de destaque que abordaremos neste capítulo.

RIQUEZA E AMEAÇAS

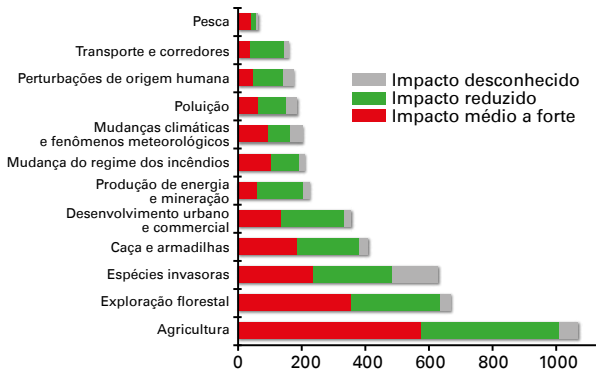
Avifauna do Brasil

Com 1.901 espécies de aves identificadas até o momento em seu território (CBRO, 2014), o Brasil é o segundo país com o maior número de espécies de aves, sendo precedido somente pela Colômbia que acolhe aproximadamente 1.903 espécies (Donegan et al., 2013). Alguns autores afirmam que o Brasil pode atingir e até ultrapassar o numero de 2.000 espécies, na medida em que novas aves descobertas forem sendo devidamente identificadas e descritas (Silveira et al., 2003).

Entretanto, apesar da riqueza da avifauna brasileira, há o receio de que algumas espécies venham a desaparecer, uma vez que a destruição das áreas florestadas e outros habitats naturais vem provocando o declínio de populações de aves e engrossando as fileiras da lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção (6.10.1).

Ainda assim, algumas espécies têm conseguido adaptar-se aos ambientes antrópicos (transformados pelo homem) e são chamadas de espécies onívoras ou generalistas, por não apresentarem um regime alimentar especializado. Dentre essas espécies destacam-se alguns Turdídeos (sabiás), Tiranídeos (bem-te-vis, 6.10.2), Fringilídeos e algumas aves de rapina.

Diferente das espécies generalistas, algumas aves não são capazes de adaptar-se às transformações ambientais provocadas pela ocupação humana e mantêm-se confinadas a habitats ainda preservados. É o caso, principalmente, das espécies que se alimentam de insetos terrícolas florestais, como, por exemplo, certos Formicarídeos e Furnarídeos cuja sobrevivência depende da existência de um meio ambiente original e intacto. Em consequência dessas exigências por habitats conservados, essas espécies são as mais vulneráveis e ameaçadas de extinção.



6.10.**1.** Ameaças a avifauna em nível nacional www.concervations-nature.fr/article2.php?id=126

6.10.**2**. O popularíssimo bem-te-vi, *Pitangus sulphuratus,* é onívoro e se adapta em diferentes ambientes. O seu canto onomatopéico "bem-te-vi" ressoa tanto nos parques e jardins das grandes metrópoles brasileiras quanto nas clareiras da floresta da Pedra Talhada.

6.10.**3.** O discreto patinho, *Platyrinchus mystaceus,* cuja sobrevivência é estreitamente relacionada com as florestas tropicais primárias.

6.10.**4**. Essa porção da floresta escapou por pouco dos desmatamentos: o seu topo arborizado se ergue, solitário, no meio de uma paisagem à mercê das estiagens.

6.10.**5**. O limite entre as áreas de pastagem e das zonas florestais é contrastante durante as estiagens e ilustra a fragilidade desse ecossistema.

Avifauna de Pedra Talhada

Os remanescentes florestais localizados em meio às pastagens ou às plantações da cana-de-açúcar nos estados de Alagoas e Pernambuco desempenham um papel fundamental de refúgio para muitas espécies (6.10.3).

Alguns desses refúgios foram protegidos e mantiveram-se preservados graças à sua altitude ou ao seu relevo escarpado. Nessas áreas, a vegetação remanescente, que se assemelha a "chapéus florestais", é restrita aos topos das colinas e retém a umidade que favorece a formação dos chamados brejos de altitude (6.10.4, 6.10.5).

A Reserva Biológica de Pedra Talhada é um desses refúgios, que apesar de abranger uma área relativamente modesta, apenas 4.469 ha, abriga ainda uma riquíssima biodiversidade (Studer, 1985).

O inventário preliminar realizado na Reserva de Pedra Talhada, incluindo uma zona de transição de 3 km de largura ao redor de todo o seu perímetro, indicou a presença de 255 espécies de aves distribuídas em 56 famílias (veja inventário XXIII).

ESPÉCIES ENDÊMICAS E AMEAÇADAS

A Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) é considerada uma área importante para a conservação das aves (IBA "Important Bird Area"), e devido ao número de espécies ameaçadas e endêmicas, considerada prioritária para a conservação da biodiversidade (BirdLife International, 1998).

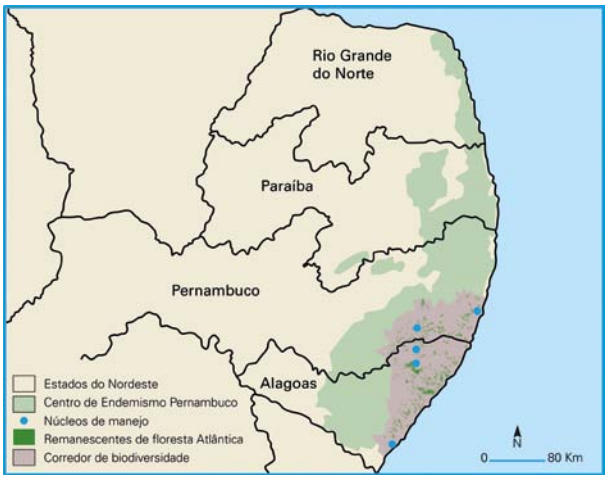
A Reserva está inserida no Centro de Endemismo Pernambuco, representado pela porção nordeste da Mata Atlântica, ao norte do rio São Francisco. Esse centro de biodiversidade é particularmente interessante graças ao seu posicionamento como zona de convergência para a avifauna das florestas Amazônica e Atlântica (Teixeira et al., 1986; Silveira et al., 2003, 6.10.6, 6.10.7).

Dentre as 255 espécies registradas até o momento para a área, 16 táxons são endêmicos do Centro de Endemismo Pernambuco, e pelo menos 25 se encontram em perigo de extinção, em diferentes níveis de ameaça (MMA, 2003; 2008; IUCN 2012).

Algumas das espécies mais representativas deste centro de endemismo presentes na Reserva, foram descritas pela ciência somente na década de 1980, como o zidedê-do-nordeste, *Terenura sicki,* e o cara-pintada, *Phylloscartes ceciliae*, e outras como o arapaçú-rajado-do-nordeste, *Xiphorhynchus atlanticus,* e o papa-taoca-de-pernambuco, *Pyriglena pernambucensis,* foram desmembradas recentemente e hoje são consideradas espécies plenas e distintas de seus "parentes" Atlânticos e Amazônicos.

O refúgio da Reserva de Pedra Talhada desempenha um papel importante na conservação das espécies ameaçadas de extinção. Tanto que das

6.10.**6.** O araçari, *Pteroglossus inscriptus,* é um representante amazônico da comunidade de aves da Reserva de Pedra Talhada.



6.10.**7.** O Centro de Endemismo Pernambuco, em comparação com outros centros de endemismo, possui o maior numero de aves ameaçadas do Brasil. *http://www.avesderapinabrasil.com/materias/avesderapina_mataatlantica.htm.*

276 espécies de aves ameaçadas do Brasil (MMA 2003; 2008), 25, ou seja 9,1%, sobrevivem e nidificam na floresta de Pedra Talhada ou na sua região de entorno, ainda que essa floresta represente, em superfície, menos de um milionésimo do território brasileiro (Superfície do Brasil = 8.500.000 km^2, Pedra Talhada = 4,5 km^2).

Dentre as espécies ameaçadas de extinção presentes na área, destacam-se o gavião-de-pescoço-branco, *Leptodon forbesi*, o anambé-de-asa-branca, *Xipholena atropurpurea*, a maria-do-nordeste, *Hemitriccus mirandae,* e a araponga-do-nordeste, *Procnias averano*. Há ainda na Reserva táxons considerados ameaçados somente em nível sub-específico, como o jacupemba, *Penelope superciliaris alagoensis*, o urú-do-nordeste, *Odontophorus capueira plumbeicollis*, o patinho, *Platyrinchus mystaceus niveigularis,* e a saíra-militar, *Tangara cyanocephala corallina* (MMA, 2008).

O pintor-verdadeiro, *Tangara fastuosa* (6.10.8), é uma das espécies ameaçadas mais emblemáticas da Reserva, por causa da sua plumagem exuberante. Esse pássaro alimenta-se de frutos, bagos e insetos encontrados nas árvores da floresta. Normalmente, ele não se aventura no exterior da floresta, mas, eventualmente pode ser encontrado em áreas de vegetação secundária, se estas forem suficientemente densas e ricas em bromélias ou bananeiras, que servem de suporte para a sua nidificação.

Infelizmente, esse pássaro sempre despertou a cobiça de criadores e gaioleiros e durante muito tempo foi alvo de tráfico e captura excessiva. Esse fato, associado com a perda de habitat, fez com que o pintor-verdadeiro fosse incluído na lista das espécies consideradas criticamente ameaçadas de extinção (Collar et al., 1992 e Silveira et al., 2003).

6.10.**8.** Normalmente, o pintor-verdadeiro, *Tangara fastuosa,* nidifica na roseta das bromélias, mas na Reserva ele elege frequentemente domicílio nos cachos de banana.

ESTAÇÕES DE NIDIFICAÇÃO

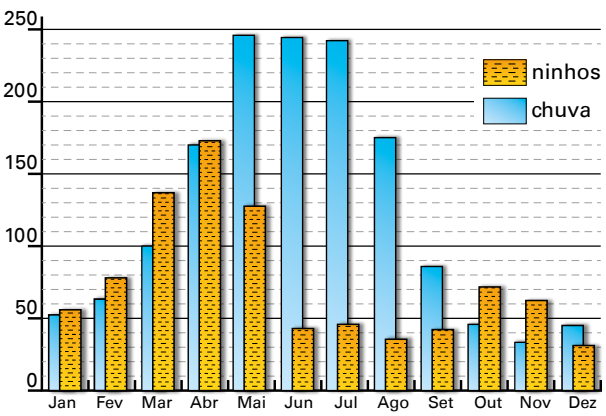
As estações de nidificação das aves são estreitamente correlacionadas àquelas das chuvas. A maioria das espécies constrói seu ninho no princípio da estação das chuvas. Essa atividade corresponde também ao despertar da natureza, ao aparecimento das flores e dos insetos.

No Nordeste do Brasil, o período chuvoso está compreendido entre os meses de abril a agosto. No sudeste do país, as chuvas geralmente têm início no mês de outubro e estendem-se até o mês de março, o que denota a diferença da estação chuvosa do Nordeste em comparação com outras regiões do país.

O histograma (6.10.9) ilustra a correlação entre o ciclo das chuvas e a nidificação: os primeiros temporais se formam em janeiro/fevereiro, o que é suficiente para provocar as primeiras construções de ninhos; a chuva se intensifica substancialmente em março/abril e a nidificação atinge o seu auge em abril. De maio a julho, a chuva se instala: tudo se alaga e a atividade de construção de ninhos diminui. Daí em diante os adultos são acompanhados dos seus filhotes e a alimentação é abundante para a maioria das espécies.

O gráfico ainda mostra que a nidificação também acontece nas outras estações: os beija-flores, por exemplo, nidificam em diferentes épocas do ano. Tudo depende da floração que, em determinados ambientes, é mais frequente na estação seca do que na estação das chuvas.

O período de nidificação é uma época delicada porque é nesse momento que as aves ficam mais expostas às intempéries e aos predadores (Lack, 1950a, 1950b).



6.10.**9.** Número do ninhos comparado ao histograma pluviométrico: precipitações médias mensais do município de Quebrangulo (AL), SUDENE 1912-1990, ILPISA 2001-2002, SEMARHN/AL 2007-2010, ANA 2011-2013 (ANA 2009).

ESTRATÉGIAS DE SOBREVIVÊNCIA DAS AVES DA RESERVA

A vida de uma ave é sempre condicionada pela disponibilidade alimentar e pela possibilidade de se reproduzir. Os espaços, as localizações, as alturas em relação ao solo, as formas e os materiais utilizados são partes integrantes das adaptações antipredadores.

Cada espécie de ave evoluiu segundo as suas próprias necessidades e exigências morfológicas e alimentares. As pressões antrópicas também influenciaram certos comportamentos ou até mesmo provocaram novas adaptações.

Para criar a sua ninhada com êxito e em boas condições, um pássaro deve encontrar compatibilidades entre todos esses fatores e adotar as melhores estratégias de sobrevivência.

As estratégias adotadas pelas espécies levam em conta os seguintes fatores: as estações do ano, as características do habitat, o espaço e a localização do ninho, o tipo de ninho, os materiais utilizados, o número e a cor dos ovos, os comportamentos, etc. (Ricklefs, 1977).

As aves que optam por uma construção simples, localizada ao nível do solo ou a pequena altura mostram com frequência uma grande criatividade na camuflagem do ninho: o ninho é fortemente exposto, mas se torna invisível graças ao seu revestimento (6.10.10, 6.10.11, 6.10.12, 6.10.13, 6.10.14, 6.10.15, 6.10.16, 6.10.17).

6.10.**10.** O beija-flor-de-costas-violetas, *Thalurania watertonii,* recobre as paredes externas do ninho com pequenos fragmentos de musgos e liquens que apresentam as mesmas cores que aquelas da vegetação circundante, de maneira a obter uma camuflagem perfeita.

6.10.**11.** O rabo-branco-rubro, *Phaethornis ruber,* e o balança-rabo-de-bico-torto, *Glaucis hirsuta*, suspendem os seus ninhos na extremidade de uma folha pendente, ou sobre o limbo de uma folha (bananeira, palmeira ou outra).

6.10.**12.** As paredes externas dos ninhos são revestidas de fragmentos de musgos e liquens. Para completar a camuflagem, eles se prolongam com um longo apêndice de finas partículas pregadas com a ajuda de fios de teias de aranhas, que o fazem parecer com as partículas vegetais em suspensão disseminadas por todas as partes na floresta.

6.10.**13.** O beija-flor-preto, *Florisuga fusca,* constrói o seu ninho sobre uma folha pendente. À distância, o ninho se confunde com outras manchas claras, características dessa folhagem.

Roubo de néctar

Na Reserva uma espécie de Acanthaceae, a cuia ou *Ruellia cearensis*, produz o néctar na base da sua flor cor-de-rosa em forma de tubo recurvado. O beija-flor rabo-branco-acanelado, *Phaethornis ruber,* se alimenta desse néctar. Enquanto ele suga o néctar, o pólen da flor se gruda na base do seu bico. Em seguida, quando ele visitar uma outra flor, ele depositará esse pólen no seu estigma, proporcionando assim a sua fecundação.

O bico curto de uma outra espécie de beija-flor, o beija-flor-de-costas-violetas, o *Thalurania watertonii*, não lhe permite alcançar esse depósito de néctar. Mas a ave é muito esperta e consegue, apesar de tudo, acessar as reservas de néctar da flor, mesmo se a sua morfologia não é adaptada para esta tarefa. Para conseguir isso, ele perfura a corola da flor lateralmente, mais ou menos no meio do seu comprimento. Assim fazendo, sua língua atinge a base da corola e ele rouba o néctar para se alimentar, mas sem polinizar a flor.

O beija-flor-de-costas-violetas em voo estacionário roubando o néctar numa corola de *Ruellia cearensis.*

O tubo da corola da *Ruellia cearensis* perfurado depois do roubo de néctar.

6.10.**14.** Fêmea do beija-flor-preto, *Florisuga fusca* ao chegar no ninho.

6.10.**15.** A fêmea do beija-flor-preto, *Florisuga fusca,* alimentando os seus filhotes.

6.10.**16.** O japacanim, *Donacobius atricapilla,* vive nas áreas brejosas das margens da floresta: ela agrega mudas de pele de cobras sobre as paredes externas do seu ninho: será que é para assustar os eventuais intrusos?

6.10.**17.** O ninho do beija-flor-preto, *Florisuga fusca,* é construído com fibras vegetais sedosas, colados com firmeza com numerosos fios de teia de aranha. Vale notar que a penugem dos filhotes é da mesma cor amarelada que o ninho, proporcionando uma camuflagem perfeita.

Os beija-flores, também chamados colibris, não são os únicos artistas da camuflagem. Várias outras espécies incorporam toda uma gama de fragmentos vegetais à estrutura externa dos seus ninhos para camuflá-los: esses ninhos se parecem assim com banais montículos de folhas secas agarradas nos ramos das árvores (Brosset, 1974).

A preocupação com a proteção do ninho pode levar certas espécies a acumular várias estratégias: camuflagem da entrada do ninho (túnel encurvado, entrada falsa), lugar e tipo de fixação do ninho, dissuasão dos predadores graças ao revestimento das paredes externas com elementos repulsivos (mudas de pele de cobras, por exemplo) (6.10.16, 6.10.17) ou espinhosos.

O campeão da camuflagem é, com certeza, a mãe-da-lua, *Nyctibius griseus*, que utiliza nada mais nada menos que o seu próprio corpo para camuflar o seu ovo ou o seu ninhego (6.10.18, 6.10.19).

6.10.**18.** A mãe-da-lua, **Nyctibius griseus,* se imobiliza, estica o pescoço e fecha os olhos quando um inimigo se aproxima, imitando assim um prolongamento do galho.

6.10.**19.** Ao cair da noite, os dois adultos se revezam para alimentar o único filhote com insetos capturados em pleno voo.

OVOS: QUANTIDADE E COLORAÇÃO

O número de ovos de uma postura é parte integrante da estratégia de sobrevivência: se o pássaro opta por uma postura modesta de um ou dois ovos, um ninho pequeno e simples localizado a pouca altura, é para ter tempo de fugir em caso de ataque de um eventual predador, mesmo que para isso ele tenha que abandonar o ninho e os filhotes e assim conservar energia suficiente para construir um novo ninho em outro lugar (Ricklefs, 1970). Esse comportamento faz com que, conforme já observado, algumas espécies iniciem o processo de postura e incubação várias vezes na mesma estação reprodutiva.

Sabe-se que o tamanho das posturas diminui à medida que nos aproximamos dos trópicos (Perrins, 1977; Slagsvold, 1982; Mayo, 1980; Studer, 1994). Na região paleártica o número médio das posturas dos passeriformes se situa em torno de 4,5 ovos/ninho, enquanto que na região neotropical, especificamente na Reserva, essa quantidade atinge apenas 2,4 ovos/ninho (extremos 1-6 ovos/ninho, análise baseada em 1.705 ninhos e 4.098 ovos).

Pode-se supor que mesmo as cores e a presença ou ausência de manchas nos ovos fazem parte das estratégias de sobrevivência: os ovos da maioria dos ninhos construídos a céu aberto são mais ou menos manchados, enquanto que os ovos daqueles situados em cavidades mais sombrias são em geral brancos. Com certeza há uma correlação entre essas características dos ovos e os tipos de localizações dos ninhos: as manchas intensificam a camuflagem, borrando os contornos nítidos dos ovos nos ninhos edificados em lugares visíveis, o que não é necessário nos ninhos construídos nas cavidades (Oniki, 1979).

COMPORTAMENTOS

Alguns comportamentos fazem parte das estratégias anti-predatórias. Na maioria dos casos, mesmo um ovo com marcas muito crípticas ou um ninho perfeitamente camuflado não bastariam para proteger a ninhada contra eventuais predadores se o comportamento dos adultos não viesse completar o cenário (6.10.20).

Uma estratégia comportamental comum é a discrição da espécie no ninho e na sua proximidade. É assim, por exemplo, quando um inimigo se aproxima do ninho e os pássaros penetram discretamente na vegetação circundante, quando ficam imóveis e dissimulados, ou ainda quando recobrem os ovos antes de afastarem-se do ninho.

6.10.**20.** O canário-do-mato, *Basileuterus flaveolus,* na entrada do seu ninho. Se ele é surpreendido por um predador ele toma a atitude de um pássaro ferido.

A higiene do ninho pode ser primordial e a maioria dos pássaros é rigorosa com relação à limpeza. Assim, para diminuir os eventuais odores que poderiam atrair os predadores ou parasitas, os adultos jogam os dejetos fora do ninho ou até mesmo as engolem (6.10.21). As cascas vazias dos ovos ou os filhotes mortos também são transportados para longe do ninho. Uma atitude agressiva pode ser adotada e não é raro observar casos onde pássaros mostram uma incrível bravura perseguindo inimigos bem maiores que eles.

6.10.**21.** A saíra-de-papo-preto, *Hemithraupis guira,* transportando os dejetos que aparecem envoltas em uma membrana gelatinosa de cor branca chamada "bolsa fecal". A sua função é de facilitar a coleta e o transporte para longe do ninho, a fim de manter o ninho limpo e inodoro. Essa adaptação anti-predatória é observada na maioria dos passeriformes.

Algumas aves, em particular as que nidificam ao nível do solo, podem também simular que estão feridas. Por exemplo, a fim de atrair o inimigo e afastá-lo do ninho, o pássaro foge arrastando uma asa dando assim a impressão de ser uma presa fácil: quando a ave atinge uma distância do ninho que ela considera segura, ela sai voando sã e salva, deixando o inimigo atônito.

OCUPAÇÕES DE NINHOS

Um pequeno número de espécies não constrói seu próprio ninho, mas ocupa os ninhos construídos por outras aves. Essas espécies não devem ser consideradas como parasitas já que elas não interferem na ninhada do proprietário do ninho e buscam somente um ninho desocupado reunindo as melhores condições para a reprodução (6.10.22).

6.10.**22.** O bem-te-vi-pirata, *Legatus leucophaius,* ocupa um antigo ninho de bico-chato-de-orelha-preta, *Tolmomyias sulphurescens.*

NIDIFICADORES COMUNITÁRIOS

Na borda da floresta ou nas suas clareiras observamos duas espécies que constroem um ninho comunitário: O anu-branco, *Guira guira* (6.10.23), e o anú-preto, *Crotophaga ani*, ambos da família dos Cuculidae. Várias fêmeas põem seus ovos no mesmo ninho que pode assim conter, em média, 6,3 ovos (extremos 3-9) para *Guira guira* e 11,2 ovos (extremos 3-27) para *Crotophaga ani*. Machos e fêmeas se revezam para incubar os ovos, alimentar os jovens e defender os ninhos.

6.10.**23.** Ninhada do anu-branco, *Guira guira*. As gargantas coloridas dos ninhegos apresentam marcas em relevo no palato e na língua. O significado biológico para os sinais dessa espécie ainda precisa ser investigado. Appert (1967) achou tais sinais nas gargantas de ninhegos em locais escuros, o que não é o caso dessa espécie que nidifica em lugares bem iluminados.

AJUDANTES NO NINHO

Outras espécies recebem o apoio de ajudantes nas tarefas de administração do ninho: um ou vários indivíduos da mesma espécie ajudam o casal reprodutor na alimentação dos filhotes (6.10.24). Eles podem ser jovens da ninhada precedente (6.10.25), machos excedentes (6.10.26) ou ainda adultos que ainda não conseguiram encontrar as condições ideais para nidificar (estiagem prolongada, habitat restrito ou escassez de locais apropriados à nidificação) e que se associam a um casal reprodutor a fim de ajudá-lo na alimentação dos filhotes e na proteção do ninho. (Gowaty, 1990, Skutch, 1961, Stacy & König, 1990).

6.10.**24.** As ninhadas do urú-do-nordeste, *Odontophorus capueira,* observadas na Reserva são com frequência assistidas por um ou dois ajudantes adultos.

6.10.**25.** Um juvenil pintor-verdadeiro, *Tangara fastuosa,* ajuda na alimentação dos filhotes.

6.10.**26.** Dois machos do tiê-sangue, *Ramphocelus bresilius*, alimentam a ninhada.

POSTURAS PARASITAS

Algumas espécies não constroem os seus ninhos nem criam os seus filhotes. Elas põem os seus ovos nos ninhos dos outros. É o caso do Icteridae virabosta, *Molothrus bonariensis,* e do Cuculidae saci, *Tapera naevia*, ambas espécies presentes na Reserva. Elas vivem perto da floresta, penetrando ao seu interior somente pelos grandes corredores de desmatamento encontrados na Reserva, como, por exemplo, aqueles que se produziram nos sítios João Ferreira em Pernambuco ou Timbó em Alagoas.

São duas espécies parasitas de comportamento diferente: o jovem vira-bosta não é agressivo e não expulsa os seus congêneres e, com frequência, convive com os filhotes do proprietário do ninho até poderem sair voando. O jovem saci, contudo, não suporta nenhuma presença e ataca o ovo ou o filhote do legítimo proprietário do ninho assim que ele sai do ovo (6.10.27). Vale ressaltar que quase sempre ele nem precisa chegar a esse extremo, uma vez que quando a fêmea do saci põe o seu ovo ela geralmente perfura os ovos do hospedeiro.

6.10.**27.** Um jovem saci, *Tapera naevia,* mostrando uma atitude agressiva.

ECTOPARASITISMO

A mosca *Philornis* sp. põe os seus ovos em ninhos onde as suas larvas se desenvolvem lesando os passarinhos (6.10.28). Mesmo se elas não devoram os seus hospedeiros, elas os enfraquecem sugando o seu sangue e o rápido desenvolvimento das larvas pode entravar o bom funcionamento de órgãos vitais e ocasionar a morte dos ninhegos. Os ciclos biológicos dessa mosca ainda não foram completamente estudados, mas a sua observação na Reserva mostra que ela está mais ou menos presente em todos os habitats e em todos os tipos de ninhos da maioria das espécies de aves.

6.10.**28.** Depois que as larvas parasitas que o infestavam foram retiradas, esse jovem caboclinho, *Sporophila bouvreuil,* saiu voando são e salvo.

PREDAÇÃO

A predação dos ninhos é frequente na floresta, independente do tipo de ninho ou da altura da qual ele esteja localizado. Várias espécies de cobras, mamíferos e aves de rapina já foram observadas atacando ninhos. Entretanto, a falta de comprovações tangíveis se deve ao fato da maioria desses ataques acontecerem à noite ou de surpresa a qualquer hora do dia. Por outro lado, formigas e vespas foram documentadas invadindo o ninho de algumas espécies: nesses casos, em alguns minutos, os passarinhos foram mortos e devorados (6.10.29, 6.10.30).

6.10.**29.** As formigas destruíram completamente essa ninhada de guaracavuçu, *Cnemotricchus fuscatus,* no seu ninho situado a 1,5 m do solo em plena floresta.

6.10.**30.** As vespas e as formigas mataram esse jovem sabiá-barranco, *Turdus leucomelas.*

COMÉRCIO ILÍCITO

Hoje em dia, os gaioleiros continuam a exercer a sua funesta atividade na Reserva, capturando aves para em seguida vendê-los em circuitos de comércio ilícito (6.10.31, 6.10.32). As espécies visadas são, em primeiro lugar, os pássaros canoros, que emitem cantos melódiosos, como o sabiá-coleira, *Turdus albicollis*, o curió, *Oryzoborus angolensis*, ou ainda as espécies que apresentam plumagens muito coloridas como o azulão, *Cyanocompsa brissonii*, o pintor-verdadeiro, *Tangara fastuosa*, ou ainda o pintassilgo-do-nordeste, *Carduelis yarrellii*. Estas duas últimas aves estão inscritas na lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção.

6.10.**31.** Infelizmente ainda se encontram nestas regiões muitos passarinheiros que capturam regularmente aves para gaiolas (Pereira & Mendes de Azevedo, 2011).

6.10.**32.** Parece incrível que ainda hoje, em 2015, se vendem aves nativas e ameaçadas nas praças públicas de cidades vizinhas à Reserva.

CLASSIFICAÇÃO DOS NINHOS

As aves da Reserva colonizam um amplo leque de nichos, situados em alturas que vão desde o nível do solo a mais de 20 m, podendo chegar até 100 m de altura, nos penhascos. Os ninhos apresentam uma gama muito larga de formas e uma qualidade de acabamento variável indo dos mais rudimentares aos extremamente trabalhados. É provável que o comportamento construtor de uma espécie resulte da evolução da estratégia anti-predatória que ela desenvolveu ao longo do tempo.

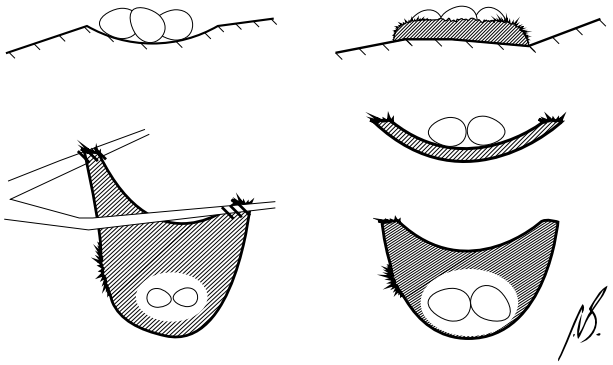
Para entender melhor a importância desse comportamento e analisar as chances de sobrevivência, vamos examinar com uma particular atenção as estruturas dos ninhos.

Em primeiro lugar, decidimos chamar "ninho" o lugar onde o pássaro põe os seus ovos e onde ele cria os seus filhotes. Depois, propomos classificar os ninhos segundo critérios que nos parecem significativos e optamos por uma classificação em dois tipos principais: uma categoria de ninhos de tipo "aberto" e uma categoria de ninhos de tipo "fechado".

Os ninhos "abertos"

Esse tipo reúne todos os ninhos a céu aberto, onde os ovos são, em princípio, visíveis do alto. Eles podem ser muito simples: um substrato nu ou uma singela plataforma feita de raminhos para a postura dos ovos, mas também podem ser bem mais trabalhados, em forma de taças achatadas ou profundas, assentadas ou suspensas (6.10.33, 6.10.34, 6.10.35).

6.10.**33.** Ninho aberto do pintassilgo-do-nordeste, *Carduelis yarrellii.*



6.10.**34.** Tipos de ninhos abertos.

6.10.**35.** Ninho aberto do azulão, *Cyanocompsa brissonii.*

Exemplos de ninhos abertos sem nenhuma construção

Na categoria dos ninhos abertos, alguns não necessitam de nenhum material de construção. É o caso de várias espécies de gaviões e urubus que usam uma concavidade no penhasco de Pedra Talhada onde eles poem os seus ovos diretamente no chão (6.10.36, 6.10.37, 6.10.38).

6.10.**36.** O rochedo que deu o nome ao Reserva é um paredão que oferece inúmeras possibilidades de nidificação.

6.10.**38.** O acauã, *Herpetotheres cachinnans,* também deposita os seus ovos diretamente no substrato que se acumula nos nichos de pedras ou nas ramificações de árvores. Um adulto alimenta o seu filhote com uma serpente.

6.10.**37.** Os urubus também depositam os seus ovos diretamente no solo: eles escolhem um lugar escondido pela presença de vegetação. Aqui, o urubu-de-cabeça-vermelha, *Cathartes aura,* alimenta um dos seus filhotes por regurgitação.

Exemplos de ninhos abertos em forma de plataforma

Algumas aves constroem uma plataforma mais ou menos espessa utilizando ramos. É o caso de aves de rapina, de garças ou socós que podem ser observados dentro ou no entorno da Reserva (6.10.39, 6.10.40, 6.10.41, 6.10.42, 6.10.43).

6.10.**39.** Um jovem gavião-pedrês, *Buteo nitidus,* se exercita antes de sair voando.

6.10.**40.** O gavião-preto, *Buteogallus urubitinga,* é uma espécie que nidifica regularmente nas imediações da floresta.

6.10.**41.** Dois jovens socós-boi, *Tigrisoma lineatum,* no seu ninho: ao menor perigo eles se esticam e se imobilizam para tentar se confundir com um ramo de árvore.

6.10.**42.** Dentre as espécies campeãs da construção de pequenas plataformas vale destacar o ferreiro arapongado-nordeste, **Procnias averano*. O seu ninho é tão singelo que o conteúdo pode ser visto quando observado por baixo. Os moradores locais dizem que a fêmea adota essa estratégia para subtrair o ninho da visão do macho que poderia destruí-lo.

6.10.**43.** Em contrapartida, um dos ninhos mais volumosos é o do caracará, *Caracara plancus*, visto que ele reutiliza com frequência a mesma base, agregando novos ramos a cada ano.

Exemplo de ninhos abertos em forma de taça

A construção mais frequente é com certeza o ninho em forma de taça. Diversos tipos podem ser observados: delgados ou espessos, assentados ou suspensos, pequenos ou grandes. Também são diversos os materiais utilizados para a confecção do ninho. Eles são em geral de origem vegetal (talos, raízes, folhas, musgos, etc), ou animal (pelos, lã, plumas, etc.), mas também podem conter detritos de plástico, de papel, etc, descartados na natureza pelo homem e aproveitados pelas aves (6.10.44, 6.10.45, 6.10.46, 6.10.47, 6.10.48).

6.10.**44.** O cuspidor-de-máscara-preta, *Conopophaga melanops,* também constrói o seu ninho em forma de plataforma. Macho no ninho.

6.10.**45.** O cuspidor-de-máscara-preta, *Conopophaga melanops,* fêmea alimentendo.

6.10.**46.** O pariri, *Geotrygon montana*, cria os seus filhotes num ninho em forma de plataforma rasa.

6.10.**47.** Um ninho de sabiá-laranjeira, *Turdus rufiventris*, que apresenta uma forma clássica de taça, assentada, bem espessa, de tamanho médio.

6.10.**48.** O ninho do choró-boi, *Taraba major*, apresenta uma forma de cesta profunda, suspensa por alças que são fixadas nas forquilhas de ramos.

Os ninhos de tipo "fechado"

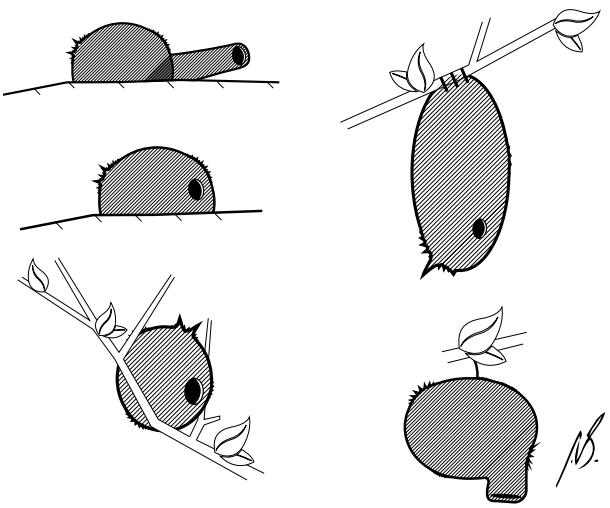
Essa categoria reúne todos os ninhos encobertos onde o conteúdo não pode ser visto de cima.

Eles são apresentados em dois grupos:

1. Os ninhos fechados construídos em forma de bolsa ou de forno

Vale aqui ressaltar que, ao contrário das cavidades naturais, esses ninhos em forma de bolsa ou forno são construídos pelos pássaros. A construção da estrutura externa pode levar até 20 dias, na espécie bico-chato-de-cabeça-cinza, *Tolmomyias poliocephalus,* de 20 a 45 dias na espécie tatac, *Synallaxis infuscata,* e de até 90 dias para o andorinhão-estofador, *Panyptila cayennensis.* Quando a estrutura externa está terminada, o construtor começa então a organização do espaço interno, em particular da câmara de incubação que, em geral, é uma pequena taça acolhedora, guarnecida com materiais macios de origem vegetal ou animal.

Esses ninhos apresentam uma forma esférica, ovóide ou alongada com uma entrada lateral. Eles podem ser assentados ou suspensos a alturas variáveis (6.10.49).



6.10.**49.** Tipos de ninhos "fechados".

Eles podem ser construídos com todo tipo de material: terra argilosa, raminhos lisos ou espinhosos, grama, musgo, folhas, sedas vegetais ou animais, uma mistura de todos ou alguns dos materiais escolhidos.

Podem ter entradas de vários tipos: curtas ou longas, situadas horizontalmente sobre um dos lados, orientadas para cima ou para baixo; elas podem também apresentar uma forma encurvada ou espiralada (6.10.50, 6.10.51, 6.10.52, 6.10.53).

2. Os ninhos fechados em cavidades

Esses ninhos são, em geral, situados nas cavidades naturais das árvores, rochedos, penhascos, túneis no chão ou em outras fendas que possam abrigar um ninho.

Os pica-paus, as ararimbas, o joão-bobo e outros, escavam eles mesmos os seus nichos.

O número de cavidades, nichos ou fendas na natureza é geralmente limitado: às vezes, disputas entre espécies podem ocorrer e, em alguns casos extremos, elas podem terminar com a expulsão do precedente ocupante e a destruição dos seus ovos.

Com frequência uma espécie é fiel à sua cavidade, que ela reutiliza durante vários anos consecutivos, sobretudo quando as suas características respondem aos critérios de profundidade e de diâmetro que asseguraram o sucesso das ninhadas precedentes.

Na Reserva, um bom exemplo é o tovaca-campainha, *Chamaeza campanisona*, cujo habitat se restringe à floresta primária de planalto, que disponibiliza uma espessa camada de folhas mortas no solo, na qual ele encontra facilmente e em abundância os insetos necessários à sua alimentação. As cavidades que ele utiliza para nidificar são localizadas nos velhos troncos, onde o acesso ao ninho passa por uma longa entrada de 1 a 2 m de comprimento e orientada para baixo (6.10.54, 6.10.55).

Tipo dos ninhos	Numero de ninhos	%
Fechados (cavidades)	236	8.7%
Fechados (forno)	561	20.7%
Total fechados	797	29.4%
Total Abertos	1.916	70.6%
Total Geral	2.713	100%

Tab. 6.10.**1.** Dos 2.713 ninhos observados na Reserva de 1980 à 2013, 29,4% eram de tipo fechado e 70,6% de tipo aberto.

Exemplos de ninhos fechados

Essas bolsas são frequentemente trançadas com varias fibras vegetais flexíveis, algumas vezes enriquecidas com fragmentos de musgo, folhas secas, fibras de micélio, cipós, teias de aranha ou outros materiais.

Algumas dessas bolsas possuem uma longa entrada em forma de túnel que pode ser reto, encurvado para cima, para baixo ou em forma de cotovelo.

6.10.**50.** O ninho do supi, *Mionectes oleagineus,* é uma esfera de musgos suspensa em um cipó, com frequência junto às encostas de rochedos beirandos rios. A entrada está situada na lateral do ninho.

6.10.**51.** O papa-taoca-de-pernambuco, *Pyriglena pernambucensis*, na entrada do seu ninho: um forno esférico construído a partir de raminhos e folhas secas, assentado no meio da serrapilheira florestal.

6.10.**52.** Num brejo situado na borda da floresta: um ninho do curutié, *Certhiaxis cinnamomeus*, parece ter duas entradas, sendo que uma é falsa, para enganar os inimigos.

6.10.**53.** O tatac, *Synallaxis infuscata*, alimenta os seus filhotes com um inseto. O seu ninho é uma estrutura ovóide feita com raminhos e assentada na vegetação a uma altura variando de 1 a 3m do solo.

6.10.**54.** A tovaca-campainha, *Chamaeza campanisona,* vive na Reserva, onde reutilza os mesmos troncos ocos ano após ano para nidificar.

6.10.**55.** A tovaca-campainha, *Chamaeza campanisona,* alimenta a sua ninhada com várias espécies de artrópodes de uma só vez.

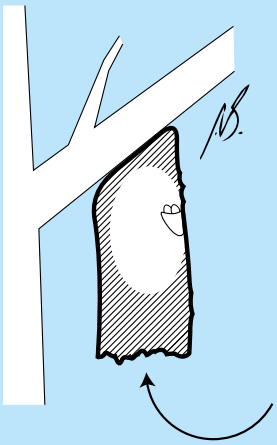
OS NOSSOS TRÊS CAMPEÕES CONSTRUTORES

As espécies seguintes constroem ninhos particularmente notáveis do ponto de vista da estrutura, da localização ou ainda dos materiais utilizados.

1. O ninho do andorinhão-estofador

Esse andorinhão, *Panyptila cayennensis,* constrói uma estrutura externa em forma de uma longa manga. Na parede interna dessa estrutura, na parte alta da manga ele constrói uma minúscula plataforma onde ele põe os seus ovos. Os adultos podem assim sair e entrar no ninho em pleno voo. Também graças a essa engenhosa estrutura, o ninho está eficazmente protegido do sol, do vento e da chuva.

O andorinhão não pousa no solo, as suas patas são muito curtas para tomar um impulso suficiente para a decolagem. As suas longas asas arqueadas permitem-lhe viver toda a sua vida no ar onde ele persegue mosquitos e outros insetos voadores. Para descansar, ele se agarra às arestas dos penhascos ou sobe voando bem alto no céu, acima das nuvens, onde ele se deixa levar, deslizando no ar rarefeito.



A manga que contem o ninho do andorinhão.

O andorinhão em pleno trabalho de construção.

2. O ninho do cabeçudo

Leptopogon amaurocephalus

Uma forma esférica suspensa, com uma entrada lateral, construída inteiramente em musgo misturado com todo tipo de detritos vegetais são as características que proporcionam a esse ninho uma camuflagem perfeita, que ainda é reforçada pela sua localização, embaixo de um barranco na floresta.

3. O ninho da estrelinha-preta

O *Synallaxis scutata* também constrói um ninho bem elaborado. Ele fica muito bem escondido numa depressão do solo da floresta, sendo acessível por um longo túnel que pode chegar a medir até 60 cm.

Formas intermediárias: nem fechados, nem abertos (6.10.56, 6.10.57)

6.10.**56.** Não encontrando uma cavidade, certas espécies se contentam com simples nichos como aqui o gibão-de-couro, *Hirundinea ferruginea.*

6.10.**57.** Um ninho do encontro-de-ouro, *Icterus pyrrhopterus,* feito a partir de filamentos ou folhas de palmeiras ou bananeiras que a ave corta e desfaz para construir o seu ninho suspenso embaixo de uma folha. O ninho é bem coberto pela folha que faz um tipo de telhado e o conteúdo não é visível de cima.

Às vezes a mesma espécie usa tipos diferentes (6.10.58, 6.10.59)

6.10.**58.** O casaca-de-couro-da-lama, *Furnarius figulus*: o local deste ninho, situado debaixo de um telhado, pode ser considerado como uma cavidade (ninho encoberto ou fechado).

6.10.**59.** Aqui, a mesma ave *Furnarius figulus* construiu o seu ninho no coração de uma bromelia. Ele fica mais ou menos encoberto pela planta, mas não pode ser considerado como ninho "fechado" (Studer & Vielliard, 1990).

Comparação das taxas de sobrevivência entre os ninhos abertos e fechados

As observações mostraram que a taxa de sucesso dos ninhos é superior nos ninhos fechados, tanto nas cavidades quanto em forma de fornos. Naturalmente, a questão que nos vem ã imaginação é a razão pela qual todos os pássaros não evoluíram nessa direção, adotando unicamente estruturas fechadas.

Uma resposta plausível pode novamente ser encontrada no compromisso que cada espécie faz na escolha das suas estratégias de proteção. Um ninho aberto é realmente mais exposto aos predadores e às intempéries, mas o adulto tem mais chances de ver o predador se aproximando e assim de escapar, sacrificando os seus ovos ou a sua prole, no entanto guardando energia suficiente para refazer uma postura de substituição.

Por outro lado, um ninho fechado é mais protegido das intempéries e o seu conteúdo é menos visível pelos inimigos, mas no caso em que um predador consiga encontrá-lo a perda será bem maior pois todo o conteúdo do ninho, inclusive o adulto, será destruído: se o predador entra pela única abertura de acesso, o adulto presente no ninho para chocar os ovos ou alimentar os filhotes, não terá nenhuma possibilidade de escape.

A conclusão é que um ninho fechado protege melhor, mas em caso de predação, o sacrifício de um adulto pesa mais na balança da sobrevivência da espécie que a simples destruição de ovos ou filhotes (Studer, 1985, 1991).

A título de exemplo, a taxa de mortalidade por dia das ninhadas de três espécies de Formicaridae que se encontram no mesmo meio florestal da Reserva, calculada de acordo com Mayfield (1975), é a seguinte (Tab. 6.10.2):

Espécie	Numero de ninhos	Tipo de ninhos	Taxa de mortalidade por dia
Myrmeciza ruficauda	35	Aberto	5,29%
Pyriglena pernambucensis	35	Fechado forno	3,58%
Chamaeza campanisona	36	Fechado cavidade	3,13%

Tab. 6.10.**2.** Taxa de mortalidade por dia.

CONCLUSÃO

A Reserva de Pedra Talhada nos maravilha pela sua riqueza: sobre essa superfície de 4.469 ha, estendendo-se sobre cerca de 9 km de comprimento por 5 km de largura, se encontram 255 espécies de aves (veja Inventário XXIII). Cada uma delas tem a sua própria história e os seus próprios imperativos de sobrevivência.

Agora que a floresta está preservada e que ela pode se recuperar dos ataques que sofreu por parte dos homens, os pássaros também estão protegidos e poderão reproduzir-se e multiplicar-se em paz. Os corredores florestais previstos para unir a Reserva com outros maciços florestais vão permitir novas trocas genéticas vitais para as espécies endêmicas da região, e que hoje se encontram isoladas nos fragmentos florestais remanescentes.

EPÍLOGO: O ICTERIDAE ANUMARÁ, *Curaeus forbesi*, SÍMBOLO DA HISTÓRIA DA RESERVA

De 1880, quando a espécie foi coletada, até 1980, quando ela foi redescoberta na natureza nenhuma informação sobre suas populações e sobre sua biologia reprodutiva era conhecida.

A ave se tornou uma espécie emblemática da Reserva de Pedra Talhada pois foi graças à sua redescoberta *in situ*, em 1980, que os primeiros passos para criação da Reserva foram dados (v. introdução 6.10).

Essa ave vive em grupos mais ou menos numerosos em zonas pantanosas na borda da floresta. Nos períodos de forte estiagem pode acontecer que ele busque refúgio nos vales mais úmidos de clareiras situadas no interior da floresta. O período de reprodução se estende de fevereiro/março a abril/maio, com o início desse período sendo ditado pela chegada das chuvas. O seu ninho é assentado e suspenso lateralmente numa forquilha de uma árvore situado geralmente na parte superior da copa de folhas (Studer, 1983).

Com frequência o casal reprodutor tem ajudantes no ninho. Em geral observa-se a presença de um único ajudante, mas o número deles pode chegar a três ou quatro. Já observamos ajudantes "fazendo fila" para alimentar os filhotes: enquanto um adulto está no ninho ocupado com a alimentação de um jovem, com a limpeza do fundo do ninho ou a manipulação de dejeções para jogá-las fora, os ajudantes esperam

a sua vez num galho adjacente, com um inseto no bico.

Outro aspecto relevante é que o anumará é o hospedeiro preferido do parasita vira-bosta, *Molothrus bonariensis*, da família dos Icteridae. Normalmente, essa espécie põe ovos miméticos, ou seja parecidos com os ovos da espécie hospedeira, como pode-se observar nos ninhos de saíra-de-chapeu-preto, *Nemosia pileata,* do canário-do-campo, *Emberizoides herbicola* (6.10.60), ou ainda do tico-tico, *Zonotrichia capensis*, aves também observadas na Reserva.

Em princípio, esses ovos miméticos são uma adaptação necessária para que a espécie hospedeira não possa detectar a intrusão e aceite esses ovos estrangeiros. Entretanto, nos ninhos de anumará, essa precaução não precisa ser tomada: o parasita vira-bosta, *Molothrus bonariensis,* põe ovos cor-de-rosa com manchas marrom, completamente diferentes dos ovos azuis com manchas pretas do anumará, que aceita chocar os ovos intrusos (6.10.61, 6.10.62). As únicas restrições observadas aconteceram quando o parasita pôs o seu ovo antes do início da postura do anumará ou quando ele pôs um número exagerado de ovos (postura no mesmo ninho de várias fêmeas do parasita).

6.10.**60.** Ninhada do canário-do-campo, *Emberizoides herbicola,* parasitada pelo *Molothrus bonariensis:* 3 ovos miméticos na parte inferior do ninho.

6.10.**61.** Ninhada do anumará, *Curaeus forbesi*, com um ovo não mimético de *Molothrus bonariensis.*

O anumará pagou um pesado tributo a esse parasitismo de postura: 64% dos ninhos achados entre 1981 e 1986 foram parasitados, atingindo 100% em 1986 (Studer & Vielliard, 1988).

De 1980 à 1995 observamos uma população de aproximadamente 150 indivíduos na borda da Reserva que se deslocava em grupos de 20 à 40 indivíduos. A sua área era muito restrita, comportando 85 árvores isoladas (a maioria *Mangifera indica*) se estendendo sobre 3 km de area parcialmente pantanosa ao longo da borda sul da Reserva de leste a oeste.

A partir dos anos 1995 a 2000, eles se dispersaram e hoje, em 2015, eles podem ser observados numa vasta zona ao redor de toda a floresta. Eles continuam apreciando construir os seus ninhos nas mangueiras (*Mangifera indica*, 6.10.63), mas o comportamento da espécie foi se modificando pouco a pouco: os ajudantes no ninho hoje são raros e a pressão do parasitismo de postura diminuiu.

A diminuição do parasitismo do vira-bosta, *Molothrus bonariensis,* pode se explicar pelo fato de que os ninhos dispersos são mais difíceis de encontrar. Além disso, a diminuição do número de ajudantes no ninho também corrobora essa hipótese: a redução das idas e vindas proporciona uma maior discrição na vizinhança do ninho do anumará.

No que diz respeito ao fenômeno da dispersão, é possível que os fatores decisivos tenham sido, por um lado, o clima (menor número de episódios de estiagem) e, por outro lado, o aumento significativo do reflorestamento nas bordas da floresta a partir do momento em que esta última foi declarada reserva. Essa dispersão, ao que parece, teve efeitos benéficos sobre a população do anumará, que, paulatinamente, vem aumentando ao longo dos anos, conforme observado em estudos em andamento e ainda não conclusivos.

6.10.**62.** Os jovens do vira-bosta, *Molothrus bonariensis*, e do anumará, *Curaeus forbesi*, chegaram à maturidade e saíram voando sete dias depois que a fotografia foi tomada.

6.10.**63.** Anumará, *Curaeus forbesi,* adulto na beira do ninho: ele alimenta a prole principalmente com insetos, tais como gafanhotos e lagartas.

AGRADECIMENTOS

Um especial agradecimento a Dante Buzzetti pela redação da primeira parte do capítulo "Espécies endêmicas e ameaçadas" e as valiosas sugestões e correções para toda a materia. A Marcelo Cardoso de Sousa e Luís Fábio Silveira pelas sugestões e apoio na estrutura da publicação. A Wallace Telino e Cristina Martins Simões, pelas correções do texto. A Ivana Zamboni pela tradução. A Nicolas Spitznagel pelos desenhos das formas dos ninhos e a ilustração gráfica do capítulo. A Luís Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Manoel Nazario, Manoel Nunes de Farias (Dema), Hermenegildo Nunes de Farias (Zome), exímios conhecedores da natureza e guias de campo. A Jacques Vielliard (*in memoriam*), pela ajuda na identificação bioacústica. A Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Gilvan Pereira Costa e Sergio Leal, pela contribuição de material fotográfico. A José Rosa da Silva (Dé), Adeval Pereira de Araújo, Agnaldo Pereira de Aguiar, José Mariano Lopes, Ronaldo Raimundo, Aventino Pinto, Otacílio Mendes, Luís Batista de Freitas Pai (Luisão), Sebastião Rosa da Silva, Francisco Rosa da Silva, Antonio Batista de Freitas, Cicero Batista de Freitas e a todos os moradores da mata pela ajuda no trabalho de campo. A Jeremias Davidson, Gilles Roth, Zilda Fernandes da Cruz e Família Ferreira da Paz,

pelo apoio e colaboração na pesquisa. A Neuza Falco Galvão, Maria Estela Pereira dos Santos e Selma Pereira dos Santos, pelo apoio logístico. A Marcelo Vasconcelos Lima, Andrea Maia, Ludgero Lima, Creusa Laurindo Maia (*in memoriam*) e Frederico Maia (*in memoriam*), Geraldo Lima (*in memoriam*), Paulo Tenório Camboim (*in memoriam*), pelo apoio, incentivo e acolhida, especialmente na fase inicial da pesquisa. A Associação Nordesta Reflorestamento e Educação, pelos incentivos financeiros e ajuda de custos para as viagens e hospedagens. Ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e ao Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) pelo apoio e autorização das pesquisas.

ENDEREÇO DO AUTOR

Anita Studer, NORDESTA Reflorestamento e Educação, 19, rue de Chantepoulet, 1201 Genève, Suiça
nordesta@nordesta.org

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANA (Agência Nacional Das Águas). 2009. *Inventário das estações pluviométricas 2 ed.*: 1-322. Agência Nacional das Águas, Brasília.

Appert, O. 1967. Die Rachenzeichnung beim Nestling des Braunkopf-Seidenkuckucks Coua ruficeps olivaceiceps von Madagaskar. *Ornithologische Beobachter* 64: 52-56.

Bird Life International. 2013. Espécies de Aves Brasileiros globalmente ameaçadas de extinção.

Brosset, A.1974. La nidification des oiseaux en forêt Gabonaise: architecture, situation des nids, et prédation. *Terre et Vie* 28: 579-610.

Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO). 2014. Ed. 11.

Collar, N. J., L. P. Gonzaga, N. Krabbe, A. Madroño Nieto, L. G. Naranjo, T. A. Parker & D. C. Wege. 1992. *Threatened birds of the Americas: the ICBP/IUCN Red Data Book*. International Council for Bird Preservation. Cambridge.

Donegan, T. M., W. M. McMullan, A. Quevedo & P. Salaman. 2013. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2013. *Conservación Colombiana* 19.

Gowaty, P. A. 1990. The Competitive World of Cooperative Breeding in Birds (review of J. Brown's Helping and Communal Breeding in Birds). *Evolution* 44.

Grantsau, R. 2010. *Guia completo para identificação das aves do Brasil*: 1-1249. Ed. Vento verde. Haroldo Paulo Jr, Sp. 2 vol.

IUCN (International Union for Conservation of Nature). 2012. *2012 IUCN Red List of Threatened Species*. In: http://www.iucnredlist.org.

Lack, D. 1950a. Breeding seasons in the Galapagos. *Ibis* 92: 268-315.

Lack, D. 1950b. The breeding seasons of European Birds. *Ibis* 92: 288-316.

Machado, A. B. M., G. M. Drummond & A. P. Paglia 2008. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. *Biodiversidade* 19.

Marini, M. A., T. M. Aguilar, R. D. Andrade, L. O. Leite, M. Anciães, C. E. Alencar Carvalho, C. Duca, M. Maldonado-Coelho, F. Sebaio & J. Gonçalves. 2007. Biologia da nidificação de aves do sudeste de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Ornitologia-Brazilian Journal of Ornithology* 15(3): 367-376.

Mayfield, H. F. 1975. Suggestions for calculating nest success. *The Wilson Bulletin* 87: 456-466.

Mayo, O. 1980. Variance in clutsch size. *Experimentia* 36: 1061-1063.

MMA (Ministério do Meio Ambiente). 2003. *Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçados de Extinção*. Instrução Normativa 3, de 27 de maio de 2003. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF.

MMA (Ministério do Meio Ambiente). 2008. *Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção*. 1.ed. - Brasília, DF. Belo Horizonte, MG: Fundação Biodiversitas.

Oniki, Y. 1979. Nest-egg combinations: possible antipredatory adaptations in Amazonian birds. *Revista Brasileira de Biologia* 39(4): 747-767.

Pereira, G. A. & S. J. Mendes de Azevedo. 2011. Estudo comparativo entre as comunidades de aves de dois fragmentos florestais de Caatinga

em Pernambuco, Brasil. *Revista Brasileira de Ornitologia-Brazilian Journal of Ornithology* 19(1): 22-31.

Perrins, C. M. 1977. The timing of birds' breeding seasons. *Ibis* 112: 242-255.

Ricklefs, E. E. 1970. Clutch size in birds: outcome of opposing predator and prey adaptations. *Science N.Y.* 168: 599-600.

Ricklefs, R. E. 1977. On the evolution of reproductive strategies in birds: reproductive effort. *American Naturalist III*: 453-478.

Roda, S. A. 2003. *Avec do Centro de Endemismo Pernambuco: composição biogeografia e conservação*. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Pará. Belém.

Roda, S. A., G. A. Pereira & C. Albano. 2011. *Conservação de aves endêmicas e ameaçadas do centro de endemismo Pernambuco*: 1-79. Editora Universitária UFPE.

Silveira, L. F., F. Olmos & A. J. Long. 2003. Birds in Atlantic Forest fragments in north-east Brazil. *Cotinga* 20: 32-46.

Skutch, A. F. 1961. Helpers among birds. *Condor* 63: 198-226.

Slagsvold, T. 1982. Clutch size variation in passerine birds: the nest predation hypothesis. *Geologia* 54: 159-169.

Stacey, B. & W. D. König. 1990. *Cooperative breeding in birds*: 1-615. Cambridge University Press.

Stattersfield, A. J., M. J. Crosby, A. J. Long & D. C. Wege. 1998. *Endemic Bird Areas of the World*: 1-846 Bird Life International.

Studer, A. 1983. *La redécouverte de l'ictéridé Curaeus forbesi au Brésil.* Monografia: 1-103. D.E.S. Univ. Nancy, France.

Studer, A. 1985. *Estudo ecológico do conjunto florestal da Serra das Guaribas e da Serra do Cavaleiro. Pedido para a Salvaguarda desta Floresta.* Monografia: 1-61. Quebrangulo, Alagoas.

Studer, A. 1994. Analysis of Nest Success in Brazilian Birds. *Journal of Ornithology* 135: 298-299.

Studer, A. & J. Vielliard. 1988. Premières données éthoécologiques sur l'Ictéridé brésilien *Curaeus forbesi* (Sclater, 1886) (Aves, Passeriformes). *Revue suisse de Zoologie* 95: 1063-1077.

Studer, A. & J. Vielliard. 1990. The nest of the Wing-banded Hornero *Furnarius figulus* in Northeastern Brazil. *Ararajuba* 1: 39-41.

Studer, A. 1991. *Taux de réussite des nids de trois peuplements d'oiseaux du Brésil et stratégies adaptatives*. Thèse: 1-209. Université de Nancy II, France.

Teixeira, D. M., J. B. Nacinovic & M. S. Tavares. 1986. Notes on some birds of northeastern Brazil. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 106(2): 70-74.

6.11

MAMÍFEROS (MAMMALIA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

6.11.1

MORCEGOS (CHIROPTERA)

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

DEOCLÉCIO DE QUEIRÓZ GUERRA

Guerra, D. Q. 2015. Morcegos (Chiroptera) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 409-421.

Um morcego suspenso num tronco de árvore.

MORCEGOS (CHIROPTERA) DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

INTRODUÇÃO

A ordem Chiroptera está representada pelos morcegos, também chamados andirás, guandiras e orelhudos, são uma curiosidade entre os mamíferos: são os únicos que apresentam estruturas especializadas que permitem um voo verdadeiro como asas e ossos dos membros locomotores longos, finos, tubulares e leves capacitando-os a voar (Kunz & Racey, 1998). A ordem Chiroptera se divide em duas subordens: os Megachiroptera e os Microchiroptera. A segunda é a única presente no "Novo Mundo". A diversidade dos mamíferos no Brasil constitui-se numa das maiores do mundo, atingindo, atualmente, 701 espécies estando os quirópteros classificados em segundo lugar em termos de número de espécies (174) precedidos apenas pelos roedores (234) o que corresponde a 24,8 % e 34,7 %, respectivamente (Paglia et al., 2012).

A sua distribuição geográfica abrange a totalidade do planeta, com exceção das zonas polares e algumas ilhas isoladas. São animais notívagos ou vespertinos. Os morcegos tem a dieta mais variada entre os mamíferos, pois podem comer frutos, sementes, folhas, néctar, pólen, artrópodes, pequenos vertebrados, peixes e sangue. Somente três espécies se alimentam exclusivamente de sangue: são os chamados morcegos hematófagos ou vampiros, encontrados apenas na América Latina.

Dessa maneira, morcegos contribuem substancialmente para a estrutura e dinâmica dos ecossistemas, pois atuam como polinizadores, dispersores de sementes, o que contribui no processo de regeneração de áreas florestadas degradadas, predadores de insetos (é importante ressaltar sua função na predação de insetos crepusculares e noturnos, podendo reduzir o número de mosquitos transmissores da dengue, leishmaniose, malária além de insetos daninhos para lavouras) (Reis et al., 2008), fornecedores de nutrientes em cavernas (o guano, nome dado aos excrementos de morcegos insetívoros que se acumulam em cavernas que abrigam "colônias" de morcegos, ricos em nitrogênio, fósforo e potássio, sendo utilizados como adubo em algumas zonas agrícolas do México) (Villa-Ramirez, 1966) e vetores de doenças silvestres, dentre outras funções. Possuem ainda o extraordinário sentido da ecolocalização emitindo sons de alta frequência pela boca ou pelo nariz, que são refletidos por superfícies do ambiente indicando a direção e a distância relativa dos objetos, que utilizam para orientação, busca de alimento, comunicação e alarmes, acasalamento e agressão. Muitos dos sons emitidos pelos morcegos não são audíveis para a espécie humana (Reis et al.,2007).

Esse trabalho apresenta os registros do levantamento da quiropterofauna da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) (estado de Alagoas e Pernambuco) realizado por D. Guerra durante os anos de 1995 e 1996, os resultados do subprojeto "Recuperação e Manejo dos Ecossistemas Naturais de Brejos de Altitude de Pernambuco e Paraíba", referentes à mastofauna dos Brejos de Altitude, no período de julho de 1997 a janeiro de 1998 (Sousa et al., 2004), bem como de pesquisas de campo efetuadas pelo Dr A. Langguth no período de janeiro a maio de 1999. Foram registradas 27 espécies de microquirópteros no território da Reserva de Pedra Talhada distribuídas em 4 famílias. Os espécimes examinados encontram-se depositados nas coleções de mamíferos do Departamento de Sistemática e Ecologia da Universidade Federal da Paraíba (UFPB) e do Departamento de Zoologia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

Comparando esse numero com as 174 espécies de morcegos conhecidos, ocorrentes no Brasil, é fácil deduzir que esse território de uma superfície equivalente a 0,053 % da superfície total do país, reúne 15,5 % das espécies de morcegos. Essa comparação traz uma prova suplementar da extrema biodiversidade da Reserva (6.11.1.1, 6.11.1.2). O professor A. Langguth (comunicação pessoal) que estudou a fauna de mamíferos de pequeno porte da Reserva, afirma que essa grande diversidade pode encontrar uma explicação na existência de uma importante variedade de habitats disponibilizados na Reserva, do semiárido ao úmido tropical.

6.11.1.**1.** Morcegos em uma casa perto da Reserva de Pedra Talhada.

6.11.1.**2.** Morcegos ligado a uma grande rocha na Reserva de Pedra Talhada.

Morcegos espetaculares na Reserva de Pedra Talhada

Alguns táxons observados na Reserva de Pedra Talhada são espetaculares, como o Morcego-comedor-de-rã (*Trachops cirrhosus*) que têm características únicas inabituais: a detecção das frequências baixas, inferior a 5 quilohertz, permite-lhe localizar as presas pelo seu canto; as glândulas salivares para produção de substâncias capazes de proteger a cavidade bucal dos componentes tóxicos presentes na pele dos anfíbios; o Morcego-nariz-de-lança (*Phyllostomus hastatus*) forma haréns com um macho entre 10 a 100 fêmeas; o Morcego-pescador-grande (*Noctilio leporinus*) do qual a forma do focinho e dos lábios se parece com o buldogue e que se alimenta de peixes (píscivoria), utilizando as longas garras de seus pés para capturá-los na superfície da água com auxílio da ecolocalização; o Morcego-vampiro-perna-peluda (*Diphylla ecaudata*) que pode ingerir a metade do seu peso em sangue, depois tendo que urinar até tornar-se suficientemente leve para poder voar.

**Diphylla ecaudata* (Morcego-vampiro-perna-peluda).

RELAÇÃO DAS ESPÉCIES

Nomenclatura e arranjo taxonômico segundo Reis et al. (2011). Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada, mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*).

Família Emballonuridae

São morcegos pequenos com olhos relativamente grandes, focinho alongado, orelhas ligeiramente pontudas ou arredondadas. A cauda é mais curta que a membrana interfemural, perfurando-a na face superior e ficando com a extremidade livre. Possui sacos glandulares na superfície superior das membranas das asas que armazenam secreções que são usadas na defesa do território ou durante a corte. São insetívoros, capturando pequenos insetos em pleno voo. Conhecidas 16 espécies no Brasil (Paglia et al., 2012).

Peropteryx macrotis (Wagner, 1843) (6.11.1.3)
Morcego-narigudo

Essa espécie insetívora de pequeníssimo tamanho, pesando cerca de 5 g, captura insetos voadores. A sua área de repartição abrange as zonas tropicais de altitude, das florestas secas às florestas pluviais. Ele vive em pequenos grupos com menos de 15 indivíduos. Utiliza os mais variados tipos de abrigos tanto naturais como artificiais (Reis et al., 2011).

6.11.1.**3.** **Peropteryx macrotis* (morcego-narigudo).

A bolsa (saco) glandular fica situada no meio da superfície da membrana antebraquial, com abertura dirigida para o lado externo; nas fêmeas é reduzida a simples dobra da membrana, quase imperceptível.

Peropteryx kappleri (Peters, 1867)
Morcego-narigudo

Espécie similar a *P. macrotis*, ligeiramente maior em tamanho, diferindo na sua coloração pardo-avermelhado claro (Sousa et al., 2004) e pelagem mais densa. Segundo Jones & Hood (1993), a espécie prefere as florestas úmidas, porém tolera habitats mais secos e forrageia sobre clareiras abertas e campos. Nas matas forrageiam no sub-bosque. Insetívora, vivem em pequenos grupos de 1 a 6 indivíduos em ocos de árvores ou em ambientes rochosos ocupando pequenas grutas ou espaços entre rochas (Guerra, 2007). Abrigam-se ainda em ocos de árvores e câmaras escuras formadas por troncos caídos (Peracchi & Nogueira, 2007).

Saccopteryx leptura (Schreber, 1774) (6.11.1.4)

Espécie de pequeno tamanho. Os morcegos desse gênero se caracterizam por apresentar bolsas bem desenvolvidas nos machos, no propatágio, porém, diferentemente dos *Peropteryx*, situadas junto ao antebraço, próximo ao cotovelo. Ao contrário da espécie próxima, *S. leptura* preferem abrigar-se no tronco exposto de grandes árvores podendo ser classificado, segundo Villa-Ramirez (1966) quanto a sua postura característica, como "fitófilos, externos de contato". Exclusivamente insetívoros.

6.11.1.**4.** *Saccopteryx leptura.*

Família Phyllostomidae

Os morcegos dessa família apresentam como característica marcante a presença de uma folha nasal membranosa em forma de lança ou folha, na extremidade do focinho, porém, na subfamília Desmodontinae essa estrutura é reduzida e modificada em forma (Reis et al., 2007). É a mais diversificada da região neotropical, contando atualmente com 90 espécies no Brasil. Apresentam uma grande diversificação de hábitos alimentares como insetivoria, carnivoria, frugivoria, folivoria, granivoria, nectarivoria, onivoria e hematofagia (Reis et al., 2011).

Subfamília Desmodontinae

Desmodus rotundus (E. Geoffroy, 1810) (6.11.1.5)
Morcego-vampiro-comum

É a espécie mais comum entre os morcegos hematófagos. Conhecido como morcego vampiro, alimenta-se de sangue de mamíferos de grande porte como equinos, bovinos, caprinos e suínos. Os dentes superiores afiados fazem recordar o seu modo de alimentação exclusivo. Ele só começa a locomover-se bem após o poente, num voo ágil, pousando no solo para aproximar-se das suas vitimas caminhando ou pousando diretamente no dorso do animal. Com um salto vigoroso ele ataca, rasgando a pele e injetando um anticoagulante para em seguida lamber o sangue que escorre da ferida. Em muitos casos a vitima nem sente a mordedura, podendo até atacar um animal adormecido sem que ele se desperte. A sua importância socioeconômica, devido à transmissão do vírus rábico, especialmente nas áreas de veterinária e saúde pública, é uma das mais bem conhecidas e estudadas do mundo. São de médio porte medindo, aproximadamente, 35 cm de envergadura e pesando entre 30 e 50 g no animal adulto.

Abriga-se em ocos de árvore, cavernas, locas de pedra, bueiros, e construções civis abandonadas ou não. Tem ampla distribuição no Brasil e em toda a região neotropical ocorrendo em todas as zonas fitogeográficas (Guerra, 2007).

6.11.1.**5.** **Desmodus rotundus* (morcego-vampiro-comum).

Diphylla ecaudata (Spix, 1823) (6.11.1.6)
Morcego-vampiro-perna-peluda

A espécie tem o mais especializado hábito alimentar entre as 3 espécies de morcegos hematófagos. Alimenta-se exclusivamente de sangue de aves e a sua mordida é efetuada no tarso, pés e cloaca (Greenhall et al., 1984). Os sensores térmicos situados no nariz permitem-lhe detectar uma veia acessível na vítima. Ele começa lambendo a pele para afastar pelos ou plumas e em seguida morde a presa antes de beber o seu sangue. Um adulto pode assim, em meia hora, ingerir a metade do seu peso em sangue. Com o maior peso é forçado a urinar

até tornar-se suficientemente leve para poder voar. O *D. ecaudata* não sobrevive mais de dois dias sem se alimentar. É encontrado quase que exclusivamente em cavernas e raramente em ocos de árvores. A pelagem é densa, cobrindo antebraços, pernas e membrana interfemural. Diferenciam-se das outras duas espécies de hematófagos por possuir olhos grandes, orelhas pequenas e arredondadas e folha nasal pouco desenvolvida (Aguiar, 2007).

6.11.1.**6.** **Diphylla ecaudata* (morcego-vampiro-perna-peluda).

Subfamília Glossophaginae

Os morcegos da subfamília dos Glossophaginae possuem uma morfologia que lhes permite extrair facilmente o néctar das flores, utilizando a técnica de voo estacionário como fazem os colibris, assim conseguem extrair o suco e a polpa dos frutos maduros. O focinho é pontudo, a língua longa e extensível é provida na extremidade, de longas papilas formando em certos casos uma escova e o rostro é muito desenvolvido, dirigidas da frente para trás, o que facilita a retirada do néctar. Os morcegos nectarívoros atingem um percentual de 13,1% entre os agentes polinizadores, ao lado dos insetos (69,9%) e dos beija-flores (15%), (Machado & Lopes, 2003).

Anoura caudifer (E. Geoffroy, 1818)
Morcego-focinhudo

Morcego relativamente pequeno possuindo focinho um pouco alongado. A pelagem varia de marrom a marrom-acinzentada, sendo mais clara no ventre. Como nas demais espécies do gênero não possui incisivos inferiores. Alimenta-se de néctar, pólen, insetos e frutos. Abriga-se nos mais diversos ambientes naturais e artificiais (Nogueira et al., 2007).

Glossophaga soricina (Pallas, 1766) (6.11.1.7)
Morcego-beija-flor

É uma das espécies de Phyllostomidae mais amplamente distribuída na região neotropical, tanto em ambiente de mata como de caatinga, ocorrendo em todos os biomas brasileiros. Alimenta-se de néctar e pólen, porém, segundo Gardner (1977), pode complementar sua dieta com partes florais e insetos (raramente). Muito comum tanto no campo como nas cidades, o morcego-beija-flor vive em lugares escuros como os forros das residências, os poços e mesmo os bueiros junto às calçadas. Ele sai à noite em busca das flores, que identifica pela cor, pois muitas flores noturnas são esbranquiçadas, e também pelo odor, pois é dotado de um olfato aguçado. Juntamente com duas outras espécies da subfamília, *Lonchophylla mordax* Thomas, 1903 e *Xeronycteris vieirai* Gregorin & Ditchfield 2005 (o segundo não foi observado na Reserva) é um importante agente polinizador das espécies vegetais da caatinga, como os demais representantes da subfamília (Guerra, 2007).

6.11.1.**7.** **Glossophaga soricina* (morcego-beija-flor).

Lonchophylla mordax (Thomas, 1903) (6.11.1.8)
Morcego língua-longa

6.11.1.**8.** **Lonchophylla mordax* (morcego-língua-longa).

Apresenta dimensões médias dentro do gênero. Pouco maior do que *G. soricina*, com peso variando entre 8 e 11 g e focinho mais alongado. Pelagem dorsal variando de um pardo amarelado ao pardo avermelhado. Espécie predominantemente nectarívora podendo consumir também insetos. Importante agente polinizador das espécies vegetais da Caatinga. Ocorre em diversos biomas brasileiros. Abriga-se em cavernas.

Subfamília Phyllostominae

Lonchorhina aurita (Tomes, 1863) (6.11.1.9)

Espécie de porte médio, pesando entre 10 e 16 g e coloração dorsal normalmente marrom escuro. Facilmente reconhecida pela sua folha nasal extremamente desenvolvida e orelhas grandes. Cauda longa prolongando-se até a extremidade da membrana interfemural (uropatágio). Essa espécie que se ativa ao pôr-do-sol alimenta-se principalmente de insetos, ocasionalmente de aranhas, e algumas vezes de frutos. Ocorre em todos os biomas brasileiros e abriga-se em diversos abrigos naturais rochosos tais como aglomerado de blocos superpostos formando locas e pequenas cavernas, constituindo populações de dezenas de indivíduos. Vive em grandes colônias, em grutas situadas nas florestas tropicais pluviais caducifólias e nas florestas de vegetação densa e espinhosa. Em Pernambuco, no município de Toritama, foram observados em agrupamentos de centenas de indivíduos coabitando com *Diphylla ecaudata, Desmodus rotundus* e *Carollia perspicillata* (Guerra, 2007).

6.11.1.**9.** **Lonchorhina aurita.*

Lophostoma silvicolum (d'Orbigny, 1836)
Grande-morcego-orelha-redonda

Estes morcegos de tamanho médio possuem orelhas muito grandes e arredondadas. São predominantemente insetívoros, geralmente complementando a dieta com parcelas de frutas e flores. Foi observada a presença de ossos e carne no estômago de *L. silvicolum* na Amazônia (Reis & Peracchi, 1987). Sua ocorrência foi registrada em Floresta Atlântica e Caatinga, sendo rara nos brejos (Sousa et al., 2004).

Micronycteris megalotis (Gray, 1842)
Morcego-pequeno-de-orelha-grande

Morcego de porte relativamente pequeno dentro do gênero. *M. megalotis* é membro do grupo dos Micronycteris de ventre escuro apresentando pelagem marrom tanto no dorso como no ventre. Como as demais espécies do gênero os pelos dorsais são bicoloridos, com a base branca. A sua dieta inclui principalmente insetos, com aparente predominância de coleópteros e lepidópteros. Utilizam como abrigo diurno cavernas, locas de pedra, ocos de árvores, cupinzeiros, bueiros e outras construções humanas. Formam pequenos agrupamentos de, no máximo, 10 indivíduos (Nogueira et al., 2007).

Micronycteris minuta (Gervais, 1856) (6.11.1.10)

Espécie de tamanho relativamente pequeno dentro do gênero com peso variando de 6,5 a 8,5 g. O dorso é castanho (marrom) com os pelos de base branca. O ventre é claro, variando entre branco e cinza bem claro. Dieta predominantemente insetívora embora possam consumir pequenos frutos. As espécies do gênero são encontradas em todos os biomas brasileiros e ocorrem nos mais variados tipos de habitats como florestas úmidas, secas, clareiras e pomares. Indivíduos isolados ou formando pequenos grupos tem sido encontrados em ocos de árvores, frestas entre rochas, sob pontes, em bueiros e residências (Reis et al., 2007, 2011). É primariamente um habitante de florestas tropicais, embora tenha sido coletado um indivíduo em área de caatinga arbustiva de médio porte.

6.11.1.**10.** **Micronycteris minuta.*

Phyllostomus discolor (Wagner, 1843)
Morcego-nariz-de-lança

Espécie de tamanho médio dentro do gênero. As orelhas são mais curtas do que a cabeça e a folha nasal é mais larga do que comprida. Espécie onívora como as demais do gênero, entretanto, pode haver predominância de determinados itens em sua dieta. Ocorre em todos os biomas brasileiros. Abrigam-se em cavernas, ocos de árvores e construções humanas formando grupos de até 25 indivíduos (Nogueira et al., 2007). Alimenta-se de frutos, partes florais, pólen, néctar e preferencialmente insetos (Gardner,

1977). É comum capturar indivíduos com a cabeça polvilhada de pólen. Dentre as espécies do gênero é uma das que oferece menos reação defensiva ao ser manipulada durante a sua retirada das redes de captura. (Guerra, 2007).

Phyllostomus hastatus (Pallas, 1767) (6.11.1.11)
Morcego-nariz-de-lança

Essa é a maior espécie do gênero sendo uma das maiores espécies das Américas pesando até 140 g. Formas robustas, com folha nasal bem desenvolvida quase tão larga quanto alta e lanceolada. A pelagem é curta e aveludada e, geralmente, dorso e ventre possuem coloração bastante similar, variando do marrom escuro ao marrom avermelhado. Considerado onívoro, ocorre em todos os biomas brasileiros utilizando como abrigo diurno cavernas, bueiros, ocos de árvores, construções humanas. Formam haréns com um macho entre 10 a 100 fêmeas (Nogueira et al., 2007). Seus hábitos alimentares incluem uma variedade de insetos, pequenos vertebrados, frutos, partes florais, pólen e néctar, atuando como importante agente polinizador (Gardner, 1977).

6.11.1.**11.** **Phyllostomus hastatus* (morcego-nariz-de-lança).

Trachops cirrhosus (Spix, 1823) (6.11.1.12)
Morcego-comedor-de-rã

Essa espécie é facilmente identificada pela presença de pequenas estruturas epidérmicas cilíndricas ou coniformes em forma de verrugas nos lábios e "queixo". Orelhas grandes, mais longas do que a cabeça quando estendidas para frente. Cauda curta perfurando a face dorsal da membrana interfemural. É um morcego carnívoro e sua dieta consiste de insetos e pequenos vertebrados, sendo especializado em predar répteis, anfíbios, anuros e ocasionalmente pequenos mamíferos. É considerada uma espécie onívora, oportunista (Peracchi et al., 2011). Na periferia de açudes, bebedouros naturais e riachos, p.ex., é comum coletar *T. cirrhosus* nos níveis mais baixos das redes de neblina e observar voos próximos ao nível do solo em suas atividades de forrageio (Guerra et al., 2007). Encontra-se frequentemente na Floresta Atlântica, sendo raro nos brejos de altitude. (Sousa et al., 2004). Esse morcego possui características inabituais nos Quiróptera. Além dos ultrassons utilizados pelo sistema de ecolocalização, cuja frequência é superior a 20 quilohertz, ele é capaz de detectar sons de baixíssima frequência, inferior a 5 quilohertz, graças à anatomia particular das suas orelhas. Ele possui, além disso, glândulas salivares formadas por tecidos muito especiais e apresentando um teor em lipídeos importante. Essas duas características podem ser explicadas pelo fato que o *T. cirrhosus* se alimentar de rãs. Assim, por um lado, a detecção das frequências baixas permite-lhe localizar as presas pelo seu canto, diferenciando-as acusticamente e evitando assim ataques contra espécies não comestíveis e por outro lado, as glândulas salivares muito provavelmente tem como função a produção de substâncias capazes de proteger a cavidade bucal dos componentes tóxicos presentes na pele dos anfíbios.

6.11.1.**12.** *Trachops cirrhosus* (morcego-comedor-de-rã).

Subfamília Carollinae

Carollia perspicillata (Linnaeus, 1758)
Morcego-fruteiro-de-cauda-curta

Tamanho médio entre os Phyllostomidae. Apêndice nasal bem desenvolvido, focinho curto. Orelhas bem separadas entre si, largas e mais curtas do que a cabeça, com extremidades arredondadas. Esta espécie é uma das mais comuns e estudadas da região neotropical além de ser um dos principais agentes de regeneração das florestas. A dieta consiste principalmente de frutos, mas também é complementada com néctar, pólen e insetos. Apresenta uma ampla distribuição geográfica.

Subfamília Stenodermatinae

Artibeus planirostris (Spix, 1823) (6.11.1.13)
Morcego-fruteiro

Morcegos de tamanho médio com peso máximo de 70 g. Possui coloração acinzentada com duas listras brancas paralelas, que se estendem da base da folha nasal até a base das orelhas, quase imperceptíveis, ao contrário da espécie próxima, *Artibeus lituratus*, cujas listras são nitidamente brancas. Não possuem cauda. É um dos morcegos frugívoros mais comuns nas florestas neotropicais habitando folhagens das árvores, construções humanas, cavernas e serrotes em ambientes xerofíticos. Abundante em ambientes de mata, cerrado e caatinga. A dieta consiste principalmente de uma variedade de frutos, sendo complementada com néctar, pólen e flores, partes florais além de folhas e insetos.

6.11.1.**13**. **Artibeus planirostris* (morcego-fruteiro).

Artibeus lituratus (Olfers, 1818)
Morcego-fruteiro-de-cabeça-listrada

Morcego de tamanho grande pesando mais de 70 g e facilmente identificável pelas listras faciais brancas distintas. Apresenta uma coloração castanha clara. Como as demais espécies do gênero não possuem cauda. São solitários ou formam pequenos aglomerados de 4, 5, e até 16 indivíduos. Abriga-se sob a folhagem das árvores como palmeiras e diversas árvores frutíferas sendo de fácil observação nesses abrigos diurnos. Comum nas regiões de mata, cerrado e pouco frequente na caatinga. Abundante em áreas urbanas. Sua dieta consiste principalmente de uma variedade de frutos, sendo complementada com néctar, pólen e flores, além de folhas e insetos.

Dermanura cinerea (Gervais, 1856) (6.11.1.14)
Pequeno-morcego-fruteiro

6.11.1.**14.** **Dermanura cinerea* (pequeno-morcego-fruteiro).

Espécie de pequeno porte, com listras brancas faciais, às vezes pouco evidentes. Não possuem cauda. Peso corporal em torno de 12 g. A coloração varia de marrom-acinzentado a marrom-enegrecido no dorso, normalmente mais clara na região ventral. Listras faciais variando de indistintas a proeminentes (Peracchi et al., 2011). Alimentam-se basicamente de frutos, atuando como importante dispersor de sementes, complementando a dieta com néctar e insetos. São comuns na Floresta Atlântica.

Platyrrhinus lineatus (E. Geoffroy, 1810) (6.11.1.15)
Morcego-linha-branca

Espécie endêmica da América do Sul, de ampla distribuição no continente.

Morcegos de tamanho médio, sendo maior do que o *D. cinerea*, descrito anteriormente. Colorido variando de pardo escuro a pardo claro na região dorsal. Região ventral pardo acinzentado. Sem cauda. Apresentam na cabeça quatro listras brancas sendo duas paralelas na frente, da base da folha nasal até a parte posterior das orelhas, e duas nas faces, sob os olhos. Possui no dorso uma linha branca bem evidente que se estende da parte posterior da cabeça até a base da membrana interfemural o que lhes dá certa graciosidade.

É encontrado tanto em ambientes úmidos como em ambientes mais secos. Comum nas florestas e se alimenta de insetos, folhas, frutas e néctar. Abriga-se em grutas e sob a folhagem das árvores frondosas.

6.11.1.**15.** **Platyrrhinus lineatus* (morcego-linha-branca).

Pygoderma bilabiatum (Wagner, 1843)
Morcego-lábio-duplo

Espécie endêmica da América do Sul. Tamanho médio. Peso em torno de 22 g. São morcegos frugívoros e caracterizam-se pela presença de uma prega labial superior e manchas brancas em cada espádua. Possuem olhos grandes com focinho curto e largo. É de ocorrência rara no Nordeste, com poucos registros na Floresta Atlântica da Paraíba e de Pernambuco, sendo ausente na Caatinga. Apenas um exemplar foi coletado num brejo, por A. Langguth, em 1999 (Souza et al., 2004).

Sturnira lilium (E. Geoffroy 1810)
Morcego-de-ombros-amarelos

Podem ser facilmente reconhecidos pela ausência de cauda e uropatágio muito estreito e peludo. Membros posteriores e os pés são peludos até as garras. Orelhas pequenas. Peso médio em torno de 20 g. Coloração variando do pardo escuro ao pardo amarelado. Alguns indivíduos machos apresentam tufos de pelo laranja vivo ou laranja avermelhado. Sua dieta consiste de frutos e néctar, complementada com pólen e insetos. Abrigam-se em grutas, edificações humanas, folhagem e ocos de árvores.

Família Noctilionidae

Os membros dessa família originária da América tropical e que se compõe de 1 único gênero e 2 espécies, são apelidados morcegos-buldogues por conta da forma do focinho e dos lábios que se parecem com a desses canídeos. Pelo hábito de voar sobre lâminas d'água em suas atividades de forrageio, à caça de pequenos peixes e insetos, são também conhecidos como "morcego pescador".

De médio a grande porte, possuem asas estreitas e recortadas, patas relativamente compridas se comparadas às dos outros morcegos, assim como pés e garras bem desenvolvidas. Cauda mais curta do que a membrana interfemural que é bem desenvolvida. Os lábios são muito desenvolvidos e formam uma bolsa em cada bochecha, no interior da qual eles podem armazenar temporariamente os insetos capturados.

Noctilio leporinus (Linnaeus, 1758) (6.11.1.16)
Morcego-pescador-grande

Essa espécie tem pelagem curta com a coloração variando de castanho acinzentado a laranja claro e do amarelo vivo ao amarelo avermelhado. São considerados de grande porte. O comprimento total (cabeça e corpo) varia de 78 a 127 mm e o peso entre 22 e 64 g (Peracchi et al., 2011). Vivem normalmente próximo de água ou em zonas úmidas, residindo em árvores ocas ou frestas rochosas podendo também ocupar o telhado de residências e estruturas de concreto, tais como pontes e viadutos. Eles liberam um cheiro nauseabundo (almiscarado) e característico, que facilita a localização dos seus abrigos. Essa espécie alimenta-se de peixes (piscivoria) utilizando as longas garras de seus pés para capturar os peixes na superfície da água com auxílio da ecolocalização. Estudos dos hábitos alimentares dessa espécie constataram também a presença de insetos, aracnídeos e pequenos crustáceos como pequenos camarões. A outra espécie do gênero, *N. albiventris* (não foi observada a Pedra Talhada), é menor, com peso variando entre 18 e 44 g de hábito alimentar exclusivamente insetívoro (Reis et al., 2007).

6.11.1.**16.** **Noctilio leporinus* (morcego-pescador-grande).

Família Vespertilionidae

Eptesicus furinalis (d'Orbigny & Gervais, 1847)

São animais pequenos com antebraço variando de 36,5 a 42,5 mm. O peso entre as espécies do gênero pode variar de 7 a 30 g. Coloração dorsal castanho escuro no dorso e pelos de base escura e ponta castanho-amarelada na região ventral. Apresentam orelhas de formato triangular e cauda comprida totalmente envolvida pela membrana interfemural. Alimentam-se exclusivamente de insetos (Peracchi et al., 2011).

Lasiurus blossevillii (Lesson & Garnot, 1826)
Morcego-vermelho

São morcegos pequenos com peso entre 8 e 10 g. Possuem uma coloração dorsal pardo-avermelhado com região ventral mais clara com tons amarelados, mesclado com pelos mais escuros. Apresenta cabeça curta, focinho largo, orelhas curtas e arredondadas. O uropatágio é densamente piloso em sua face dorsal exceto na borda posterior onde os pelos são mais esparsos. Cauda totalmente contida na membrana interfemural (uropatágio). Insetívoro, capturando suas presas em voos rápidos e em elevadas altitudes. Abrigam-se em troncos de árvores, folhagens mais densas das árvores e edificações humanas (Reis et al., 2007).

Apesar de esta espécie ter ampla distribuição geográfica, apenas dois exemplares foram coletados na Reserva de Pedra Talhada.

Myotis nigricans (Schinz, 1821) (6.11.1.17)
Morcego-borboleta-escuro

Myotis é o gênero com distribuição mais ampla entre todos os morcegos. Pertence ao segundo gênero de mamíferos mais distribuídos no mundo, com exceção das regiões árticas, antárticas e ilhas isoladas sendo a espécie do gênero a mais comum da região Neotropical. Esta espécie, de tamanho pequeno, apresenta coloração dorsal pardo escuro variando para o pardo avermelhado. Membrana interfemural larga e comprida, excedendo os pés e envolvendo toda a cauda, menos uma pequeníssima parte de sua extremidade. Possui hábito exclusivamente insetívoro aéreo de florestas e clareiras. Dentre as espécies brasileiras do gênero é a que aparece com maior frequência nos inventários mastofaunísticos, sendo capturada tanto em ambientes bem conservados quanto em áreas perturbadas com vegetação secundária. Abrigam-se nos mais diversos ambientes naturais e artificiais sendo comumente encontrados em edificações humanas (Guerra, 2007; Reis et al., 2007).

6.11.1.**17.** **Myotis nigricans* (morcego-borboleta-escuro).

Myotis ruber (E. Geoffroy, 1806)
Morcego-borboleta-avermelhado

Bastante semelhante a *M. nigricans* no aspecto externo, porém um pouco maior. Pelos da região dorsal mais compridos atingindo cerca de 5 mm. O colorido da região dorsal varia do pardo castanho escuro ao pardo avermelhado. Orelhas, quando estendidas para frente, sobre o focinho ultrapassam cerca de 2 mm a extremidade da região nasal. Cauda totalmente envolvida pela membrana interfemural. Esta espécie insetívora distribui-se principalmente na Floresta Atlântica do sul e sudeste do Brasil.

Em Pernambuco essa rara espécie foi coletada na Serra dos Cavalos, Caruaru, na Reserva de Serra Negra, Inajá e no Brejo da Madre de Deus, assim como na Reserva de Pedra Talhada, na Mata do Cafuringa o que amplia a sua distribuição no Nordeste do Brasil. Vale salientar que todos os exemplares foram coletados em matas de altitude, os chamados "brejos de altitude" acima de 600 m do nível do mar. Utilizam como abrigo diurno os mais variados tipos de ambientes naturais e artificiais embora poucos estudos tenham sido realizados sobre a espécie no Nordeste do Brasil (Guerra, 2007).

AGRADECIMENTOS

Gostaríamos de agradecer a Wallace R. Telino-Júnior por fornecer grande parte das imagens usadas na ilustração do capítulo, também a Christian Willig, Laurent Godé, Pascal Gauss e Thomas Tscharner por fornecer algumas imagens.

ENDEREÇO DO AUTOR

Deoclécio de Queiróz Guerra, Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Centro de Ciências, Biológicas, Departamento de Zoologia. CEP 50670-420, Recife, PE, Brasil
biodguerra@yahoo.com.br

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguiar, L. M de S. 2007. Subfamília des modontinae. 39 – 43. *In:* Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima (eds.). *Morcegos do Brasil*. Londrina, Universidade Estadual de Londrina.

Gardner, A. L. 1977. Feeding habits, p. 293-350. *In:* Baker R. J., J. K. Jones & D. C. Carter (eds.). *Biology of bats of the new world family Phyllostomatidae*. Part II: 1-364. Special Publications of the Museum, Texas Tech. University, Lubbock, Texas 13.

Greenhall, A. M., U. Schimidt & G. Joermann. 1984. Diphylla ecaudata. *Mammalian Species, Washington*, 227: 1-3.

Guerra, D. Q. 2007. *Chiroptera de Pernambuco: distribuição e aspectos biológicos:* 1-103. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

Jones, J. K. Jr. & C. S. Hood. 1993. Synopsis of South American bats of the Family Emballonuridae. *Occasional Papers the Museum Texas Tech. University, Lubbock, Texas* 155: 1-32.

Kunz, T. H. & P. A. Racey. 1998. *Bat biology and conservation.* Smithsonian Institution Press. Washington.

Machado, I. C. & A. V. Lopes. 2003. Recursos florais e sistemas de polinização e sexuais em caatinga. 515-563. *In:* Leal I. R., M. Tabarelli & J. M. C. Da Silva (orgs.). *Ecologia e conservação da caatinga:* 1-804. Editora UFPE, Recife.

Nogueira, M. R., D. Dias & A. Peracchi. 2007. Subfamília Glossophaginae. 45–59. *In:* Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima (eds.). *Morcegos do Brasil*. Universidade Estadual de Londrina, Londrina.

Paglia, A. P., G. A. B. da Fonseca, A. B. Rylands, G. Herrmann, L. M. S. Aguiar, A. G. Chiarello, Y. L. R. Leite, L. P. Costa, S. Siciliano, M. C. M. Kierulff, S. L. Mendes, V. da C. Tavares, R. A. Mittermeier & J. L. Patton, 2012. Lista anotada dos mamíferos do Brasil. 2ª ed. *Occasional Papers in Conservation Biology* 6: 1-76.

Peracchi, A & M. R. Nogueira. 2007. Família Emballonuridae. *In:* Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima. (eds.). *Morcegos do Brasil.* 27-36. Universidade Estadual de Londrina. Londrina.

Peracchi, A. L., I. P. Lima, N. R. Reis & M. R. Nogueira, H. Ortencio Filho. 2011. Ordem Chiroptera. *In:* Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima, (orgs.). *Mamíferos do Brasil* 2ª ed.: 155-234. Londrina.

Reis, N. R. & A. L. Peracchi. 1987. Quirópteros da região de Manaus, Amazonas, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Bol. Mus. Paraense Emílio Goeldi, Ser. Zool.* 13: 161-182.

Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima, (eds.). 2007. *Morcegos do Brasil:* 1-253. Londrina.

Reis, N. R., A. L. Peracchi & G. A. S. D. Santos (eds.). 2008. *Ecologia de Morcegos:* 1-148. Londrina.

Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima (eds.). 2011. *Mamíferos do Brasil* 2ª ed.: 1-439. Londrina.

Sousa, M. A. N., A. Langguth & E. do A. Gimenez. 2004. Mamíferos dos Brejos de Altitude em Paraíba e Pernambuco. 229-254. *In:* Porto, K. C., J. J. P. Cabral & M. Tabarelli. (eds.). *Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba: Historia Natural, Ecologia e Conservação.* MMA, Brasília.

Villa-Ramirez, B. 1966. *Los Murciélagos de México:* 1-491. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

6.11.2

MAMÍFEROS (MAMMALIA) NÃO-VOADORES

DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

DEOCLÉCIO DE QUEIRÓZ GUERRA

ALFREDO LANGGUTH

Guerra, D. Q. & A. Langguth. 2015. Mamíferos (Mammalia) não-voadores da Reserva Biológica de Pedra Talhada. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 423-437.

Tamandua tetradactyla (Tamandua-mirim).

Atualmente são conhecidas no Brasil 701 espécies de mamíferos distribuídas em 243 Gêneros, 50 Famílias e 12 Ordens (Paglia et al., 2012). Sem considerar os morcegos, em Pedra Talhada foram encontradas até hoje 21 espécies que incluem 3 marsupiais, 6 roedores, 3 pilosos, 2 cingulados, 6 carnivoros e 1 primata.

A maioria dos mamiferos tem hábitos noturnos ou crepusculares, e tem papel importante nas cadeias alimentares e na dispersão de sementes. Eles podem ser arborícolas ou terrestres e salvo os primatas que são diurnos, em geral, são difíceis de observar. A sua ocorrência é documentada com espécimes testemunha conservados em coleções científicas ou com fotografias.

Esse trabalho apresenta os registros de campo obtidos na Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva), AL/PE realizados nos anos de 1995, 1996 e 2009 por D. Guerra e outros pesquisadores do Departamento de Zoologia da Universidade Federal de Pernambuco, e em 1999 por A. Langguth e colaboradores do Departamento de Sistemática e Ecologia da Universidade Federal da Paraíba (Sousa et al., 2004). São apresentadas também as espécies observadas e fotografadas na Reserva que podiam ser identificadas sem dúvida e sem coleta (fotografias de Anita Studer, Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Laurent Godé e Christian Willig).

Os resultados representam uma pequena amostragem dos mamíferos ocorrentes na Reserva, tornando-se necessário novas observações para um melhor conhecimento da mastofauna da reserva pois ela representa um dos últimos refúgios na região para grande parte deles. A ordem dos grupos segue Westheide & Rieger (2009). As fotos seguintes foram tomadas de animais da Reserva; caso contrário quando marcadas com um (*), são fotos de animais da mesma espécie tomadas em outras regiões do Brasil.

MARSUPIAIS (ORDEM MARSUPIALIA)

Família Didelphidae

Didelphis albiventris (Lund, 1840)
Cassaco, Timbu, Gambá

O cassaco apresenta uma ampla distribuição geográfica no Brasil. São animais de porte médio com massa corporal entre 500 e 2.750 g (Rossi & Bianconi, 2011). De hábitos onívoros e oportunistas encontrada em uma grande variedade de ambientes naturais, onde preferem os remanescentes de mata inclusive nas áreas urbanas e ambiente doméstico. São animais solitários e de hábitos predominantemente noturnos (Alessio et al., 2003). As espécies do gênero *Didelphis* são os animais mais versáteis e generalistas entre os pequenos mamíferos da Reserva. Carregam seus filhotes pequenhos dentro de um saco, o marsúpio, na região do ventre (6.11.2.1, 6.11.2.2, 6.11.2.3).

6.11.2.**1.** *Didelphis albiventris* (Cassaco, Timbu, Gambá) indivíduo em uma árvore.

6.11.2.**2.** *Didelphis albiventris* (Cassaco, Timbu, Gambá) indivíduo escondido em uma árvore oca.

6.11.2.**3.** *Didelphis albiventris* (Cassaco, Timbu, Gambá), jovens no ninho.

Micoureus demerarae (Thomas, 1905)
Cuíca

Micoureus demerarae presenta uma ampla área de distribuição, possuindo tamanho mediano para um marsupial didelfideo, pesa entre 90 e 150 g. Classificado como insetívoro-onívoro (Paglia et al., 2012), possui pelagem densa e lanosa, amarronzada com tons mais claros no dorso, mais alaranjado nos flancos e na região lateral da cabeça que é cinza alaranjada. A região em volta dos olhos é de cor negra (6.11.2.4) e o ventre de cor creme alaranjada. Cauda bastante pilosa no seu 1/6 mais próximo do corpo, e nua na parte restante, de cor cinza com manchas brancas. Esta espécie não possui marsúpio, seus filhotes ficam presos a teta da mãe (Oliveira & Langguth, 2004).

6.11.2.**4.** *Micoureus demerarae* (Cuíca).

Marmosa murina (Linnaeus, 1758)
Cuíca-pequena

Cuíca de pequeno tamanho, com cabeça e o corpo de aprox. 122 mm sendo mais curtos que a longa cauda, orelha da mesma coloração que o dorso. Apresenta uma região escura ao redor do olho. A bochecha é creme e a região abaixo da orelha alaranjada. A pelagem é fina e suave, com a coloração geral do dorso cinza a cinza amarronzada. Região da barriga possui cor creme, ou róseo (salmão). A cauda é marrom e o pé é curto e largo (6.11.2.5, 6.11.2.6). A cuíca-pequena come artrópodes e frutas deslocando-se tanto no chão como nas árvores. Esta espécie também não possui marsúpio e quando pequenos seus filhotes ficam presos firmemente à teta da mãe.

6.11.2.**5.** *Marmosa murina* (Cuíca-pequena), com filhotes presos às tetas da mãe.

6.11.2.**6.** *Marmosa murina* (Cuíca-pequena).

TATUS (ORDEM CINGULATA)

Família Dasypodidae

Euphractus sexcinctus (Linnaeus, 1758)
Tatu-peba

O peba é um tatu de tamanho médio com 45 cm de cabeça e corpo. Possui uma carapaça com seis a sete bandas móveis a cabeça é larga, triangular e achatada. As orelhas são bem separadas. A coloração geral da carapaça é amarelo sujo (6.11.2.7). Mãos e pés possuem cinco dedos com fortes garras que utiliza para cavar sua toca e procurar comida (6.11.2.8). É onívoro e de hábitos terrestres.

6.11.2.**7.** *Euphractus sexcinctus* (Tatu-peba).

6.11.2.**8.** *Euphractus sexcinctus* (Tatu-peba), entrada de sua toca.

Dasypus novemcinctus (Linnaeus, 1758)
Tatu-verdadeiro

Espécie de tamanho médio com 38 cm de cabeça e corpo. Possui o corpo coberto por uma carapaça flexível que no meio tem de oito a dez bandas móveis (6.11.2.9.). A cabeça é estreita, alongada e cônica coberta por um pequeno escudo igual ao do corpo. As orelhas são bem desenvolvidas e próximas entre si. A mão possui quatro dedos, e o pé cinco, todos com fortes garras que utiliza para cavar sua toca e procurar comida. A coloração geral do dorso é castanha escura, e nos lados é amarelada. A pele do ventre também é amarelada, e apresenta pelos duros, brancos e esparsos. É omnívoro-insetívoro e de hábitos terrestres. Cava tocas profundas onde se refugia dos predadores.

6.11.2.**9.** *Dasypus novemcinctus* (Tatu-verdadeiro).

TAMANDUAS E PREGUIÇAS (ORDEM PILOSA)

Família Myrmecophagidae

Tamandua tetradactyla (Linnaeus, 1758)
Tamanduá-mirim

Este tamanduá é de médio porte com 50 cm de cabeça e corpo. A cabeça é cônica com um focinho longo aberto somente na ponta por onde sai sua longa língua que usa para capturar insetos. As orelhas são salientes para os lados. A mão possui quatro dedos com garras robustas que usa para trepar e buscar comida. A cauda é amarelada e preênsil e nua na parte distal. A pelagem é curta na cabeça, pescoço e membros, e mais desenvolvida no corpo e cauda (6.11.2.10, 6.11.2.11). Sobre os ombros duas faixas escuras se conectam formando um colete preto. Ele é de hábitos arborícolas e insetívoro.

6.11.2.**10.** *Tamandua tetradactyla* (Tamanduá-mirim) nas árvores.

6.11.2.**11.** *Tamandua tetradactyla* (Tamanduá-mirim) adulto com jovem nas suas costas.

Família Cyclopedidae

Cyclopes didactylus (Linnaeus, 1758)
Tamanduá-í

É o menor membro da família dos tamanduás com a cabeça e o corpo medindo 18 cm. A sua cabeça é pequena e o focinho é curto e de forma cônica. O membro anterior é pouco menor que o posterior, com dois dedos na mão, sendo um bem desenvolvido e outro menor e com fortes garras. O pé possui quatro dedos. A pelagem, muito bonita, lanosa, sedosa e densa, cobre totalmente o corpo do animal exceto na extremidade do focinho, onde apresenta pelos diminutos, e no extremo, do lado inferior da cauda que é preênsil e carece de pelos. A coloração geral é dourada salpicada de castanho e com uma listra castanha escura no meio do dorso (6.11.2.12, 6.11.2.13). Esta espécie vive desde a Venezuela, até o nordeste do Brasil. O tamanduá-i é totalmente arborícola e se alimenta de insetos que captura com sua longa língua.

6.11.2.**12.** *Cyclopes didactylus* (Tamanduá-í), numa árvore.

6.11.2.**13.** *Cyclopes didactylus* (Tamanduá-í),dormindo numa árvore.

Família Bradypodidae

Bradypus variegatus (Schinz, 1825)
Preguiça-de-três-dedos

Espécie de tamanho médio com 50 cm de cabeça e corpo. A pelagem é longa e áspera de aspecto geral castanho acinzentado, com manchas de branco sujo espalhadas pelo corpo. Os machos possuem no meio do dorso uma área de coloração amarela nas bordas e preto no centro. As fêmeas não tem esse desenho. As mãos e pés possuem três dedos, com garras fortes, curvas e iguais que usam para trepar nas árvores (6.11.2.14, 6.11.2.15). O membro anterior é maior que o posterior. A orelha está oculta sob a pelagem. Ao redor dos olhos há uma máscara de cor negra que se estende para trás como uma faixa pela lateral do rosto. A cauda é curta. Possui hábitos arborícolas e come folhas das árvores.

6.11.2.**14.** *Bradypus variegatus* (Preguiça), sobe uma árvore.

6.11.2.**15.** *Bradypus variegatus* (Preguiça), adulto e jovem.

ROEDORES (ORDEM RODENTIA)

Família Muridae

Hylaeamys oniscus (Thomas, 1904)
Rato-da-mata

Rato de tamanho médio com a cabeça e o corpo medindo 14 cm e a cauda aproximadamente do mesmo tamanho. A cor do dorso é, do focinho até a base da cauda, marrom avermelhado um pouco grisalho, mais amarelada nos lados do corpo. Na região lateral do corpo, uma linha bem definida separa a cor do dorso da cor do ventre. Este varia de acinzentado a branco sujo. Na região por trás do focinho e abaixo da bochecha a cor é cinza claro (6.11.2.16). A cauda é mais clara do lado de baixo. O pé é grande, com o dorso branco grisalho e longos pelos ao redor das garras. Esta espécie é terrestre e mora no interior da floresta. Se alimenta de frutas e grãos que encontra no chão da mata.

6.11.2.**16.** **Hylaeamys oniscus* (Rato-da-mata).

Nectomys squamipes (Brants, 1827)
Rato-d'água

Possuem tamanho grande entre os representantes da família, com cauda maior do que o comprimento da cabeça e corpo. Os animais adultos atingem um peso em torno de 400 g. O corpo tem uma coloração castanha. As patas posteriores são robustas apresentando membranas entre os dedos, o que facilita sua locomoção na água (6.11.2.17). Tem ampla distribuição geográfica habitando preferencialmente proximidades de cursos d'água. Alimentam-se de peixes, fungos, frutos, sementes e artrópodes (Oliveira & Bonvicino, 2011).

6.11.2.**17.** **Nectomys squamipes* (Rato-d'água).

Oligoryzomys stramineus Bonvicino & Weksler, 1998
Ratinho-de-rabo-comprido

Rato de tamanho pequeno, com peso variando entre 9 e 40 g, e cauda maior do que o corpo (6.11.2.18). A coloração do dorso é castanho amarelado e os pes são estreitos. Possuem hábitos terrestres. Habitam formações florestais e formações abertas nos diversos biomas brasileiros.

6.11.2.**18.** **Oligoryzomys stramineus* (Ratinho-de-rabo-comprido).

Família Caviidae

Galea spixii (Wagler, 1831)
Preá

Este preá tem um tamanho médio, pesando, o indivíduo adulto, em torno de 600 g. A cauda é pequena, praticamente imperceptível. A coloração do dorso varia de acinzentada a acinzentada-amarelada

e a superfície ventral é branca ou branco-amarelada (6.11.2.19). Apresentam uma mancha branca circundando os olhos. São terrestres e diurnas. Embora sejam encontrados nas áreas de brejo desmatadas, seu habitat normal é a Caatinga.

6.11.2.**19.** **Galea spixii* (Preá).

Família Cuniculidae

Cuniculus paca (Linnaeus, 1758)
Paca

Essa espécie tem tamanho grande, corpo pesado e robusto, cabeça grande e larga e membros relativamente curtos (6.11.2.20). Massa corporal variando entre 9,2 e 9,5 kg. A coloração do dorso é castanho escuro ou castanho avermelhado, com um padrão característico de pintas e linhas brancas na lateral do corpo. As pintas estão arranjadas em fileiras e podem formar uma linha. Os dedos são alongados, quatro nas patas anteriores e cinco nas posteriores, os três centrais providos de garras rombudas e fortes e os dois marginais reduzidos. Cauda quase imperceptível. Tem hábito terrestre e alimenta-se de frutos caídos, brotos e tubérculos. Vivem próximos a cursos d'água (Oliveira & Bonvicino, 2011). Espécie muito perseguida por caçadores devido à qualidade de sua carne.

6.11.2.**20.** *Cuniculus paca* (Paca).

Família Erethizontidae

Coendou (Sphiggurus) speratus Mendes-Pontes, Gadelha, Melo, Sá, Loss, Caldara, Costa e Leite, 2013
Cuandu-mirim

Espécie de pequeno porte densamente coberta por espinhos. O focinho é bulboso, de cor rosa no animal vivo e está coberto por diminutas cerdas. As orelhas são curtas, largas, arredondadas e cobertas de pelos diminutos. Os espinhos dorsais, da cabeça até a metade do corpo, geralmente são tricolores. Pelos esparsos curtos e cinzentos podem estar presentes entre os espinhos. A região ventral esta coberta de pelos macios. Os membros anteriores e posteriores estão cobertos com pelos finos e flexíveis (6.11.2.21, 6.11.2.22). Os pés e mãos possuem garras longas e curvas bem como almofadas na planta adaptadas ao deslocamento nas árvores. A cauda é preênsil virando para cima e mais curta que o comprimento da cabeça e corpo. Dorsalmente, a metade próxima da cauda está coberta de espinhos que desaparecem no extremo. De hábitos estritamente arborícolas se alimenta de frutas e outros restos de vegetais. *Coendou (Sphiggurus) speratus* é endêmica do Nordeste do Brasil (o centro de endemismo é o estado de Pernambuco), ocorre nos fragmentos de Mata Atlântica, tendo sido descrita recentemente para o estado de Pernambuco e observada na Reserva de Pedra Talhada (observação: Willig e Godé, comm. pessoal). A espécie é

6.11.2.**21.** *Coendou speratus* (Cuandu-mirim).

6.11.2.**22.** *Coendou speratus* (Cuandu-mirim).

endêmica de uma região que sofre grande pressão de caça e exploração vegetal (Reis et al.,2014).

PRIMATAS (ORDEM PRIMATES)

Família Cebidae

Callithrix jacchus (Linnaeus, 1758)
Sagui, Sauim

O sagui e um pequeno macaco que pesa de 300 a 360 g. Apresenta tufos de pelos brancos em volta da orelha (6.11.2.23, 6.11.2.24), característicos da espécie. A testa apresenta no meio uma mancha branca alongada por cima dos olhos. No dorso a pelagem é longa e macia apresenta um padrão de quatro bandas transversais. A coloração geral é grisalha mesclado com laranja ou amarelo. A cauda é anelada com bandas escuras alternadas com estreitas bandas claras e de aspecto geral cinzento. É comum na caatinga e na Mata Atlântica do nordeste brasileiro, ao norte do Rio São Francisco. Formam grupos de três a 15 indivíduos que, de forma comunitária, carregam os filhotes nas costas. É diurno, arborícola e alimenta-se de frutos, insetos, néctar e exsudados de plantas (gomas, resinas e látex) podendo alimentar-se também de flores, sementes, ovos de aves e pequenos vertebrados.

6.11.2.**23.** **Callithrix jacchus* (Sagui, Sauim).

CARNIVOROS (ORDEM CARNIVORA)

Família Mustelidae

Eira barbara (Linnaeus, 1758)
Papa-mel, Irara

O papa-mel e um animal de porte médio pesando entre 3,7 e 11,1 kg, com corpo comprido, membros curtos e cauda longa. Coloração marrom escura no corpo, escurecendo em direção à cauda (6.11.2.25). Cabeça e pescoço apresentam, normalmente, uma coloração marrom mais claro. Indivíduos solitários ou em pares, apresentando maior atividade durante o dia. Alimenta-se principalmente de pequenos vertebrados, frutos, cana de açúcar e mel (Cheida et al., 2011). Pode ser visto tanto no chão como nas árvores.

6.11.2.**25.** **Eira barbara* (Irara).

Galictis cuja (Molina, 1782)
Furão

Espécie de carnívoro de pequeno porte com o corpo esguio e pernas curtas. Cabeça e o corpo medem 30 cm. A cabeça é tricolorida: preta na frente, uma faixa amarelada ou esbranquiçada no meio e, grisalha atrás (6.11.2.26). No dorso a pelagem possui uma aparência grisalha e por baixo é todo preto. As orelhas são pequenas e arredondadas. A cauda possui pelos compridos e de coloração semelhante a do dorso. È carnívoro e de hábitos terrestres se refugiando em buracos ou em árvores ocas no chão da floresta.

6.11.2.**24.** **Callithrix jacchus* (Sagui, Sauim).

6.11.2.**26.** *Galictis cuja* (Furão).

Família Procyonidae

Nasua nasua (Linnaeus, 1766)
Quati

O quati é uma espécie de médio porte, pesando de 2,7 a 10,0 kg. Está, presente em todos os biomas brasileiros. Diferencia-se dos demais representantes da família por possuir uma cabeça alargada que termina em um estreito e prolongado focinho muito saliente (6.11.2.27, 6.11.2.28, 6.11.2.29), pontiagudo e de grande mobilidade (Cheida et al., 2011). A coloração do dorso varia do marrom escuro ao marrom avermelhado. Há três manchas brancas ao redor de cada olho: uma sobre, outra abaixo e a última entre o olho e a orelha. A cauda apresenta anéis de cor marrom escuro ou preto alternado com anéis de coloração amarelado ou avermelhado. Anda em bandos, é onívoro e de hábitos arborícolas (Feijó & Langguth, 2013).

6.11.2.**27.** *Nasua nasua* (Quati).

6.11.2.**28.** *Nasua nasua* (Quati), escalando uma árvore.

6.11.2.**29.** *Nasua nasua* (Quati), jovem.

Potos flavus (Schreber, 1774)
Jupará

O Jupará é uma espécie de médio porte com a cabeça e o corpo medindo 42 cm. Tem o focinho curto, olhos grandes e a cabeça arredondada. Pelagem macia e densa (6.11.2.30). Coloração dorsal, incluindo os membros e a cauda, amarela amarronzada ou dourada (Feijó & Langguth, 2013). Alimentam-se, principalmente, de frutos e pequenos vertebrados. Sua dieta pode variar estacionalmente sendo suplementada por insetos, flores e folhas. É um importante agente dispersor de sementes (Cheida et al., 2011) de hábitos noturnos e arborícolas. A cauda é longa, densamente pilosa e preênsil.

6.11.2.**30.** **Potos flavus* (Jupará, individual doente).

Procyon cancrivorus (Cuvier, 1798)
Guaxinim, Mão-pelada

O guaxinim, é um mamífero de médio porte pesando, o indivíduo adulto, cerca de 10 kg (6.11.2.31). A cor geral e acinzentada com uma máscara no entorno dos olhos e um rabo anelado. Generalista e relativamente comum em ambientes florestados, inclusive nos canaviais. É um animal solitário, de hábito noturno, vivendo geralmente em florestas próximas a banhados, rios, e manguezais. Alimenta-se de moluscos, insetos, peixes, caranguejos, anfíbios, répteis, pequenos roedores e frutos (Cheida et al., 2011). O nome popular "mão-pelada" refere-se às mãos e pés de dedos compridos, que são desprovidos de pelos e usados para "lavar" a comida. Em seus deslocamentos apoiam toda a superfície palmar ou plantar, deixando pegadas típicas da espécie, em terrenos enlameados, argilosos ou arenosos.

6.11.2.**31.** *Procyon cancrivorus* (Guaxinim).

Família Canidae

Cerdocyon thous (Linnaeus, 1766)
Cachorro-do-mato, Raposinha

Entre os carnívoros da região, esta raposa é de médio porte com cabeça e corpo medindo 56 cm. A cor do dorso da cabeça e do corpo é grisalha. Os pelos sobre a cabeça são curtos. Geralmente é possível distinguir no meio do dorso uma região mais escura que se estende do pescoço até a base da cauda. As orelhas têm a ponta arredondada, castanha escura e a base avermelhada (6.11.2.32). A lateral do corpo apresenta uma coloração grisalha com uma tonalidade amarelada, passando gradualmente para a superfície ventral que é amarela ou esbranquiçada. A coloração do queixo é castanha escura, o seu limite com a garganta, creme amarelada, é difuso. A cauda tem a ponta preta e possui pelos longos da mesma coloração do dorso do corpo, podendo apresentar uma faixa dorsal preta contínua. A raposinha ocorre em todo o Nordeste. Ela é estritamente terrestre. Estando adaptada a caminhar, ela consegue percorrer grandes distâncias. É onívora, alimentando-se de outros vertebrados menores e frutas. Em alguns casos esta raposa perdeu o medo do homem, sendo observada inclusive em áreas verdes dentro das cidades.

6.11.2.**32.** *Cerdocyon thous* (Raposinha).

AGRADECIMENTOS

Aos biólogos e amigos Artur Galileu Coelho, Alexandre Malta, Camila Bione e Cibele R. Bonvicino pelas contribuições fotográficas, assim como a Anita Studer, Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Laurent Godé, Christian Willig. Como exímios conhecedores da natureza e guias de campo: Felino Pedro Celestino, Luis Batista de Freitas, Manoel Nunes de Farias (Dema) e Manoel Nazario (Mané). A François Dunant pela identificação do Furão. Ao Sr Mário Ferreira da Silva, guia de campo e taxidermista do Dept. de Zoologia da UFPE. A Nicolas Spitznagel pela concepção e realização gráfica. Ao ICMBio (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade) e ao IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis), pelo apoio e autorização das pesquisas. A associação Nordesta Reflorestamento e Educação pelos incentivos financeiros e ajudas de custo nas viagens e hospedagens.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Deoclécio de Queiróz Guerra, Departamento de Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil
biodguerra@yahoo.com.br

Alfredo Langguth, Departamento de Sistemática e Ecologia, Universidade Federal da Paraíba, 58059-900, João Pessoa, PB, Brasil
boninomvd@hotmail.com

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alessio, F. M., E. C. S. Gomes, S. R. A. Santos & A. R. M. Pontes, 2003. *Didelphis albiventris* (Mammalia, Marsupialia): comensal de ambientes urbanos e sobrevivente da fragmentação da Mata Atlântica em Pernambuco. *In: VI Congresso de Ecologia do Brasil. Fortaleza.* Resumos. 237-239. Fortaleza.

Cheida, C. C., E. Nakano-Oliveira, R. Fusco-Costa, F. Rocha-Mendes & J. Quadros. Ordem Carnivora. *In:* Reis, N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima (org.) 2011. *Mamiferos do Brasil.* 235-288. Universidade Estadual de Londrina. Londrina.

Feijó, A. & A. Langguth. 2013. Mamíferos de Médio e Grande Porte do Nordeste do Brasil: Distribuição e Taxonomia com Descrição de Novas Espécies. *Revista Nordestina de Biologia* 22(1-2): 3-225.

Oliveira, J. A. & C. R. Bonvicino. 2011. Ordem Rodentia. *In:* Reis, N. R. , A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima. (org.). *Mamiferos do Brasil.* 359-415. Universidade Estadual de Londrina. Londrina.

Oliveira, F. F. & A. Langguth. 2004. Pequenos mamíferos (Didelphimorphia e Rodentia) de Paraíba e Pernambuco, Brasil. *Revista Nordestina de Biologia* 18(2): 19-86.

Paglia, A. P., G. A. B. da Fonseca, A. B. Rylands, G. Herrmann, L. M. S. Aguiar, A. G. Chiarello, Y. L. R. Leite, L. P. Costa, S. Siciliano, M. C. M. Kierulff, S. L. Mendes, V. da C. Tavares, R. A. Mittermeier & J. L. Patton 2012. Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil 2ª Edição/Annotated Checklist of Brazilian Mammals. *Occasional Papers in Conservation Biology* 6: 1-76.

Pontes, A. R. M., J. R. Gadelha, E. R. A. Melo, F. B. de Sa, A. C. Loss, V. Caldara Junior, L. P. Costa & Y. L. R. Leite. 2013. A new species of porcupine, genus Coendou (Rodentia: Erethizontidae) from the Atlantic forest of northeastern Brazil. *Zootaxa* 3636: 421–438.

Reis, N. R., M. N. Fregonezi, A. L. Peracchi, O. A. Shibatta, E. R. Sartore, B. K. Rossaneis, V. R. Santos & P. Ferracioli. 2014. *Mamíferos Terrestres de Médio e Grande Porte da Mata Atlântica*. 1ª ed: 1-146. Technical Books Editora. Rio de Janeiro.

Rossi, R. V. & G. V. Bianconi. 2011. Ordem Didelphimorphia. *In:* Reis N. R., A. L. Peracchi, W. A. Pedro & I. P. Lima. (org.). *Mamíferos do Brasil*. 31-69. Universidade Estadual de Londrina. Londrina.

Sousa, M. A. N., A. Langguth & E. D. A. Gimenez. 2004. Mamíferos dos Brejos de Altitude em Paraíba e Pernambuco. 229-254. *In:* Porto, K. C., J. J. P. Cabral & M. Tabarelli (eds.). *Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba: Historia Natural, Ecologia e Conservação*. MMA, Brasília.

Westheide, W. & G. Rieger 2009. *Spezielle Zoologie, Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere:* 1-173. Springer-Spektrum, Berlin-Heidelberg.

INVENTÁRIO I
DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

FLORA

LOUIS NUSBAUMER
MARIA REGINA DE VASCONCELOS BARBOSA
W. WAYT THOMAS
MARCCUS V. ALVES
BRUNO S. AMORIM
EDLLEY PESSOA
ALINE MELO
PIERRE-ANDRÉ LOIZEAU
RODOLPHE SPICHIGER

Nusbaumer, L., M. R. V. Barbosa, W. W. Thomas, M. V. Alves, B. S. Amorim, E. Pessoa, A. Melo, P.-A. Loizeau & R. Spichiger. 2015. Inventário I da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Flora. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 439-547.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Maria Regina de Vasconcellos Barbosa, Departamento de Sistemática e Ecologia, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, PB, Brasil
mregina@dse.ufpb.br

W. Wayt Thomas, The New York Botanical Garden, Bronx, New York, USA
wthomas@nybg.org

Marccus V. Alves, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
alves.marccus@gmail.com

Bruno S. Amorim, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
brunosarim@yahoo.com.br

Edlley Pessoa, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
edlley_max@hotmail.com

Aline Melo, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, 50670-420, Recife, PE, Brasil
aline_vmelo@yahoo.com.br

Pierre-André Loizeau, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
pierre-andre.loizeau@ville-ge.ch

Rodolphe Spichiger, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
rodolphe.spichiger@ville-ge.ch

INVENTÁRIO

A presente lista inclui as 823 espécies, pertencentes a 497 gêneros e 141 famílias de plantas vasculares documentadas para a Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva, 4.469 ha) incluindo o entorno de 1 km da Reserva. A lista é baseada nas 1.630 amostras de herbário analisadas (Tab. I.1) e em mais de 13.000 fotos tiradas dessas coleções e em campo, assim como de plantas observadas em campo, porém sem material testemunho (espécies que não apresentam voucher na lista são aquelas que possuem registro apenas de foto em campo). Isso foi realizado de maneira extensiva desde 1980 e intensificado a partir de 2010, especialmente as coleções de herbário. Todas as fotos foram realizadas na área de estudo da Reserva de Pedra Talhada. Porém algumas espécies coletadas não estão ilustradas por falta de material iconográfico informativo. O inventário não considera as plantas cultivadas, porém inclui as plantas naturalizadas (adaptadas). Os nomes populares apresentados na lista (Tab. I.2) são aqueles usados pelas comunidades locais com consulta de várias publicações (Corrêa et al., 1984; Camargos et al., 2001).

Os especimens de herbário foram inicialmente identificados pelos colectores. A maioria das amostras de herbário, incluindo digitalizadas e fotografias de campo, foram enviadas à especialistas (ver agradecimentos do capítulo Flora e Vegetação) para confirmação ou reidentificação.

As espécies estão agrupadas em Pteridófita e Angiospermas, em seguida, em ordem alfabética por **Família** (destacadas no texto), *Gênero* e *espécie* (formato segue Gautier, 2002; Barbosa et al., 2011, Gautier et al., 2013) e a nomenclatura dos táxons mencionados neste capítulo segue http://www.tropicos.org/ para *Pteridophyta* e http://floradobrasil.jbrj.gov.br/ para *Angiospermas*. O último segue principalmente a delimitação de famílias do APG III (Angiosperm Phylogeny Group, 2009). Com referência as fotos de campo que não são relacionadas às amostras de herbário, é importante salientar que somente em alguns casos a identificação através unicamente da imagem foi viável e em outros foi difícil ou mesmo impossível. Foram excluídos da listagem os táxons com baixa confiabilidade de identificação. Apesar do esforço ao realizar este inventário, a cada visita à Reserva são incluídos novas citações de espécies que ainda não estão catalogadas neste trabalho.

As famílias mais ricas em espécies são, em ordem decrescente: Fabaceae, Rubiaceae, Orchidaceae, Asteraceae, Poaceae, Euphorbiaceae, Malvaceae, Myrtaceae, Sapindaceae, Araceae. As tendências fitogeográficas de algumas espécies, a raridade de outras, assim como novas ocorrências nos estados de Alagoas e de Pernambuco são representadas no capítulo da Flora e Vegetação da Reserva. Algumas espécies novas para a ciência ainda não descritas e publicadas foram fotografadas e/ou coletadas.

Iniciais	Coletores	Número de Coletas
AAMA	Araújo A. A. M., Amorim B. S., Araújo C. M. L. R., Chagas M. A., Sampaio V. S.	31
AM	Melo A., Gomes-Costa G. A., Chagas M. A., Santos S. O.	41
BSA	Amorim B. S., Araújo A. A. M., Araújo C., Sampaio V. S., Chagas M. A.; Amorim B. S., Costa-Lima J. L., Porto V. S., Sampaio V. S., Chagas M. A.; Amorim B. S., Araújo D., Chagas M. A.; Amorim B. S., Costa-Lima J. L., Aquino, L. P., Chagas M. A.	287
CA	Cervi A. C.; Spichiger R., Loizeau P.-A., Cottier E.	326
CM	Melo C.	118
DA	Araújo D., Amorim B. S., Chagas M. A.	77
GAGC	Gomes-Costa G. A., Chagas M.A. , Melo A., Santos S. O.	27
GRPT	Groupo Pedra Talhada	94
JLCL	Costa-Lima J. L., Amorim B. S., Pereira, L. A., Chagas M.A. ; Costa-Lima J. L., Amorim B. S., Sampaio V. S., Porto N. M., Chagas M.A.	39
LN	Nusbaumer L.; Nusbaumer L., Ammann M.Y.; Nusbaumer L., Cailliau A.; Nusbaumer L., Célérier M.-L., Spichiger R.; Nusbaumer L., Spichiger R.; Nusbaumer L., Spichiger R., Ammann M.Y.; Nusbaumer L., Studer A.	559
SOS	Santos S. O., Gomes-Costa G. A., Chagas M. A., Melo A.,	31
Total		1.630

Tab. I.1. Número de amostras de herbário provenientes da Reserva de Pedra Talhada analisadas para a formulação da lista florística. Não todas as amostras da tabela constam na lista abaixo.

Pteridophyta

Nome popular

Anemiaceae

Anemia hirta (L.) Sw.
LN 4090; LN 4288

Anemia cf. *raddiana* Link
LN 4108

Anemia villosa Humb. & Bonpl. ex Willd.
CM 177

Aspleniaceae

Asplenium formosum Willd.
GRPT 3758; LN 3855

Asplenium serratum L.
GRPT 3759; LN 4115

Azollaceae

Azolla sp. 1

Blechnaceae

Blechnum brasiliense Desv.
LN 4085

Blechnum occidentale L.
LN 3854

Blechnum serrulatum Rich.
Salpichlaena volubilis (Kaulf.) J. Sm.

Cyatheaceae

Cyathea cf. *microdonta* (Desv.) Domin
LN 4038

Cyathea cf. *phalerata* Mart.
Cyathea sp. 1
LN 4139

Dennstaedtiaceae
Pteridium arachnoideum (Kaulf.) Maxon
LN 4421

Dryopteridaceae
Ctenitis distans (Brack.) Ching
LN 4325

Lindsaeaceae
Lindsaea lancea (L.) Bedd.
CM 180

Lycopodiaceae
Palhinhaea cernua (L.) Vasc. & Franco
LN 4422

Phlegmariurus flexibilis (Fée) B. Øllg.

Lygodiaceae
Lygodium volubile Sw.
LN 3954

Polypodiaceae
Microgramma crispata (Fée) R. M. Tryon & A. F. Tryon
LN 3974

Microgramma vacciniifolia (Langsd. & Fisch.) Copel.

Pecluma pilosa (A. M. Evans) M. Kessler & A. R. Sm.
LN 4025

Phlebodium pseudoaureum (Cav.) Lellinger
LN 4070

Pleopeltis astrolepis (Liebm.) E. Fourn.
CM 175; LN 3871; LN 4528

Pleopeltis macrocarpa (Bory ex Willd.) Kaulf.
CM 176

Pleopeltis monoides (Weath.) Salino
LN 4208

Serpocaulon catharinae (Langsd. & Fisch.) A. R. Sm.
CM 178; LN 4252

Serpocaulon triseriale (Sw.) A. R. Sm.
CM 249

Pteridaceae
Acrostichum cf. *aureum* L.
LN 4084

Adiantum cf. *serratodentatum* Humb. & Bonpl. ex Willd.
CM 247; LN 3858

Doryopteris collina (Raddi) J. Sm.
LN 4382

Doryopteris pentagona Pic. Serm.
GRPT 3762

Doryopteris varians Sm.
LN 4094

Pityrogramma calomelanos (L.)
LN 4231

Vittaria cf. *graminifolia* Kaulf.
LN 3872; LN 4519

Vittaria lineata (L.) Sm.
LN 4227

Schizaeaceae
Schizaea elegans (Vahl) Sw.
GRPT 3763

Selaginellaceae
Selaginella muscosa Spring
LN 4407

Thelypteridaceae
Thelypteris interrupta (Willd.) K. Iwats
LN 4229

Angiospermae

Acanthaceae
Dicliptera sp. 1
LN 4406

Dyschoriste sp. 1
CA 7163; CA 7314; LN 4249

Justicia sp. 1
LN 3847; LN 3922; LN 4405

Mendoncia sp. 1
LN 4119

Ruellia cearensis Lindau Cuia
AM 529; BSA 1141; BSA 1161; CA 7105; CM 168; DA 1862; LN 4161

Ruellia geminiflora Kunth
BSA 1449; CA 7135; CA 7205; CM 190; LN 3911

Ruellia jussieuoides Schltdl. & Cham.
LN 4191; LN 4244

Ruellia paniculata L.
LN 4304

Thunbergia mysorensis (Wight) T. Anderson

Alismataceae
Hydrocleys nymphoides (Willd.) Buchenau
LN 4429

Alstroemeriaceae
Bomarea edulis (Tussac) Herb.
AM 533; BSA 1628; CM 232; DA 1824; LN 4165

Amaranthaceae

Alternanthera brasiliana (L.) Kuntze
LN 1835

Alternanthera ramosissima (Mart.) Chodat
CA 7123; LN 4202

Chamissoa altissima (Jacq.) Kunth var. *altissima*
CA 7296

Amaryllidaceae

Crinum jagus (J. Thomps.) Dandy
LN 4120

Crinum aff. *scabrum* Herb.
Hippeastrum stylosum Herb.
BSA 1410; LN 4040

Anacardiaceae

Schinopsis brasiliensis Engl. — Aroeira
Spondias mombin L. — Cajá
CA 7358; LN 4516

Tapirira guianensis Aubl. — Cupiúva
BSA 1392; CA 7239; CA 7269; LN 4290

Thyrsodium spruceanum Benth. — Camboatã-de-leite, Camboatã-sega-machari
BSA 1391; CA 7345; CA 7346; GRPT 3753; LN 3901

Annonaceae

Anaxagorea dolichocarpa Sprague & Sandwith — Prachim
AM 519; BSA 1201; CA 7171; CA 7173; CA 7174; GAGC 175; LN 4478

Annona cacans Warm. — Araticum
BSA 1411; LN 4298

Annona dolabripetala Raddi
BSA 1176

Annona sylvatica A. St.-Hil.
DA 1832

Duguetia cf. *moricandiana* Mart.
BSA 1517; BSA 1518

Guatteria pogonopus Mart. — Minhum
AAMA 359; CA 7267; CM 224; GRPT 3729; LN 3864; LN 3931; LN 4030; LN 4303

Xylopia sericea A. St.-Hil. — Pindaíba
CA 7304; GRPT 3802; LN 4465

Apiaceae

Centella asiatica (L.) Urb.
JLCL 680; LN 4314

Spananthe paniculata Jacq.
GAGC 162; LN 4306

Apocynaceae

Asclepias curassavica L.
Aspidosperma cylindrocarpon Müll. Arg. — Quiripitiá
BSA 1715; CA 7407; LN 3885

Aspidosperma discolor A. DC. — Pau-faia
BSA 1209; BSA 1700; LN 4014; LN 4185

Aspidosperma spruceanum Benth. ex Müll. Arg. — Amargoso
CA 7274; CA 7276; LN 4270

Ditassa hispida (Vell.) Fontella
CA 7394; LN 4140

Gonolobus rostratus (Vahl) R.Br. ex Shult.
LN 4261; LN 4544; LN 4548; LN 4565

Himatanthus bracteatus (A. DC.) Woodson — Banana-de-papagaio
BSA 1414; CA 7293; CA 7293bis; LN 4251; SOS 267

Mandevilla microphylla (Stadelm.) M. F. Sales & Kin.-Gouv.
CA 7415

Mandevilla scabra (Hoffmanns. ex Roem. & Schult.) K.Schum.
AM 552; BSA 1155; BSA 1156; CA 7375; GAGC 165; LN 4128

Mandevilla tenuifolia (J. C. Mikan) Woodson — Manuê, Pichanana
BSA 1415; CA 7341; DA 1816; GRPT 3734

Marsdenia caatingae Morillo
CA 7180; LN 4332

Oxypetalum pachyglossum Decne.
Peltastes peltatus (Vell.) Woodson
BSA 1166; LN 4250

Rauvolfia grandiflora Mart.
AM 516; BSA 1529; BSA 1687; DA 1851; GRPT 3752; GRPT 3797; LN 4003; LN 4300

Tabernaemontana cf. *catharinensis* A. DC. — Grão-de-galo, Grão-de-galo branco
CA 7213; CA 7270; DA 1823

Tabernaemontana cf. *salzmanii* A. DC.
BSA 1413; BSA 1616; LN 4204; LN 4259; LN 4364

Aquifoliaceae

Ilex affinis Gardner
LN 4154; LN 4295; LN 4490

Ilex floribunda Reissek ex Maxim.
BSA 1174; LN 4065; LN 4348; LN 4493

Ilex psammophila Mart. ex Reissek
LN 4121; LN 4273

Araceae

Anthurium affine Schott — Milho-de-urubu
BSA 1145; CM 244; LN 3875

Anthurium gracile (Rudge) Lindl.
Anthurium pentaphyllum (Aubl.) G. Don
LN 4346

Anthurium scandens (Aubl.) Engl.
BSA 1695; JLCL 683

Anthurium sinuatum Benth. ex Schott
Asterostigma riedelianum (Schott) Kuntze
LN 4114

Caladium bicolor (Aiton) Vent.
LN 4039

Dracontioides aff. *desciscens* (Schott) Engl.
Monstera adansonii Schott
Philodendron acutatum Schott
Philodendron crassinervium Lindl.
LN 4349

Philodendron ornatum Schott
LN 4529

Philodendron pedatum (Hook.) Kunth
BSA 1686; DA 1870

Pistia stratiotes L.
Rhodospatha latifolia Poepp.
Syngonium vellozianum Schott
BSA 1663; LN 4324

Xanthosoma maximilianii Schott

Araliaceae

Hydrocotyle leucocephala Cham. & Schltdl.
AM 515; DA 1789; LN 4167

Oreopanax capitatus (Jacq.) Decne. & Planch
LN 4319

*Schefflera morototoni (*Aubl.) Maguire et al. — Sambacuin
LN 4350

Arecaceae

Attalea funifera Mart. — Catolé
LN 4466

Bactris hirta Mart.
Desmoncus polyacanthos Mart.
BSA 1557; DA 1848

Euterpe edulis Mart. — Juçara
LN 4481

Syagrus cearensis Noblick — Catolé, Palmeira, Licuri
GRPT 3756; LN 3946; LN 4073

Syagrus coronata (Mart.) Becc.

Aristolochiaceae

Aristolochia labiata Willd. — Papo-de-urubu, Orelha-de-onça
DA 1813

Aristolochia tamnifolia (Klotzsch) Duch.
AAMA 370; BSA 1525; BSA 1533; BSA 1645

Asparagaceae

Dracaena fragrans (L.) Ker Gawl.
GRPT 3750

Furcraea foetida (L.) Haw.
Sansevieria trifasciata Prain
LN 4398

Asteraceae

Achyrocline satureioides (Lam.) DC. — Marcela
CA 7226; LN 4232

Ageratum conyzoides L. — Balaio-de-velha
CA 7158; CA 7227; CM 165; LN 4019

Albertinia brasiliensis Spreng.
CM 235

Austroeupatorium inulifolium (Kunth) R. M. King & H. Rob.
CA 7393

Baccharis cinerea DC.
AAMA 384; AM 556; CA 7323

Baccharis serrulata (Lam.) Pers.
CA 7140; LN 4035

Chaptalia integerrima (Vell.) Burkart
LN 4059

Chresta pacourinoides (Mart. ex DC.) Siniscalchi & Loeuille
CA 7235; DA 1815

Conyza sumatrensis (Retz.) E. Walker — Rabo-de-raposa
CA 7364; LN 4396

Cyrtocymura scorpioides (Lam.) H. Rob.
LN 4157; SOS 262

Delilia biflora (L.) Kuntze
CA 7153; JLCL 765; LN 4439

Diacranthera hebeclinia H. Rob.
GAGC 148; LN 4264; SOS 243

Eclipta prostrata (L.) L.
CA 7165

Elephantopus mollis Kunth
LN 4214; LN 4305

Emilia fosbergii Nicolson — Curaia
CA 7147; CA 7217; LN 4247; SOS 269

Erechtites sp. 1
LN 4155

Gamochaeta pensylvanica (Willd.) Cabrera
LN 4237

Lepidaploa acutiangula (Gardner) H. Rob.
AM 537; CM 226; DA 1839; JLCL 774

Mikania hirsutissima DC.
AM 538; CA 7122

Mikania sp. 1
LN 4192

Moquiniastrum oligocephalum (Gardner) G. Sancho — Candieiro
BSA 1521; CA 7378; LN 3924

Parthenium hysterophorus L.
CA 7330

Sonchus oleraceus L.
Sphagneticola trilobata (L.) Pruski
CA 7230

Tilesia baccata (L.) Pruski
LN 4132

Trixis antimenorrhoea (Schrank) Kuntze subsp. *antimenorrhoea*
CA 7366; LN 4222

Verbesina macrophylla (Cass.) S. F. Blake
LN 4201; SOS 239

Vernonanthura brasiliana (L.) H. Rob.
AAMA 382; CA 7141; CM 217; LN 4234; SOS 263

Begoniaceae

Begonia grisea A. DC.
LN 4333

Begonia pernambucensis Brade
CA 7188; DA 1820

Begonia reniformis Dryand.
Begonia saxicola A. DC.
CM 198; DA 1799; JLCL 669; LN 4217; SOS 258

Bignoniaceae

Adenocalymma comosum (Cham.) DC.
LN 4181

Amphilophium crucigerum (L.) L. G. Lohmann — Pente-de-macaco
LN 4280

Dolichandra quadrivalvis (Jacq.) L. G. Lohmann
LN 4181bis

Fridericia conjugata (Vell.) L. G. Lohmann — Cipó-pau
CA 7252; LN 3898

Fridericia triplinervia (Mart. ex DC.) L. G. Lohmann
Handroanthus impetiginosus (Mart. ex DC.) Mattos
LN 4463

Handroanthus cf. *heptaphyllus* (Vell.) Mattos
Handroanthus ochraceus (Cham.) Mattos — Ipê-roxo
CA 7392; CA 7395; CM 241

Handroanthus serratifolius (Vahl) S. Grose
Jacaranda caroba (Vell.) A. DC.
Jacaranda puberula Cham. — Tingui, Carobão
BSA 1417; CA 7219

Lundia longa (Vell.) DC. — Cipó-de-casoa, Cipó-branco
CA 7238; CM 231; LN 4286

Pyrostegia venusta (Ker Gawl.) Miers — Cipó-sesta
CA 7234

Tabebuia aurea (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex S. Moore — Carobeira, Pau-d'arco
CA 7325

Tanaecium selloi (Spreng.) L. G. Lohmann
CA 7391

Boraginaceae

Cordia sellowiana Cham. LN 1438; CA 7202; LN 4440	Chapéu-de-sol, Gargaúba
Cordia superba Cham. CA 7209; LN 3966; LN 3984	Uva-brava
Cordia trichotoma (Vell.) Arráb. ex Steud. BSA 1717; CA 7192	Claraíba, Frei-jorge
Heliotropium cf. *angiospermum* Murray LN 3973	
Heliotropium elongatum (Lehm.) I. M. Johnst. CA 7326	Creta-de-perú
Tournefortia candidula (Miers) Johnst. CA 7248	
Varronia curassavica Jacq. BSA 1444; BSA 1553; CA 7253; GRPT 3771; LN 4265	Moleque-duro
Varronia polycephala Lam. CA 7324	

Bromeliaceae

Aechmea costantinii (Mez) L. B. Sm. LN 4173	Gravatá
Aechmea fulgens Brongn. BSA 1539; CM 155; LN 4013	
Aechmea leptantha (Harms) Leme & J. A. Siqueira LN 3891; LN 3967	Gravatá
Aechmea patentissima (Mart. ex Schult. f.) Baker cf. *Billbergia* sp. 1 *Bromelia karatas* L. *Canistrum aurantiacum* E. Morren LN 4112	
Cryptanthus dianae Leme BSA 1621	
Hohenbergia sp. 1 GRPT 3796	
Tillandsia bulbosa Hook. f. LN 4088	
Tillandsia cf. *gardneri* Lindl. *Tillandsia juncea* (Ruiz & Pav.) Poiret LN 4071	
Tillandsia recurvata (L.) L. *Tillandsia tenuifolia* L. BSA 1661; LN 4296	

Burmanniaceae

Apteria aphylla (Nutt.) Barnhart ex Small *Campylosiphon purpurascens* Benth. GRPT 3793	

Gymnosiphon divaricatus (Benth.) Benth. & Hook. f.
AM 551; LN 4151

Burseraceae

Protium heptaphyllum (Aubl.) Marchand — Amescla
BSA 1394; BSA 1440; CA 7272; CA 7370; GRPT 3728

Cactaceae

Cereus jamacaru DC. — Mandacaru

Epiphyllum phyllanthus (L.) Haw.
GRPT 3761

Pilosocereus catingicola subsp. *salvadorensis* (Werderm.) Zappi — Cacto
BSA 1433

Rhipsalis floccosa Salm-Dyck ex Pfeiff.

Rhipsalis hileiabaiana (N. P. Taylor & Barthlott) N. Korotkova & Barthlott
JLCL 677

Rhipsalis lindbergiana K. Schum.
CA 7132; JLCL 682

Campanulaceae

Centropogon cornutus (L.) Druce — Lingua-de-leão
BSA 1195; BSA 1689; CA 7206; LN 4023

Lobelia xalapensis Kunth
DA 1830; LN 4236

Cannabaceae

Celtis iguanaea (Jacq.) Sarg.
AM 541; BSA 1504

Trema micrantha (L.) Blume
LN 4067

Cannaceae

Canna glauca L.
LN 4468

Canna paniculata Ruiz & Pav.
LN 4082

Capparaceae

Crateva tapia L. — Tapia
CA 7208; LN 3971; LN 4367

Cynophalla flexuosa (L.) J. Presl
CA 7389

Caricaceae

Jacaratia spinosa (Aubl.) A. DC. — Mamão-jaracatiá

Celastraceae

Hippocratea volubilis L. — Cipó-pau
CA 7265

Maytenus obtusifolia Mart. — Bom-nome
AAMA 369; BSA 1719; BSA 1721; CA 7256; GRPT 3782; LN 3942

Prionostemma aspera (Lam.) Miers
BSA 1401; BSA 1559; LN 4316

Tontelea cf. *tenuicula* (Miers) A. C. Sm. — Cipó-pau-verdadero
CA 7266

Chrysobalanaceae

Couepia impressa Prance — Bafo-de-boi, Urucuba
CA 7289

Hirtella racemosa var. *hexandra* (Roem. & Schult.) Prance
CA 7308; LN 3945

Hirtella triandra Sw. subsp. *triandra* — Casca-dura
BSA 1678; CA 7350

Hirtella sp. 1
Licania cf. *apetala* (E. Mey.) Fritsch
BSA 1720

Licania heteromorpha Benth.
Licania kunthiana Hook. f. — Carrapeta
CA 7435

Licania sp. 1
BSA 1720

Cleomaceae

Dactylaena micrantha Schrad. ex Schult. f.
CM 203

Tarenaya spinosa (Jacq.) Raf.
CA 7307; LN 4464

Clusiaceae

Clusia nemorosa G. Mey. — Pororoca
DA 1850; LN 4068; LN 4177

Clusia paralicola G. Mariz — Pororoca
AAMA 358; CA 7179; CA 7187; CA 7410; CM 218; GRPT 3736; LN 4002

Garcinia brasiliensis Mart. — Bacopari
CA 7244; DA 1860; GRPT 3733; LN 3910; LN 4063

Garcinia cf. *gardneriana* (Planch. & Triana) Zappi
AAMA 372

Symphonia globulifera L. f. — Bulandim
CA 7191; GAGC 171; LN 4074; LN 4401

Tovomita cf. *brasiliensis* (Mart.) Walp.
Tovomita brevistaminea Engl.
DA 1853; DA 1859; SOS 237

Tovomita mangle G. Mariz
CA 7257; DA 1857; GRPT 3749

Combretaceae

Buchenavia tetraphylla (Aubl.) R. A. Howard — Mirindiba, Amora
CA 7440; LN 4187

Combretum fruticosum (Loefl.) Stuntz
LN 4473

Commelinaceae

Commelina diffusa Burm. f.
CA 7154; CM 184

Commelina erecta L.
LN 3906

Commelina obliqua Vahl
SOS 256

Commelina schomburgkiana Klotzsch ex Seub.
Dichorisandra cf. *hexandra* (Aubl.) Kuntze ex Hand.-Mazz.
Dichorisandra hirtella (Nees & Mart.) Mart. ex Schult. f.
LN 4007; LN 4327

Gibasis geniculata (Jacq.) Rohweder
DA 1810

Tradescantia zebrina Heynh. ex Bosse — Ciúme
CM 149

Connaraceae

Connarus blanchetii Planch.
BSA 1675; LN 3979; LN 4428

Rourea doniana Baker
AAMA 363; BSA 1532; CA 7333; LN 4077

Convolvulaceae

Evolvulus glomeratus Nees & Mart.
CM 179; LN 4107

Evolvulus sp. 1 (cf. *linarioides* Meisn.)
JLCL 767

Ipomoea alba L.
Ipomoea bahiensis Willd. ex Roem. & Schult.
BSA 1150; LN 3879

Ipomoea carnea Jacq.
Ipomoea indica (Burm.) Merr.
BSA 1658; GAGC 166

Ipomoea hederifolia L.
Ipomoea megapotamica Choisy
Ipomoea nil (L.) Roth
BSA 1194; JLCL 766

Ipomoea cf. *philomega* (Vell.) House
LN 4225

Ipomoea tiliacea (Willd.) Choisy
BSA 1163; SOS 264

Jacquemontia ferruginea Choisy
BSA 1613; CA 7120; LN 4268

Jacquemontia martii Choisy
BSA 1651; CM 199

Jacquemontia pentanthos (Jacq.) G. Don
CM 148; CM 194

Merremia macrocalyx (Ruiz & Pav.) O'Donell
BSA 1534; LN 3857

Costaceae

Costus spiralis (Jacq.) Roscoe — Cana-de-macaco
BSA 1514; BSA 1631; CM 174; LN 3928

Crassulaceae

Kalanchoe pinnata (Lam.) Pers.
LN 4397

Cucurbitaceae

Cayaponia tayuya (Vell.) Cogn.
BSA 1708; LN 4307

Cyclanthera cf. *tenuisepala* Cogn.
LN 4263

Gurania bignoniacea (Poepp. & Endl.) C. Jeffrey — Guardião
CA 7376; JLCL 656; LN 4053

Gurania lobata (L.) Pruski
BSA 1640; GRPT 3785

Gurania cf. *subumbellata* (Miq.) Cogn.
LN 3927

Momordica charantia L.
CA 7134; LN 3969

Psiguria triphylla (Miq.) C. Jeffrey
Psiguria umbrosa (Kunth) C. Jeffrey
Psiguria sp. 1
LN 4521

Rytidostylis amazonica (Mart. ex Cogn.) Kuntze
BSA 1652; CM 187

Sicydium gracile Cogn.
LN 4522; LN 4524

Cunoniaceae

Lamanonia ternata Vell. — Prijui
CA 7302

Cyclanthaceae

Thoracocarpus bissectus (Vell.) Harling
GRPT 3823

Cyperaceae

Becquerelia cymosa Brongn.
JLCL 664; LN 4479

Cyperus giganteus Vahl
LN 4235

Cyperus haspan L.
LN 3939

Cyperus odoratus L.
Cyperus schomburgkianus Nees
LN 4103

Cyperus surinamensis Rottb.
CA 7167

Eleocharis cf. *geniculata* (L.) Roem. & Schult.
LN 3870

Eleocharis interstincta (Vahl) Roem. & Schult. — Junco
CA 7169; CM 204

Fuirena umbellata Rottb.
CA 7168; DA 1828; LN 4245

Hypolytrum schraderianum Nees
BSA 1509

Rhynchospora cephalotes (L.) Vahl
AM 559; BSA 1405; CA 7108; DA 1787; LN 4176

Rhynchospora ciliata (Vahl) Kük
LN 4131

Rhynchospora corymbosa (L.) Britton — Tiririca
CA 7320

Rhynchospora cf. *exaltata* Kunth
LN 4110

Scleria bracteata Cav.
LN 4075

Scleria gaertneri Raddi
GRPT 3784

Scleria latifolia Sw. — Tiririca
AM 518; BSA 1179; CM 161; LN 4213

Scleria secans (L.) Urb. — Tiririca-navalha, Capim-navalha
LN 4228

Dilleniaceae

Davilla flexuosa A. St.-Hil. — Cipó-de-fogo, Político
AAMA 376; AAMA 399; DA 1868; GAGC 145; GAGC 168; LN 4186

Davilla sp. 1
LN 4183

Dioscoreaceae

Dioscorea campestris Griseb.
LN 3944

Dioscorea dodecaneura Vell.
GAGC 160

Dioscorea piperifolia Humb. & Bonpl. ex Willd.
BSA 1624; BSA 1626; BSA 1643; BSA 1659

Dioscorea polygonoides Humb. & Bonpl. ex Willd.
CA 7115

Ebenaceae

Diospyros hispida A. DC. — Louro-carvão, Louro-preto
CA 7247; LN 4253

Elaeocarpaceae

Sloanea cf. *garckeana* K. Schum.
Sloanea guianensis (Aubl.) Benth. — Mamajuda-preta
CA 7438; LN 4184

Sloanea pubescens Benth.
BSA 1210; BSA 1423

Eriocaulaceae

Paepalanthus tortilis (Bong.) Mart.
CA 7128

Syngonanthus caulescens (Poir.) Ruhland
GRPT 3776

Tonina fluviatilis Aubl.

Erythroxylaceae

Erythroxylum citrifolium A. St.-Hil.
BSA 1435; CM 171; CM 237; DA 1843; GRPT 3743

Erythroxylum mucronatum Benth.
Erythroxylum pulchrum A. St.-Hil.
BSA 1406

Erythroxylum squamatum Sw. — Pimentinha
AAMA 380; CA 7224; DA 1858; LN 4045; LN 4091

Erythroxylum subrotundum A. St.-Hil.
CA 7400; CM 154

Erythroxylum umbrosum Costa-Lima & M. Alves
GRPT 3732; JLCL 667

Euphorbiaceae

Acalypha multicaulis Müll. Arg.
LN 4168

Astraea lobata (L.) Klotzsch
BSA 1541; LN 3980

Cnidoscolus urens (L.) Arthur — Urtiga
BSA 1170; DA 1822; LN 4239

Croton heliotropiifolius Kunth — Velame
AAMA 381; CA 7139; LN 4052; LN 4547

Croton macrobothrys Baill. — Marmeleiro
LN 4530

Croton triqueter Lam.
DA 1834

Dalechampia cf. *brasiliensis* Lam.
DA 1794

Dalechampia ficifolia Lam.
LN 4124

Dalechampia cf. *ilheotica* Wawra — Tripa-de-galinha
LN 4328

Dalechampia peckoltiana Müll. Arg.
BSA 1153; LN 4330

Dalechampia cf. *scandens* L.
BSA 1634

Euphorbia heterodoxa Vell. — Barbaço-de-lajedo
BSA 1146; CA 7186; CM 219; LN 4104

Euphorbia insulana Vell. — Barbaço
BSA 1217; CA 7116; CM 147; CM 188; CM 200; GAGC 156

Euphorbia nutans Lag. — Porca-parida
CA 7220

Euphorbia prostrata Aiton
LN 4543

Mabea piriri Aubl.
LN 4302; SOS 266

Omphalea brasiliensis Müll. Arg.
CA 7109

Sapium cf. *glandulosum* (L.) Morong
GRPT 3760

Senefeldera verticillata (Vell.) Croizat
LN 4153

Tragia volubilis L.
BSA 1688

Fabaceae

Aeschynomene brasiliana (Poir.) DC.
CA 7125; LN 4248

Albizia pedicellaris (DC.) L. Rico — Jaguarana
CA 7290

Albizia polycephala (Benth.) Killip ex Record — Canzenze
CA 7371; GAGC 159; GRPT 3751

Ancistrotropis peduncularis (Kunth) A. Delgado
DA 1818

Bauhinia forficata Link subsp. *forficata* — Mororó, Mororó-branco
CA 7437

Bowdichia virgilioides Kunth — Sucupira-verdadeira
BSA 1702; CA 7218; GAGC 177; LN 4424

Calopogonium caeruleum (Benth.) C. Wright — Catinga-de-macaco
BSA 1408; CA 7260; JLCL 764; LN 4416

Canavalia parviflora Benth.
CA 7384

Centrolobium microchaete (Mart. ex Benth.) H. C. Lima — Pitimiju
Centrosema virginianum (L.) Benth.
CM 137; JLCL 768

Chamaecrista diphylla (L.) Greene — Amendoim-bravo
CA 7178

Chamaecrista cf. *nictitans* (L.) Moench
CM 150; CM 164; CM 189; DA 1795

Chamaecrista rotundifolia (Pers.) Greene
CM 213; SOS 257

Chloroleucon foliolosum (Benth.) G. P. Lewis
CA 7405

Clitoria ternatea L. LN 4145	
Condylostylis candida (Vell.) A. Delgado CA 7118; DA 1788; DA 1807; LN 4329	
Copaifera langsdorffii Desf.	Copaíba, Pau-d'olho
Crotalaria retusa L. CA 7166	
Crotalaria vitellina Ker Gawl. CA 7131; CM 138; CM 207; CM 223; LN 4111; LN 4160	Cascavel
Desmodium incanum (Sw.) DC. AM 546; CM 186	
Dioclea grandiflora Mart. ex Benth. BSA 1693; CA 7351	
Dioclea violacea Mart. ex Benth.	Olho-de-boi
Dioclea virgata (Rich.) Amshoff CA 7207	Rama-de-macaco
Diplotropis incexis Rizzini & A. Mattos CA 7344; CA 7348	Sucupira-figo-de-galinha, Sucupira-preta
Enterolobium contortisiliquum (Vell.) Morong CA 7300; LN 3976; LN 4532	Tambor
Erythrina velutina Willd. CA 7317	Mulungu
Hymenaea courbaril L. CA 7299	Jatobá
Inga capitata Desv. AAMA 366; BSA 1674; GRPT 3768	
Inga cf. *edulis* Mart. *Inga* cf. *laurina* (Sw.) Willd. LN 4297	
Inga cf. *sertulifera* DC. CA 7212	Ingá-branca
Inga striata Benth. GRPT 3757; GRPT 3800	
Inga subnuda Salzm. ex Benth. subsp. *subnuda* CA 7189; CA 7195; GRPT 3814	Ingá
Inga subnuda subsp. *luschnathiana* (Benth.) T. D. Penn. CA 7362; LN 4146	Ingá-de-porco, Ingá-caixão
Inga thibaudiana DC. LN 3929	
Libidibia ferrea var. *leiostachya* (Benth.) L. P. Queiroz CA 7388	Pau-ferro
Lonchocarpus cultratus (Vell.) A. M. G. Azevedo & H. C. Lima CA 7339; CA 7352	Piáca, Piáca-roxo
Machaerium hirtum (Vell.) Stellfeld AAMA 388; CA 7321	Mau-vizinho

Machaerium cf. *salzmannii* Benth.
GRPT 3774

Mimosa caesalpiniifolia Benth.
LN 4029

Mimosa pudica L. — Malícia
CA 7221; CM 183

Mimosa tenuiflora (Willd.) Poir. — Jurema
LN 4200

Mimosa velloziana Mart.
CA 7145; LN 4267

Ormosia arborea (Vell.) Harms — Sucupira-amarelo
Ormosia cf. *bahiensis* Monach.
Ormosia sp. nov. vel aff. *O. bahiensis* (INED Cardoso et al.) — Sucupira-mulungu
Peltophorum dubium (Spreng.) Taub. — Vassourinha
BSA 1437; CA 7318; LN 4368

Periandra coccinea (Schrad.) Benth.
AM 528; DA 1786

Phanera outimouta (Aubl.) L. P. Queiroz — Escada-de-macaco, Pata-de-vaca
CA 7363; LN 4338

Plathymenia reticulata Benth. — Amarelo
CA 7298

Pterocarpus rohrii Vahl — Pau-sangue
CA 7233; LN 3940

Rhynchosia phaseoloides (Sw.) DC.
BSA 1681; LN 4351

Senegalia grandistipula (Benth.) Seigler & Ebinger
LN 3917

Senegalia tenuifolia (L.) Britton & Rose — Espinheiro
CA 7297; GRPT 3780

Senna aversiflora (Herb.) H. S. Irwin & Barneby — São-João-de-besouro
CA 7110; LN 4242

Senna chrysocarpa (Desv.) H. S. Irwin & Barneby
CA 7359

Senna latifolia (G. Mey.) Irwin & Barneby — São-João-de-besouro
CA 7322

Senna macranthera (DC. ex Collad.) H. S. Irwin & Barneby
CA 7369; CM 156; LN 4243

Senna macranthera var. *pudibunda* (Benth.) H. S. Irwin & Barneby
CA 7414

Senna obtusifolia (L.) H. S. Irwin & Barneby
CA 7146

Senna cf. *reniformis* (G. Don) H. S. Irwin & Barneby
SOS 247

Stryphnodendron pulcherrimum (Willd.) Hochr. — Favinha
BSA 1445; CA 7332; CA 7334; LN 4435

Stylosanthes scabra Vogel
AM 547

Stylosanthes viscosa (L.) Sw.
CM 196; LN 4285

Swartzia macrostachya Benth. var. *macrostachya* — Enxundia
BSA 1555; CA 7433; GRPT 3791

Swartzia pickelii Killip ex Ducke
BSA 1396

Tachigali densiflora (Benth.) L. G. Silva & H. C. Lima — Louro-cajueiro
CA 7194; LN 4226

Tachigali paratyensis (Vell.) H. C. Lima — Louro-cedro
CA 7431

Vigna vexillata (L.) Rich.
CA 7312

Zapoteca portoricensis subsp. *flavida* (Urb.) H. M. Hern.
LN 4093

Gentianaceae

Chelonanthus purpurascens (Aubl.) Struwe et al.
BSA 1612; LN 4205

Schultesia guianensis (Aubl.) Malme
CA 7162

Voyria aurantiaca Splitg.
Voyria obconica Progel
LN 3849

Voyria sp. nov. 1 (INED Maas & H. Maas)

Gesneriaceae

Drymonia serrulata (Jacq.) Mart.
Nematanthus albus Chautems
Sinningia incarnata (Aubl.) D. L. Denham
Sinningia nordestina Chautems, Baracho & Siqueira-Filho — Crista-de-perú
BSA 1629; CA 7117; DA 1798; LN 4170; SOS 246

Heliconiaceae

Heliconia psittacorum L. f. — Paca-vira
GRPT 3795

Hydroleaceae

Hydrolea spinosa L.
CA 7231; LN 4365

Hypericaceae

Vismia guianensis (Aubl.) Pers. — Lacre
AAMA 371; CA 7254; CM 216; LN 3869; SOS 252

Hypoxidaceae

Hypoxis decumbens L.

Iridaceae

Cipura paludosa Aubl.
CM 185

Neomarica humilis (Klatt) Capell.
JLCL 662; LN 3935

Trimezia connata Ravenna
CM 151; CM 195; JLCL 775; LN 4113

Lamiaceae

Aegiphila cf. *fluminensis* Vell.
GRPT 3767 ; GRPT 3817

Aegiphila cf. *integrifolia* (Jacq.) Moldenke
LN 3982

Hyptis cf. *parkeri* Benth.
CA 7156; CA 7157

Leonotis nepetifolia (L.) R. Br. — Cordão-de-frade
CA 7216

Mesosphaerum sidifolium (L'Hérit.) Harley & J. F. B. Pastore
LN 4284

Vitex polygama Cham. — Senhora-vô
CA 7240; CA 7240bis; GRPT 3740

Vitex triflora Vahl
LN 4000; LN 4496

Lauraceae

Cinnamomum triplinerve (Ruiz & Pav.) Kosterm.
BSA 1177; BSA 1399; LN 4369

Nectandra aff. *gardneri* Meisn. — Louro-caixão
CA 7236

Nectandra membranacea (Sw.) Griseb. — Louro-branco
CA 7439

Nectandra cf. *purpurea* (Ruiz & Pav.) Mez — Louro-babão
Nectandra sp. 1
LN 4412

Ocotea brachybotrya (Meisn.) Mez
LN 3930

Ocotea cf. *cernua* (Nees) Mez — Louro-pimenta
CA 7201; LN 4172; LN 4293

Ocotea glomerata (Nees) Mez — Louro-verdadeiro
CA 7130; CA 7203; LN 3897; LN 4482; SOS 236; SOS 253

Ocotea nitida (Meisn.) Rohwer
LN 4494

Ocotea cf. *puberula* (Rich.) Nees
BSA 1200; SOS 251

Ocotea rubrinervis Mez — Louro-camaçari
CA 7441

Pleurothyrium undulatum (Meisn.) Rohwer — Louro
CA 7275

Lecythidaceae

Eschweilera ovata (Cambess.) Mart. ex Miers — Embiriba-verdadeira, Sapucaji
BSA 1682; GAGC 176; GRPT 3799

Eschweilera sp. 1 (INED, Ribeiro et al.) — Embiriba, Embiribaçu
CA 7385; GRPT 3769; LN 3859

Lecythis lurida (Miers) S. A. Mori — Sapucarana
AAMA 386; CA 7193; LN 4438

Lentibulariaceae

Utricularia gibba L.
Utricularia pusilla Vahl
LN 4233

Linaceae

Linum sp. 1
BSA 1165

Linderniaceae

Lindernia rotundifolia (L.) Alston
LN 4383

Loganiaceae

Strychnos cf. *mattogrossensis* S. Moore
LN 4371

Strychnos trinervis (Vell.) Mart. — Capitão
BSA 1724; CA 7249

Loranthaceae

Passovia podoptera (Cham. & Schltdl.) Kuijt
CA 7259

Passovia pyrifolia (Kunth) Tiegh.
LN 3977

Psittacanthus dichroos (Mart.) Mart.
CA 7383; LN 4127

Struthanthus marginatus (Desr.) Blume
CA 7113; LN 4219

Lythraceae

Ammannia latifolia L.
CA 7155

Cuphea carthagenensis (Jacq.) J. Macbr.
CM 202; LN 4471

Cuphea mimuloides Cham. & Schltdl.
LN 4470

Cuphea racemosa (L. f.) Spreng.
CA 7151; CM 143; DA 1831; LN 4162

Malpighiaceae

Bunchosia pernambucana W. R. Anderson
Byrsonima crispa A. Juss.
CA 7444

Byrsonima sericea DC. — Murici
AAMA 357; CA 7294; CA 7338; CA 7377; GRPT 3739; GRPT 3744; LN 3886

Byrsonima stipulacea A. Juss. — Murici-jiboia
CA 7427; GRPT 3741; LN 4137

Diplopterys patula (B. Gates) W. R. Anderson & C. C. Davis
BSA 1639

Heteropterys eglandulosa A. Juss.
BSA 1669

Heteropterys sericea (Cav.) A. Juss.
LN 4195

Heteropterys cf. *trichanthera* A. Juss.
LN 3907

Stigmaphyllon blanchetii C. E. Anderson
BSA 1666; CA 7328; LN 4395

Stigmaphyllon rotundifolium A. Juss.
Tetrapterys anisoptera A. Juss.
CA 7342

Tetrapterys mucronata Cav.
CA 7243; GAGC 153

Malvaceae

Abutilon pauciflorum A. St.-Hil. — Guazuma
BSA 1425; CA 7112

Apeiba albiflora Ducke
LN 3972

Ceiba glaziovii (Kuntze) K. Schum. — Barriguda
Corchorus hirtus L.
BSA 1633; LN 4467

Eriotheca macrophylla (K. Schum.) A. Robyns — Munguba
BSA 1211; BSA 1400; BSA 1704; CA 7379; CA 7382

Guazuma ulmifolia Lam. — Mutamba
AM 517; BSA 1133; CA 7271; CA 7301; LN 4339

Luehea ochrophylla Mart. — Açoita-cavalo
LN 4488

Melochia betonicifolia A. St.-Hil. — Malva-preta
BSA 1158; BSA 1672; CA 7124; CA 7365

Pavonia cf. *blanchetiana* Miq.
LN 4426

Pavonia cf. *cancellata* (L.) Cav.
Pavonia malacophylla (Link & Otto) Garcke
BSA 1196; LN 4206

Pavonia subhastata Triana & Planch.
CA 7142

Sida glomerata Cav.
BSA 1636; LN 4308

Sida linifolia Cav.
BSA 1167; LN 4340

Sida rhombifolia L.
CA 7161; CA 7164; LN 4266

Sidastrum paniculatum (L.) Fryxell — Ajunta-orvalho
BSA 1186; CA 7137; CM 188bis; LN 4241

Triumfetta althaeoides Lam.
AM 542; CM 210; LN 4221

Urena lobata L.
BSA 1635; CA 7149

Waltheria indica L.
CA 7138

Waltheria rotundifolia Schrank — Malva-preta
CM 153; LN 4169

Marantaceae

Ctenanthe compressa (A. Dietr.) Eichler
LN 4399

Goeppertia effusa Saka & Lombardi
JLCL 675; LN 3878

Goeppertia sp. 1
Ischnosiphon gracilis (Rudge) Körn — Uruba
BSA 1690

Maranta sp. 1
DA 1800; LN 4097

Saranthe cf. *madagascariensis* (Benth.) K. Schum.
Stromanthe porteana Gris — Rucoba, Uruba-brava
CA 7200; CM 162; LN 3873; LN 4015

Stromanthe tonckat (Aubl.) Eichler
BSA 1523; CM 215; SOS 248

Marcgraviaceae

Marcgravia coriacea Vahl
LN 4072

Souroubea guianensis subsp. *amazonica* (Mart.) de Roon
CA 7361

Melastomataceae

Aciotis sp. 1
Clidemia hirta (L.) D. Don
LN 4011

Miconia caudigera DC.
AM 539

Miconia centrodesma Naudin
LN 3856

Miconia cf. *minutiflora* (Bonpl.) DC.
Miconia mirabilis (Aubl.) L. O. Williams — Quaresma-do-brejo
CA 7190; LN 4480

Miconia nervosa (Sm.) Triana
CM 228

Miconia nordestina R. Goldenb. & E. C. O. Chagas
CA 7106; LN 4159

Miconia prasina (Sw.) DC.
AAMA 392; BSA 1535; CA 7347; GRPT 3773; LN 4062

Miconia cf. *pusilliflora* (DC.) Naudin
CM 236; GRPT 3766; GRPT 3788

Pterolepis glomerata (Rottb.) Miq.
JLCL 687; LN 4425

Pterolepis perpusilla (Naudin) Cogn.
BSA 1654

Pterolepis polygonoides (DC.) Triana
LN 4417

Pterolepis repanda (DC.) Triana
CM 192

Pterolepis trichotoma (Rottb.) Cogn.
Pterolepis sp. 1
LN 4287

Tibouchina fothergillae (Schrank & Mart. ex DC.) Cogn.
CM 230

Tibouchina heteromalla (D. Don) Cogn. — Quaresma-do-lajedo
AM 548; CA 7181; CM 160; CM 228bis; CM 240; LN 4224

Meliaceae

Cedrela odorata L. — Cedro
CA 7287

Guarea guidonia (L.) Sleumer — Jitó
BSA 1178; CA 7204

Guarea macrophylla Vahl
BSA 1169; BSA 1207; LN 4117; LN 4404; SOS 268

Trichilia hirta L.
CA 7355; LN 3950

Trichilia lepidota Mart. — Piririca
CA 7196; LN 4294

Trichilia pleeana (A. Juss.) C. DC. — Gito-branco
CA 7214

Trichilia ramalhoi Rizzini
CA 7429; LN 3852

Trichilia silvatica C. DC.
BSA 1512; CA 7288

Menispermaceae

Cissampelos andromorpha DC.
BSA 1637

Cissampelos glaberrima A. St.-Hil.
BSA 1649; LN 4080

Hyperbaena domingensis (DC.) Benth.
BSA 1556

Odontocarya duckei Barneby
LN 4076

Menyanthaceae
Nymphoides humboldtiana (Kunth) Kuntze
CM 167; LN 4489

Monimiaceae
Mollinedia ovata Ruiz & Pav.
DA 1866; GRPT 3746; LN 4326

Moraceae
Artocarpus heterophyllus Lam. — Jaqueira
Brosimum guianense (Aubl.) Huber — Oiticica
GAGC 161

Coussapoa microcarpa (Schott) Rizzini — Gameleiro
CA 7380

Ficus arpazusa Casar
LN 4322

Ficus citrifolia Mill.
BSA 1714

Ficus gomelleira Kunth — Gameleira
Ficus cf. *laureola* Warb. ex C.C.Berg & Carauta
GRPT 3810

Helicostylis tomentosa (Poepp. & Endl.) Rusby
BSA 1524

Sorocea guilleminiana Gaudich. — Pau-de-tiú
BSA 1216; LN 3983; LN 4060

Sorocea hilarii Gaudich.
CA 7428

Myristicaceae
Virola sp. 1

Myrtaceae
Campomanesia aromatica (Aubl.) Griseb. — Guabiroba-de-quina
BSA 1551; CA 7406

Campomanesia dichotoma (O. Berg) Mattos
BSA 1530; LN 3882; LN 4078

Campomanesia eugenioides (Cambess.) D. Legrand ex Landrum
Campomanesia ilhoensis Mattos
BSA 1502

Campomanesia cf. *laurifolia* Gardner — Bucho-de-veado, Canela-de-veado
LN 3846

Eugenia candolleana DC.
BSA 1420; BSA 1428

Eugenia ligustrina (Sw.) Willd.
BSA 1152; BSA 1181; BSA 1692; BSA 1722; GRPT 3808; LN 4256

Eugenia umbrosa O. Berg
BSA 1398; BSA 1713; GRPT 3747; LN 4182

Marlierea eugenioides (Cambess.) D. Legrand — Batinga-vermelha
CA 7246

Myrcia amazonica DC. — Boieiro
CA 7372

Myrcia guianensis (Aubl.) DC. — Batinga-pequena
BSA 1422; CA 7310; CA 7413; LN 3986

Myrcia cf. *spectabilis* DC.
GRPT 3820

Myrcia splendens (Sw.) DC. — Murta, Gaipuna
BSA 1393; CA 7250; LN 3921

Myrcia sylvatica (G. Mey.) DC. — Gaipuna
BSA 1442; CA 7303; GRPT 3772; LN 4310; SOS 255

Myrcia tenuivenosa Kiaersk.
BSA 1436; BSA 1441; BSA 1537

Myrcia tomentosa (Aubl.) DC. — Goiabinha
BSA 1189; BSA 1421; CA 7242; LN 3919

Myrciaria glazioviana (Kiaersk.) G. M. Barroso ex Sobral
BSA 1513; BSA 1515

Psidium guineense Sw. — Araça, Guabiraba
BSA 1427; CA 7360; CA 7425

Nyctaginaceae

Guapira graciliflora (Mart. ex Schmidt) Lundell — Piranha
LN 4174; LN 4292

Guapira cf. *hirsuta* (Choisy) Lundell
LN 4006

Guapira nitida (J. A. Schmidt) Lundell
GRPT 3822; LN 4028

Guapira obtusata (Jacq.) Little
CA 7420; GRPT 3812; LN 3848

Guapira opposita (Vell.) Reitz
BSA 1199; CA 7436; LN 3903; LN 3998; LN 4005; LN 4415; LN 4495; LN 4518

Guapira venosa (Choisy) Lundell
BSA 1680

Nymphaeaceae

Nymphaea pulchella DC.

Ochnaceae

Ouratea pycnostachys (Mart.) Engl. — Macaxeira
CA 7442; GRPT 3790; LN 4027

Sauvagesia erecta L.
LN 4010; LN 4423

Olacaceae

Heisteria blanchetiana (Engl.) Sleumer
CA 7280

Onagraceae

Ludwigia hyssopifolia (G. Don) Exell
CA 7150

Ludwigia inclinata (L. f.) M. Gómez
Ludwigia leptocarpa (Nutt.) H. Hara
CA 7159; LN 4469

Ludwigia octovalvis (Jacq.) P. H. Raven

Orchidaceae

Alatiglossum barbatum (Lindl.) Baptista
BSA 1655

Anathallis sclerophylla (Lindl.) Pridgeon & M. W. Chase
Aspidogyne foliosa (Poepp. & Endl.) Garay
Campylocentrum crassirhizum Hoehne
LN 3851

Cattleya labiata Lindl. — Orquídea-rosa
JLCL 673

Catasetum sp. 1
LN 4419

Coppensia hookeri (Rolfe) F. Barros & L. R. S. Guim.
Cyclopogon sp. 1
LN 4318

Cyrtopodium flavum Link & Otto ex Rchb. f. — Rabo-de-tatu, Banana-de-tatu
BSA 1147; BSA 1723; CA 7198; DA 1826; LN 4331

Dichaea panamensis Lindl.
BSA 1691; DA 1805; LN 4400

Encyclia advena (Rchb. f.) Porto & Brade
Encyclia oncidioides (Lindl.) Schltr.
BSA 1701

Epidendrum campaccii Hágsater & L. Sánchez
Epidendrum carpophorum Barb. Rodr.
Epidendrum densiflorum Hook.
CA 7367; LN 4096

Epidendrum flammeum E. Pessoa & M. Alves
CA 7177; CM 136; LN 4335

Epidendrum sp. 1
Epidendrum sp. 2
Eurystyles cotyledon Wawra
Gomesa barkeri (Hook.) Regel
Habenaria petalodes Lindl.
JLCL 777

Habenaria pratensis (Salzm. ex Lindl.) Rchb. f.
CM 135; CM 233; JLCL 776

Habenaria repens Nutt.
LN 4370

Habenaria trifida Kunth
Isochilus linearis (Jacq.) R. Br.

Liparis nervosa (Thunb.) Lindl.
AM 553; DA 1825; LN 4102

Lockhartia imbricata (Lam.) Hoehne
Mesadenella cuspidata (Lindl.) Garay
JLCL 781; LN 3997

Oeceoclades maculata (Lindl.) Lindl.
BSA 1642; DA 1803; LN 3876

Polystachya concreta (Jacq.) Garay & H. R. Sweet
BSA 1544; JLCL 763

Polystachya estrellensis Rchb. f.
LN 4418

Prescottia oligantha (Sw.) Lindl.
LN 4336

Prescottia stachyodes (Sw.) Lindl.
BSA 1614

Prosthechea alagoensis (Pabst) W. E. Higgins
AM 524

Rodriguezia bahiensis Rchb. f.
GRPT 3805

Scaphyglottis fusiformis (Griseb.) R. E. Schult.
Scaphyglottis sickii Pabst
Trichocentrum fuscum Lindl.
Vanilla planifolia Jacks. ex Andrews
CA 7285

Oxalidaceae

Oxalis hedysarifolia Raddi
AM 531; BSA 1162; CM 201; LN 3923

Oxalis neuwiedii Zucc.
JLCL 685; LN 4278

Passifloraceae

Passiflora cincinnata Mast.
BSA 1554; CA 7136; LN 3880; LN 4366; LN 4545

Passiflora coccinea Aubl.
Passiflora misera Kunth
AM 557; BSA 1208; BSA 1657; GAGC 144

Passiflora cf. *morifolia* Mast.
Passiflora porophylla Vell.
LN 4344

Passiflora rubra L.
LN 3920

Passiflora suberosa L.
BSA 1507; DA 1840

Peraceae

Pera furfuracea Müll. Arg. Casca-dura
CA 7445

Phyllanthaceae

Hyeronima oblonga (Tul.) Müll. Arg. — Maçaranduba-branca
CA 7263

Margaritaria nobilis L. f.
GRPT 3809

Phyllanthus acuminatus Vahl — Putinha
Phyllanthus gradyi M. J. Silva & M. F. Sales
AM 554; BSA 1452; GAGC 173

Phyllanthus subemarginatus Müll. Arg.
AM 530; DA 1811; LN 4095

Phytolaccaceae

Rivina humilis L.
LN 3951; LN 4279

Picramniaceae

Picramnia ramiflora Planch.
GRPT 3789 ; LN 4413

Piperaceae

Peperomia blanda (Jacq.) Kunth
CM 139; DA 1833; JLCL 771; LN 3938; LN 4024

Peperomia obtusifolia (L.) A. Dietr.
LN 4275

Peperomia tetraphylla (G. Forst.) Hook. & Arn.
BSA 1684

Peperomia sp. 1
Peperomia sp. 2
GRPT 3745 ; LN 4342

Piper aduncum L.
CA 7119; CM 227

Piper cf. *anisum* (Spreng.) Angely
BSA 1432; BSA 1611; BSA 1679; DA 1852; GAGC 147; GAGC 152

Piper arboreum Aubl.
BSA 1660; BSA 1673; BSA 1696; CA 7279; LN 4134

Piper caldense C. DC.
AAMA 383; DA 1844

Piper limai Yunck. — Pimenta-de-macaco, Dedo-de-anjo
BSA 1140; CM 173; LN 4133

Piper umbellatum L.
BSA 1638

Plantaginaceae

Achetaria scutellarioides (Benth.) Wettst.
CA 7229; JLCL 678; LN 3868; LN 4230

Angelonia salicariifolia Bonpl.
BSA 1451; SOS 260

Bacopa stricta (Schrad.) Wettst. ex Edwall
CA 7152

Conobea scoparioides (Cham. & Schltdl.) Benth.
JLCL 686; LN 3867

Scoparia dulcis L. — Vassourinha-de-botão
CA 7309; LN 4238

Stemodia foliosa Benth.
CM 245

Plumbaginaceae

Plumbago scandens L.
CA 7313

Poaceae

Andropogon bicornis L.
BSA 1443; CA 7401; LN 4420

Dichanthelium sciurotis (Trin.) Davidse
BSA 1144

Eragrostis maypurensis (Kunth) Steud. — Capim
CA 7183

Guadua cf. *angustifolia* Kunth
Ichnanthus calvescens Nees
BSA 1434; BSA 1548; LN 4212; LN 4315

Ichnanthus dasycoleus Tutin
LN 4026; LN 4125

Ichnanthus pallens (Sw.) Munro ex Benth.
LN 4198

Lasiacis divaricata (L.) Hitchc.
AM 522; LN 4257

Megathyrsus maximus (Jacq.) B. K. Simon & S. W. L. Jacobs
LN 3877; LN 4009

Melinis repens (Willd.) Zizka — Capim-da-roça
CA 7340

Olyra latifolia L.
CA 7107

Oplismenus hirtellus (L.) P. Beauv.
DA 1792; LN 4299

Parodiolyra micrantha (Kunth) Davidse & Zuloaga — Taquara
AM 555; BSA 1134; LN 4179

Pharus parvifolius Nash
JLCL 684

Rugoloa pilosa (Sw.) Zuloaga
LN 4021

Setaria megaphylla (Steud.) T. Durand & Schinz
LN 3925

Setaria parviflora (Poir.) Kerguélen
LN 3941

Setaria cf. *setosa* (Sw.) P. Beauv.

Setaria sulcata Raddi
BSA 1505; GRPT 3798

Setaria cf. *vulpiseta* (Lam.) Roem. & Schult.
BSA 1213

Polygalaceae
Asemeia violacea (Aubl.) J. F. B. Pastore & J. R. Abbott
DA 1836

Bredemeyera disperma (Vell.) J. F. B. Pastore
LN 4129

Bredemeyera hebeclada (DC.) J. F. B. Pastore
CA 7251

Polygala paniculata L.
AM 534; AM 544; CA 7127; CM 191; DA 1837; LN 4283

Securidaca diversifolia (L.) S. F. Blake — Caninana, Comanta
CA 7278; CA 7349; DA 1856

Polygonaceae
Coccoloba declinata (Vell.) Mart.
BSA 1143; BSA 1710

Coccoloba mollis Casar. — Cabaçú
BSA 1131; CA 7222; LN 4337

Coccoloba parimensis Benth.
BSA 1404; LN 4262

Polygonum hydropiperoides Michx.

Pontederiaceae
Eichhornia azurea (Sw.) Kunth
Eichhornia crassipes (Mart.) Solms
Eichhornia paniculata (Spreng.) Solms
CA 7170; JLCL 769; LN 3968; LN 4472

Pontederia cordata L.

Portulacaceae
Portulaca hirsutissima Cambess.
CA 7184; CM 250; LN 4334

Primulaceae
Cybianthus gardneri (A. DC.) G. Agostini
AAMA 365

Cybianthus surinamensis (Spruce) G. Agostini
CA 7292

Myrsine coriacea (Sw.) R. Br. ex Roem. & Schult.
LN 4079

Myrsine guianensis (Aubl.) Kuntze — Carne-de-vaca
LN 4031; LN 4081; LN 4083; LN 4197

Proteaceae
Roupala montana Aubl.

Ranunculaceae
Clematis dioica L. — Trepadeira
DA 1841; GAGC 170

Rhamnaceae

Colubrina glandulosa subsp. *reitzii* (M. C. Johnst.) Borhidi — Furta-cor
BSA 1623; GRPT 3818; LN 4055

Gouania blanchetiana Miq. — Cipó-de-veado
CA 7306; LN 4216; SOS 254

Ziziphus cotinifolia Reissek — Joá
CA 7232

Rosaceae

Prunus myrtifolia (L.) Urb.
CA 7426

Rubiaceae

Alseis floribunda Schott
BSA 1716; CA 7114

Amaioua glomerulata (Lam. ex Poir.) Delprete & C. H. Perss.
GRPT 3775; GRPT 3786

Borreria humifusa Mart.
CA 7126; LN 4164

Borreria ocymifolia (Roem. & Schult.) Bacigalupo & E. L. Cabral
Borreria scabiosoides Cham. & Schltdl.
CA 7160

Chiococca cf. *alba* (L.) Hitchc.
BSA 1212

Chomelia obtusa Cham. & Schltdl.
JLCL 770

Chomelia pubescens Cham. & Schltdl.
BSA 1625; JLCL 661

Chomelia tenuiflora Benth.
LN 4099; LN 4408

Coccocypselum cf. *lanceolatum* (Ruiz & Pav.) Pers.
Coffea arabica L.
LN 4258

Coussarea capitata (Benth.) Müll. Arg.
CA 7374; CA 7432; GRPT 3778; GRPT 3787; LN 4492

Coutarea hexandra (Jacq.) K. Schum.
BSA 1718; LN 4100; LN 4436

Diodella radula (Willd. ex Roem. & Schult.) Delprete
LN 4223

Emmeorhiza umbellata (Spreng.) K. Schum.
DA 1819

Genipa americana L. — Genipapo
CA 7353

Guettarda viburnoides Cham. & Schltdl. — Angélica
CA 7277; LN 4323

Ixora brevifolia Benth. — Jenipaparana
CA 7443

Malanea macrophylla Bartl. ex Griseb. — Angélica
CA 7291; LN 4050; LN 4475

Manettia cordifolia Mart.
BSA 1630; CM 193; DA 1793; LN 4166

Margaritopsis chaenotricha (DC.) C. M. Taylor
BSA 1137

Mitracarpus salzmannianus DC.
LN 4158

Palicourea blanchetiana Schltdl.
BSA 1697; CA 7197; LN 4044; LN 4313

Palicourea crocea (Sw.) Roem. & Schult.
Palicourea marcgravii A. St.-Hil.
CA 7421; CM 141; GAGC 157; LN 3981; LN 4054

Posoqueria cf. *latifolia* (Rudge) Schult.
GRPT 3738; GRPT 3813; LN 3913

Posoqueria longiflora Aubl.
AM 540; BSA 1617; BSA 1618; DA 1849; LN 4118; LN 4434; LN 4476; SOS 241

Psychotria cf. *acuminata* Benth.
Psychotria capitata Ruiz & Pav.
LN 3987

Psychotria carthagenensis Jacq.
LN 4180

Psychotria cf. *colorata* (Willd. ex Roem. & Schult.) Müll. Arg. — Erva-de-rato
Psychotria cupularis (Müll. Arg.) Standl.
CA 7223; LN 4046; LN 4116

Psychotria deflexa DC. — Erva-de-rato
CM 169; CM 220; LN 4123; LN 4188

Psychotria hoffmannseggiana (Willd. ex Roem. & Schult.) Müll. Arg. — Erva-de-rato
CA 7104; CM 146; CM 197; LN 3987; LN 4008; LN 4122

Psychotria mapourioides DC. — Murici-vidro
CA 7273; GRPT 3819

Psychotria platypoda DC.
AM 558; LN 4175; SOS 242

Psychotria racemosa (Aubl.) Rich.
Psychotria vellosiana Benth.
CA 7419

Psychotria sp. 1
LN 4301

Randia nitida (Kunth.) DC.
LN 4101

Rudgea sp. 1
CA 7409; GRPT 3748; LN 4409; LN 4411

Sabicea grisea Cham. & Schltdl.
GRPT 3783

Staelia vestita K. Schum. — Vassoura-de-botão
CA 7185; CM 144; LN 4105

Tocoyena bullata (Vell.) Mart. — Genipapinho
CA 7331

Tocoyena formosa (Cham. & Schltdl.) K. Schum.
AAMA 364; BSA 1138; BSA 1531; LN 3883

Rutaceae

Conchocarpus longifolius (A. St.-Hil.) Kallunki & Pirani
LN 4190

Esenbeckia grandiflora Mart. subsp. *grandiflora*
LN 4193

Zanthoxylum fagara (L.) Sarg.
LN 4260

Zanthoxylum rhoifolium Lam. — Laranjinha
BSA 1558; CA 7424

Salicaceae

Banara brasiliensis (Schott) Benth. — Estalador
CA 7386; CA 7417

Casearia arborea (Rich.) Urb. — Cafezinho
CA 7336

Casearia cf. *decandra* Jacq.
CA 7434

Casearia mestrensis Sleumer
Casearia sylvestris Sw. — Caiubim
CA 7255; CA 7423; GRPT 3765; LN 3908

Prockia crucis P. Browne ex L.
BSA 1526; CA 7404; LN 3947

Santalaceae

Dendrophthora warmingii (Eichler) Kuijt
LN 3887

Phoradendron chrysocladon A. Gray
GRPT 3781

Phoradendron cf. *undulatum* (Pohl ex DC.) Eichler — Enxerto
LN 3953

Sapindaceae

Allophylus puberulus (Cambess.) Radlk.
CA 7408; LN 4269

Allophylus racemosus Sw.
BSA 1641

Cupania impressinervia Acev.-Rodr. — Camboatã
BSA 1132; CA 7103; CM 239; GAGC 167; GRPT 3794; LN 4220

Cupania ludowigii Somner & Ferrucci — Camboatã-branco
BSA 1516; LN 4064

Cupania oblongifolia Mart.
BSA 1677; CA 7102; GRPT 3770; LN 3874; LN 3900

Cupania racemosa (Vell.) Radlk. — Pitomba
BSA 1644; LN 4311

Dilodendron bipinnatum Radlk.
Matayba guianensis Aubl. — Camboatã-farinha-seca
CA 7337

Paullinia micrantha Cambess. — Cipó-de-sangue
CA 7286; LN 4525

Paullinia pinnata L.
Paullinia weinmanniifolia Mart.
LN 3865

Sapindus saponaria L. — Sabonete
CA 7354; LN 4281

Serjania caracasana (Jacq.) Willd.
DA 1842

Serjania glabrata Kunth
LN 3948

Serjania paucidentata DC.
BSA 1397

Serjania salzmanniana Schltdl. — Cruapé
CA 7199

Talisia esculenta (Cambess.) Radlk. — Pitomba
BSA 1703; CA 7111

Talisia retusa R. S. Cowan — Pitomba-brava
BSA 1676; CA 7237; LN 3899; LN 4531

Talisia sp. 1
CA 7357

Sapotaceae

Chrysophyllum rufum Mart.
BSA 1180

Manilkara triflora (Allemão) Monach. — Maçaranduba
CA 7305

Pouteria durlandii (Standl.) Baehni
AM 526; BSA 1698; GRPT 3807

Pouteria gardneri (Mart. & Miq.) Baehni — Leiteiro
CA 7245; GRPT 3824; LN 4291

Pouteria nordestinensis Alves-Araújo & M. Alves
BSA 1139; BSA 1183; BSA 1191; CA 7101; CM 242; GRPT 3801; LN 4272; LN 4277

Pouteria venosa subsp. *amazonica* T. D. Penn. — Guapeba, Tatabura
AM 527; LN 4069; LN 4255; SOS 244

Pradosia lactescens (Vell.) Radlk. — Mamão-de-guariba
AM 525; BSA 1508; LN 4043

Sarcaulus brasiliensis (A. DC.) Eyma
GRPT 3815

Scrophulariaceae

Ameroglossum pernambucense Eb. Fisch. et al.
CM 145; DA 1821

Simaroubaceae

Simarouba amara Aubl. — Praíba
BSA 1439; CA 7228; CA 7261; CA 7268; LN 4271

Smilacaceae

Smilax cf. *syphilitica* Humb. & Bonpl. ex Willd. — Espinha-de-cigarra
CA 7381; DA 1801; DA 1845; LN 4061; LN 4148

Solanaceae

Acnistus arborescens (L.) Schltdl. — Corona-brava
CA 7403

Aureliana fasciculata (Vell.) Sendtn.
CA 7172; DA 1797; GAGC 146

Brunfelsia uniflora (Pohl) D. Don — Manacá
CA 7176; DA 1865; LN 3905; LN 4004; LN 4210; SOS 245

Cestrum axillare Vell. — Corana-da-mata
DA 1861; GRPT 3754; JLCL 657; LN 3853; LN 3975; LN 4431

Lycianthes pauciflora (Vahl) Bitter
BSA 1395; CA 7264; DA 189X; LN 4546

Solanum asterophorum Mart. — Catota
CM 152

Solanum capsicoides All.
LN 4036

Solanum decompositiflorum Sendtn.
LN 4126

Solanum paniculatum L. — Jurubeba
CA 7281

Solanum paraibanum Agra
BSA 1711; LN 3965

Solanum rhytidoandrum Sendtn.
CA 7133; CM 209

Solanum stipulatum Vell.
CA 7144; CM 214

Solanum swartzianum Roem. & Schult.
DA 1864; LN 3988

Solanum sycocarpum Mart. & Sendtn.
DA 1806; GRPT 3792; LN 4138

Solanum sp. nov. 1 (INED Sampaio & Agra)
BSA 1429; BSA 1510; GRPT 3731; LN 4056

Symplocaceae

Symplocos nitens var. *bahiensis* (A.DC.) Brand

Talinaceae

Talinum cf. *triangulare* (Jacq.) Willd.
LN 3970

Thymeleaceae

Daphnopsis racemosa Griseb.
GRPT 3779; GRPT 3821

Daphnopsis sp. 1
LN 4047; LN 4058

Trigoniaceae

Trigonia nivea Cambess.
BSA 1627; CA 7327; SOS 259

Turneraceae

Piriqueta duarteana (Cambess.) Urb. var. duarteana
CM 140; LN 4106

Piriqueta guianensis N. E. Br.
Piriqueta racemosa (Jacq.) Sweet
BSA 1528; LN 3955

Turnera chamaedrifolia Cambess.
BSA 1527; GAGC 164

Turnera subulata Sm. — Mal-me-quer
CA 7143; CA 7315

Typhaceae

Typha domingensis Pers.
BSA 1448; LN 4430

Urticaceae

Boehmeria cylindrica (L.) Sw.
DA 1829

Cecropia palmata Willd. — Imbaúba
BSA 1172; GRPT 3764; LN 4477

Pilea hyalina Fenzl
DA 1809; DA 1846

Urera baccifera (L.) Gaudich. ex Wedd. — Cansanção
BSA 1619; CM 229; LN 4156

Verbenaceae

Aloysia virgata (Ruiz & Pav.) Juss. — Camará-de-espeito
CA 7356

Lantana camara L. — Chumbinho
CA 7215; LN 4033

Lantana fucata Lindl.
AAMA 394

Lantana cf. *radula* Sw.
LN 4020; LN 4341

Lantana cf. *undulata* Schrank — Camarazinho
CA 7398

Petrea volubilis L.
Priva bahiensis A. DC.
AM 543; LN 4427

Stachytarpheta angustifolia (Mill.) Vahl
CA 7148

Stachytarpheta cayennensis (Rich.) Vahl
LN 3926

Tamonea curassavica (L.) Pers.
JLCL 688

Violaceae
Noisettia orchidiflora (Rudge) Ging.
LN 3936

Pombalia communis (A. St.-Hil.) Paula-Souza
LN 4321

Vitaceae
Cissus blanchetiana Planch.
LN 4016

Cissus erosa Rich.
CA 7387; CM 206; DA 1802; LN 4109

Cissus simsiana Schult. & Schult. f.
BSA 1650

Cissus verticillata (L.) Nicolson & C. E. Jarvis subsp. *verticillata*
LN 4527

Vochysiaceae
Vochysia dardanoi M. C. Vianna & Fontella — Uruçuca
CA 7396; CA 7397; CA 7399; CA 7402; LN 3845

Xyridaceae
Xyris jupicai Rich.
GRPT 3777; JLCL 679

Zingiberaceae
Hedychium coronarium J. Koenig — Jasmim
AAMA 400; CA 7316; GRPT 3811

Renealmia petasites Gagnep.
LN 4343

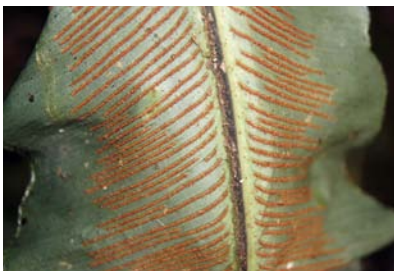
PTERIDOPHYTA

Anemiaceae *Anemia hirta*

Anemiaceae *Anemia* cf. *raddiana*

Anemiaceae *Anemia villosa*

Aspleniaceae *Asplenium formosum*



Aspleniaceae *Asplenium serratum*

Azollaceae *Azolla* sp. 1

Blechnaceae *Blechnum brasiliense*

Blechnaceae *Blechnum occidentale*

Blechnaceae *Blechnum serrulatum*

Blechnaceae *Salpichlaena volubilis*

Cyatheaceae *Cyathea* cf. *microdonta*

Cyatheaceae *Cyathea* cf. *phalerata*

Cyatheaceae *Cyathea* sp. 1

Dennstaedtiaceae *Pteridium arachnoideum*

Dryopteridaceae *Ctenitis distans*

Lindsaeaceae *Lindsaea lancea*

Lycopodiaceae *Palhinhaea cernua*

Lycopodiaceae *Phlegmariurus flexibilis*

Lygodiaceae *Lygodium volubile*

Polypodiaceae *Microgramma crispata*

Polypodiaceae *Microgramma vacciniifolia*

Polypodiaceae *Pecluma pilosa*

Polypodiaceae *Phlebodium pseudoaureum*

Polypodiaceae *Pleopeltis astrolepis*

Polypodiaceae *Pleopeltis astrolepis*

Polypodiaceae *Pleopeltis macrocarpa*

Polypodiaceae *Pleopeltis monoides*

Polypodiaceae *Serpocaulon catharinae*

Polypodiaceae *Serpocaulon triseriale*

Pteridaceae *Acrostichum* cf. *aureum*

Pteridaceae *Adiantum* cf. *serratodentatum*

Pteridaceae *Doryopteris collina*

Pteridaceae *Doryopteris pentagona*

Pteridaceae *Doryopteris varians*

Pteridaceae *Pityrogramma calomelanos*

Pteridaceae *Vittaria* cf. *graminifolia*

Pteridaceae *Vittaria lineata*

Schizaeaceae *Schizaea elegans*

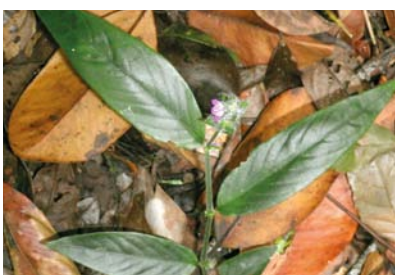
Selaginellaceae *Selaginella muscosa*

ANGIOSPERMAE

Thelypteridaceae *Thelypteris interrupta*

Acanthaceae *Dicliptera* sp. 1

Acanthaceae *Dyschoriste* sp. 1



Acanthaceae *Justicia* sp. 1

Acanthaceae *Mendoncia* sp. 1

Acanthaceae *Ruellia cearensis*

Acanthaceae *Ruellia geminiflora*

Acanthaceae *Ruellia jussieuoides*

Acanthaceae *Ruellia paniculata*

Acanthaceae *Thunbergia mysorensis*

Alismataceae *Hydrocleys nymphoides*

Alstroemeriaceae *Bomarea edulis*

Amaranthaceae *Alternanthera brasiliana*

Amaranthaceae *Alternanthera ramosissima*

Amaranthaceae *Chamissoa altissima*

Amaryllidaceae *Crinum jagus*

Amaryllidaceae *Crinum* aff. *scabrum*

Amaryllidaceae *Hippeastrum stylosum*

Anacardiaceae *Schinopsis brasiliensis*

Anacardiaceae *Spondias mombin*

Anacardiaceae *Tapirira guianensis*

Anacardiaceae *Thyrsodium spruceanum*

Annonaceae *Anaxagorea dolichocarpa*

Annonaceae *Annona cacans*

Annonaceae *Guatteria pogonopus*

Annonaceae *Xylopia sericea*

Apiaceae *Centella asiatica*

Apiaceae *Spananthe paniculata*

Apocynaceae *Asclepias curassavica*

Apocynaceae *Aspidosperma cylindrocarpon*

Apocynaceae *Aspidosperma discolor*

Apocynaceae *Aspidosperma spruceanum*

Apocynaceae *Ditassa hispida*

Apocynaceae *Gonolobus rostratus*

Apocynaceae *Himatanthus bracteatus*

Apocynaceae *Mandevilla microphylla*

Apocynaceae *Mandevilla scabra*

Apocynaceae *Mandevilla tenuifolia*

Apocynaceae *Marsdenia caatingae*

Apocynaceae *Oxypetalum pachyglossum*

Apocynaceae *Peltastes peltatus*

Apocynaceae *Rauvolfia grandiflora*

Apocynaceae *Tabernaemontana* cf. *catharinensis*

Apocynaceae *Tabernaemontana* cf. *salzmanii*

Aquifoliaceae *Ilex affinis*

Aquifoliaceae *Ilex floribunda*

Aquifoliaceae *Ilex psammophila*

Araceae *Anthurium affine*

Araceae *Anthurium gracile*

Araceae *Anthurium pentaphyllum*

Araceae *Anthurium scandens*

Araceae *Anthurium sinuatum*

Araceae *Asterostigma riedelianum*

Araceae *Caladium bicolor*

Araceae *Dracontioides* aff. *desciscens*

Araceae *Monstera adansonii*

Araceae *Philodendron acutatum*

Araceae *Philodendron crassinervium*

Araceae *Philodendron ornatum*

Araceae *Philodendron pedatum*

Araceae *Pistia stratiotes*

Araceae *Rhodospatha latifolia*

Araceae *Syngonium vellozianum*

Araceae *Xanthosoma maximilianii*

Araliaceae *Hydrocotyle leucocephala*

Araliaceae *Oreopanax capitatus*

Araliaceae *Schefflera morototoni*

Arecaceae *Attalea funifera*

Arecaceae *Bactris hirta*

Arecaceae *Desmoncus polyacanthos*

Arecaceae *Euterpe edulis*

Arecaceae *Syagrus cearensis*

Arecaceae *Syagrus coronata*

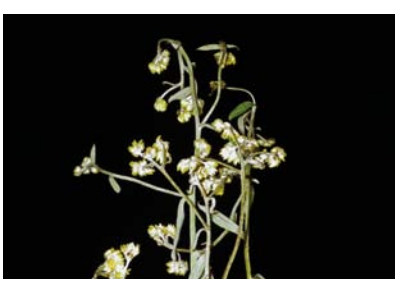
Aristolochiaceae *Aristolochia labiata*

Aristolochiaceae *Aristolochia tamnifolia*

Asparagaceae *Dracaena fragrans*

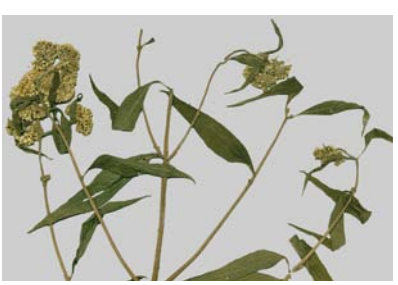
Asparagaceae *Furcraea foetida*

Asparagaceae *Sansevieria trifasciata*



Asteraceae *Achyrocline satureioides*

Asteraceae *Ageratum conyzoides*



Asteraceae *Austroeupatorium inulifolium*

Asteraceae *Baccharis serrulata*

Asteraceae *Chaptalia integerrima*

Asteraceae *Chresta pacourinoides*

Asteraceae *Conyza sumatrensis*

Asteraceae *Cyrtocymura scorpioides*

Asteraceae *Delilia biflora*

Asteraceae *Diacranthera hebeclinia*

Asteraceae *Elephantopus mollis*

Asteraceae *Emilia fosbergii*

Asteraceae *Erechtites* sp. 1

Asteraceae *Gamochaeta pensylvanica*

Asteraceae *Lepidaploa acutiangula*

Asteraceae *Mikania hirsutissima*

Asteraceae *Mikania* sp. 1

Asteraceae *Moquiniastrum oligocephalum*

Asteraceae *Parthenium hysterophorus*

Asteraceae *Sonchus oleraceus*

Asteraceae *Sphagneticola trilobata*

Asteraceae *Tilesia baccata*

Asteraceae *Trixis antimenorrhoea* subsp. *antimenorrhoea*

Asteraceae *Verbesina macrophylla*

Asteraceae *Vernonanthura brasiliana*

Begoniaceae *Begonia grisea*

Begoniaceae *Begonia pernambucensis*

Begoniaceae *Begonia reniformis*

Begoniaceae *Begonia saxicola*

Bignoniaceae *Adenocalymma comosum*

Bignoniaceae *Amphilophium crucigerum*

Bignoniaceae *Dolichandra quadrivalvis*

Bignoniaceae *Fridericia conjugata*

Bignoniaceae *Handroanthus impetiginosus*

Bignoniaceae *Handroanthus ochraceus*

Bignoniaceae *Handroanthus serratifolius*

Bignoniaceae *Jacaranda caroba*

Bignoniaceae *Jacaranda puberula*

Bignoniaceae *Lundia longa*

Bignoniaceae *Pyrostegia venusta*

Bignoniaceae *Tabebuia aurea*

Boraginaceae *Cordia sellowiana*

Boraginaceae *Cordia superba*

Boraginaceae *Cordia trichotoma*

Boraginaceae *Heliotropium* cf. *angiospermum*

Boraginaceae *Heliotropium elongatum*

Boraginaceae *Varronia curassavica*

Bromeliaceae *Aechmea costantinii*

Bromeliaceae *Aechmea fulgens*

Bromeliaceae *Aechmea leptantha*

Bromeliaceae *Aechmea patentissima*

Bromeliaceae cf. *Billbergia* sp. 1

Bromeliaceae *Bromelia karatas*

Bromeliaceae *Canistrum aurantiacum*

Bromeliaceae *Cryptanthus dianae*

Bromeliaceae *Hohenbergia* sp. 1

Bromeliaceae *Tillandsia bulbosa*

Bromeliaceae *Tillandsia* cf. *gardneri*

Bromeliaceae *Tillandsia juncea*

Bromeliaceae *Tillandsia recurvata*

Bromeliaceae *Tillandsia tenuifolia*

Burmanniaceae *Apteria aphylla*

Burmanniaceae *Campylosiphon purpurascens*

Burmanniaceae *Gymnosiphon divaricatus*

Burseraceae *Protium heptaphyllum*

Cactaceae *Cereus jamacaru*

Cactaceae *Epiphyllum phyllanthus*

Cactaceae *Pilosocereus catingicola* subsp. *salvadorensis*

Cactaceae *Rhipsalis floccosa*

Cactaceae *Rhipsalis hileiabaiana*

Cactaceae *Rhipsalis lindbergiana*

Campanulaceae *Centropogon cornutus*

Campanulaceae *Lobelia xalapensis*

Cannabaceae *Trema micrantha*

Cannaceae *Canna glauca*

Cannaceae *Canna paniculata*

Capparaceae *Crateva tapia*

Capparaceae *Cynophalla flexuosa*

Caricaceae *Jacaratia spinosa*

Celastraceae *Hippocratea volubilis*

Celastraceae *Maytenus obtusifolia*

Celastraceae *Prionostemma aspera*

Celastraceae *Tontelea* cf. *tenuicula*

Chrysobalanaceae *Couepia impressa*

Chrysobalanaceae *Hirtella racemosa* var. *hexandra*

Chrysobalanaceae *Hirtella triandra* subsp. *triandra*

Chrysobalanaceae *Hirtella* sp. 1

Chrysobalanaceae *Licania kunthiana*

Cleomaceae *Tarenaya spinosa*

Clusiaceae *Clusia nemorosa*

Clusiaceae *Clusia paralicola*

Clusiaceae *Garcinia brasiliensis*

Clusiaceae *Symphonia globulifera*

Clusiaceae *Tovomita* cf. *brasiliensis*

Clusiaceae *Tovomita mangle*

Combretaceae *Buchenavia tetraphylla*

Combretaceae *Combretum fruticosum*

Commelinaceae *Commelina diffusa*

Commelinaceae *Commelina erecta*

Commelinaceae *Commelina schomburgkiana*

Commelinaceae *Dichorisandra* cf. *hexandra*

Commelinaceae *Dichorisandra hirtella*

Commelinaceae *Tradescantia zebrina*

Connaraceae *Connarus blanchetii*

Connaraceae *Rourea doniana*

Convolvulaceae *Evolvulus glomeratus*

Convolvulaceae *Ipomoea alba*

Convolvulaceae *Ipomoea bahiensis*

Convolvulaceae *Ipomoea carnea*

Convolvulaceae *Ipomoea hederifolia*

Convolvulaceae *Ipomoea megapotamica*

Convolvulaceae *Ipomoea nil*

Convolvulaceae *Ipomoea* cf. *philomega*

Convolvulaceae *Jacquemontia ferruginea*

Convolvulaceae *Jacquemontia martii*

Convolvulaceae *Jacquemontia pentanthos*

Convolvulaceae *Merremia macrocalyx*

Costaceae *Costus spiralis*

Crassulaceae *Kalanchoe pinnata*

Cucurbitaceae *Cayaponia tayuya*

Cucurbitaceae *Cyclanthera* cf. *tenuisepala*

Cucurbitaceae *Gurania bignoniacea*

Cucurbitaceae *Gurania lobata*

Cucurbitaceae *Gurania* cf. *subumbellata*

Cucurbitaceae *Momordica charantia*

Cucurbitaceae *Psiguria triphylla*

Cucurbitaceae *Psiguria umbrosa*

Cucurbitaceae *Psiguria* sp. 1

Cucurbitaceae *Rytidostylis amazonica*

Cucurbitaceae *Sicydium gracile*

Cunoniaceae *Lamanonia ternata*

Cyclanthaceae *Thoracocarpus bissectus*

Cyperaceae *Becquerelia cymosa*

Cyperaceae *Cyperus giganteus*

Cyperaceae *Cyperus haspan*

Cyperaceae *Cyperus odoratus*

Cyperaceae *Cyperus schomburgkianus*

Cyperaceae *Eleocharis* cf. *geniculata*

Cyperaceae *Eleocharis interstincta*

Cyperaceae *Fuirena umbellata*

Cyperaceae *Rhynchospora cephalotes*

Cyperaceae *Rhynchospora ciliata*

Cyperaceae *Rhynchospora corymbosa*

Cyperaceae *Rhynchospora* cf. *exaltata*

Cyperaceae *Scleria bracteata*

Cyperaceae *Scleria gaertneri*

Cyperaceae *Scleria latifolia*

Cyperaceae *Scleria secans*

Dilleniaceae *Davilla flexuosa*

Dilleniaceae *Davilla* sp. 1

Dioscoreaceae *Dioscorea campestris*

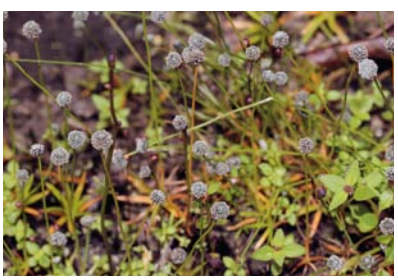
Dioscoreaceae *Dioscorea dodecaneura*

Dioscoreaceae *Dioscorea polygonoides*

Ebenaceae *Diospyros hispida*

Elaeocarpaceae *Sloanea guianensis*

Elaeocarpaceae *Sloanea pubescens*



Eriocaulaceae *Paepalanthus tortilis*

Eriocaulaceae *Syngonanthus caulescens*

Eriocaulaceae *Tonina fluviatilis*

Erythroxylaceae *Erythroxylum citrifolium*

Erythroxylaceae *Erythroxylum mucronatum*

Erythroxylaceae *Erythroxylum pulchrum*

Erythroxylaceae *Erythroxylum squamatum*

Erythroxylaceae *Erythroxylum subrotundum*

Erythroxylaceae *Erythroxylum umbrosum*

Euphorbiaceae *Astraea lobata*

Euphorbiaceae *Cnidoscolus urens*

Euphorbiaceae *Croton heliotropiifolius*

Euphorbiaceae *Croton macrobothrys*

Euphorbiaceae *Dalechampia ficifolia*

Euphorbiaceae *Dalechampia* cf. *ilheotica*

Euphorbiaceae *Dalechampia peckoltiana*

Euphorbiaceae *Dalechampia* cf. *scandens*

Euphorbiaceae *Euphorbia heterodoxa*

Euphorbiaceae *Euphorbia insulana*

Euphorbiaceae *Euphorbia nutans*

Euphorbiaceae *Euphorbia prostata*

Euphorbiaceae *Mabea piriri*

Euphorbiaceae *Omphalea brasiliensis*

Euphorbiaceae *Sapium* cf. *glandulosum*

Euphorbiaceae *Senefeldera verticillata*

Euphorbiaceae *Tragia volubilis*

Fabaceae *Aeschynomene brasiliana*

Fabaceae *Albizia pedicellaris*

Fabaceae *Albizia polycephala*

Fabaceae *Ancistrotropis peduncularis*

Fabaceae *Bauhinia forficata* subsp. *forficata*

Fabaceae *Bowdichia virgilioides*

Fabaceae *Calopogonium caeruleum*

Fabaceae *Canavalia parviflora*

Fabaceae *Centrolobium microchaete*

Fabaceae *Centrosema virginianum*

Fabaceae *Chamaecrista diphylla*

Fabaceae *Chamaecrista* cf. *nictitans*

Fabaceae *Chamaecrista rotundifolia*

Fabaceae *Chloroleucon foliolosum*

Fabaceae *Clitoria ternatea*

Fabaceae *Condylostylis candida*

Fabaceae *Copaifera langsdorffii*

Fabaceae *Crotalaria retusa*

Fabaceae *Crotalaria vitellina*

Fabaceae *Desmodium incanum*

Fabaceae *Dioclea grandiflora*

Fabaceae *Dioclea violacea*

Fabaceae *Dioclea virgata*

Fabaceae *Diplotropis incexis*

Fabaceae *Enterolobium contortisiliquum*

Fabaceae *Erythrina velutina*

Fabaceae *Hymenaea courbaril*

Fabaceae *Inga capitata*

Fabaceae *Inga* cf. *edulis*

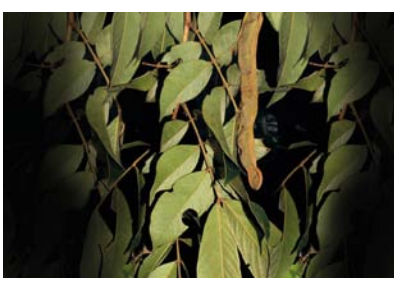
Fabaceae *Inga* cf. *laurina*

Fabaceae *Inga* cf. *sertulifera*

Fabaceae *Inga striata*

Fabaceae *Inga subnuda* subsp. *subnuda*

Fabaceae *Inga subnuda* subsp. *luschnathiana*



Fabaceae *Inga thibaudiana*

Fabaceae *Libidibia ferrea* var. *leiostachya*

Fabaceae *Lonchocarpus cultratus*

Fabaceae *Machaerium hirtum*

Fabaceae *Machaerium* cf. *salzmannii*

Fabaceae *Mimosa caesalpiniifolia*

Fabaceae *Mimosa pudica*

Fabaceae *Mimosa tenuiflora*

Fabaceae *Mimosa velloziana*

Fabaceae *Ormosia arborea*

Fabaceae *Ormosia* cf. *bahiensis*

Fabaceae *Ormosia* sp. nov. vel aff. *O. bahiensis*

Fabaceae *Peltophorum dubium*

Fabaceae *Periandra coccinea*

Fabaceae *Phanera outimouta*

Fabaceae *Plathymenia reticulata*

Fabaceae *Pterocarpus rohrii*

Fabaceae *Rhynchosia phaseoloides*

Fabaceae *Senegalia grandistipula*

Fabaceae *Senegalia tenuifolia*

Fabaceae *Senna aversiflora*

Fabaceae *Senna chrysocarpa*

Fabaceae *Senna latifolia*

Fabaceae *Senna macranthera*

Fabaceae *Senna macranthera* var. *pudibunda*

Fabaceae *Senna* cf. *reniformis*

Fabaceae *Stryphnodendron pulcherrimum*

Fabaceae *Stylosanthes viscosa*

Fabaceae *Swartzia macrostachya* var. *macrostachya*

Fabaceae *Swartzia pickelii*

Fabaceae *Tachigali densiflora*

Fabaceae *Tachigali paratyensis*

Fabaceae *Vigna vexillata*

Fabaceae *Zapoteca portoricensis* subsp. *flavida*

Gentianaceae *Chelonanthus purpurascens*

Gentianaceae *Schultesia guianensis*

Gentianaceae *Voyria aurantiaca*

Gentianaceae *Voyria obconica*

Gentianaceae *Voyria* sp. nov. 1

Gesneriaceae *Drymonia serrulata*

Gesneriaceae *Sinningia nordestina*

Heliconiaceae *Heliconia psittacorum*

Hydroleaceae *Hydrolea spinosa*

Hypericaceae *Vismia guianensis*

Hypoxidaceae *Hypoxis decumbens*

Iridaceae *Cipura paludosa*

Iridaceae *Neomarica humilis*

Iridaceae *Trimezia connata*

Lamiaceae *Aegiphila* cf. *fluminensis*

Lamiaceae *Hyptis* cf. *parkeri*

Lamiaceae *Leonotis nepetifolia*

Lamiaceae *Mesosphaerum sidifolium*

Lamiaceae *Vitex polygama*

Lamiaceae *Vitex triflora*

Lauraceae *Cinnamomum triplinerve*

Lauraceae *Nectandra membranacea*

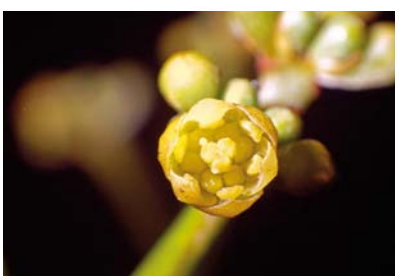
Lauraceae *Nectandra* cf. *purpurea*

Lauraceae *Nectandra* sp. 1

Lauraceae *Ocotea brachybotrya*

Lauraceae *Ocotea* cf. *cernua*

Lauraceae *Ocotea glomerata*



Lauraceae *Ocotea nitida*

Lauraceae *Ocotea rubrinervis*

Lecythidaceae *Eschweilera ovata*

Lecythidaceae *Eschweilera* sp. 1

Lecythidaceae *Lecythis lurida*

Lentibulariaceae *Utricularia gibba*

Lentibulariaceae *Utricularia pusilla*

Linaceae *Linum* sp. 1

Linderniaceae *Lindernia rotundifolia*

Loganiaceae *Strychnos* cf. *mattogrossensis*

Loganiaceae *Strychnos trinervis*

Loranthaceae *Passovia podoptera*

Loranthaceae *Passovia pyrifolia*

Loranthaceae *Psittacanthus dichroos*

Loranthaceae *Struthanthus marginatus*

Lythraceae *Ammannia latifolia*

Lythraceae *Cuphea carthagenensis*

Lythraceae *Cuphea mimuloides*

Lythraceae *Cuphea racemosa*

Malpighiaceae *Bunchosia pernambucana*

Malpighiaceae *Byrsonima crispa*

Malpighiaceae *Byrsonima sericea*

Malpighiaceae *Byrsonima stipulacea*

Malpighiaceae *Heteropterys sericea*

Malpighiaceae *Heteropterys* cf. *trichanthera*

Malpighiaceae *Stigmaphyllon blanchetii*

Malpighiaceae *Stigmaphyllon rotundifolium*

Malpighiaceae *Tetrapterys anisoptera*

Malpighiaceae *Tetrapterys mucronata*

Malvaceae *Abutilon pauciflorum*

Malvaceae *Apeiba albiflora*

Malvaceae *Ceiba glaziovii*

Malvaceae *Corchorus hirtus*

Malvaceae *Eriotheca macrophylla*

Malvaceae *Guazuma ulmifolia*

Malvaceae *Luehea ochrophylla*

Malvaceae *Melochia betonicifolia*

Malvaceae *Pavonia* cf. *blanchetiana*

Malvaceae *Pavonia* cf. *cancellata*

Malvaceae *Pavonia malacophylla*

Malvaceae *Pavonia subhastata*

Malvaceae *Sida glomerata*

Malvaceae *Sida linifolia*

Malvaceae *Sida rhombifolia*

Malvaceae *Sidastrum paniculatum*

Malvaceae *Triumfetta althaeoides*

Malvaceae *Urena lobata*

Malvaceae *Waltheria indica*

Malvaceae *Waltheria rotundifolia*

Marantaceae *Ctenanthe compressa*

Marantaceae *Goeppertia effusa*

Marantaceae *Goeppertia* sp. 1

Marantaceae *Ischnosiphon gracilis*

Marantaceae *Maranta* sp. 1

Marantaceae *Saranthe* cf. *madagascariensis*

Marantaceae *Stromanthe porteana*

Marcgraviaceae *Marcgravia coriacea*

Marcgraviaceae *Souroubea guianensis* subsp. *amazonica*

Melastomataceae *Aciotis* sp. 1

Melastomataceae *Clidemia hirta*

Melastomataceae *Miconia centrodesma*

Melastomataceae *Miconia* cf. *minutiflora*

Melastomataceae *Miconia mirabilis*

Melastomataceae *Miconia nervosa*

Melastomataceae *Miconia nordestina*

Melastomataceae *Miconia prasina*

Melastomataceae *Miconia* cf. *pusilliflora*

Melastomataceae *Pterolepis glomerata*

Melastomataceae *Pterolepis polygonoides*

Melastomataceae *Pterolepis repanda*

Melastomataceae *Pterolepis trichotoma*

Melastomataceae *Pterolepis* sp. 1

Melastomataceae *Tibouchina fothergillae*

Melastomataceae *Tibouchina heteromalla*

Meliaceae *Cedrela odorata*

Meliaceae *Guarea guidonia*

Meliaceae *Guarea macrophylla*

Meliaceae *Trichilia hirta*

Meliaceae *Trichilia lepidota*

Meliaceae *Trichilia pleeana*

Meliaceae *Trichilia ramalhoi*

Meliaceae *Trichilia silvatica*

Menispermaceae *Cissampelos andromorpha*

Menispermaceae *Cissampelos glaberrima*

Menispermaceae *Hyperbaena domingensis*

Menispermaceae *Odontocarya duckei*

Menyanthaceae *Nymphoides humboldtiana*

Monimiaceae *Mollinedia ovata*

Moraceae *Artocarpus heterophyllus*

Moraceae *Brosimum guianense*

Moraceae *Coussapoa microcarpa*

Moraceae *Ficus arpazusa*

Moraceae *Ficus gomelleira*

Moraceae *Ficus* cf. *laureola*

Moraceae *Sorocea guilleminiana*

Myrtaceae *Campomanesia aromatica*

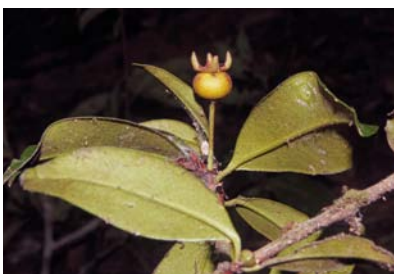
Myrtaceae *Campomanesia dichotoma*

Myrtaceae *Campomanesia eugenioides*

Myrtaceae *Campomanesia ilhoensis*

Myrtaceae *Campomanesia* cf. *laurifolia*

Myrtaceae *Eugenia candolleana*



Myrtaceae *Eugenia ligustrina*

Myrtaceae *Eugenia umbrosa*

Myrtaceae *Marlierea eugenioides*

Myrtaceae *Myrcia amazonica*

Myrtaceae *Myrcia guianensis*

Myrtaceae *Myrcia* cf. *spectabilis*

Myrtaceae *Myrcia splendens*

Myrtaceae *Myrcia sylvatica*

Myrtaceae *Myrcia tomentosa*

Myrtaceae *Psidium guineense*

Nyctaginaceae *Guapira graciliflora*

Nyctaginaceae *Guapira* cf. *hirsuta*

Nyctaginaceae *Guapira nitida*

Nyctaginaceae *Guapira obtusata*

Nyctaginaceae *Guapira opposita*

Nymphaeaceae *Nymphaea pulchella*

Ochnaceae *Ouratea pycnostachys*

Ochnaceae *Sauvagesia erecta*

Olacaceae *Heisteria blanchetiana*

Onagraceae *Ludwigia inclinata*

Onagraceae *Ludwigia leptocarpa*

Onagraceae *Ludwigia octovalvis*

Orchidaceae *Alatiglossum barbatum*

Orchidaceae *Anathallis sclerophylla*

Orchidaceae *Aspidogyne foliosa*

Orchidaceae *Campylocentrum crassirhizum*

Orchidaceae *Cattleya labiata*

Orchidaceae *Catasetum* sp. 1

Orchidaceae *Coppensia hookeri*

Orchidaceae *Cyclopogon* sp. 1

Orchidaceae *Cyrtopodium flavum*

Orchidaceae *Dichaea panamensis*

Orchidaceae *Encyclia advena*

Orchidaceae *Encyclia oncidioides*

Orchidaceae *Epidendrum campaccii*

Orchidaceae *Epidendrum carpophorum*

Orchidaceae *Epidendrum densiflorum*

Orchidaceae *Epidendrum flammeum*

Orchidaceae *Epidendrum* sp. 1

Orchidaceae *Epidendrum* sp. 2

Orchidaceae *Eurystyles cotyledon*

Orchidaceae *Gomesa barkeri*

Orchidaceae *Habenaria petalodes*

Orchidaceae *Habenaria pratensis*

Orchidaceae *Habenaria repens*

Orchidaceae *Habenaria trifida*

Orchidaceae *Isochilus linearis*

Orchidaceae *Liparis nervosa*

Orchidaceae *Lockhartia imbricata*

Orchidaceae *Mesadenella cuspidata*

Orchidaceae *Oeceoclades maculata*

Orchidaceae *Polystachya concreta*

Orchidaceae *Polystachya estrellensis*

Orchidaceae *Prescottia oligantha*

Orchidaceae *Prescottia stachyodes*

Orchidaceae *Prosthechea alagoensis*

Orchidaceae *Rodriguezia bahiensis*

Orchidaceae *Scaphyglottis fusiformis*

Orchidaceae *Scaphyglottis sickii*

Orchidaceae *Trichocentrum fuscum*

Oxalidaceae *Oxalis hedysarifolia*

Oxalidaceae *Oxalis neuwiedii*

Passifloraceae *Passiflora cincinnata*

Passifloraceae *Passiflora coccinea*

Passifloraceae *Passiflora misera*

Passifloraceae *Passiflora* cf. *morifolia*

Passifloraceae *Passiflora porophylla*

Passifloraceae *Passiflora rubra*

Passifloraceae *Passiflora suberosa*

Peraceae *Pera furfuracea*

Phyllanthaceae *Hyeronima oblonga*

Phyllanthaceae *Margaritaria nobilis*

Phyllanthaceae *Phyllanthus acuminatus*

Phyllanthaceae *Phyllanthus gradyi*

Phyllanthaceae *Phyllanthus subemarginatus*

Phytolaccaceae *Rivina humilis*

Picramniaceae *Picramnia ramiflora*

Piperaceae *Peperomia blanda*

Piperaceae *Peperomia obtusifolia*

Piperaceae *Peperomia tetraphylla*

Piperaceae *Peperomia* sp. 1

Piperaceae *Peperomia* sp. 2

Piperaceae *Piper aduncum*

Piperaceae *Piper* cf. *anisum*

Piperaceae *Piper arboreum*

Piperaceae *Piper caldense*

Piperaceae *Piper limai*

Piperaceae *Piper umbellatum*

Plantaginaceae *Achetaria scutellarioides*

Plantaginaceae *Angelonia salicariifolia*

Plantaginaceae *Bacopa stricta*

Plantaginaceae *Conobea scoparioides*

Plantaginaceae *Scoparia dulcis*

Plantaginaceae *Stemodia foliosa*

Plumbaginaceae *Plumbago scandens*

Poaceae *Andropogon bicornis*

Poaceae *Eragrostis maypurensis*

Poaceae *Guadua* cf. *angustifolia*

Poaceae *Ichnanthus calvescens*

Poaceae *Ichnanthus dasycoleus*

Poaceae *Ichnanthus pallens*

Poaceae *Lasiacis divaricata*

Poaceae *Megathyrsus maximus*

Poaceae *Melinis repens*

Poaceae *Olyra latifolia*

Poaceae *Oplismenus hirtellus*

Poaceae *Parodiolyra micrantha*

Poaceae *Pharus parvifolius*

Poaceae *Rugoloa pilosa*

Poaceae *Setaria megaphylla*

Poaceae *Setaria parviflora*

Poaceae *Setaria* cf. *setosa*

Poaceae *Setaria sulcata*

Polygalaceae *Bredemeyera disperma*

Polygalaceae *Bredemeyera hebeclada*

Polygalaceae *Polygala paniculata*

Polygalaceae *Securidaca diversifolia*

Polygonaceae *Coccoloba declinata*

Polygonaceae *Coccoloba mollis*

Polygalaceae *Coccoloba parimensis*

Polygonaceae *Polygonum hydropiperoides*

Pontederiaceae *Eichhornia azurea*

Pontederiaceae *Eichhornia crassipes*

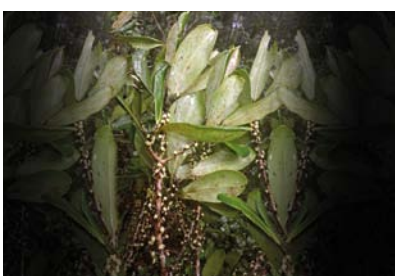
Pontederiaceae *Eichhornia paniculata*

Pontederiaceae *Pontederia cordata*

Portulacaceae *Portulaca hirsutissima*

Primulaceae *Cybianthus surinamensis*

Primulaceae *Myrsine coriacea*



Primulaceae *Myrsine guianensis*

Proteaceae *Roupala montana*

Ranunculaceae *Clematis dioica*

Rhamnaceae *Colubrina glandulosa* subsp. *reitzii*

Rhamnaceae *Gouania blanchetiana*

Rhamnaceae *Ziziphus cotinifolia*

Rosaceae *Prunus myrtifolia*

Rubiaceae *Alseis floribunda*

Rubiaceae *Amaioua glomerulata*

Rubiaceae *Borreria humifusa*

Rubiaceae *Borreria ocymifolia*

Rubiaceae *Borreria scabiosoides*

Rubiaceae *Chomelia tenuiflora*

Rubiaceae *Coccocypselum* cf. *lanceolatum*

Rubiaceae *Coffea arabica*

Rubiaceae *Coussarea capitata*

Rubiaceae *Coutarea hexandra*

Rubiaceae *Diodella radula*

Rubiaceae *Emmeorhiza umbellata*

Rubiaceae *Genipa americana*

Rubiaceae *Guettarda viburnoides*

Rubiaceae *Ixora brevifolia*

Rubiaceae *Malanea macrophylla*

Rubiaceae *Manettia cordifolia*

Rubiaceae *Mitracarpus salzmannianus*

Rubiaceae *Palicourea blanchetiana*

Rubiaceae *Palicourea marcgravii*

Rubiaceae *Posoqueria* cf. *latifolia*

Rubiaceae *Posoqueria longiflora*

Rubiaceae *Psychotria* cf. *acuminata*

Rubiaceae *Psychotria carthagenensis*

Rubiaceae *Psychotria* cf. *colorata*

Rubiaceae *Psychotria cupularis*

Rubiaceae *Psychotria deflexa*

Rubiaceae *Psychotria hoffmannseggiana*

Rubiaceae *Psychotria mapourioides*

Rubiaceae *Psychotria platypoda*

Rubiaceae *Psychotria racemosa*

Rubiaceae *Psychotria vellosiana*

Rubiaceae *Psychotria* sp. 1

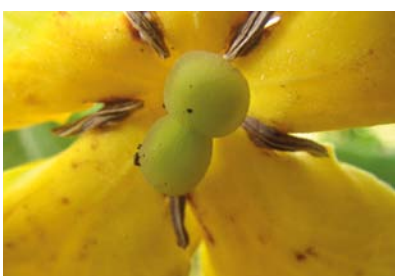
Rubiaceae *Randia nitida*

Rubiaceae *Rudgea* sp. 1

Rubiaceae *Sabicea grisea*

Rubiaceae *Staelia vestita*

Rubiaceae *Tocoyena bullata*



Rubiaceae *Tocoyena formosa*

Rutaceae *Conchocarpus longifolius*

Rutaceae *Esenbeckia grandiflora* subsp. *grandiflora*

Rutaceae *Zanthoxylum fagara*

Rutaceae *Zanthoxylum rhoifolium*

Salicaceae *Banara brasiliensis*

Salicaceae *Casearia arborea*

Salicaceae *Casearia* cf. *decandra*

Salicaceae *Casearia mestrensis*

Salicaceae *Casearia sylvestris*

Salicaceae *Prockia crucis*

Santalaceae *Dendrophthora warmingii*

Santalaceae *Phoradendron chrysocladon*

Sapindaceae *Allophylus puberulus*

Sapindaceae *Cupania impressinervia*

Sapindaceae *Cupania oblongifolia*

Sapindaceae *Cupania racemosa*

Sapindaceae *Dilodendron bipinnatum*

Sapindaceae *Matayba guianensis*

Sapindaceae *Paullinia micrantha*

Sapindaceae *Paullinia pinnata*

Sapindaceae *Paullinia weinmanniifolia*

Sapindaceae *Sapindus saponaria*

Sapindaceae *Serjania glabrata*

Sapindaceae *Serjania paucidentata*

Sapindaceae *Serjania salzmanniana*

Sapindaceae *Talisia retusa*

Sapindaceae *Talisia* sp. 1

Sapotaceae *Manilkara triflora*

Sapotaceae *Pouteria durlandii*

Sapotaceae *Pouteria gardneri*

Sapotaceae *Pouteria nordestinensis*

Sapotaceae *Pouteria venosa* subsp. *amazonica*

Sapotaceae *Pradosia lactescens*

Scrophulariaceae *Ameroglossum pernambucense*

Simaroubaceae *Simarouba amara*

Smilacaceae *Smilax* cf. *syphilitica*

Solanaceae *Acnistus arborescens*

Solanaceae *Aureliana fasciculata*

Solanaceae *Brunfelsia uniflora*

Solanaceae *Cestrum axillare*

Solanaceae *Lycianthes pauciflora*

Solanaceae *Solanum asterophorum*

Solanaceae *Solanum capsicoides*

Solanaceae *Solanum decompositiflorum*

Solanaceae *Solanum paniculatum*

Solanaceae *Solanum paraibanum*

Solanaceae *Solanum rhytidoandrum*

Solanaceae *Solanum stipulatum*

Solanaceae *Solanum swartzianum*

Solanaceae *Solanum sycocarpum*

Solanaceae *Solanum* sp. nov. 1

Talinaceae *Talinum* cf. *triangulare*

Thymeleaceae *Daphnopsis racemosa*

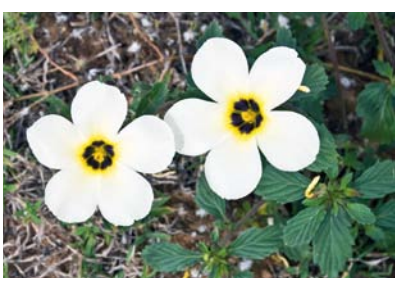
Thymeleaceae *Daphnopsis* sp. 1

Trigoniaceae *Trigonia nivea*

Turneraceae *Piriqueta duarteana*

Turneraceae *Piriqueta guianensis*

Turneraceae *Turnera chamaedrifolia*



Turneraceae *Turnera subulata*

Typhaceae *Typha domingensis*

Urticaceae *Boehmeria cylindrica*

Urticaceae *Cecropia palmata*

Urticaceae *Pilea hyalina*

Urticaceae *Urera baccifera*

Verbenaceae *Aloysia virgata*

Verbenaceae *Lantana camara*

Verbenaceae *Lantana fucata*

Verbenaceae *Lantana* cf. *radula*

Verbenaceae *Petrea volubilis*

Verbenaceae *Priva bahiensis*

Verbenaceae *Stachytarpheta angustifolia*

Verbenaceae *Stachytarpheta cayennensis*

Violaceae *Noisettia orchidiflora*

Violaceae *Pombalia communis*

Vitaceae *Cissus blanchetiana*

Vitaceae *Cissus erosa*

Vitaceae *Cissus simsiana*

Vitaceae *Cissus verticillata*

Vochysiaceae *Vochysia dardanoi*

Xyridaceae *Xyris jupicai*

Zingiberaceae *Hedychium coronarium*

Zingiberaceae *Renealmia petasites*

Nome Comum	Espécie	Família
Açoita-cavalo	*Luehea ochrophylla*	Malvaceae
Ajunta-orvalho	*Sidastrum paniculatum*	Malvaceae
Amarelo	*Plathymenia reticulata*	Fabaceae
Amargoso	*Aspidosperma spruceanum*	Apocynaceae
Amendoim-bravo	*Chamaecrista diphylla*	Fabaceae
Amescla	*Protium heptaphyllum*	Burseraceae
Amora	*Buchenavia grandis*	Combretaceae
Angélica	*Guettarda viburnoides*	Rubiaceae
Angélica	*Malanea macrophylla*	Rubiaceae
Araça	*Psidium guineense*	Myrtaceae
Araticum	*Annona cacans*	Annonaceae
Aroeira	*Schinopsis brasiliensis*	Anacardiaceae
Bacopari	*Garcinia brasiliensis*	Clusiaceae
Bafo-de-boi	*Couepia impressa*	Chrysobalanaceae
Balaio-de-velha	*Ageratum conyzoides*	Asteraceae
Banana-de-papagaio	*Himatanthus bracteatus*	Apocynaceae
Banana-de-tatu	*Cyrtopodium flavum*	Orchidaceae
Barbaço	*Euphorbia insulana*	Euphorbiaceae
Barbaço-de-lajedo	*Euphorbia heterodoxa*	Euphorbiaceae
Barriguda	*Ceiba glaziovii*	Malvaceae
Batinga-pequena	*Myrcia guianensis*	Myrtaceae
Batinga-vermelha	*Marlierea eugenioides*	Myrtaceae
Boieiro	*Myrcia amazonica*	Myrtaceae
Bom-nome	*Maytenus obtusifolia*	Celastraceae
Bucho-de-veado	*Campomanesia* cf. *laurifolia*	Myrtaceae
Bulandim	*Symphonia globulifera*	Clusiaceae
Cabaçú	*Coccoloba mollis*	Polygonaceae
Cacto	*Pilosocereus catingicola* subsp. *salvadorensis*	Cactaceae
Cafezinho	*Casearia arborea*	Salicaceae
Caiubim	*Casearia sylvestris*	Salicaceae
Cajá	*Spondias mombin*	Anacardiaceae
Camará-de-espeito	*Aloysia virgata*	Verbenaceae
Camarazinho	*Lantana* cf. *undulata*	Verbenaceae
Camboatã	*Cupania impressinervia*	Sapindaceae
Camboatã-branco	*Cupania ludowigii*	Sapindaceae
Camboatã-de-leite	*Thyrsodium spruceanum*	Anacardiaceae
Camboatã-farinha-seca	*Matayba guianensis*	Sapindaceae
Camboatã-sega-machari	*Thyrsodium spruceanum*	Anacardiaceae
Cana-de-macaco	*Costus spiralis*	Costaceae
Candieiro	*Moquiniastrum oligocephalum*	Asteraceae
Canela-de-veado	*Campomanesia* cf. *laurifolia*	Myrtaceae
Caninana	*Securidaca diversifolia*	Polygalaceae
Cansanção	*Urera baccifera*	Urticaceae
Canzenze	*Albizia polycephala*	Fabaceae
Capim	*Eragrostis maypurensis*	Poaceae
Capim-da-roça	*Melinis repens*	Poaceae
Capim-navalha	*Scleria secans*	Cyperaceae

Capitão	*Strychnos trinervis*	Loganiaceae
Carne-de-vaca	*Myrsine guianensis*	Primulaceae
Carobeira	*Tabebuia aurea*	Bignoniaceae
Carobão	*Jacaranda puberula*	Bignoniaceae
Carrapeta	*Licania kunthiana*	Chrysobalanaceae
Casca-dura	*Hirtella triandra*	Chrysobalanaceae
Casca-dura	*Pera furfuracea*	Peraceae
Cascavel	*Crotalaria vitellina*	Fabaceae
Catinga-de-macaco	*Calopogonium caeruleum*	Fabaceae
Catolé	*Attalea funifera*	Arecaceae
Catolé	*Syagrus cearensis*	Arecaceae
Catota	*Solanum asterophorum*	Solanaceae
Cedro	*Cedrela odorata*	Meliaceae
Chapéu-de-sol	*Cordia sellowiana*	Boraginaceae
Chumbinho	*Lantana camara*	Verbenaceae
Cipó-branco	*Lundia longa*	Bignoniaceae
Cipó-de-casoa	*Lundia longa*	Bignoniaceae
Cipó-de-fogo	*Davilla flexuosa*	Dilleniaceae
Cipó-de-sangue	*Paullinia micrantha*	Sapindaceae
Cipó-de-veado	*Gouania blanchetiana*	Rhamnaceae
Cipó-pau	*Fridericia conjugata*	Bignoniaceae
Cipó-pau	*Hippocratea volubilis*	Celastraceae
Cipó-pau-verdadero	*Tontelea* cf. *tenuicula*	Celastraceae
Cipó-sesta	*Pyrostegia venusta*	Bignoniaceae
Ciúme	*Tradescantia zebrina*	Commelinaceae
Claraíba	*Cordia trichotoma*	Boraginaceae
Comanta	*Securidaca diversifolia*	Polygalaceae
Corana-da-mata	*Cestrum axillare*	Solanaceae
Cordão-de-frade	*Leonotis nepetifolia*	Lamiaceae
Corona-brava	*Acnistus arborescens*	Solanaceae
Creta-de-perú	*Heliotropium elongatum*	Boraginaceae
Crista-de-perú	*Sinningia nordestina*	Gesneriaceae
Cruapé	*Serjania salzmanniana*	Sapindaceae
Cuia	*Ruellia cearensis*	Acanthaceae
Cupiúva	*Tapirira guianensis*	Anacardiaceae
Curaia	*Emilia fosbergii*	Asteraceae
Dedo-de-anjo	*Piper limai*	Piperaceae
Embiriba	*Eschweilera* sp. 1	Lecythidaceae
Embiriba-verdadeira	*Eschweilera ovata*	Lecythidaceae
Embiribaçu	*Eschweilera* sp. 1	Lecythidaceae
Enxerto	*Phoradendron* cf. *undulatum*	Santalaceae
Enxundia	*Swartzia macrostachya* Benth. var. *macrostachya*	Fabaceae
Erva-de-rato	*Psychotria* cf. *colorata*	Rubiaceae
Erva-de-rato	*Psychotria deflexa*	Rubiaceae
Erva-de-rato	*Psychotria hoffmannseggiana*	Rubiaceae
Escada-de-macaco	*Phanera outimouta*	Fabaceae
Espinha-de-cigarra	*Smilax* cf. *syphilitica*	Smilacaceae
Espinheiro	*Senegalia tenuifolia*	Fabaceae

Estalador	*Banara brasiliensis*	Salicaceae
Favinha	*Stryphnodendron pulcherrimum*	Fabaceae
Frei-jorge	*Cordia trichotoma*	Boraginaceae
Furta-cor	*Colubrina glandulosa* subsp. *reitzii*	Rhamnaceae
Gaipuna	*Myrcia splendens, M. sylvatica*	Myrtaceae
Gameleira	*Ficus gomelleira*	Moraceae
Gameleiro	*Coussapoa microcarpa*	Moraceae
Gargaúba	*Cordia sellowiana*	Boraginaceae
Genipapinho	*Tocoyena bullata*	Rubiaceae
Genipapo	*Genipa americana*	Rubiaceae
Gito-branco	*Trichilia pleeana*	Meliaceae
Goiabinha	*Myrcia tomentosa*	Myrtaceae
Grão-de-galo	*Tabernaemontana* cf. *catharinensis*	Apocynaceae
Grão-de-galo branco	*Tabernaemontana* cf. *catharinensis*	Apocynaceae
Gravatá	*Aechmea costantinii*	Bromeliaceae
Gravatá	*Aechmea leptantha*	Bromeliaceae
Guabiraba	*Psidium guineense*	Myrtaceae
Guabiroba-de-quina	*Campomanesia aromatica*	Myrtaceae
Guapeba	*Pouteria venosa* subsp. *amazonica*	Sapotaceae
Guardião	*Gurania bignoniacea*	Cucurbitaceae
Guazuma	*Abutilon pauciflorum*	Malvaceae
Imbaúba	*Cecropia palmata*	Urticaceae
Ingá	*Inga subnuda*	Fabaceae
Ingá-branca	*Inga* cf. *sertulifera*	Fabaceae
Ingá-caixão	*Inga subnuda* subsp. *luschnathiana*	Fabaceae
Ingá-de-porco	*Inga subnuda* subsp. *luschnathiana*	Fabaceae
Ipê-roxo	*Handroanthus ochraceus*	Bignoniaceae
Jaguarana	*Albizia pedicellaris*	Fabaceae
Jaqueira	*Artocarpus heterophyllus*	Moraceae
Jasmim	*Hedychium coronarium*	Zingiberaceae
Jatobá	*Hymenaea courbaril*	Fabaceae
Jenipaparana	*Ixora brevifolia*	Rubiaceae
Jitó	*Guarea guidonia*	Meliaceae
Joá	*Ziziphus cotinifolia*	Rhamnaceae
Juçara	*Euterpe edulis*	Arecaceae
Junco	*Eleocharis interstincta*	Cyperaceae
Jurema	*Mimosa tenuiflora*	Fabaceae
Jurubeba	*Solanum paniculatum*	Solanaceae
Lacre	*Vismia guianensis*	Hypericaceae
Laranjinha	*Zanthoxylum rhoifolium*	Rutaceae
Leiteiro	*Pouteria gardneri*	Sapotaceae
Licuri	*Syagrus cearensis*	Arecaceae
Lingua-de-leão	*Centropogon cornutus*	Campanulaceae
Louro	*Pleurothyrium undulatum*	Lauraceae
Louro-babão	*Nectandra* cf. *purpurea*	Lauraceae
Louro-branco	*Nectandra membranacea*	Lauraceae
Louro-caixão	*Nectandra* aff. *gardneri*	Lauraceae
Louro-cajueiro	*Tachigali densiflora*	Fabaceae

Louro-camaçari	*Ocotea rubrinervis*	Lauraceae
Louro-carvão	*Diospyros hispida*	Ebenaceae
Louro-cedro	*Tachigali paratyensis*	Fabaceae
Louro-pimenta	*Ocotea* cf. *cernua*	Lauraceae
Louro-preto	*Diospyros hispida*	Ebenaceae
Louro-verdadeiro	*Ocotea glomerata*	Lauraceae
Maçaranduba	*Manilkara triflora*	Sapotaceae
Maçaranduba-branca	*Hyeronima oblonga*	Phyllanthaceae
Macaxeira	*Ouratea pycnostachys*	Ochnaceae
Malícia	*Mimosa pudica*	Fabaceae
Mal-me-quer	*Turnera subulata*	Turneraceae
Malva-preta	*Melochia betonicifolia*	Malvaceae
Malva-preta	*Waltheria rotundifolia*	Malvaceae
Mamajuda-preta	*Sloanea guianensis*	Elaeocarpaceae
Mamão-de-guariba	*Pradosia lactescens*	Sapotaceae
Mamão-jaracatiá	*Jacaratia spinosa*	Caricaceae
Manacá	*Brunfelsia uniflora*	Solanaceae
Mandacaru	*Cereus jamacaru*	Cactaceae
Manuê	*Mandevilla tenuifolia*	Apocynaceae
Marcela	*Achyrocline satureioides*	Asteraceae
Marmeleiro	*Croton* mac*robothrys*	Euphorbiaceae
Mau-vizinho	*Machaerium hirtum*	Fabaceae
Milho-de-urubu	*Anthurium affine*	Araceae
Minhum	*Guatteria pogonopus*	Annonaceae
Mirindiba	*Buchenavia grandis*	Combretaceae
Moleque-duro	*Varronia curassavica*	Boraginaceae
Mororó	*Bauhinia forficata* subsp. *forficata*	Fabaceae
Mororó-branco	*Bauhinia forficata* subsp. *forficata*	Fabaceae
Mulungu	*Erythrina velutina*	Fabaceae
Munguba	*Eriotheca macrophylla*	Malvaceae
Murici	*Byrsonima sericea*	Malpighiaceae
Murici-jiboia	*Byrsonima stipulacea*	Malpighiaceae
Murici-vidro	*Psychotria mapourioides*	Rubiaceae
Murta	*Myrcia splendens*	Myrtaceae
Mutamba	*Guazuma ulmifolia*	Malvaceae
Oiticica	*Brosimum guianense*	Moraceae
Olho-de-boi	*Dioclea violacea*	Fabaceae
Orelha-de-onça	*Aristolochia labiata*	Aristolochiaceae
Orquídea-rosa	*Cattleya labiata*	Orchidaceae
Palmeira	*Syagrus cearensis*	Arecaceae
Paca-vira	*Heliconia* cf. *psittacorum*	Heliconiaceae
Pata-de-vaca	*Phanera outimouta*	Fabaceae
Pau-d'arco	*Tabebuia aurea*	Bignoniaceae
Papo-de-urubu	*Aristolochia labiata*	Aristolochiaceae
Pau-de-tiú	*Sorocea guilleminiana*	Moraceae
Pau-faia	*Aspidosperma discolor*	Apocynaceae
Pau-ferro	*Libidibia ferrea* var. *leiostachya*	Fabaceae
Pau-sangue	*Pterocarpus rohrii*	Fabaceae

Piáca	*Lonchocarpus cultratus*	Fabaceae
Piáca-roxo	*Lonchocarpus cultratus*	Fabaceae
Pichanana	*Mandevilla tenuifolia*	Apocynaceae
Pimenta-de-macaco	*Piper limai*	Piperaceae
Pimentinha	*Erythroxylum squamatum*	Erythroxylaceae
Pindaíba	*Xylopia sericea*	Annonaceae
Pente-de-macaco	*Amphilophium crucigerum*	Bignoniaceae
Piranha	*Guapira graciliflora*	Nyctaginaceae
Piririca	*Trichilia lepidota*	Meliaceae
Pitomba	*Cupania racemosa*	Sapindaceae
Pitomba	*Talisia esculenta*	Sapindaceae
Pitomba-brava	*Talisia retusa*	Sapindaceae
Politico	*Davilla flexuosa*	Dilleniaceae
Porca-parida	*Euphorbia nutans*	Euphorbiaceae
Pororoca	*Clusia nemorosa*	Clusiaceae
Pororoca	*Clusia paralicola*	Clusiaceae
Prachim	*Anaxagorea dolichocarpa*	Annonaceae
Praíba	*Simarouba amara*	Simaroubaceae
Prijui	*Lamanonia ternata*	Cunoniaceae
Putinha	*Phyllanthus acuminatus*	Phyllanthaceae
Quaresma-do-brejo	*Miconia mirabilis*	Melastomataceae
Quaresma-do-lajedo	*Tibouchina heteromalla*	Melastomataceae
Quiripitiá	*Aspidosperma cylindrocarpon*	Apocynaceae
Rabo-de-raposa	*Conyza sumatrensis*	Asteraceae
Rabo-de-tatu	*Cyrtopodium flavum*	Orchidaceae
Rama-de-macaco	*Dioclea virgata*	Fabaceae
Rucoba	*Stromanthe porteana*	Marantaceae
Sabonete	*Sapindus saponaria*	Sapindaceae
Sambacuin	*Schefflera morototoni*	Araliaceae
São-João-de-besouro	*Senna aversiflora*	Fabaceae
São-João-de-besouro	*Senna latifolia*	Fabaceae
Sapucaji	*Eschweilera ovata*	Lecythidaceae
Sapucarana	*Lecythis lurida*	Lecythidaceae
Senhora-vô	*Vitex polygama*	Lamiaceae
Sucupira-amarelo	*Ormosia arborea*	Fabaceae
Sucupira-figo-de-galinha	*Diplotropis incexis*	Fabaceae
Sucupira-mulungu	*Ormosia* sp. nov. vel aff. *O. bahiensis*	Fabaceae
Sucupira-preta	*Diplotropis incexis*	Fabaceae
Sucupira-verdadeira	*Bowdichia virgilioides*	Fabaceae
Tambor	*Enterolobium contortisiliquum*	Fabaceae
Tapia	*Crateva tapia*	Capparaceae
Taquara	*Parodiolyra micrantha*	Poaceae
Tatabură	*Pouteria venosa* subsp. *amazonica*	Sapotaceae
Tingui	*Jacaranda puberula*	Bignoniaceae
Tiririca	*Rhynchospora corymbosa*	Cyperaceae
Tiririca	*Scleria latifolia*	Cyperaceae
Tiririca-navalha	*Scleria secans*	Cyperaceae
Trepadeira	*Clematis dioica*	Ranunculaceae

Tripa-de-galinha	*Dalechampia* cf. *ilheotica*	Euphorbiaceae
Urtiga	*Cnidoscolus urens*	Euphorbiaceae
Uruba	*Ischnosiphon gracilis*	Marantaceae
Uruba-brava	*Stromanthe porteana*	Malvaceae
Urucuba	*Couepia impressa*	Chrysobalanaceae
Uruçuca	*Vochysia dardanoi*	Vochysiaceae
Uva-brava	*Cordia superba*	Boraginaceae
Vassoura-de-botão	*Staelia vestita*	Rubiaceae
Vassourinha	*Peltophorum dubium*	Fabaceae
Vassourinha-de-botão	*Scoparia dulcis*	Plantaginaceae
Velame	*Croton heliotropiifolius*	Euphorbiaceae

Tab. I.2. Nomes populares usados pelos habitantes locais com consulta à várias publicações (Corrêa et al., 1984; Camargos et al., 2001).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Angiosperm Phylogeny Group. 2009. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society* 161: 105-121.

Barbosa, M. R. V., W. W. Thomas, E. L. D. P. Zárate, R. B. De Lima, M. D. F. Agra, I. B. De Lima, M. do C. Pessoa, A. R. L. Lourenço, G. C. Delgado Júnior, R. A. S. De Pontes, E. C. O. Chagas, J. L. Viana, P. D. C. G. Neto, C. M. L. R. Araújo, A. M. A. Araújo, G. B. De Freita, J. R. Lima, F. O. Silva, L. D. A. F. Vieira, L. D. A. Pereira, R. M. T. Costa, R. C. Duré & M. D. G. V. De Sá. 2011. Checklist of the vascular plants of the Guaribas Biological Reserve, Paraíba, Brazil. *Revista Nordestina de Biologia* 20: 79-106.

Camargos, J. A. A., V. T. R. Coradin, C. M. Czarneski, D. Oliveira & I. Meguerditchian. 2001. *Catálogo de árvores do Brasil. 2. ed. rev.* IBAMA, Brasília.

Corrêa, M. P., L. De Azeredo Penna & I. B. D. D. Florestal 1984. *Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas.* Ministério da Agricultura, Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal.

Gautier, L. 2002. Liste commentée des phanérogames de la Réserve Spéciale de Manongarivo, Madagascar. *In:* L. Gautier & S. G. Goodman (eds), Inventaire floristique et faunistique de la Réserve Spéciale de Manongarivo (NW Madagascar), Boissiera 59: 105–239.

Gautier, L., R. Bolliger, M. Callmander, M. R. Hanitrarivo, I. Luino, L. Nusbaumer, P. Phillipson, L. Ranaivarisoa, P. Ranirison, B. F. L. Rakotozafy, N. Rasolofo & J. A. Tahinarivony. 2013. Inventaire des plantes vasculaires de la région de Beanka, Région Melaky, Ouest de Madagascar. Dans La forêt de Beanka, Région Melaky, Ouest de Madagascar. *In:* S. M. Goodman, L. Gautier & M. J. Raherilalao (eds.). *Malagasy Nature* 7: 127-160.

INVENTÁRIO II
DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

BRIÓFITAS

ARIANE CAILLIAU

MÉRCIA P. PEREIRA SILVA

Cailliau, A. & M. P. P. Silva. 2015. Inventário II da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Briófitas. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 549-561.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Ariane Cailliau, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève, C.P. 60, 1 ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
ariane@gmx.ch

Mércia P. Pereira Silva, Universidade Federal da Bahia, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, Laboratório de Taxonomia de Briófitas. Campus de Ondina, Ondina. CEP 40170-280. Salvador, Bahia, Brasil
merciapps@ufba.br

INVENTÁRIO

Esta é uma lista preliminar de 148 espécies e morpho-espécies de briófitas observadas na floresta de Pedra Talhada, baseada, principalmente, na identificação de espécimes coletados por Pereira Silvam. P. & Pôrto K. (2015) e na observação de fotografias gametófitos/esporófitos para esta obra. As espécies são agrupadas por musgos, hepáticas, antóceros e, em seguida, em ordem alfabética por **Família**, *Gênero* e finalmente por *espécie*. Um total de 148 espécies foram registradas, incluindo 58 hepáticas, 80 musgos e 2 antóceros. Estas espécies são representados por 36 famílias e 72 gêneros. A nomenclatura segue Crandall-Stotler et al. (2009) para as hepáticas e Goffinet et al. (2009) para os musgos. Há poucos nomes populares para as briófitas (musgos) da Reserva e até agora, não registramos nenhum.

ANTÓCEROS

Anthocerotaceae
Anthoceros sp.
Phaeoceros sp.

HEPÁTICAS

Aneuraceae
Riccardia sp.

Calypogeiaceae
Calypogeia peruviana Nees & Mont.

Fossombroniaceae
Fossombronia porphyrorhiza (Nees) Prosk.

Frullaniaceae

Frullania apiculata (Reinw. et al.) Nees
Frullania brasiliensis Raddi
Frullania ericoides (Nees) Mont.
Frullania gibbosa Nees
Frullania glomerata (Lehm. & Lindenb.) Nees & Mont.
Frullania kunzei (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb.
Frullania setigera Steph.
Frullania sp. 1
Frullania sp. 2

Lejeuneaceae

Anoplolejeunea conferta (C.F.W.Meissn.) A.Evans
Bryopteris diffusa (Sw.) Nees
Bryopteris filicina (Sw.) Nees
Bryopteris sp.
Ceratolejeunea ceratantha (Nees & Mont.) Steph.
Cheilolejeunea adnata (Kunze) Grolle
Cheilolejeunea oncophylla (Ångstr.) Grolle & E. Reiner
Cheilolejeunea rigidula (Mont.) R.M.Schust.
Cololejeunea diaphana A. Evans
Cololejeunea obliqua (Nees & Mont.) Schiffn.
Diplasiolejeunea brunnea Steph.
Drepanolejeunea bidens (Steph.) A.Evans
Drepanolejeunea fragilis Bischl.
Drepanolejeunea mosenii (Steph.) Bischl.
Drepanolejeunea sp.
Harpalejeunea stricta (Lindenb. & Gottsche) Steph.
Lejeunea caulicalyx (Steph.) E.Reiner & Goda
Lejeunea cerina (Lehm. & Lindenb.) Gottsche
Lejeunea flava (Sw.) Nees
Lejeunea laetevirens Nees & Mont.
Lejeunea magnoliae Lindenb. & Gottsche
Leptolejeunea elliptica (Lehm. & Lindenb.) Schiffn.
Leucolejeunea xanthocarpa (Lehm. & Lindenb.) A. Evans
Lopholejeunea subfusca (Nees) Schiffn.
Marchesinia brachiata (Sw.) Schiffn.
Odontolejeunea lunulata (Weber) Schiffn.
Omphalanthus filiformis (Sw.) Nees
Rectolejeunea flagelliformis A. Evans
Schiffneriolejeunea polycarpa (Nees) Gradst.
Symbiezidium barbiflorum (Lindenb. & Gottsche) A. Evans
Indet. sp.

Lepidoziaceae

Telaranea sp.

Lophocoleaceae

Chiloscyphus liebmannianus (Gottsche) J.J.Engel & R.M. Schust.
Indet. sp.

Metzgeriaceae

Metzgeria albinea Spruce
Metzgeria ciliata Raddi

Plagiochilaceae

*Plagiochila aerea*Taylor
Plagiochila disticha (Lehm. & Lindenb.) Lindenb.
Plagiochila martiana (Nees) Lindenb.
Plagiochila montagnei Nees
Plagiochila raddiana Lindenb.
Plagiochila sp.
Indet. sp.

Ricciaceae

Riccia sp. 1
Riccia sp. 2

Targioniaceae

Cyathodium cavernarum Kunze

MUSGOS

Archidiaceae

Archidium ohioense Schimp. ex Müll. Hal.

Brachytheciaceae

Meteoridium remotifolium (Müll.Hal.) Manuel
Squamidium brasiliense Broth.
Zelometeorium patulum (Hedw.) Manuel

Bryaceae

Bryum argenteum Hedw.

LN 4379

Bryum billarderi (Schwägr.) Spence
Bryum densifolium (Brid.) Ochyra

LN 4199; LN 4498

Bryum pseudocapillare (Besch.) Ochyra H. P. Ramsay
Rhodobryum beyrichianum (Hornsch.) Müll. Hal.
Rhodobryum roseum (Hedw.) Limpr.
Rhodobryum sp.
Indet. sp.

Calymperaceae

Calymperes afzelii Sw.

LN 4510

Calymperes palisotii Schwägr.
Octoblepharum cf. *albidum* Hedw.
Octoblepharum pulvinatum (Dozy & Molk.) Mitt.
Octoblepharum sp.
Syrrhopodon africanus (Mitten) Paris spp. *graminicola* (R. S. Williams) Reese
Syrrhopodon cryptocarpos Dozy & Molk.
Syrrhopodon incompletus Schwägr.

LN 4512; LN 4533

Syrrhopodon ligulatus Mont.

LN 4486

Syrrhopodon parasiticus (Brid.) Besch.
Syrrhopodon prolifer Schwägr.
LN 4542

Cryphaeaceae

Schoenobryum concavifolium (Griff.) Gangulee

Daltoniaceae

Daltonia brasiliensis Mitt.

Dicranaceae

Leucoloma cruegerianum (Müll. Hal.) A. Jaeger
LN 4447; LN 4509; LN 4511; LN 4514

Leucoloma serrulatum Brid.
Leucoloma sp.

Fabroniaceae

Fabronia ciliaris (Brid.) Brid.

Fissidentaceae

Fissidens asplenioides Hedw.
LN 4505

Fissidens pellucidus Hornsch.
LN 4462

Fissidens radicans Mont.
Fissidens serratus Müll. Hal.
Fissidens zollingeri Mont.

Hookeriaceae

Crossomitrium patrisiae (Brid.) Müll. Hal.

Lembophyllaceae

Orthostichella versicolor (Müll.Hal.) B.H.Allen & W.R.Buck

Leucobryaceae

Bryohumbertia filifolia (Hornsch.) J.-P. Frahm
Campylopus gardneri (Müll.Hal.) Mitt.
Campylopus oerstedianus (Müll. Hal.) Mitt.
LN 4384

Campylopus savannarum (Müll.Hal.) Mitt.
LN 4441

Campylopus sp. 1
Campylopus sp. 2
Leucobryum sp.
Ochrobryum gardneri (Müll. Hal.) Mitt.
LN 4377; LN 4483

Ochrobryum subulatum Hampe
LN 4459

Meteoriaceae

Floribundaria flaccida (Mitt.) Broth.

Neckeraceae

Neckeropsis undulata (Hedw.) Reichardt
Indet. sp.

Orthotrichaceae

Groutiella apiculata (Hook.) H.A.Crum & Steere
Groutiella tomentosa (Hornsch.) Wijk & Margad.
LN 4194; LN 4452; LN 4540

Macromitrium cirrosum (Hedw.) Brid.
Macromitrium sp.

Phyllogoniaceae

Phyllogonium viride Brid.

Pilotrichaceae

Callicostella merkelii (Hornsch.) A. Jaeger
LN 4309

Callicostella pallida (Hornsch.) Angstr.
Lepidopilidium plebejum (Müll. Hal.) Sehnem
Lepidopilum scabrisetum (Schwägr.) Steere

Pottiaceae

Hyophyla involuta (Hook.) A.Jaeger

Pterobryaceae

Henicodium geniculatum (Mitt.) W.R.Buck
Jaegerina scariosa (Lorentz) Arzeni
LN 4535

Orthostichopsis tortipilis (Müll. Hal.) Broth.
LN 4442

Pylaisiadelphaceae

Isopterygium subbrevisetum (Hampe) Broth.
Isopterygium tenerifolium Mitt.
Isopterygium tenerum (Sw.) Mitt.
Taxithelium planum (Brid.) Mitt.
LN 4503

Racopilaceae

Racopilum tomentosum (Hedw.) Brid.
LN 4391; LN 4499

Sematophyllaceae

Acroporium caespitosum (Hedw.) W.R.Buck
Aptychopsis pungifolia (Hampe) Broth.
LN 4504

Donnellia commutata (Müll. Hal.) W.R. Buck
Sematophyllum lignicola Ångstr.
LN 4537; LN 4539

Sematophyllum subpinnatum (Brid.) E.Britton
Sematophyllum subsimplex (Hedw.) Mitt.

Sematophyllum sp.
Trichosteleum intricatum (Thér.) J. Florsch
LN 4534

Trichosteleum papillosum (Hornsch.) A.Jaeger
Trichosteleum vincentinum (Mitt.) A.Jaeger
Indet sp. 1
Indet sp. 2

Stereophyllaceae

Entodontopsis leucostega (Brid.) W.R.Buck & Ireland
Entodontopsis nitens (Mitt.) W.R.Buck & Ireland
LN 4380

Pilosium chlorophyllum (Hornsch.) Müll. Hal.
LN 4455

Stereophyllum radiculosum (Müll. Hal.) A. Jaeger

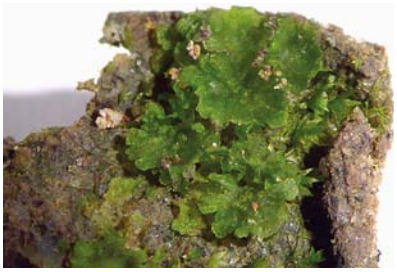
Thuidiaceae

Thuidium tomentosum Schimp. ex Besch.
LN 4451

Indet.

Indet sp. 1
Indet sp. 2
Indet sp. 3
Indet sp. 4
Indet sp. 5

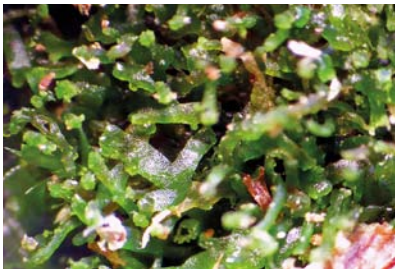
ANTÓCEROS



Anthocerotaceae *Anthoceros* sp.

Anthocerotaceae *Phaeoceros* sp.

HEPÁTICAS



Aneuraceae *Riccardia* sp.

Calypogeiaceae *Calypogeia peruviana*

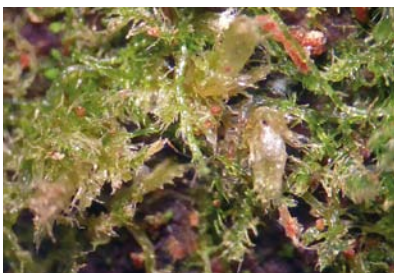
Frullaniaceae *Frullania* sp. 1

Frullaniaceae *Frullania* sp. 2

Lejeuneaceae *Bryopteris* sp.

Lejeuneaceae *Drepanolejeunea* sp.

Lejeuneaceae Indet. sp. 1



Lepidoziaceae *Telaranea* sp.

Lophocoleaceae *Chiloscyphus liebmannianus*

Lophocoleaceae Indet. sp.

Plagiochilaceae *Plagiochila* sp.

Plagiochilaceae Indet. sp.

Ricciaceae *Riccia* sp. 1

Ricciaceae *Riccia* sp. 2

Targioniaceae *Cyathodium cavernarum*

MUSGOS

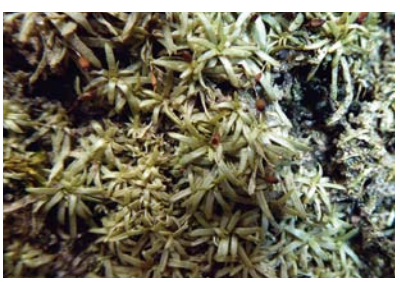
Bryaceae *Bryum argenteum*

Bryaceae *Bryum densifolium*

Bryaceae *Rhodobryum* sp.

Bryaceae Indet. sp.

Calymperaceae *Calymperes afzelii*

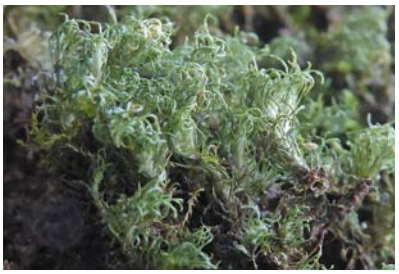


Calymperaceae *Octoblepharum* cf. *albidum*

Calymperaceae *Octoblepharum* sp.

Calymperaceae *Syrrhopodon incompletus*

Calymperaceae *Syrrhopodon ligulatus*



Calymperaceae *Syrrhopodon prolifer*

Dicranaceae *Leucoloma cruegerianum*

Dicranaceae *Leucoloma* sp.

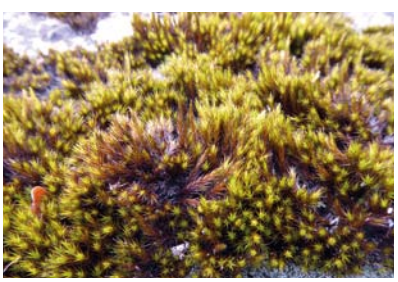
Fissidentaceae *Fissidens asplenioides*

Fissidentaceae *Fissidens pellucidus*

Leucobryaceae *Campylopus oerstedianus*

Leucobryaceae *Campylopus savannarum*

Leucobryaceae *Campylopus* sp. 1



Leucobryaceae *Campylopus* sp. 2

Leucobryaceae *Leucobryum* sp.

Leucobryaceae *Ochrobryum gardneri*

Leucobryaceae *Ochrobryum subulatum*

Neckeraceae Indet. sp.

Orthotrichaceae *Groutiella tomentosa*

Orthotrichaceae *Macromitrium* sp.

Phyllogoniaceae *Phyllogonium viride*

Pilotrichaceae *Callicostella merkelii*

Pterobryaceae *Jaegerina scariosa*

Pterobryaceae *Orthostichopsis tortipilis*

Pylaisiadelphaceae *Taxithelium planum*

Racopilaceae *Racopilum tomentosum*

Sematophyllaceae *Aptychopsis pungifolia*

Sematophyllaceae *Sematophyllum lignicola*

Sematophyllaceae *Sematophyllum* sp.

Sematophyllaceae Indet sp. 1

Sematophyllaceae Indet sp. 2

Stereophyllaceae *Entodontopsis nitens*

Stereophyllaceae *Pilosium chlorophyllum*

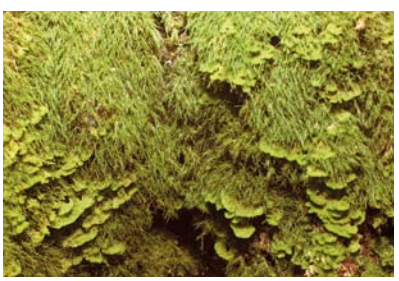
Stereophyllaceae *Stereophyllum radiculosum*

Thuidiaceae *Thuidium tomentosum*

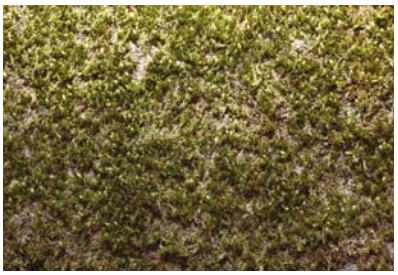
Indet. Indet sp. 1

Indet. Indet sp. 2

Indet. Indet sp. 3



Indet. Indet sp. 4



Indet. Indet sp. 5

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA III

FUNGOS E LIQUENS

LOUIS NUSBAUMER

MARCELA EUGENIA DA SILVA CÁCERES

ANDRE APTROOT

TATIANA B. GIBERTONI

EGON HORAK

Nusbaumer, L., M. E. S. Cáceres, A. Aptroot, T. B. Gibertoni & E. Horak. 2015. Inventário III da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Fungos e Liquens. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 563-578.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Louis Nusbaumer, Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève e Laboratoire de botanique systématique et biodiversité, Université de Genève, C.P. 60, 1ch. de l'Impératrice, 1292 Chambésy, Suiça
louis.nusbaumer@ville-ge.ch

Marcela Eugenia da Silva Cáceres, Departamento de Biociências, Universidade Federal de Sergipe, CEP 49500-000, Itabaiana, Sergipe, Brasil
mscaceres@hotmail.com

Andre Aptroot, ABL Herbarium, Gerrit van der Veenstraat 107, NL-3762 XK Soest, The Netherlands
andreaptroot@gmail.com

Tatiana B. Gibertoni, Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, Av. Nelson Chaves s/n, 50670-420 Recife, PE, Brasil
tbgibertoni@hotmail.com

Egon Horak, Mikrobiologisches Institut-Universität Technikerstrasse 25, 6 Stockwerk, A-6020 Innsbruck, Austria
sporax@gmx.net

INVENTÁRIO

Primeira lista provisional de 63 táxons de macrofungos, 41 de lichens e 3 de myxomycetes observados na floresta de Pedra Talhada (tentativa de identificação baseada em fotografias dos esporocarpos). Estas espécies são agrupadas por **FUNGOS** o **FUNGOS LIQUENIZADOS**, por **Morfologia dos esporocarpos** o **dos talo**, em seguida, em ordem alfabética por **Família**, *Gênero* e *espécie*, finalmente. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada. A nomenclatura segue índice fungorum (www.indexfungorum.org).

FUNGOS

Cogumelos, Fungos com lamelas

Nome popular

Agaricaceae

Agaricus sp. 1
Chlorophyllum molybdites (G. Mey.) Massee
Chlorophyllum sp. 1
Lepiota sp. 1
Leucocoprinus fragilissimus (Berk. & M.A. Curtis) Pat.
Macrolepiota sp. 1

Cantharellaceae
Cantharellus sp. 1

Coprinaceae
Coprinus sp. 1
Panaeolus sp. 1

Entolomataceae
Entoloma sp. 1

Hygrophoraceae
Hygrocybe sp. 1

Marasmiaceae
Campanella sp. 1
Crinipellis eggersii Pat.
Favolaschia sp. 1
Hydropus sp. 1
Lactocollybia sp. 1
Marasmiellus sp. 1
Marasmius haematocephalus (Mont.) Fr.
Marasmius rhyssophyllus Mont. ex Berk. & M.A. Curtis
Marasmius aff. *siccus* (Schwein.) Fr.
Marasmius sp. 1
Tetrapyrgos nigripes (Fr.) E. Horak
Trogia sp. 1

Mycenaceae
Heimiomyces sp. 1
Mycena cf. *pura* (Pers.) P. Kumm.

Physalacriaceae
Cyptotrama sp. 1
Flammulina sp. 1

Pluteaceae
Pluteus sp. 1

Psathyrellaceae
Psathyrella sp. 1

Russulaceae
Russula sp. 1

Strophariaceae
Agrocybe sp. 1
Stropharia sp. 1

Tricholomataceae
Collybia sp. 1
Collybia sp. 2
Tricholoma sp. 1

Boletos

Boletaceae
Tylopilus sp. 1

Fungos gelatinosos

Auriculariaceae
Auricularia fuscosuccinea (Mont.) Henn.

Dacryomycetaceae
Dacryopinax sp. 1

Fungos coralóides e clavarióides

Gomphaceae
Ramaria zippelii (Lév.) Corner

Pterulaceae
cf. *Pterula* sp. 1

Polyporos (Fungos poróides)

Ganodermataceae
Ganoderma sp. 1

Hymenochaetaceae
Hymenochaete damicornis Speg.
Phellinus sp. 1

Meruliaceae
Cymatoderma sp. 1
Podoscypha sp. 1

Pleurotaceae
Pleurotus sp. 1

Polyporaceae
Favolus tenuiculus P. Beauv.
Polyporus sp. 1
Pycnoporus sanguineus (L.) Murrill

Schizophyllaceae
Schizophyllum sp. 1

Peidos-de-lobo

Agaricaceae
Lycoperdon sp. 1

Geastraceae
Geastrum sp. 1 — Estrelas da terra
Geastrum sp. 2

Chifres-fétidos

Phallaceae
Clathrus cf. *chrysomycelinus* Möller
Phallus indusiatus (Vent.) Desv.
Staheliomyces cinctus E. Fisch

Fungos taça

Pezizaceae
Peziza sp. 1

Sarcoscyphaceae
Cookeina sp. 1

Fungos cálice (dedo-de-defunto)

Xylariaceae
Thamnomyces chordalis Fr.
LN 4196

Xylaria cf. *hypoxylon* (L.) Grev.
Xylaria sp. 1

Indet.
Indet. sp. 1

Fungos balão

Xylariaceae
Annulohypoxylon stygium (Lév.) Y. M. Ju, J. D. Rogers & H. M. Hsieh

FUNGOS LIQUENIZADOS

Liquens fruticosos

Parmeliaceae
Usnea angulata Ach
Usnea sp. 1

Ramalinaceae
Ramalina cf. *denticulata* (Eschw.) Nyl.

Liquens foliáceos

Cladoniaceae
Cladonia ceratophylla (Sw.) Spreng.
Cladonia confusa R. Sant.
Cladonia kalbii (Ahti) Ahti & de Priest
Cladonia cf. *rugicaulis* Ahti
Cladonia sp. 1

Coenogoniaceae
Coenogonium sp. 1

Collemataceae
Leptogium cf. *cochleatum* (Dicks.) P.M. Jørg. & P. James
Leptogium cf. *corticola* (Taylor) Tuck.
Leptogium cyanescens (Pers.) Körb.
Leptogium sp. 1

Lobariaceae
Sticta weigelii Isert

Parmeliaceae
Parmotrema sp. 1
Parmotrema sp. 2
Xanthoparmelia sp. 1
Xanthoparmelia sp. 2
Xanthoparmelia sp. 3

Physciaceae
Heterodermia cf. *obscurata* (Nyl.) Trevis.
Heterodermia leucomelos (L.) Poelt
Phaeophyscia hispidula (Ach.) Essl.

Ramalinaceae
Phyllopsora sp. 1

Teloschistaceae
Caloplaca ochraceofulva (Müll. Arg.) Jatta
Teloschistes exilis (Michx.) Vain.

Liquens crostosos

Arthoniaceae
cf. *Cryptothecia* sp. 1
cf. *Cryptothecia* sp. 2
cf. *Cryptothecia* cf. sp. 3
Herpothallon rubrocinctum (Ehrenb.) Aptroot, Lücking & G. Thor
Herpothallon sp. 1

Graphidaceae
Leptotrema cf. *wightii* (Taylor) Müll. Arg.
cf. *Ocellularia* sp. 1

Pertusariaceae
Pertusaria subventosa Malme

Physciaceae
Buellia sp. 1
Pyxine cf. *petricola* Nyl.
Pyxine sp. 1

Porinaceae
cf. *Porina* sp. 1
cf. *Porina* sp. 2
cf. *Porina* sp. 3

Indet.
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2

MYXOMYCETES

Ceratiomyxaceae
Ceratiomyxa fruticulosa (O. F. Müll.)T. Macbr.

Stemonitidaceae
Stemonitis cf. *fusca* Roth

Indet.
Indet. sp. 1

COGUMELOS, FUNGOS COM LAMELAS

Agaricaceae *Agaricus* sp. 1

Agaricaceae *Chlorophyllum molybdites*

Agaricaceae *Chlorophyllum* sp. 1

Agaricaceae *Lepiota* sp. 1

Agaricaceae *Leucocoprinus fragilissimus*

Agaricaceae *Macrolepiota* sp. 1

Cantharellaceae *Cantharellus* sp. 1

Coprinaceae *Coprinus* sp. 1

Coprinaceae *Panaeolus* sp. 1

Entolomataceae *Entoloma* sp. 1

Hygrophoraceae *Hygrocybe* sp. 1

Marasmiaceae *Campanella* sp. 1

Marasmiaceae *Crinipellis eggersii*

Marasmiaceae *Favolaschia* sp. 1

Marasmiaceae *Hydropus* sp. 1

Marasmiaceae *Lactocollybia* sp. 1

Marasmiaceae *Marasmiellus* sp. 1

Marasmiaceae *Marasmius haematocephalus*

Marasmiaceae *Marasmius rhyssophyllus*

Marasmiaceae *Marasmius* aff. *siccus*

Marasmiaceae *Marasmius* sp. 1

Marasmiaceae *Tetrapyrgos nigripes*

Marasmiaceae *Trogia* sp. 1

Mycenaceae *Heimiomyces* sp. 1

Mycenaceae *Mycena* cf. *pura*

Physalacriaceae *Cyptotrama* sp. 1

Physalacriaceae *Flammulina* sp. 1

Pluteaceae *Pluteus* sp. 1

Psathyrellaceae *Psathyrella* sp. 1

Russulaceae *Russula* sp. 1

Strophariaceae *Agrocybe* sp. 1

Strophariaceae *Stropharia* sp. 1

Tricholomataceae *Collybia* sp. 1

Tricholomataceae *Collybia* sp. 2

Tricholomataceae *Tricholoma* sp. 1

BOLETOS

Boletaceae *Tylopilus* sp. 1

FUNGOS GELATINOSOS

Auriculariaceae *Auricularia fusco-succinea*

Dacrymycetaceae *Dacryopinax* sp. 1

FUNGOS CORALÓIDES E CLAVARIÓIDES

Gomphaceae *Ramaria zippelii*

POLYPOROS

Pterulaceae cf. *Pterula* sp. 1

Ganodermataceae *Ganoderma* sp. 1

Hymenochaetaceae *Hymenochaete damicornis*

Hymenochaetaceae *Phellinus* sp. 1

Meruliaceae *Cymatoderma* sp. 1

Meruliaceae *Podoscypha* sp. 1

Pleurotaceae *Pleurotus* sp. 1

Polyporaceae *Favolus tenuiculus*

Polyporaceae *Polyporus* sp. 1

Polyporaceae *Pycnoporus sanguineus*

Schizophyllaceae *Schizophyllum* sp. 1

PEIDOS-DE-LOBO

Agaricaceae *Lycoperdon* sp. 1

Geastraceae *Geastrum* sp. 1

Geastraceae *Geastrum* sp. 2

CHIFRES-FÉTIDOS

Phallaceae *Clathrus* cf. *chrysomycelinus*

Phallaceae *Phallus indusiatus*

Phallaceae *Staheliomyces cinctus*

FUNGOS TAÇA

Pezizaceae *Peziza* sp. 1

FUNGOS CÁLICE

Sarcoscyphaceae *Cookeina* sp. 1

Xylariaceae *Thamnomyces chordalis*

Xylariaceae *Xylaria* cf. *hypoxylon*

Xylariaceae *Xylaria* sp. 1

Indet. Indet. sp. 1

FUNGOS BALÃO

Xylariaceae *Annulohypoxylon stygium*

LÍCHENS FRUTICOSO

Parmeliaceae *Usnea angulata*

Parmeliaceae *Usnea* sp. 1

Ramalinaceae *Ramalina* cf. *denticulata*

LÍCHENS

Cladoniaceae *Cladonia ceratophylla*

Cladoniaceae *Cladonia confusa*

Cladoniaceae *Cladonia kalbii*

Cladoniaceae *Cladonia* cf. *rugicaulis*

Cladoniaceae *Cladonia* sp. 1

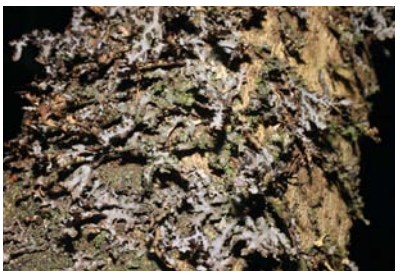
Coenogoniaceae *Coenogonium* sp. 1

Collemataceae *Leptogium* cf. *cochleatum*

Collemataceae *Leptogium* cf. *corticola*

Collemataceae *Leptogium cyanescens*

Collemataceae *Leptogium* sp. 1



Lobariaceae *Sticta weigelii*

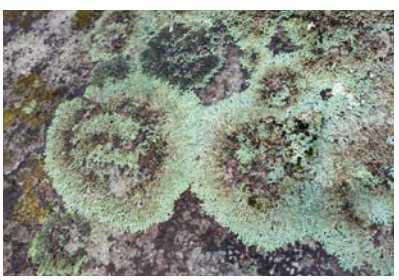
Parmeliaceae *Parmotrema* sp. 1

Parmeliaceae *Parmotrema* sp. 2

Parmeliaceae *Xanthoparmelia* sp. 1

Parmeliaceae *Xanthoparmelia* sp. 2

Parmeliaceae *Xanthoparmelia* sp. 3



Physciaceae *Heterodermia* cf. *obscurata*

Physciaceae *Heterodermia leucomelos*

Physciaceae *Phaeophyscia hispidula*

Ramalinaceae *Phyllopsora* sp. 1

Teloschistaceae *Caloplaca ochraceo-fulva*

LICHENS CROSTOSOS

Teloschistaceae *Teloschistes exilis*

Arthoniaceae cf. *Cryptothecia* sp. 1

Arthoniaceae cf. *Cryptothecia* sp. 2

Arthoniaceae cf. *Cryptothecia* sp. 3

Arthoniaceae *Herpothallon rubrocinctum*

Arthoniaceae *Herpothallon* sp. 1

Graphidaceae *Leptotrema* cf. *wightii*

Graphidaceae cf. *Ocellularia* sp. 1

Pertusariaceae *Pertusaria subventosa*

Physciaceae *Buellia* sp. 1

Physciaceae *Pyxine* cf. *petricola*

Physciaceae *Pyxine* sp. 1

Porinaceae cf. *Porina* sp. 1

Porinaceae cf. *Porina* sp. 2

Porinaceae cf. *Porina* sp. 3

Indet. sp. 1

Indet. sp. 2

MYXOMYCETES

Ceratiomyxaceae *Ceratiomyxa fruticulosa*

Stemonitidaceae *Stemonitis* cf. *fusca*

Indet. Indet. sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA IV

PLANÁRIAS (PLATYHELMINTHES)

ILANA ROSSI

PITER KEHOMA BOLL

SILVANA VARGAS DO AMARAL

ANA MARIA LEAL-ZANCHET

Rossi, I., P. K. Boll, S. V. Amaral & A. M. Leal-Zanchet. 2015. Inventário IV da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Planárias (Platyhelminthes). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 581-583.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Ilana Rossi, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
ilanarossi@hotmail.com

Piter Kehoma Boll, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
piterkeo@gmail.com

Silvana Vargas do Amaral, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos - UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
sil_amaral@hotmail.com

Ana Maria Leal-Zanchet, Instituto de Pesquisas de Planárias e Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos - UNISINOS, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil
zanchet@unisinos.br

INVENTÁRIO

A presente lista representa 2 morfoespécies de planárias (**Subordem Continenticola**, **Família Geoplanidae**, **Subfamília Geoplaninae**) documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada, a partir de observações ocasionais. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature, http://iczn.org. Todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada.

Geoplaninae
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2

CONTINENTICOLA

Geoplanidae Indet. sp. 1

Geoplanidae Indet. sp. 2

INVENTÁRIO V
DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

MOLUSCOS (MOLLUSCA)

PHILIPPE MAESTRATI

LUIZ RICARDO SIMONE

PHILIPPE BOUCHET

Maestrati, P., L. R. Simone & P. Bouchet. 2015. Inventário V da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Moluscos (Mollusca). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 585-593.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Philippe Maestrati, Muséum national d'Histoire naturelle, Département Systématique et Évolution, UMR 7205 ISyEB, CP 51, 55, rue Buffon, 75005 Paris, France
philippe.maestrati@mnhn.fr

Luiz Ricardo Simone, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, CEP 42494, 04299-970 São Paulo, SP, Brasil
lrsimone@usp.br

Philippe Bouchet, Muséum national d'Histoire naturelle, Département Systématique et Évolution, UMR 7205 ISyEB, CP 51, 55, rue Buffon, 75005 Paris, France
pbouchet@mnhn.fr

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 53 espécies de moluscos (Gastropoda) documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada por ordem sistemática de **Família**, *Gênero* e *espécies*.

Helicinidae
Helicina cf. *rotundata* Wagner, 1910
Alcadia sp. 1

Megalomastomidae
Aperostoma cf. *blanchetiana* (Moricand, 1826)
Cyclopomops sp. 1

Diplommatinidae
Adelopoma sp. 1

Ampullariidae
Pomacea sp. 1

Veronicellidae
Sarasinula sp. 1
Sarasinula sp. 2
cf. *Sarasinula* sp. 3

Vertiginidae
Gastrocopta sp. 1
Pupisoma sp. 1
Pupisoma sp. 2

Bulimulidae
Rhinus velutinohispidus (Moricand, 1836)
Drymaeus flexilabris (Pfeiffer, 1853)
Drymaeus cf. *poecilus* (d'Orbigny, 1837)
Oxychona bifasciata (Burrow, 1815)
Orthalicus prototypus Pilsbry, 1899
Entodina cf. *derbyi* (Ihering, 1912)
Biotocus turbinatus (Pfeiffer, 1845)

Amphibulimidae
Simpulopsis sp. 1
Simpulopsis sp. 2
Eudioptus cf. *citrinovitreus* (Moricand, 1836)

Ferussaciidae
Cecilioides cf. *consobrina* (d'Orbigny, 1841)

Subulinidae
Obeliscus cf. *carphodes* (Pfeiffer, 1852)
Lamellaxis sp. 1
Dysopeas sp. 1
Allopeas cf. *micra* (d'Orbigny, 1835)
Leptinaria cf. *unilamellata* (d'Orbigny, 1835)
Leptinaria sp. 1
Synapterpes sp. 1
Stenogyra cf. *octogyra* (Pfeiffer, 1856)

Streptaxidae
Streptartemon cookeanus (Baker, 1914)
Streptaxis subregularis (Pfeiffer, 1846)

Strophocheilidae
Strophocheilus calus Pilsbry, 1901

Megalobulimidae
Megalobulimus oliveirai (Bequaert, 1948)
Megalobulimus aff. *garbeanus* Leme, 1964

Systrophiidae
Scolodonta spirorbis (Deshayes, 1860)
Tamayoa banghaasi (Boettger in Thiele, 1927)
Happia sp. 1
Entodina sp. 1

Charopidae
Radiodiscus sp. 1
Radiodiscus sp. 2
Lilloiconcha superba (Thiele, 1927)
Lilloiconcha cf. *gordurasensis* (Thiele, 1927)
Radioconus amoenus (Thiele, 1927)
Charopidae sp. 1

Succineidae

Omalonyx cf. *unguis* (d'Orbigny, 1835)

Euconulidae

Pseudoguppya semenlini (Moricand, 1846)
Habroconus sp. 1
Habroconus sp. 2

Solaropsidae

Solaropsis pascalia (Caillaud, 1857)
Solaropsis cf. *pellisserpentis* (Chemnitz, 1795)
Psadara sp. 1

Helicinidae *Helicina* cf. *rotundata* [10 mm]

Helicinidae *Alcadia* sp. 1 [4-5 mm]

Megalomastomidae *Aperostoma* cf. *blanchetiana* [25 mm]

Megalomastomidae *Cyclopomops* sp. 1 [5 mm]

Diplommatinidae *Adelopoma* sp. 1 [2 mm]

Veronicellidae *Sarasinula* sp. 1

Bulimulidae *Rhinus velutinohispidus* [20 mm]

Bulimulidae *Drymaeus flexilabris* [30 mm]

Bulimulidae *Drymaeus* cf. *poecilus* [40 mm]

Bulimulidae *Oxychona bifasciata* [20 mm]

Amphibulimidae *Simpulopsis* sp. 1 [10 mm]

Amphibulimidae *Simpulopsis* sp. 2 [15 mm]

Ferussaciidae *Cecilioides* cf. *consobrina* [3 mm]

Subulinidae *Obeliscus* cf. *carphodes* [55 mm]

Subulinidae *Allopeas* cf. *micra* [10 mm]

Subulinidae *Leptinaria* cf. *unilamellata* [13 mm]

Subulinidae *Leptinaria* sp. 1 [5 mm]

Subulinidae *Synapterpes* sp. 1 [15 mm]

Subulinidae *Stenogyra* cf. *octogyra* [5 mm]

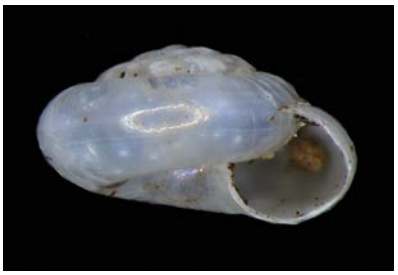
Streptaxidae *Streptaxis subregularis* [20 mm]

Megalobulimidae *Megalobulimus oliveirai* [83 mm]

Megalobulimidae *Megalobulimus* aff. *garbeanus* [60 mm]

Systrophiidae *Scolodonta spirorbis* [2 mm]

Systrophiidae *Tamayoa banghaasi* [5 mm]



Systrophiidae *Happia* sp. 1 [1 mm]

Charopidae *Radiodiscus* sp. 1 [1,5 mm]

Charopidae *Radiodiscus* sp. 2 [1 mm]

Charopidae *Lilloiconcha superba* [3,5 mm]

Charopidae *Lilloiconcha* cf. *gordura-sensis* [2 mm]

Charopidae *Radioconus amoenus* [2 mm]

Charopidae Charopidae sp. 1

Solaropsidae *Solariopsis pascalia* [40 mm]

Solaropsidae *Psadara* sp. 1 [10 mm]

Espécies	Reserva de Pedra Talhada	Capoeira em torno da Reserva	Igaci campo	Paulo Jacinto	Meirus	Olho d'agua	Coité	Pão de Açúcar	Belo Monte
Helicina cf. *rotundata* sp. 1 (sp.)	x	x			x	x			
Alcadia sp. 1	x								
Cyclopomops sp. 1	x								
Aperostoma cf. *rotundata*	x								
Adelopoma sp. 1	x								
Pomacea sp. 1	x								
Veronicellidae sp. 1	x								
Veronicellidae sp. 2	x								
? Veronicellidae sp. 3	x								
Gastrocoptinae sp. 1				x	x			x	
Gastrocoptinae sp. 2				x	x	x		x	
Gastrocoptinae sp. 3		x			x			x	
Gastrocoptinae sp. 4	x							x	
Gastrocoptinae sp. 5			x						
Pupisoma sp. 1	x	x	x	x				x	
Pupisoma sp. 2	x				x				
?*Pupisoma* sp. 3	x	x		x	x				
Orthalicus prototypus		x		x	x	x		x	x
Anctus angiostomus								x	x
Drymaeus flexilabris	x								
Drymaeus sp. 1	x	x		x	x				
Drymaeus cf. *poecilus*	x								
Oxychona bifasciata	x								
Rhinus velutinohispidus	x								
Bulimulidae sp. 1			x	x	x	x			x
Bulimulidae sp. 2			x		x	x		x	x
Bulimulidae sp. 3							x		
Bulimulidae sp. 4		x							
Biotocus turbinatus	x								
Biotocus cumingi			x						x
Cyclodontina inflata			x			x	x		
Cyclodontina sectilabris								x	
Cecilioides cf. *consobrina*	x		x		x			x	
Neobeliscus carphodes	x								
Leptinaria cf. *unilamellata*	x						x		
Subulinidae sp. 1	x								
Subulinidae sp. 2	x								
Subulinidae sp. 3	x	x					x		
Subulinidae sp. 4	x								
Subulinidae sp. 5	x								
Beckianum beckianum		x	x		x	x	x	x	x
Subulinidae sp. 6			x	x	x	x	x		
Dysopeas sp. 7			x	x	x				x

Espécies	Reserva de Pedra Talhada	Capoeira em torno da Reserva	Igaci campo	Paulo Jacinto	Meirus	Olho d'agua	Coité	Pão de Açúcar	Belo Monte
Streptaxis subregularis	x	x							
Streptaxis sp. 1								x	
Streptaxis sp. 2			x	x	x	x	x		x
Strophocheilus calus	x								
Megalobulimus aff. *garbeanus*	x								
Megalobulimus oliveirai	x								
Tamayoa banghaasi	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Microhappia cf. *brasiliensis*	x								
Entodina cf. *derbyi*									x
Systrophiidae sp. aff. *spirorbis*	x								
Systrophiidae sp. 1	x								
Systrophiidae sp. 2		x							
Systrophiidae sp. 3	x			x	x				
Radioconus amoenus	x								
Lilloiconcha cf. *superba*	x								
Lilloiconcha cf. *gordurensis*	x								
Radiodiscus sp. 2	x								
"Charopidae" sp. 3	x								
Radiodiscus sp. 4	x		x		x				
Pseudoguppya semenlini	x				x				
Habroconus sp. 1	x								
Habroconus sp. 2	x				x	x			
Solaropsis pascalia	x								
Eudioptus cf. *citrinovitreus*	x								
Simpulopsis sp. 2	x								
Simpulopsis sp. 3	x								
Psadara sp. 1	x								
Omalonyx cf. *unguis*	x								
"Succinea" sp. 1		x	x	x					
TOTAL	50	13	14	13	20	11	8	13	10

Tab. V.1. Comparação entre a fauna malacológica da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva) e de outros lugares do Agreste e Caatinga alagoano.

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA VI

ARACNÍDEOS (ARACHNIDA)

ROGÉRIO BERTANI

LAURENT GODÉ

ADRIANO KURY

MARIE-LOUISE CÉLÉRIER

Bertani, R., L. Godé, A. Kury & M.-L. Célérier. 2015. Inventário VI da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Aracnídeos (Arachnida). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 595-601.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Rogério Bertani, Pesquisador Científico. Instituto Butantan, Laboratório Especial de Ecologia e Evolução. Av. Vital Brazil, 1500 – 05503-900 – São Paulo SP, Brasil
bertani.rogerio@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Adriano Kury, Departamento de Invertebrados, Museu Nacional/UFRJ, Rio de Janeiro, Brazil
adrianok@gmail.com

Marie-Louise Célérier (retired), Laboratoire d'Ecologie, Université Pierre et Marie Curie (Paris 6), France
mlcelerier@hotmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 31 espécies e morfoespécies de aracnídeos documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a *International Commission on Zoological Nomenclature* (ICZN - http://iczn.org). As espécies estão agrupadas por **ORDEM**, **Infraordem**, **Família**, *Gênero* e, finalmente, *espécie*. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva Biológica de Pedra Talhada mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

ARANEAE

Mygalomorphae (aranhas-caranguejeiras)

	Nome popular
Dipluridae	
Linothele sp. 1	Aranha-caranguejeira
Theraphosidae	
Iridopelma hirsutum Pocock, 1901	Aranha-caranguejeira
Lasiodora parahybana Mello-Leitão, 1917	Aranha-caranguejeira
Pachistopelma rufonigrum Pocock, 1901	Aranha-caranguejeira-de-bromélia
Proshapalopus multicuspidatus (Mello-Leitão, 1929)	Aranha-caranguejeira

Araneomorphae (outras aranhas)

Araneidae

Alpaida sp. 1	Aranha-de-teia
Argiope argentata (Fabricius, 1775)	Aranha-prata, aranha-prateada
Eriophora fuliginea (C. L. Koch, 1838)	Aranha-de-teia
Micrathena schreibersi (Perty, 1833)	Aranha-de-teia
Micrathena sp. 1	Aranha-de-teia
Parawixia bistriata (Rengger, 1836)	Aranha-social

Corinnidae

Indet. sp. 1	Aranha

Ctenidae

Ancylometes sp. 1	Aranha
Ctenus rectipes F. O. P.-Cambridge, 1897	Aranha
Enoploctenus sp. 1	Aranha

Nephilidae

Nephila clavipes (Linnaeus, 1767)	Aranha-de-teia, néfila

Pisauridae

Indet. sp. 1	Aranha d'água

Salticidae

Indet. sp. 1	Aranha-papa-moscas

Sparassidae

Indet. sp. 1	Aranha

Tetragnathidae

Tetragnatha sp. 1	Aranha-de-teia

Theridiidae

Indet. sp. 1	Aranha-de-teia

Thomisidae

Indet. sp. 1	Aranha

Trechaleidae

Indet. sp. 1	Aranha d'água

Scorpiones

Buthidae

Tityus brazilae Lourenço & Eickstedt, 1984	Escorpião
Tityus neglectus Mello-Leitão, 1932	Escorpião-de-bromélia
Tityus pusillus Pocock, 1893	Escorpião

Opiliones

Cosmetidae

Cosmetinae

Cynorta sp. 1 (sp. nov.)	Opilião

Gonyleptidae

Goniosomatinae

Acutisoma sp. 1 (sp. nov.)	Opilião

Heteropachylinae

Pseudopucrolia discrepans (Roewer, 1943)	Opilião

Pachylinae

Indet. sp. 1 (gen.nov.)	Opilião

Stygnidae

Stygninae

Pickeliana sp. 1 (sp. nov.)	Opilião

MYGALOMORPHAE

Dipluridae *Linothele* sp. 1

Theraphosidae *Iridopelma hirsutum*

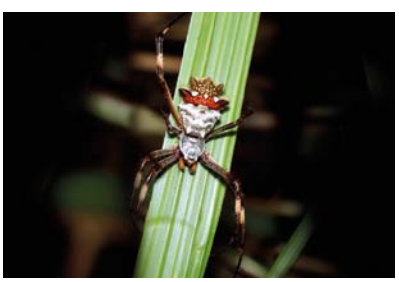
Theraphosidae *Lasiodora parahybana*

Theraphosidae *Pachistopelma rufonigrum*

Theraphosidae *Proshapalopus multicuspidatus*

ARANEOMORPHAE

Araneidae *Alpaida* sp. 1



Araneidae *Argiope argentata*

Araneidae *Eriophora fuliginea*

Araneidae *Micrathena schreibersi*

Araneidae *Micrathena* sp. 1

Araneidae *Parawixia bistriata*

Corinnidae Indet. sp. 1

Ctenidae *Ancylometes* sp. 1

Ctenidae *Ctenus rectipes*

Ctenidae *Enoploctenus* sp. 1

Nephilidae *Nephila clavipes*

Pisauridae Indet. sp. 1

Salticidae Indet. sp. 1

Sparassidae Indet. sp. 1

Tetragnathidae *Tetragnatha* sp. 1

Theridiidae Indet. sp. 1

Thomisidae Indet. sp. 1

Trechaleidae Indet. sp. 1

SCORPIONES

Buthidae *Tityus brazilae*

Buthidae *Tityus neglectus*

Buthidae *Tityus pusillus*

OPILIONES

Cosmetidae *Cynorta* sp. 1

Gonyleptidae *Acutisoma* sp. 1

Gonyleptidae *Pseudopucrolia discrepans*

Gonyleptidae Indet. sp. 1

Stygnidae *Pickeliana* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA VII

CENTOPÉIAS E MILÍPEDES (MYRIAPODA)

LAURENT GODÉ

FABIO GERMÁN CUPUL MAGAÑA

AMAZONAS CHAGAS JÚNIOR

Godé, L., F. G. C. Magaña & A. Chagas Jr. 2015. Inventário VII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Centopéias e Milípedes (Myriapoda). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 603-605.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Fabio Germán Cupul Magaña, Departamento de Ciencias Biológicas, Centro Universitário de la Costa, Universidad de Guadalajara, Av. Universidad de Guadalajara No. 203, Delegacion Ixtapa, C.P. 48280, Puerto Vallarta, Jalisco, Mexico
fabiocupul@gmail.com

Amazonas Chagas Júnior, Departamento de Biologia e Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal de Mato Grosso, Av. Fernando Correa da Costa, 2367, Boa Esperança, Cep-78060-900, Cuiabá - MT - Brasil
amazonaschagas@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 6 espécies de Myriapoda documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Os nomes das CLASSE, Ordem, Famílias, Subfamílias, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas as fotos do capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada. A nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org).

CHILOPODA

Scolopendridae

Scolopendrinae

Scolopendra viridicornis Newport, 1844

Pselliodidae

Pselliodinae

Sphendononema guildingii Newport, 1845

DIPLOPODA

Spirostreptida

Indet. sp. 1

Spirobolida

Indet. sp. 1

Chelodesmidae

Indet. sp. 1
Indet. sp. 2

CHILOPODA

Scolopendridae *Scolopendra viridicornis*

Pselliodidae *Sphendononema guildingii*

DIPLOPODA

Spirostreptida Indet. sp. 1

Spirobolida Indet. sp. 1

Chelodesmidae Indet. sp. 1

Chelodesmidae Indet. sp. 2

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA VIII

CRUSTÁCEOS (CRUSTACEA)

CHRISTIAN WILLIG

WILLIAM SANTANA

Willig, C. & W. Santa. 2015. Inventário VIII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Crustáceos (Crustacea). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 607-609.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Christian Willig, 7, place de l'église, 54840 Villey le sec, France
cwillig@laposte.net

William Santana, Universidade Sagrado Coração – USC, Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Rua Irmã Arminda, 10-50, Jd. Brasil, 17011-160 Bauru, SP, Brasil
william_santana@yahoo.com.br

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 2 espécies e morfoespécies de Crustáceos documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Estas espécies são agrupadas por ordem filogenética, taxonomia segue Magalhães (2003) e Rogers et al. (2012). Todos fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva Biológica de Pedra Talhada.

Malacostraca

Trichodactylidae

Trichodactylus fluviatilis (Latreille, 1828)

Branchiopoda

Limnadiidae

Limnadiidae Indet. sp. 1

MALACOSTRACA

Trichodactylidae *Trichodactylus fluviatilis*

BRANCHIOPODA

Limnadiidae Limnadiidae Indet. sp. 1

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Magalhães, C. 2003. Famílias Pseudothelphusidae e Trichodactylidae. *In:* Melo, G. A. S. *Manual de Identificação dos Crustacea Decapoda de água doce do Brasil*. 143-287. Editora Loyola, São Paulo.

Rogers, D. C., N. Rabet & S. C. Weeks. 2012. Revision of the extant genera of Limnadiidae (Branchiopoda: Spinicaudata). *Journal of Crustacean Biology*, 32(5): 827-842.

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA IX

LIBÉLULAS (ODONATA)

LAURENT GODÉ

PATRICIA FERREIRA PERUQUETTI

Godé, L. & P. F. Peruquetti. 2015. Inventário IX da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Libélulas (Odonata). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 611-616.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Patricia S. Ferreira Peruquetti, Caixa Postal 2001, 69.920-970 Rio Branco, Acre, Brasil
pperuquetti@yahoo.com.br

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 46 espécies de Odonata documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature (ICZN - http://iczn.org). Estas espécies são agrupadas por **Subordem**, (classificação phylogenetica), em seguida, em ordem alfabética por **Família**, *Gênero* e *espécie*, finalmente. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva Biológica de Pedra Talhada mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

Anisoptera

Aeshnidae

Anax amazili (Burmeister, 1839)
Coryphaeschna adnexa (Burmeister, 1839)
Gynacantha gracilis (Burmeister, 1839)
Gynacantha nervosa Rambur, 1842

Libellulidae

Dasythemis esmeralda Ris, 1910
Diastatops obscura (Fabricius, 1775)
Elasmothemis sp.1
Erythemis peruviana (Rambur, 1842)
Erythrodiplax anomala (Brauer, 1865)
Erythrodiplax basalis (Kirby, 1897)
Erythrodiplax castanea (Burmeister, 1839)
Erythrodiplax fusca (Rambur, 1842)
Erythrodiplax umbrata (Linnaeus, 1758)
Macrothemis sp. 1
Macrothemis sp. 2
Miathyria marcella (Selys in Sagra, 1857)
Micrathyria hesperis Ris, 1911
Micrathyria ocellata dentiens Calver, 1909
Micrathyria sp. 1

Orthemis discolor (Burmeister, 1839)
Orthemis flavopicta Kirby, 1889
Pantala flavescens (Fabricius, 1798)
Perithemis mooma Kirby, 1889
Tauriphila argo (Hagen, 1869)
Tauriphila australis (Hagen, 1867)
Tramea abdominalis (Rambur, 1842)
Tamea binotata (Rambur, 1842)
Tramea cophysa Hagen, 1867
Uracis imbuta (Burmeister, 1839)
Zenithoptera fasciata (Linnaeus, 1758)
Zenithoptera viola Ris, 1910

Zygoptera

Calopterygidae
Hetaerina rosea Selys, 1853
Hetaerina sp. 1

Coenagrionidae
Acanthagrion sp. 1
Argia sp. 1
Ischnura capreolus (Hagen, 1861)
Leptagrion dardanoi Santos, 1968
Oxyagrion pavidum Hagen in Selys, 1876
Telebasis sp. 1

Lestidae
Lestes cf. *bipuppillatus* Calvert, 1909
Lestes sp. 1
Lestes tricolor Erichson, 1848

Pseudostigmatidae
Mecistogaster amalia (Burmeister, 1839)
Mecistogaster sp. 1 (*lucretia* (Drury, 1773) ou *linearis* (Fabricius, 1776))
Mecistogaster sp. 2

Protoneuridae
Neoneura sylvatica Hagen in Selys, 1886

ANISOPTERA

Aeshnidae *Anax amazili*

Aeshnidae *Coryphaeschna adnexa*

Aeshnidae *Gynacantha gracilis*

Aeshnidae *Gynacantha nervosa*

Libellulidae **Diastatops obscura*

Libellulidae *Erythemis peruviana*

Libellulidae *Erythrodiplax anomala*

Libellulidae *Erythrodiplax basalis*

Libellulidae *Erythrodiplax castanea*

Libellulidae *Erythrodiplax fusca*

Libellulidae *Erythrodiplax umbrata*

Libellulidae *Macrothemis* sp. 1

Libellulidae *Macrothemis* sp. 2

Libellulidae **Miathyria marcella*

Libellulidae *Micrathyria atra*

Libellulidae *Micrathyria ocellata dentiens*

Libellulidae *Orthemis discolor*

Libellulidae ***Pantala flavescens*

Libellulidae *Perithemis mooma*

Libellulidae *Tauriphila australis*

Libellulidae **Tramea binotata*

ZYGOPTERA

Libellulidae *Uracis imbuta*

Calopterygidae **Hetaerina rosea*

Calopterygidae *Hetaerina* sp. 1

Coenagrionidae *Acanthagrion* sp. 1

Coenagrionidae *Argia* sp. 1

Coenagrionidae *Leptagrion dardanoi*

Coenagrionidae *Telebasis* sp. 1

Lestidae *Lestes* sp. 1

Pseudostigmatidae *Mecistogaster* sp. 1 *(lucretia* ou *linearis)*

Pseudostigmatidae *Mecistogaster* sp. 2

Protoneuridae *Neoneura sylvatica*

INVENTÁRIO X
DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

BICHO-PAU (PHASMATODEA)

NATHÁLIA COELHO VARGAS

JOSÉ EDUARDO SERRÃO

LAURENT GODÉ

Vargas, N. C. , J. E. Serrão & L. Godé. 2015. Inventário X da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Bicho-pau (Phasmatodea). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 619-621.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Nathália Coelho Vargas, Coordenação de Ciências Biológicas, Faculdade Cathedral, 69.307-053, Boa Vista, Roraima
biologia@cathedral.edu.br

José Eduardo Serrão, Departamento de Biologia Geral, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, Brasil
jeserrao@ufv.br

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

INVENTÁRIO

Lista dos 4 táxons de Phasmatodea registrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org). Os nomes das **Famílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas as fotos apresentadas nesta lista são de espécimes da Reserva de Pedra Talhada.

	Nome popular
Phasmatidae	
Cladomorphus phyllinum (Gray, 1835)	Bicho-pau
Indet.	
Phasmatodea não indentificado sp. 1	Bicho-pau
Phasmatodea não indentificado sp. 2	Bicho-pau
Phasmatodea não indentificado sp. 3	Bicho-pau

Phasmatidae *Cladomorphus phyllinum*

Indet. não indetificado sp. 1

Indet. não indetificado sp. 2

Indet. não indetificado sp. 3

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XI

LOUVA-A-DEUS (MANTODEA)

ELIOMAR DA CRUZ MENEZES

Menezes, E. C. 2015. Inventário XI da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Louva-a-deus (Mantodea). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 623-625.

ENDEREÇO DO AUTOR

Eliomar da Cruz Menzes (Mazinho), Universidade Estadual de Feira de Santana Laboratório de Sistemática de Insetos, Feira de Santana, Bahia, Brasil
mazinhomenezes@hotmail.com

INVENTÁRIO

Lista dos 9 táxons de Mantodea registrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature (http://iczn.org). Os nomes das **famílias**, **subfamílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva de Pedra Talhada.

Acanthopidae

Acanthopinae
Decimiana sp. 1

Acontistinae
Acontista sp. 1

Mantidae

Photinainae
Cardioptera parva Beier, 1942
Cardioptera sp. 1

Stagmatopterinae
Stagmatoptera aff. *femoralis* Saussure & Zehntner, 1894
Stagmatoptera sp. (*S. femoralis* Saussure & Zehntner, 1894 ou *S.precaria* (Linnaeus, 1758))

Vatinae
Phyllovates sp. 1
Zoolea sp. 1

Thespidae

Thespidae sp. 1

Acanthopidae *Decimiana* sp. 1 (macho)

Acanthopidae *Decimiana* sp. 1 (fêmea)

Acanthopidae *Acontista* sp. 1

Mantidae *Cardioptera parva*

Mantidae *Cardioptera* sp. 1

Mantidae *Stagmatoptera* aff. *femoralis*

Mantidae *Stagmatoptera* sp. (*S. femoralis* ou *S.precaria*)

Mantidae *Phyllovates* sp. 1

Mantidae *Zoolea* sp. 1

Thespidae *Thespidae* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XII

BARATAS (BLATTODEA)

SONIA MARIA LOPES

Lopes, S. M. 2015. Inventário XII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Baratas (Blattodea). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 627-629.

ENDEREÇO DO AUTOR

Sonia Maria Lopes, Departamento de Entomologia, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040 Rio de Janeiro - RJ, Museu Nacional/UFRJ, Brasil
sonialfraga@gmail.com

INVENTÁRIO

Lista dos 6 táxons de Blattodea registrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature (ICZN - http://iczn.org). Os nomes das **Famílias**, **Subfamílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva de Pedra Talhada.

Blaberidae

Petasodes dominicana (ninfas)
Petasodes dominicana Burmeister 1838 (adulto)
Pelmatosilpha sp. 1
Panchlora prasina Burmeister 1838

Ectobiidae

Pseudophyllodromiinae
Cariblatta sp. 1
Nyctibora sp. 1

Blaberidae *Petasodes dominicana* (ninfas)

Blaberidae *Petasodes dominicana* (adulto)

Blaberidae *Pelmatosilpha* sp. 1

Blaberidae *Panchlora prasina*

Ectobiidae *Nyctibora* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XIII

TÉRMITAS (ISOPTERA)

ALEXANDRE VASCONCELLOS

MATILDE VASCONCELOS ERNESTO

Vasconcellos, A. & M. V. Ernesto. 2015. Inventário XIII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Térmitas (Isoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 631-633.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Alexandre Vasconcellos, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
avasconcellos@dse.ufpb.br

Matilde Vasconcelos Ernesto, Laboratório de Termitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia, Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, 58051-900, João Pessoa, Paraíba, Brasil
matildeernesto@gmail.com

INVENTÁRIO

Lista dos táxons de térmitas registrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature (http://iczn.org). Estas espécies são agrupadas em ordem alfabética por **Família**, em seguida, por **Subfamília**, *Gênero* e *espécie*, finalmente. Todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região. Muitas espécies não determinadas da subfamília Apicotermitinae foram inseridas na lista como Apicotermitinae spp., por isso apenas 27 espécies foram listadas.

Kalotermitidae

Glyptotermes sp. 1
Rugitermes sp. 1

Rhinotermitidae

Heterotermes longiceps (Snyder, 1924)
Rhinotermes hispidus Emerson, 1925

Termitidae

Apicotermitinae

Anoplotermes banksi Emerson, 1925
Apicotermitinae spp.

Nasutitermitinae

Diversitermes diversimilis (Silvestri, 1901)
Nasutitermes corniger (Motschulsky, 1855)
Nasutitermes ephratae (Holmgren, 1910)
Nasutitermes gaigei Emerson, 1925
Nasutitermes jaraguae (Holmgren, 1910)
Nasutitermes rotundatus (Holmgren, 1906)
Subulitermes microsoma (Silvestrei, 1903)
Velocitermes velox (Holmgren, 1906)

Syntermitinae

Embiratermes neotenicus (Holmgren, 1906)
Embiratermes parvirostris Constantino, 1992
Labiotermes labralis (Holmgren, 1906)
Silvestritermes holmgreni (Snyder, 1926)
Syntermes molestus (Burmeister, 1839)
Syntermes nanus Constantino, 1995

Termitinae

Amitermes amifer Silvestri, 1901
Cavitermes tuberosus (Emerson, 1925)
Dihoplotermes inusitatus Araujo, 1961
Microcerotermes strunckii (Soerensen, 1884)
Neocapritermes guyanae Krishna & Araujo, 1968
Neocapritermes cf. *talpa* (Holmgren, 1906)
Termes medioculatus Snyder, 1949

Rhinotermitidae *Heterotermes longiceps*

Termitidae *Nasutitermes corniger*

Termitidae *Nasutitermes ephratae*

Termitidae *Labiotermes labralis*

Termitidae *Synternes molestus*

Termitidae *Amitermes amifer*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XIV

GAFANHOTOS, GRILOS E ESPERANÇAS (ORTHOPTERA)

LAURENT GODÉ

EDISON ZEFA

MARIA KÁTIA MATIOTTI DA COSTA

JULIANA CHAMORRO-RENGIFO

Godé, L., E. Zefa, M. K. M. Costa & J. Chamorro-Rengifo. 2015. Inventário XIV da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Gafanhotos , Grilos e Esperanças (Orthoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 635-641.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Edison Zefa, Departamento de Ecologia, Zoologia e Genética, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Campus Universitário Capão do Leão s/n, Pelotas, Brasil
edzefa@gmail.com

Maria Kátia Matiotti da Costa, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul - Faculdade de Biociências - Departamento de Biodiversidade e Ecologia - Laboratório de Entomologia.
Av. Ipiranga, 6681 - Partenon -Porto Alegre/RS
CEP 90619-900, Porto Alegre, RS, Brasil
katiamatiotti@yahoo.com.br

Juliana Chamorro-Rengifo, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde 79070-900. Campo Grande, MS, Brasil
julianachamorro@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 30 espécies ou morfoespécies de Orthoptera documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Todas as fotos dos capítulo são provenientes de indivíduos coletados na Reserva de Pedra Talhada. A nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org). Estas espécies são agrupadas em ordem taxonômica por **Subordem**, **superfamília**, em seguida, por **família**, por **subfamília**, *Gênero* e *espécie*.

Ensifera

Nome popular

Stenopelmatoidea

Anostostomatidae

Lutosinae

Lutosa sp. 1

Grylloidea

Gryllidae

Trigonidiinae
Indet. 1

Gryllinae
Gryllus sp. Linnaeus, 1758

Phalangopsinae
Indet. 1

Eneopteridae
Eneoptera surinamensis (De Geer, 1773)

Gryllotalpidae

Scapteriscinae
Scapteriscus sp. 1 — Paquinha

Tettigonioidea

Tettigoniidae — Esperanças

Phaneropterinae
Parableta sp. 1
Lichenomorphus sp.1
Steirodon stalii (Brunner von Wattenwyl, 1878)
Steirodon ponderosum Stål, 1873
Theudoria sp. 1
Viadana sp. 1
Pycnopalpa sp. 1

Pseudophyllinae
Eubliastes sp. 1
Gongrocnemis sp. 1
Cocconotini (gen. sp.)
Pleminiini gen. sp.

Listroscelididae

Listroscelidinae
Indet. 1 (gen. nov.)

Caelifera

Eumastacoidea

Eumastacidae
Indet. 1

Proscopioidea

Proscopiidae
Indet. 1 — Bicho-pau ou Taquarinha

Pyrgomorphoidea

Pyrgomorphidae

Indet. 1

Romaleidae

Romaleinae

Chromacris speciosa (Thunberg, 1824)
Xyleus discoideus (Serville, 1831)
Xyleus sp. 1
Abila bolivari Giglio-Tos, 1900
Tropidacris cristata grandis (Thunberg, 1824)
Tropidacris collaris (Stoll, 1813)
Phaeoparia sp. 1

Acrididae

Ommatolampidinae

Abracris flavolineata (De Geer, 1773)

Cyrtacanthacridinae

Schistocerca cancellata (Serville, 1838)

ENSIFERA

Anostostomatidae *Lutosa* sp. 1

Gryllidae Indet. 1

Gryllidae *Gryllus* sp. 1

Gryllidae Indet. 1

Eneopteridae *Eneoptera surinamensis*

Gryllotalpidae *Scapteriscus* sp. 1

Tettigoniidae *Parableta* sp. 1

Tettigoniidae *Lichenomorphus* sp. 1

Tettigoniidae *Steirodon stalii*

Tettigoniidae *Steirodon ponderosum*

Tettigoniidae *Theudoria* sp. 1

Tettigoniidae *Viadana* sp. 1

Tettigoniidae *Pycnopalpa* sp. 1

Tettigoniidae *Eubliastes* sp. 1

Tettigoniidae *Gongrocnemis* sp. 1

Tettigoniidae Cocconotini (gen. sp.)

Tettigoniidae Pleminiini (gen. sp.)

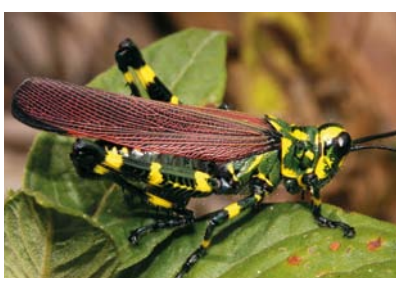
Listroscelididae Indet. 1 (gen. nov.)

CAELIFERA

Eumastacidae Indet. 1

Proscopiidae Indet. 1

Pyrgomorphidae Indet. 1



Romaleidae *Chromacris speciosa*

Romaleidae *Xyleus discoideus*

Romaleidae *Xyleus* sp. 1

Romaleidae *Abila bolivari*

Romaleidae *Tropidacris cristata grandis*

Romaleidae *Tropidacris collaris*

Romaleidae *Phaeoparia* sp. 1

Acrididae *Abracris flavolineata*

Acrididae *Schistocerca cancellata*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XV

PERCEVEJOS, BARBEIROS E CIGARRAS (HEMIPTERA)

LAURENT GODÉ

RODRIGO GURGEL-GONÇALVES

JANE COSTA

Godé, L., R. Gurgel-Gonçalves & J. Costa. 2015. Inventário XV da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Percevejos, Barbeiros e Cigarras (Hemiptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 643-653.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Rodrigo Gurgel-Gonçalves, Laboratório de Parasitologia Médica e Biologia de Vetores, Faculdade de Medicina, Universidade de Brasília, Brasil
rgurgel@unb.br

Jane Costa, Laboratório de Biodiversidade, Entomológica, Instituto Oswaldo Cruz, Fiocruz, Rio de Janeiro, Brasil
jcosta@ioc.fiocruz.br

INVENTÁRIO

Lista dos 74 táxons de Hemiptera registrados na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue Rafael & al. (2012). Os nomes das **Famílias**, **Subfamílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Esta lista inclui também os táxons incompletamente identificados a nível de gênero e espécies. Todas as fotos apresentadas neste capítulo são de espécimes da Reserva Biológica de Pedra Talhada.

Nome popular

Alydidae
Indet. sp. 1

Aetalionidae
Aetalion reticulatum (Linnaeus,1758)

Aradidae
Indet. sp. 1

Belostomatidae
Abedus sp. 1
Lethocerus sp. 1

Cercopidae
Indet. sp. 1

Cicadellidae
Cigarrinha

Indet. sp. 1

Cicadelinae
Cardioscarta quadrifasciata (Linnaeus,1758)
Cardioscarta sp. 1
Diedrocephala variegata (Fabricius, 1775)
Oncometopia sp. 1

Deltocephalinae
Indet. sp. 1

Cicadidae
Carineta sp. 1
Taphura sp. 1
Zammara sp. 1 — Cigarra
Indet. sp. 1

Cixiidae
Bothriocera sp. 1
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2
Indet. sp. 3
Indet. sp. 4

Coreidae
Anisoscelis sp. 1
Diactor bilineatus (Fabricius, 1803)
Crinocerus sanctus (Fabricius, 1775)
Thasus sp. 1
Pachylis pharaonis (Herbst, 1784)
Pachylis sp. 1
Pachytis sp. 2
Indet. sp. 1

Cydnidae
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2
Indet. sp. 3

Derbidae
Indet. sp. 1

Dictyopharidae
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2

Flatidae
Poeciloptera phalaenoides (Linné, 1758)
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2
Indet. sp. 3
Indet. sp. 4

Fulgoridae
Phrictus diadema (Linné, 1767)
Fulgora laternaria (Linné, 1758) — Jequitiranabóia
Acmonia aegrota (Gerstaecker, 1860)

Gelastocoridae
Indet. sp. 1

Gerridae
Indet. sp. 1

Lygaeidae
Oncopeltus sp. 1
Indet. sp. 1

Indet. sp. 2
Indet. sp. 3

Membracidae
Indet. sp. 1

Darninae
Sundarion sp. 1

Stegaspidinae
Bocydium globulare (Fabricius,1803)
Lycoderides sp. 1

Membracinae
Enchenopa sp. 1
Enchenopa sp. 1
Aconophora sp. 1

Smiliinae
Horiola sp. 1
Cyphonia trifida (Fabricius, 1775)

Myridae
Indet. sp. 1

Naucoridae
Indet. sp. 1

Nepidae

Ranatra sp. 1 Barata d'água

Phloidae

Phloeinae
Phloea corticata Drury, 1773

Pentatomidae
Arocera sp. 1
Loxa sp. 1
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2
Indet. sp. 3
Indet. sp. 4

Pyrrhocoridae
Indet. sp. 1

Reduviidae

Phymatinae
Phymata sp. 1

Ectrichodiinae
Pothea sp. 1

Reduvinae
Apiomeris sp. 1

Scutelleridae
Pachycoris torridus (Scopoli, 1772)
Indet. sp. 1

Alydidae Indet. sp. 1

Aetalionidae *Aetalion reticulatum*

Aradidae Indet. sp. 1

Belostomatidae *Abedus* sp. 1

Belostomatidae *Lethocerus* sp. 1

Cercopidae Indet. sp. 1

Cicadellidae Indet. sp. 1

Cicadellidae *Cardioscarta quadrifasciata*

Cicadellidae *Cardioscarta* sp. 1

Cicadellidae *Diedrocephala variegata*

Cicadellidae *Oncometopia* sp. 1

Cicadellidae Indet. sp. 1

Cicadidae *Carineta* sp. 1

Cicadidae *Taphura* sp. 1

Cicadidae *Zammara* sp. 1

Cicadidae Indet. sp. 1

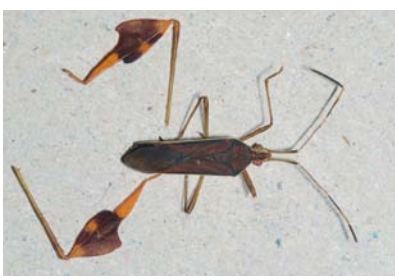
Cixiidae *Bothriocera* sp. 1

Cixiidae Indet. sp. 1

Cixiidae Indet. sp. 2

Cixiidae Indet. sp. 3

Cixiidae Indet. sp. 4



Coreidae *Anisoscelis* sp. 1

Coreidae *Diactor bilineatus*

Coreidae *Crinocerus sanctus*

Coreidae *Thasus* sp. 1

Coreidae *Pachylis pharaonis*

Coreidae *Pachylis* sp. 1

Coreidae Indet. sp. 1

Cydnidae Indet. sp. 1

Cydnidae Indet. sp. 2

Cydnidae Indet. sp. 3

Derbidae Indet. sp. 1

Dictyopharidae Indet. sp. 1

Dictyopharidae Indet. sp. 2

Flatidae *Poeciloptera phalaenoides*

Flatidae Indet. sp. 1

Flatidae Indet. sp. 2

Flatidae Indet. sp. 3

Flatidae Indet. sp. 4

Fulgoridae *Phrictus diadema*

Fulgoridae *Fulgora laternaria*

Fulgoridae *Acmonia aegrota*

Gelastocoridae Indet. sp. 1

Gerridae Indet. sp. 1

Lygaeidae *Oncopeltus* sp. 1

Lygaeidae Indet. sp. 1

Lygaeidae Indet. sp. 2

Lygaeidae Indet. sp. 3

Membracidae Indet. sp. 1

Membracidae *Sundarion* sp. 1

Membracidae *Bocydium globulare*

Membracidae *Lycoderides* sp. 1

Membracidae *Enchenopa* sp. 1

Membracidae *Enchenopa* sp. 2

Membracidae *Aconophora* sp. 1

Membracidae *Horiola* sp. 1

Membracidae *Cyphonia trifida*

Myridae Indet. sp. 1

Naucoridae Indet. sp. 1

Nepidae *Ranatra* sp. 1

Phloidae *Phloea corticata*

Pentatomidae *Arocera* sp. 1

Pentatomidae *Loxa* sp. 1

Pentatomidae Indet. sp. 1

Pentatomidae Indet. sp. 2

Pentatomidae Indet. sp. 3

Pentatomidae Indet. sp. 4

Pyrrhocoridae Indet. sp. 1

Reduviidae *Phymata* sp. 1

Reduviidae *Pothea* sp. 1

Reduviidae *Apiomeris* sp. 1

Scutelleridae *Pachycoris torridus*

Scutelleridae Indet. sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XVI

FORMIGAS (HYMENOPTERA)

JACQUES HUBERT CHARLES DELABIE

LAURENT GODÉ

IVAN CARDOSO DO NASCIMENTO

JOSÉ RAIMUNDO MAIA DOS SANTOS

ANA FLÁVIA RIBEIRO DO CARMO

CLÉA DOS SANTOS FERREIRA MARIANO

PAULO ROBSON DE SOUZA

J. H. C. Delabie, L. Godé., I. C. Nascimento, J. R. M. Santos, A. F. R. Carmo, C. S. F. Mariano & P. R. Souza. 2015. Inventário XVI da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Formigas (Hymenoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 655-661.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Jacques H. C. Delabie, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jacques.delabie@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Ivan Cardoso do Nascimento, Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Departamento de Ciências Biológicas, 45200-000 Jequié, BA
icardoso@hotmail.com

José Raimundo Maia dos Santos, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
jrmaya2@hotmail.com

Ana Flávia Ribeiro do Carmo, Laboratório de Mirmecologia, Convênio UESC/CEPEC, Centro de Pesquisas do Cacau, C.P. 7, 45600-970 Itabuna, BA
afrcarmo@hotmail.com

Cléa dos Santos Ferreira Mariano, Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Santa Cruz, 45662-900 Ilhéus, BA
camponotu@hotmail.com

Paulo Robson de Souza, Laboratório de Prática de Ensino de Biologia, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, 79070-900 Campo Grande, MS
paulorobson.souza@gmail.com

INVENTÁRIO

Lista de 41 gêneros e de 133 espécies de formigas (**Família Formicidae**) conhecidas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Compilação dos dados e das informações (1999-2013) de: Carlos Roberto F. Brandão, Daniele Silva Santos, Ivan C. do Nascimento, Jacques H. C. Delabie, José R. M. dos Santos, Karina Alves, Laurent Godé, Rogério R. da Silva. Material depositado nas coleções CPDC & MZUSP. A nomenclatura segue o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org). Estas espécies são agrupadas por **Subfamília** e citadas por *Gênero* e *espécie*, por ordem alfabética. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada mas também de outras localidades do Brasil, estando representadas por (*).

	Nome popular
Formicidae	
Amblyoponinae	
Prionopelta sp. 1	
Dolichoderinae	
Azteca alfari Emery, 1894	
Dolichoderus imitator Emery, 1894	
Linepithema leucomelas (Emery, 1894)	
Dorylinae	
Eciton burchelli (Westwood, 1842)	Formiga-de-correição
Eciton mexicanum Roger, 1863	Formiga-de-correição
Labidus coecus (Latreille, 1802)	Formiga-de-correição
Labidus praedator (Fr. Smith, 1858)	Formiga-de-correição
Ectatomminae	
Ectatomma brunneum Fr. Smith, 1858	
Ectatomma tuberculatum (Olivier, 1791)	
Ectatomma suzanae Almeida, 1983	
Gnamptogenys acuminata Emery, 1896	
Gnamptogenys horni Santschi, 1929	
Gnamptogenys menozzi Borgmeier, 1948	
Gnamptogenys striatula Mayr, 1883	
Gnamptogenys sp. 1	
Formicinae	
Acropyga decedens (Mayr, 1887)	
Brachymyrmex admotus Mayr, 1887	
Brachymyrmex sp. 1	
Brachymyrmex sp. 2	
Camponotus arboreus (Fr. Smith, 1858)	
Camponotus canescens Mayr, 1870	
Camponotus cingulatus (Mayr, 1862)	
Camponotus crassus Mayr, 1862	Formiga-bode
Camponotus rufipes (Fabricius, 1775)	Formiga-bode
Camponotus textor Forel, 1999	Formiga-tecelã
Camponotus sp. 1	
Camponotus sp. 2	
Nylanderia sp. 1	
Nylanderia sp. 2	
Myrmicinae	
Acromyrmex balzani (Emery, 1890)	Quenquen-de-cisco
Acromyrmex niger (Fr. Smith, 1858)	Quenquen
Apterostigma acre Lattke, 1997	
Apterostigma próxima *auriculatum*	
Apterostigma próxima *ierense*	
Apterostigma próxima *urichi*	
Atta opaciceps Borgmeier, 1939	Saúva-do-Nordeste
Atta sexdens (Linnaeus, 1758)	Saúva-limão
Basiceros disciger (Mayr, 1887)	
Carebara urichi (W. Wheeler, 1922)	
Carebara sp. 1	
Carebara sp. 2	
Cephalotes atratus (Linnaeus, 1758)	Formiga-tartaruga
Cephalotes pusillus (Klug, 1824)	

Crematogaster nigropilosus Mayr, 1870
Crematogaster tenuicula Forel, 1904
Crematogaster sp. 1
Cyphomyrmex rimosus (Spinola, 1853)
Cyphomyrmex transversus Emery, 1894
Hylomyrma balzani (Emery, 1894)
Megalomyrmex ayri Brandão, 1990
Megalomyrmex incisus Smith, 1947
Megalomyrmex pusillus Forel, 1912
Megalomyrmex silvestrii Wheeler, 1909
Mycocepurus goeldii Forel, 1893
Mycocepurus smithii Forel, 1893
Myrmicocrypta sp. 1
Myrmicocrypta sp. 2
Myrmicocrypta sp. 3
Ochetomyrmex neopolitus (Fernández, 2003)
Octostruma balzani (Emery, 1894)
Octostruma jheringhi (Emery, 1887)
Octostruma petiolata (Mayr, 1887)
Octostruma rugifera (Mayr, 1887)
Pheidole radoszkowskii Mayr, 1884
Pheidole sp. 1
Pheidole sp. 2
Pheidole sp. 3
Pheidole sp. 4
Pheidole sp. 5
Pheidole sp. 6

Pheidole sp. 7
Pheidole sp. 8
Pheidole sp. 9
Pheidole sp. 10
Pheidole sp. 11
Pheidole sp. 12
Pheidole sp. 13
Pheidole sp. 14
Pheidole sp. 15
Rogeria alzatei Kugler, 1994
Rogeria besucheti Kugler, 1994
Rogeria subarmata (Kempf, 1961)
Sericomyrmex luederwaldti Santschi, 1925
Sericomyrmex sp. 1
Solenopsis sp. 1
Solenopsis sp. 2
Solenopsis sp. 3
Solenopsis sp. 4
Solenopsis sp. 5
Solenopsis terricola Menozzi, 1931
Solenopsis virulens (Fr. Smith, 1858) Lava-pé
Stegomyrmex olindae Feitosa, Brandão & Diniz, 2008
Strumigenys crassicornis Mayr, 1887
Strumigenys denticulata Mayr, 1887
Strumigenys eggersi Emery, 1890
Strumigenys elongata Roger, 1863
Strumigenys louisinae Roger, 1863
Strumigenys mixta Brown, 1953

Strumigenys perparva Brown, 1957	
Strumigenys propiciens Emery, 1905	
Strumigenys smithi Forel, 1886	
Strumigenys subedentata Mayr, 1887	
Strumigenys trinidadensis Wheeler, 1922	
Strumigenys villiersi (Bolton, 1999)	
Trachymyrmex sp. 1	
Trachymyrmex sp. 2	
Wasmannia auropunctata (Roger, 1863)	Pequena formiga de fogo
Wasmannia lutzi Forel, 1908	
Wasmannia rochai Forel, 1912	

Ponerinae

Anochetus mayri Emery, 1884	
Anochetus diegensis Forel, 1912	
Anochetus simoni Emery, 1890	
Hypoponera distinguenda (Emery, 1890)	
Hypoponera foreli (Mayr, 1887)	
Hypoponera sp. 1	
Hypoponera sp. 2	
Hypoponera sp. 3	
Hypoponera sp. 4	
Hypoponera sp. 5	
Hypoponera trigona (Mayr, 1887)	
Leptogenys crudelis (Fr. Smith, 1858)	
Odontomachus chelifer (Latreille, 1802)	Formiga-de-estalo
Odontomachus meinerti Forel, 1905	Formiga-de-estalo
Pachycondyla bucki (Borgmeier, 1928)	
Pachycondyla constricta (Mayr, 1883)	
Pachycondyla crenata (Roger, 1861)	
Pachycondyla harpax (Fabricius, 1804)	
Pachycondyla inversa (Fr. Smith, 1858)	
Pachycondyla striata (Fr. Smith, 1858)	
Pachycondyla venusta (Forel, 1912)	
Pachycondyla sp. 1	

Pseudomyrmecinae

Pseudomyrmex rochai (Forel, 1912)	

Proceratiinae

Discothyrea sexarticulata Borgmeier, 1954	

Formicidae *Azteca alfari*

Formicidae *Eciton mexicanum*

Formicidae *Labidus praedator*

Formicidae *Ectatomma brunneum*

Formicidae *Ectatomma tuberculatum*

Formicidae *Ectatomma suzanae*

Formicidae *Camponotus arboreus*

Formicidae *Camponotus crassus*

Formicidae *Camponotus rufipes*

Formicidae *Camponotus textor*

Formicidae *Acromyrmex balzani*

Formicidae *Atta opaciceps*

Formicidae *Cephalotes atratus*

Formicidae *Odontomachus chelifer*

Formicidae *Pachycondyla inversa*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XVII

ABELHAS (HYMENOPTERA)

RODRIGO BARBOSA GONÇALVES

JOSÉ MAURO SOUZA

CYNTHIA MARIA DE LYRA NEVES

Gonçalves, R. B., J. M. Souza & C. M. L. Neves. 2015. Inventário XVII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Abelhas (Hymenoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 663-666.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Rodrigo Barbosa Gonçalves, Universidade Federal do Paraná - Setor Palotina, Rua Pioneiro 2153, Palotina, Paraná, Brasil, CEP 85950-000
goncalvesrb@gmail.com

José Mauro Souza, Rua José Chediak, 292, Vila Monteiro, Franca - SP, Brasil, CEP 14.401-144
mauro.abelhas@hotmail.com

Cynthia Maria de Lyra Neves, Laboratório de Ensino de Zoologia (LABEZOO) e Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Garanhuns (UAG), Rua Bom Pastor, s/n – Boa Vista, Garanhuns/PE, 55.296-901
cynthialneves@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa todas as 26 espécies de Abelhas (superfamília Apoidea) a Reserva Biológica de Pedra Talhada (Reserva). A nomenclatura segue a *International Commission on Zoological Nomenclature* (ICZN - http://iczn.org). Dentro a superfamília Apoidea, os nomes das **Superfamílias**, **Famílias**, **Subfamílias**, **Tribos**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada. Mas também de outras localidades do Nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

	Nome popular
Apoidea	
Apidae	
Andreninae	
Rhophitulus sp. 1	
Rhophitulus sp. 3	
Apinae	
Apini	
Apis mellifera Linnaeus, 1758	Abelha comum, abelha do mel, abelha de europa
Frieseomelitta varia (Lepeletier, 1836)	Marmelada
Lestremelitta ehrhardti (Friese, 1931)	Limão
Leurotrigona muelleri (Friese, 1900)	Mirim, lambe-olhos
Melipona (Eomelipona) marginata carioca Moure, 1971	Manduri, uruçu-mirim
Melipona (Eomelipona) bicolor Lepeletier, 1836	Guaraipo
Plebeia phrynostoma Moure, 2004	Boca de sapo
Tetragonisca angustula (Latreille, 1811)	Jataí

Trigona aff. *fulviventris* Guérin, 1835	Arapuá
Trigona spinipes (Fabricius, 1793)	Arapuá
Eucerini	
Melissoptila richardiae Bertoni & Schrottky, 1910	
Nomadini	
Brachynomada sp. 1	
Pseudepeolus sp. 1	
Tapinotaspidini	
Paratetrapedia bicolor (Smith, 1854)	
Xylocopini	
Ceratina (Ceratinula) sp. 1	Pequena carpinteira
Ceratina (Crewella) sp. 2	Pequena carpinteira
Xylocopa sp. 1	Mamangava
Colletinae	
Chilicola (Hylaeosoma) megalostigma (Ducke, 1908)	
Ptiloglossa sp. 1	
Halictinae	
Augochlorella ephyra (Schrottky, 1910)	Abelha do suor
Augochloropsis sp. 1	Abelha do suor
Corynurella harrisoni (Engel, 1996)	Abelha do suor
Megalopta amoena (Spinola, 1853)	
Megachilinae	
Megachile (Moureana) sp. 1	Abelha cortadora de folha

APOIDEA

Apidae **Apis mellifera*

Apidae *Frieseomelitta varia*

Apidae *Melipona (Eomelipona) bicolor*

Apidae *Tetragonisca angustula*

Apidae *Trigona spinipes*

Apidae **Melissoptila richardiae*

Apidae *Xylocopa* sp. 1

Apidae *Ptiloglossa* sp. 1

Apidae **Augochlorella ephyra*

Apidae *Corynurella harrisoni*

Apidae *Megalopta amoena*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XVIII

BESOUROS (COLEOPTERA)

LAURENT GODÉ

CYNTHIA MARIA DE LYRA NEVES

PASCHOAL COELHO GROSSI

Godé, L., C. M. L. Neves & P. C. Grossi. 2015. Inventário XVIII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Besouros (Coleoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 669-681.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Paschoal Coelho Grossi, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia/ Fitossanidade, Laboratório de Taxonomia de Insetos Programa de pós-graduação em Entomologia Agrícola-PPGEA, Rua Manoel Medeiros, s/n, Dois Irmãos, 52171-900 - Recife, PE, Brasil
paschoal.grossi@gmail.com

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Cynthia Maria de Lyra Neves, Laboratório de Ensino de Zoologia (LABEZOO) e Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Garanhuns (UAG), Rua Bom Pastor, s/n – Boa Vista, Garanhuns/PE, 55.296-901
cynthialneves@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 98 espécies de Coleoptera documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura utilizada no presente capítulo segue a Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (http://iczn.org). Os nomes das **Subordem**, **Famílias**, **Subfamílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas as fotos neste capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

Adephaga

Carabidae

Callosoma sp. 1
Gallerita sp. 1
Gallerita sp. 2
Gallerita sp. 3
Tetracha cf. *brasiliensis* (Kirby, 1818)

Polyphaga

Anthribidae
Eugonus sp. 1

Brentidae
Arrhenodes sp. 1
Indet. sp. 1

Buprestidae
Conognatha pretiosissima Chevrolat, 1838
Euchroma gigantea (L., 1735)

Cantharidae
Indet. sp. 1

Cerambycidae
Acanthoderes sp. 1
Achrison surinamum (Linnaeus, 1767)
Achrison unicolor (Linnaeus 1758)
Anisocerus scopifer (Germar, 1824)
Coccoderus sp. 1
Coleoxestia sp. 1
Criodion sp. 1
Distenia sp. 1
Eburodacrystola pickeli Melzer, 1928
Epimelitta bleuzeni Penaherrera-Leiva & Tavakilian, 2003
Estola sp. 1
Hippopsis sp. 1
Hippopsis sp. 2
Juiaparus sp. 1
Lochmaeocles congener (Thomson, 1868)
Lochmaeocles pulcher Dollon & Dillon, 1946
Macrodontia flavipennis Chevrolat, 1883
Macropophora accentifer (Olivier, 1795)
Oncideres limpida Bates (1965)
Onichocerus albitarsis Pascoe, 1869
Oreodera tuberosa Monné & Fragoso, 1988
Orthomegas cinnamomeus (Linné, 1758)
Poeciloxestia lateralis (Erichson, 1847)
Polyrhaphis sp. 1
Retrachydes thoracicus (Olivier, 1790)
Taeniotes amazonum Thomson, 1857
Trachysomus dromedarius (Voet 1778)
Trachysomus peregrinus Thomson, 1868
cf. *Tropidion*
Villiersicometes sp. 1
Xestiodon sp. 1
Indet. sp. 1
Indet. sp. 2
Indet. sp. 3
Indet. sp. 4

Chrysomelidae

Charidotis tantilla Boheman, 1855
Charidotis sp. 1
Charidotis sp. 2
Coptocycla roseocincta Boheman, 1855
Omophoita sp. 1
Polychalca punctatissima (Wolf, 1818)
Proseicela sp. 1
Stolas decemguttata (Sturm, 1828)

Curculionidae

Baridinae

Indet. sp. 1

Entiminae

Entimus imperialis (Forster, 1771)
Heilipus aff. *odoratus* Vanin & Gaiger, 2005
Homalinotus sp. 1
Rhigus sp. 1
Indet. sp. 1

Elateridae

Chalcolepidius sp. 1
Pyrophorus noctilucus (Linnaeus, 1758)
Semiotus intermedius (Herbst, 1806)

Erotylidae

Erotylus sp. 1
Pselaphacus sp. 1

Meloidae

Epicauta sp. 1

Melolonthidae

Cetoniinae

Desicasta lobata (Olivier, 1789)
Gymnetis aff. *pudibunda* (Burmeister, 1866)
Gymnetis sp.1
Hoplopyga brasiliensis (Gory and Percheron, 1833)
Hoplopyga cerdani Antoine, 1998

Dynastinae

Cyclocephala cearae Höhne 1923
Enema endymion Chevrolat, 1843
Hemiphileurus sp. 1
Megasoma gyas rumbucheri Fischer, 1968
Strategus validus (Fabricius, 1775)

Melolonthinae

Macrodactylus sp. 1
Phyllophaga sp. 1

Rutelinae
Chlorota aff. *haemorrhoidalis* (Olivier, 1789)
Chlorota aulica Burmeister, 1844
Paranomala sp. 1
Pelidnota chalcothorax Perty 1834
Pelidnota cyanipes (Kirby, 1818)
Rutela histrio Sahlberg, 1823
Spodochlamys cesareae Burmeister, 1855

Trichiinae
Inca clathrata (Olivier, 1792)

Passalidae
Passalus sp. 1

Rhipiceridae
Rhipicera sp. 1

Scarabaeidae
Canthon sp. 1
Canthon sp. 2
Deltochilum brasiliensis (Laporte, 1840)
Diabroctis mimas (Linnaeus, 1767)
Dichotomius bos (Blanchard, 1846)
Dichotomius depressicollis (Harold, 1867)
Oxysternon conspicillatum Weber, 1801

Tenebrionidae

Lagriinae
Lagria villosa (Fabricius 1783)

Nilioninae
Nilio sp. 1

Stenochiinae
Cuphotes sp. 1

ADEPHAGA

Carabidae *Callosoma* sp. 1

Carabidae *Gallerita* sp. 1

Carabidae *Gallerita* sp. 2

Carabidae *Gallerita* sp. 3

Carabidae *Tetracha* cf. *brasiliensis*

POLYPHAGA

Anthribidae *Eugonus* sp. 1

Brentidae *Arrhenodes* sp. 1

Brentidae Indet. sp. 1

Buprestidae *Conognatha pretiosissima*

Buprestidae *Euchroma gigantea*

Cantharidae Indet. sp. 1

Cerambycidae *Acanthoderes* sp. 1

Cerambycidae *Achrison surinamum*

Cerambycidae *Achrison unicolor*

Cerambycidae *Anisocerus scopifer*

Cerambycidae *Coccoderus* sp. 1

Cerambycidae *Coleoxestia* sp. 1

Cerambycidae *Criodion* sp. 1

Cerambycidae *Distenia* sp. 1

Cerambycidae *Eburodacrystola pickeli*

Cerambycidae *Epimelitta bleuzeni*

Cerambycidae *Lochmaeocles congener*

Cerambycidae *Lochmaecoles pulcher*

Cerambycidae *Macrodontia flavipennis*

Cerambycidae *Macropophora accentifer*

Cerambycidae *Oncideres limpida*

Cerambycidae *Onichocerus albitarsis*

Cerambycidae *Oreodera tuberosa*

Cerambycidae *Orthomegas cinnamomeus*

Cerambycidae *Poeciloxestia lateralis*

Cerambycidae *Polyrhaphis* sp. 1

Cerambycidae *Retrachydes thoracicus*

Cerambycidae *Taeniotes amazonum*

Cerambycidae *Trachysomus dromedarius*

Cerambycidae *Trachysomus peregrinus*

Cerambycidae cf. *Tropidion*

Cerambycidae *Villiersicometes* sp. 1

Cerambycidae *Xestiodon* sp. 1

Cerambycidae Indet. sp. 1

Cerambycidae Indet. sp. 2

Cerambycidae Indet. sp. 3

Chrysomelidae *Charidotis tantilla*

Chrysomelidae *Charidotis* sp. 1

Chrysomelidae *Charidotis* sp. 2

Chrysomelidae *Coptocycla* roseocincta

Chrysomelidae *Omophoita* sp. 1

Chrysomelidae *Polychalca punctatissima*

Chrysomelidae *Proseicela* sp. 1

Chrysomelidae *Stolas decemguttata*

Curculionidae Indet. sp. 1

Curculionidae *Entimus imperialis*

Curculionidae *Heilipus* aff. *odoratus*

Curculionidae *Homalinotus* sp. 1

Curculionidae *Rhigus* sp. 1

Curculionidae Indet. sp. 1

Elateridae *Chalcolepidius* sp. 1

Elateridae *Pyrophorus noctilucus*

Elateridae *Semiotus intermedius*

Erotylidae *Erotylus* sp. 1

Erotylidae *Pselaphacus* sp. 1

Meloidae *Epicauta* sp. 1

Melolonthidae *Gymnetis* aff. *pudibunda*

Melolonthidae *Gymnetis* sp.1

Melolonthidae *Hoplopyga brasiliensis*

Melolonthidae *Hoplopyga cerdani*

Melolonthidae *Cyclocephala cearae*

Melolonthidae *Enema endymion*

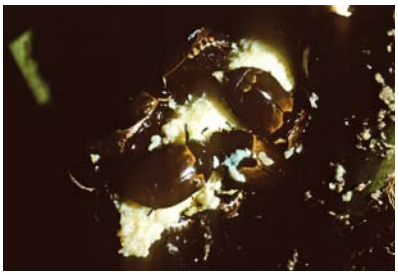
Melolonthidae *Hemiphileurus* sp. 1

Melolonthidae *Megasoma gyas rumbucheri*

Melolonthidae *Strategus validus*

Melolonthidae *Macrodactylus* sp. 1

Melolonthidae *Phyllophaga* sp. 1



Melolonthidae *Chlorota* aff. *haemorroidalis*

Melolonthidae *Chlorota aulica*

Melolonthidae *Paranomala* sp. 1

Melolonthidae *Pelidnota chalcothorax*

Melolonthidae *Pelidnota cyanipes*

Melolonthidae *Rutela histrio*

Melolonthidae *Spodochlamys cesareae*

Melolonthidae *Inca clathrata*

Passalidae *Passalus* sp. 1

Rhipiceridae *Rhipicera* sp. 1

Scarabaeidae *Canthon* sp.1

Scarabaeidae *Canthon* sp. 2

Scarabaeidae *Deltochilum brasiliensis*

Scarabaeidae *Diabroctis mimas*

Scarabaeidae *Dichotomius bos*

Scarabaeidae *Dichotomius depressicollis*

Scarabaeidae *Oxysternon conspicillatum*

Tenebrionidae *Lagria villosa*

Tenebrionidae *Nilio* sp. 1

Tenebrionidae *Cuphotes* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XIX

BORBOLETAS E MARIPOSAS (LEPIDOPTERA)

LAURENT GODÉ

CARLOS EDUARDO BESERRA NOBRE

Godé, L. & C. E. B. Nobre. 2015. Inventário XIX da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Borboletas e Mariposas (Lepidoptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 683-692.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Laurent Godé, 127 ter, rue de la Colline, 54000 Nancy, France
laurent.gode@pnr-lorraine.com

Carlos Eduardo Beserra Nobre, CEMAFAUNA - Centro de Conservação e Manejo de Fauna da Caatinga Campus Ciências Agrárias, BR 407, Km 12, lote 543, Projeto de Irrigação Nilo Coelho, S/N, CEP 56.300-000 Petrolina - PE
cebnobre@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa 118 espécies de Lepidoptera documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue a International Commission on Zoological Nomenclature (ICZN - http://iczn.org). Os nomes das **Famílias**, **Subfamílias**, *Gêneros* e *espécies* estão ordenados alfabeticamente. Todas essas espécies ocorrência na Reserva e todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva.

Nome popular

Arctiidae

Arctiinae
Hypercompe cuningunda (Stoll, [1781])
Amaxia pseudodyuna Rothschild, 1922
Utetheisa ornatrix (Linnaeus, 1758)

Erebidae

Erebinae
Ascalapha odorata (Linnaeus, 1758)
Dysschema sacrifica (Hübner, [1831])
Letis scops Guenée, 1852

Geometridae

Geometrinae
Racheospila sp. 1
Sphacelodes vulneraria (Hübner, 1823)

Hesperiidae

Hesperiinae
Nyctelius nyctelius (Latreille, [1824])

Pyrginae
Pyrgus orcus (Stoll, 1780)
Urbanus dorantes (Stoll, 1790)

Lycaenidae

Theclinae
Calycopis lerbela Field, 1967
Kisutam syllis (Godman & Salvin, 1887)
Panthiades phaleros (Linnaeus, 1767)
Parrhasius polibetes (Stoll, 1781)
Strymon faunalia (Hewitson, 1868)
Thecla euptychia Draudt, 1920
Thecla emessa Hewitson, 1867

Megalopygidae

Trosiinae
Trosia dimas (Cramer, 1775)

Noctuidae

Catocalinae
Thysania agrippina (Cramer, 1776)

Notodontidae

Hemiceratinae
Hemiceras pallidula Guenée, 1852

Heterocampinae
Hapigia rufescens Schaus, 1901
Hapigia simplex Walker, 1865
Rifargia myconos Schaus, 1892

Notodontinae
Hyperaeschra tropicalis Schaus, 1923

Pygaerinae
Lirimiris lignitecta Walker, 1865

Nymphalidae

Biblidinae
Callicore sorana (Godart, [1824])
Dynamine athemon (Linnaeus, 1758)
Eunica tatila (Herrich-Schäffer, [1855])
Hamadryas februa (Hübner, [1823])
Hamadryas feronia (Linnaeus, 1758)
Hamadryas laodamia (Cramer, 1777)
Hamadryas sp. 1
Myscelia orsis (Drury, 1782)

Cyrestinae
Marpesia chiron (Fabricius, 1775)

Danainae
Aeria olena Weimer, 1875
Danaus eresimus (Cramer, 1777)
Danaus erippus (Cramer, 1775)
Danaus gilippus (Cramer, 1775)
Dircenna dero (Hübner, 1823)
Ithomia salapia (Hewitson, 1853)
Mechanitis lysimnia (Fabricius, 1793)

Heliconiinae

Actinote anteas (Doubleday, 1847)
Agraulis vanillae (Linnaeus, 1758)
Dryas julia (Fabricius, 1775)
Euptoieta hegesia (Cramer, 1779)
Heliconius erato (Linnaeus, 1758)
Heliconius ethila (Godart, 1819)
Heliconius sara (Fabricius, 1793)

Libytheinae

Libytheana carinenta (Cramer, 1777)

Limenitidinae

Adelpha sp. 1

Morphinae

Brassolis sophorae (Linnaeus, 1758)
Caligo illioneus (Cramer, 1775)
Calligo brasiliensis (Baron Cajetan von Felder, 1862)
Calligo eurilochus (Cramer, 1775)
Caligo sp. 1 — Borboleta-coruja
Eryphanis automedon Cramer, 1775
Eryphanis sp. 1
Morpho helenor (Cramer, 1776) — Capitão do Mato

Nymphalinae

Anartia amathea (Linnaeus, 1758)
Anartia jatrophae (Linnaeus, 1763)
Junonia everete (Cramer, 1779)
Siproeta stelenes (Linnaeus, 1758)
Vanessa myrinna (E. Doubleday, 1849)

Satyrinae

Pareuptychia ocirrhoe (Fabricius, 1776)
Pierella lamia (Sulzer, 1776)
Pierella sp. 1
Taygetis virgilia (Cramer, 1776)
Taygetis xenana Butler, 1870
Taygetis sp. 1

Papilionidae

Papilioninae

Battus polydamas (Linnaeus, 1758)
Heraclides anchisiades (Esper, 1788)
Heraclides thoas (Linnaeus, 1771)
Pterourus sp. 1

Pieridae

Coliadinae

Anteos clorinde (Godart, [1824])
Aphryssa statira (Cramer, 1777)
Eurema albula (Cramer, 1775)
Phoebis argante (Fabricius, 1775)
Phoebis philea (Linnaeus, 1763)
Phoebis sennae (Linnaeus, 1758)
Pyrisitia nise (Cramer, 1775)

Pierinae
Ascia monuste (Linnaeus, 1764)

Psychidae

Oiketicinae
Oiketicus kyrbii (Guilding, 1827)
Oiketicus sp. 1

Riodinidae

Riodininae
Calephelis braziliensis McAlpine, 1971
Calospila lucianus (Fabricius, 1793)
Stalachis phlegia (Cramer, 1779)

Saturniidae

Arsenurinae
Arsenura armida (Cramer, 1779)
Arsenura beebei (Fleming, 1945)
Arsenura meander (Walker, 1855)
Copiopteryx sonthonnaxi André, 1905

Ceratocampinae
Adeloneivaia catharina Bouvier, 1927
Adeloneivaia jason (Boisduval, 1872)
Adelowalkeria tristygma (Boisduval, 1872)
Syssphinx molina (Cramer, 1780)

Hemileucinae
Hylesia nanus (Walker, 1855)
Hylesia rex Dyar, 1913

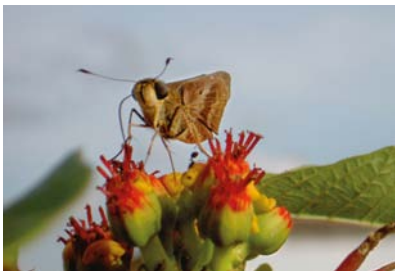
Saturniinae
Automeris inornata (Walker, 1855)
Cerodirphia flavosignata (F. Johnson et Michener, 1948)
Copaxa decrescens Walker, 1855
Eacles imperialis (Drury, 1773)
Eacles manuelita Oiticica, 1941
Eacles penelope (Cramer, 1775)
Eacles sp. 1
Lonomia achelous (Cramer, [1777])
Othorene hodeva (Druce, 1904)
Periga insidiosa (Lemaire, 1972)
Rothschildia prionia Rothschild, 1907
Rothschildia sp. 1

Sphingidae

Amphonyx duponchel (Poey, 1832)
Eumorpha labruscae (Linnaeus, 1758)
Isognathus caricae (Linnaeus, 1758)
Isognathus swainsonii Felder et Felder, 1862
Manduca sexta (Linnaeus, 1763)
Neogene dynaeus (Hubner, 1927)
Perigonia pallida Rothschild et Jordan, 1903
Protambulyx astygonus (Boisduval, 1875)
Xylophanes tersa (Linnaeus, 1771)

Arctiidae *Hypercompe cuningunda*

Geometridae *Racheospila* sp. 1



Hesperiidae *Nyctelius nyctelius*

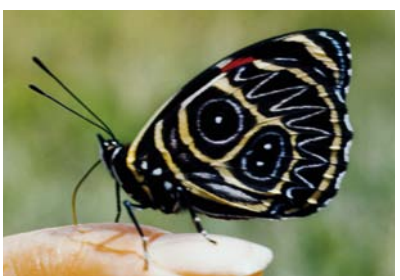
Hesperiidae *Pyrgus orcus*

Hesperiidae *Urbanus dorantes*

Lycaenidae *Panthiades phaleros*

Lycaenidae *Parrhasius polibetes*

Noctuidae *Thysania agrippina*



Nymphalidae *Callicore sorana*

Nymphalidae *Dynamine athemon*

Nymphalidae *Eunica tatila*

Nymphalidae *Hamadryas februa*

Nymphalidae *Hamadryas feronia*

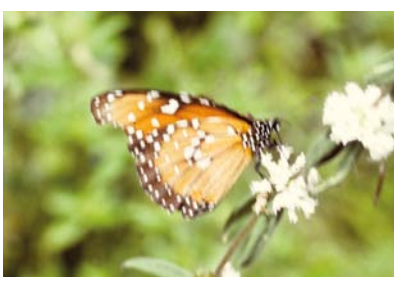
Nymphalidae *Hamadryas laodamia*

Nymphalidae *Hamadryas* sp. 1

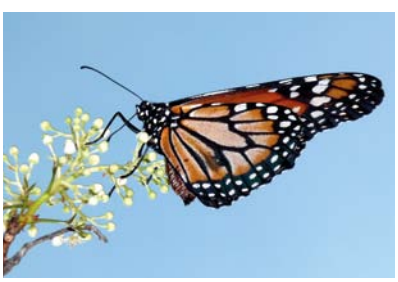
Nymphalidae *Myscelia orsis*

Nymphalidae *Marpesia chiron*

Nymphalidae *Aeria olena*

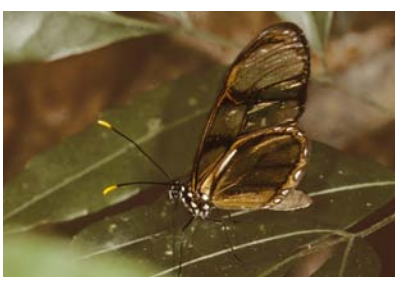


Nymphalidae *Danaus eresimus*



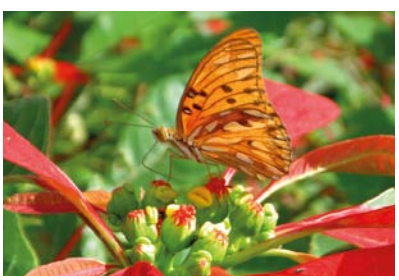
Nymphalidae *Danaus erippus*

Nymphalidae *Danaus gilippus*



Nymphalidae *Dircenna dero*

Nymphalidae *Mechanitis lysimnia*



Nymphalidae *Agraulis vanillae*

Nymphalidae *Dryas julia*

Nymphalidae *Euptoieta hegesia*

Nymphalidae *Heliconius erato*

Nymphalidae *Heliconius ethila*

Nymphalidae *Heliconius sara*

Nymphalidae *Adelpha* sp. 1

Nymphalidae *Brassolis sophorae*

Nymphalidae *Caligo* sp. 1

Nymphalidae *Eryphanis* sp. 1

Nymphalidae *Morpho helenor*

Nymphalidae *Anartia amathea*

Nymphalidae *Anartia jatrophae*

Nymphalidae *Junonia everete*

Nymphalidae *Siproeta stelenes*

Nymphalidae *Vanessa myrinna*

Nymphalidae *Taygetis* sp. 1

Papilionidae *Battus polydamas*

Papilionidae *Heraclides anchisiades*

Papilionidae *Heraclides thoas*

Papilionidae *Pterourus* sp. 1

Pieridae *Anteos clorinde*

Pieridae *Aphryssa statira*

Pieridae *Eurema albula*

Pieridae *Phoebis argante*

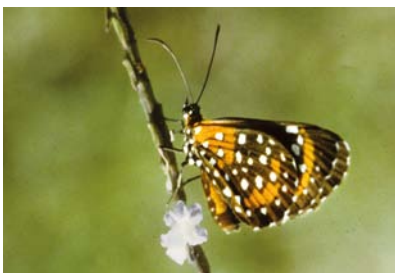
Pieridae *Phoebis sennae*

Pieridae *Pyrisitia nise*

Pieridae *Ascia monuste*

Psychidae *Oiketicus kyrbii*

Riodinidae *Calephelis braziliensis*



Riodinidae *Stalachis phlegia*

Saturniidae *Eacles imperialis*

Saturniidae *Eacles* sp. 1

Saturniidae *Rothschildia* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XX

PEIXES (ACTINOPTERYGII)

CHRISTIAN WILLIG

Willig, C. 2015. Inventário XX da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Peixes (Actinopterygii). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 695-698.

ENDEREÇO DO AUTOR

Christian Willig, 7, place de l'église, 54840 Villey le sec, France
cwillig@laposte.net

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 11 espécies de Actinopterígos documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. A nomenclatura segue Fishbase e Catalog of Fishes (Froese & Pauly, 2014; Eschmeyer, 1998) e a ordem sistemática das famílias segue Reis et al. (2003), **Subordem**, em seguida, **Família**, *Gênero* e *espécie*, finalmente. Todas as fotos deste capítulo são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada.

Nome popular

Characiformes

Crenuchidae
Characidium cf. *bahiense* Almeida, 1971

Erythrinidae
Hoplias malabaricus (Bloch, 1794) — Traìra

Characidae
Astyanax bimaculatus (Linnaeus, 1758) — Piaba

Siluriformes

Callichthyidae
Callichthys callichthys (Linnaeus, 1758)
Aspidoras sp. 1 — Chupa-pedra

Loricariidae
Parotocinclus cesarpintoi Miranda Ribeiro, 1939 — Chupa-pedra

Heptapteridae
Rhamdia quelen (Quoy & Gaimard, 1824) — Bagre

Gymnotiformes

Gymnotidae
Gymnotus sp. 1

Cyprinodontiformes

Poeciliidae

Poecilia cf. *reticulata* Peters, 1859 — Guaru

Perciformes

Cichlidae

Geophagus obscurus (Castelnau, 1855)

Cichlasoma sanctifranciscense Kullander, 1983

CHARACIFORMES

Crenuchidae *Characidium* cf. *bahiense*

Erythrinidae *Hoplias malabaricus*

Characidae *Astyanax bimaculatus*

SILURIFORMES

Callichthyidae *Callichthys callichthys*

Callichthyidae *Aspidoras* sp. 1

Loricariidae *Parotocinclus cesarpintoi*

GYMNOTIFORMES

Heptapteridae *Rhamdia quelen*

Gymnotidae *Gymnotus* sp.

CYPRINODONTIFORMES

Poeciliidae *Poecilia* cf. *reticulata*

PERCIFORMES

Cichlidae *Geophagus obscurus*

Cichlidae *Cichlasoma sanctifranciscense*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XXI

ANFÍBIOS (LISSAMPHIBIA)

SERGIO POTSCH DE CARVALHO-E-SILVA

ANA MARIA PAULINO TELLES DE CARVALHO-E-SILVA

CYRO DE LUNA-DIAS

Carvalho-e-Silva, S. P., A. M. P. T. Carvalho-e-Silva & C. Luna-Dias. 2015. Inventário XXI da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Anfíbios (Lissamphibia). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 701-707.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Sergio Potsch de Carvalho-e-Silva, Universidade Federal do Rio de Janeiro, CCS, Instituto de Biologia, Departamento de. Zoologia. Caixa Postal 68044. CEP 21944-970. Rio de Janeiro, RJ, Brasil
spotsch@gmail.com

Ana Maria Paulino Telles de Carvalho-e-Silva, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Av. Pasteur 458, prédio de Ciências Biológicas, sala 402, Urca. CEP 22290-240. Rio de Janeiro, RJ, Brasil
atellesunirio@gmail.com

Cyro de Luna-Dias, Universidade Federal do Rio de Janeiro, CCS, Instituto de Biologia, Departamento de. Zoologia. Caixa Postal 68044. CEP 21944-970. Rio de Janeiro, RJ, Brasil
cyroluna@gmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 42 espécies de Anfíbios documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Estas espécies são agrupadas por ordem filogenética das **Famílias**, **Subfamílias**, *Gênero* e *espécie*, finalmente (destacadas no texto). Todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada.

	Nome popular
Bufonidae	
Rhinella crucifer (Wied-Neuwied, 1821)	Sapo cururu
Rhinella granulosa (Spix, 1824)	Sapo granuloso
Rhinella jimi (Stevaux, 2002)	Sapo boi
Microhylidae	
Dermatonotus muelleri (Boettger, 1885)	Sapo tartaruga
Chiasmocleis sp. 1	
Hylidae	
Hylinae	
Dendropsophus branneri (Cochran, 1948)	Pererequinha do brejo
Dendropsophus decipiens (Lutz, 1925)	Pererequinha do brejo
Dendropsophus dutrai (Gomes e Peixoto, 1996)	
Dendropsophus elegans (Wied-Neuwied, 1824)	Perereca de moldura
Dendropsophus haddadi (Bastos e Pombal, 1996)	Pererequinha do brejo
Dendropsophus minutus (Peters, 1872)	Pererequinha de ampulheta
Dendropsophus oliveirai (Bokermann, 1963)	Pererequinha do brejo
Dendropsophus studerae (Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva, e Izecksohn, 2003)	
Hypsiboas albomarginatus (Spix, 1824)	Perereca verde
Hypsiboas crepitans (Wied-Neuwied, 1824)	Perereca porco
Hypsiboas exastis (Caramaschi e Rodrigues, 2003)	Sapo-pataca
Hypsiboas faber (Wied-Neuwied, 1821)	Sapo-martelo ou sapo-ferreiro

Hypsiboas raniceps Cope, 1862	Perereca risada de bruxa
Hypsiboas semilineatus (Spix, 1824)	
Hypsiboas sp. 1	
Scinax auratus (Wied-Neuwied, 1821)	Perereca dourada
Scinax eurydice (Bokermann, 1968)	Perereca de banheiro
Scinax nebulosus (Spix, 1824)	
Scinax pachychrus (Miranda-Ribeiro, 1937)	
Scinax x-signatus (Spix, 1824)	Raspa cuia
Sphaenorhynchus prasinus Bokermann, 1973	Sapinho-limão
Trachycephalus mesophaeus (Hensel, 1867)	Perereca grudenta

Phyllomedusinae

Agalychnis granulosa (Cruz, 1989)	Perereca das folhagens
Phyllomedusa nordestina Caramaschi, 2006	Perereca macaco

Leptodactylidae

Leptodactylus fuscus (Schneider, 1799)	Rã assoviadora
Leptodactylus latrans (Steffen, 1815)	Rã manteiga
Leptodactylus mystacinus (Burmeister, 1861)	
Leptodactylus natalensis Lutz, 1930	Rãzinha pingo de chuva ou rã borbulhante
Leptodactylus troglodytes Lutz, 1926	
Leptodactylus vastus Lutz, 1930	Rã pimenta ou rã de peito
Pseudopaludicola sp. 1	
Physalaemus cuvieri Fitzinger, 1826	Rã cachorro
Physalaemus sp. 1	

Odontophrynidae

Proceratophrys renalis (Miranda-Ribeiro, 1920)	Sapo de chifres

Craugastoridae

Haddadus binotatus (Spix, 1824)	Rã do folhiço
Pristimantis sp. 1	Rãzinha do folhiço
Pristimantis sp. 2	Rãzinha do folhiço

Bufonidae *Rhinella crucifer*

Bufonidae *Rhinella granulosa*

Bufonidae *Rhinella jimi*

Microhylidae *Dermatonotus muelleri*

Hylidae *Dendropsophus branneri*

Hylidae *Dendropsophus decipiens*

Hylidae *Dendropsophus dutrai*

Hylidae *Dendropsophus elegans*

Hylidae *Dendropsophus haddadi*

Hylidae *Dendropsophus minutus*

Hylidae *Dendropsophus oliveirai*

Hylidae *Dendropsophus studerae*

Hylidae *Hypsiboas albomarginatus*

Hylidae *Hypsiboas crepitans*

Hylidae *Hypsiboas exastis*

Hylidae *Hypsiboas faber*

Hylidae *Hypsiboas raniceps*

Hylidae *Hypsiboas semilineatus*

Hylidae *Hypsiboas* sp. 1

Hylidae *Scinax auratus*

Hylidae *Scinax eurydice*

Hylidae *Scinax nebulosus*

Hylidae *Scinax pachychrus*

Hylidae *Scinax x-signatus*

Hylidae *Sphaenorrhynchus prasinus*

Hylidae *Trachycephalus mesophaeus*

Hylidae *Agalychnis granulosa*

Hylidae *Phyllomedusa nordestina*

Leptodactylidae *Leptodactylus fuscus*

Leptodactylidae *Leptodactylus latrans*

Leptodactylidae *Leptodactylus mystacinus*

Leptodactylidae *Leptodactylus natalensis*

Leptodactylidae *Leptodactylus troglodytes*

Leptodactylidae *Leptodactylus vastus*

Leptodactylidae *Pseudopaludicola* sp. 1

Leptodactylidae *Physalaemus cuvieri*

Odontophrynidae *Proceratophrys renalis*

Craugastoridae *Haddadus binotatus*

Craugastoridae *Pristimantis* sp. 1

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XXII

RÉPTEIS (TESTUDINES, SQUAMATA, CROCODYLIA)

IGOR JOVENTINO ROBERTO

ROBSON WALDEMAR ÁVILA

ANÍBAL R. MELGAREJO

Roberto, I. J., R. W. Ávila & A. R. Melgarejo. 2015. Inventário XXII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Répteis (Testudines, Squamata, Crocodylia). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 709-720.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Igor Joventino Roberto, Departamento de Ciências Físicas e Biológicas, Laboratório de Zoologia, Universidade Regional do Cariri (URCA), Rua Cel. Antônio Luiz Pimenta, 1161, CEP 63105-000 Crato, Ceará, Brasil
igorjoventino@yahoo.com.br

Robson Waldemar Ávila, Departamento de Ciências Físicas e Biológicas, Laboratório de Zoologia, Universidade Regional do Cariri (URCA), Rua Cel. Antônio Luiz Pimenta, 1161, CEP 63105-000 Crato, Ceará, Brasil
robsonavila@gmail.com

Aníbal R. Melgarejo, Divisão de Zoologia Médica, Instituto Vital Brazil, Niterói, RJ, Brasil
anibalmg@globo.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 72 espécies de répteis documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Seja por meio de espécimes testemunho coletados e depositados na Coleção de Herpetologia da Universidade Regional do Cariri (URCA-H), Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), Museu Nacional do Rio de Janeiro (MNRJ) e Coleção Herpetológica do Instituto Vital Brasil (IVB), ou por fotos de indivíduos não coletados. Estas espécies são agrupadas por ordem filogenética (**Ordens**, **Famílias**, *Gêneros* e *espécies*, destacadas no texto). Apesar da ocorrência de essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada, mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando assinaladas com (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

	Nome popular
Squamata	
Amphisbaenidae	
Amphisbaena alba Linnaeus, 1758	Cobra-de-duas-cabeças
IVB 3009	
Sphaerodactylidae	
Coleodactylus meridionalis (Boulenger, 1888)	Calanguinho
URCA-H 4808, 4815, 4857	

Phyllodactylidae

Gymnodactylus darwinii (Gray, 1845) — Calango
URCA-H 4797, 4802, 4842

Phyllopezus pollicaris (Spix, 1825) — Briba, lagartixa
IVB 2970

Phyllopezus periosus Rodrigues, 1986 — Briba, lagartixa
URCA-H 4817

Phyllopezus lutzae (Loveridge, 1941) — Briba, lagartixa
URCA-H 4793, 4794

Gekkonidae

Hemidactylus mabouia (Moreau de Jonnès, 1818) — Briba, lagartixa
URCA-H 4100

Gymnophthalmidae

Micrablepharus maximiliani (Reinhardt & Luetken, 1862) — Calango-do-rabo-azul
Leposoma baturitensis Rodrigues & Borges, 1997 — Calango
URCA-H 4111

Dryadosaura nordestina Rodrigues, Freire, Pellegrino & Sites Jr., 2005 — Calango
URCA-H 4101, 4795, 4834

Stenolepis ridleyi Boulenger, 1887 — Calango
URCA-H 4099, 4772, 4803

Iguanidae

Iguana iguana (Linnaeus, 1758) — Iguana, Camaleão

Polychrotidae

Polychrus acutirostris Spix, 1825 — Calango-cego
Polychrus marmoratus (Linnaeus, 1758) — Calango-cego
URCA-H 9516

Leiosauridae

Enyalius catenatus (Wied, 1821) — Papa-vento
URCA-H 4094, 4107, 4773

Tropiduridae

Tropidurus hispidus (Spix, 1825) — Calango
IVB 2954

Tropidurus semitaeniatus (Spix, 1825) — Calango-do-lajeiro
IVB 2958

Strobilurus torquatus Wiegmann, 1834 — Calango-espinhoso
URCA-H 4827

Dactyloidae

Anolis fuscoauratus (D'Orbigny, 1837) — Papa-vento
URCA-H 4799

Anolis punctatus (Daudin, 1802) — Papa-vento
URCA-H 4130, 4824

Teiidae

Ameiva ameiva (Linnaeus, 1758)	Bico-doce
Kentropyx calcarata Spix, 1825	Calango
Tupinambis merianae (Duméril & Bibron, 1839)	Teiú, Tejo

Scincidae

Mabuya nigropunctata Rodrigues, 2000	Calango-liso
Mabuya agmosticha Rodrigues, 2000	Calango-liso
URCA-H 4804	

Diploglossidae

Diploglossus lessonae Peracca, 1890	Calango-cobra
IVB 1714	
Ophiodes sp.	Cobra-de-vidro
IVB 3006	

Boidae

Epicrates assisi Machado, 1945	Salamanta
IVB 2984	
Boa constrictor Linnaeus, 1758	Jibóia, cobra-de-veado
IVB 2953	

Typhlopidae

Amerotyphlops arenensis Graboski, Pereira-Filho, Da Silva, Prudente & Zaher, 2015	Cobra-cega
URCA-H 4800, 4859	

Colubridae

Chironius bicarinatus (Wied, 1820)	Cobra-cipó
Chironius carinatus (Linnaeus, 1758)	Cobra-cipó
MZUSP 3163	
Chironius flavolineatus (Jan, 1863)	Cobra-cipó
MZUSP 3169	
Drymarchon corais (Boie, 1827)	Papa-ovo
MZUSP 3212	
Leptophis ahaetulla (Linnaeus, 1758)	Cobra-cipó
Oxybelis aeneus (Wagler, 1824)	Cobra-de-cipó, bicuda
URCA-H 4403	
Pseustes sulphureus (Wied, 1824)	Papa-ovo
URCA-H 4816	
Spilotes pullatus (Linnaeus, 1758)	Caninana
Tantilla melanocephala (Linnaeus, 1758)	Cobra-rainha
URCA-H 4129, 4810	

Dipsadidae

Atractus caete Passos, Fernandes, Bérnils & Moura-Leite, 2010	Cobra
MNRJ 16936	
Clelia plumbea (Wied, 1820)	Mussurana, cobra-preta
Dipsas variegata (Duméril, Bibron & Duméril, 1854)	Dormideira, jararaquinha
IVB 1626	

Echinanthera cephalomaculata Di-Bernardo, 1994 URCA-H 6553	Cobra
Echinanthera cephalostriata Di-Bernardo, 1996 URCA-H 4103	Cobra
Erythrolamprus aesculapii (Linnaeus, 1766) IVB 3010	Falsa-coral
Erythrolamprus miliaris (Linnaeus, 1758) MZUSP 3393	Cobra-da-água
Erythrolamprus poecilogyrus (Schlegel, 1837) URCA-H 4399	Cobra
Erythrolamprus reginae (Wagler, 1824) URCA-H 4861	Cobra
Helicops leopardinus (Schlegel, 1837) MZUSP 3158	Cobra-da-água
Imantodes cenchoa (Linnaeus, 1758) *Leptodeira annulata* (Linnaeus, 1758) *Oxyrhopus guibei* Hoge & Romano, 1978 URCA-H 6552	Cobra-cipó Jararaquinha Falsa-coral
Oxyrhopus petolarius Reuss, 1834 URCA-H 4404	Falsa-coral
Oxyrhopus trigeminus Duméril, Bibron & Duméril, 1854 URCA-H 4398	Falsa-coral
Philodryas olfersii (Lichtenstein, 1823) IVB 3051	Cobra-verde
Phimophis guerini (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) URCA-H 4401-4402	Cobra
Pseudoboa nigra (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) *Sibynomorphus* cf. *neuwiedii* (Ihering, 1911) IVB 1611	Cobra-preta Dormideira, jararaquinha
Siphlophis compressus (Daudin, 1803) *Taeniophallus affinis* (Günther, 1858) URCA-H 4114	Falsa-coral Cobra
Taeniophallus occipitalis (Jan, 1863) *Thamnodynastes pallidus* (Linnaeus, 1758) URCA-H 4097-4098	Cobra Cobra
Xenodon merremii (Wagler, 1824) URCA-H 4400	Boipeva, goipeva
Xenodon rabdochephalus (Wied, 1824)	Boipeva, goipeva

Elapidae

Micrurus cf. *ibiboboca* (Merrem, 1820) URCA-H 4406-4408	Cobra-coral

Viperidae

Bothrops bilineatus bilineatus (Wied, 1821) *Bothrops leucurus* Wagler, 1824 URCA-H 4098, 4104	Jararaca-verde Jararaca

Crotalus durissus Wagler, 1824 — Cascavel
IVB 2968

Lachesis muta (Linnaeus, 1766) — Surucucu
URCA-H 4409

Testudines

Chelidae

Acanthochelys radiolata (Mikan, 1820) — Cágado

Kinosternidae

Kinosternon scorpioides (Linnaeus, 1766) — Muçuam

Crocodylia

Alligatoridae

Caiman latirostris (Daudin, 1802) — Jacaré-do-papo-amarelo

SQUAMATA

Amphisbaenidae *Amphisbaena alba*

Sphaerodactylidae *Coleodactylus meridionalis*

Phyllodactylidae *Gymnodactylus darwinii*

Phyllodactylidae **Phyllopezus pollicaris*

Phyllodactylidae **Phyllopezus periosus*

Phyllodactylidae *Phyllopezus lutzae*

Gekkonidae *Hemidactylus mabouia*

Gymnophthalmidae **Micrablepharus maximiliani*

Gymnophthalmidae *Leposoma baturitensis*

Gymnophthalmidae *Dryadosaura nordestina*

Gymnophthalmidae *Stenolepis ridleyi*

Iguanidae **Iguana iguana*

Polychrotidae *Polychrus acutirostris*

Polychrotidae *Polychrus marmoratus*

Leiosauridae *Enyalius catenatus*

Tropiduridae *Tropidurus hispidus*

Tropiduridae *Tropidurus semitaeniatus*

Tropiduridae *Strobilurus torquatus*

Dactyloidae *Anolis fuscoauratus*

Dactyloidae *Anolis punctatus*

Teiidae **Ameiva ameiva*

Teiidae **Kentropyx calcarata*

Teiidae **Tupinambis merianae*

Scincidae *Mabuya nigropunctata*

Scincidae *Mabuya agmosticha*

Diploglossidae **Diploglossus lessonae*

Diploglossidae *Ophiodes* sp.

Boidae *Epicrates assisi*

Boidae *Boa constrictor*

Typhlopidae *Amerotyphlops arenensis*

Colubridae *Chironius bicarinatus*

Colubridae *Chironius carinatus*

Colubridae **Chironius flavolineatus*

Colubridae **Drymarchon corais*

Colubridae **Leptophis ahaetulla*

Colubridae *Oxybelis aeneus*

Colubridae *Pseustes sulphureus*

Colubridae **Spilotes pullatus*

Colubridae *Tantilla melanocephala*

Dipsadidae *Atractus caete*

Dipsadidae **Clelia plumbea*

Dipsadidae *Dipsas variegata*

Dipsadidae *Echinanthera cephalomaculata*

Dipsadidae *Echinanthera cephalostriata*

Dipsadidae *Erythrolamprus aesculapii*

Dipsadidae *Erythrolamprus miliaris*

Dipsadidae **Erythrolamprus poecilogyrus*

Dipsadidae *Erythrolamprus reginae*

Dipsadidae **Helicops leopardinus*

Dipsadidae **Imantodes cenchoa*

Dipsadidae *Leptodeira annulata*

Dipsadidae *Oxyrhopus guibei*

Dipsadidae *Oxyrhopus petolarius*

Dipsadidae *Oxyrhopus trigeminus*

Dipsadidae *Philodryas olfersii*

Dipsadidae **Phimophis guerini*

Dipsadidae *Pseudoboa nigra*

Dipsadidae *Sibynomorphus* cf. *neuwiedii*

Dipsadidae **Siphlophis compressus*

Dipsadidae *Taeniophallus affinis*

Dipsadidae **Taeniophallus occipitalis*

Colubridae *Thamnodynastes pallidus*

Colubridae *Xenodon merremii*

Dipsadidae *Xenodon rabdocephalus*

Elapidae *Micrurus* cf. *ibiboboca*

Viperidae *Bothrops bilineatus bilineatus*

Viperidae *Bothrops leucurus*

Viperidae *Crotalus durissus*

Viperidae *Lachesis muta*

TESTUDINES

Chelidae *Acanthochelys radiolata*

Kinosternidae **Kinosternon scorpioides*

CROCODYLIA

Alligatoridae *Caiman latirostris*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XXIII

AVES (AVES)

ANITA STUDER

SERGIO LEAL

RAYMOND LÉVÊQUE

ALBERT BASSIN

JACQUES LAESSER

DANTE BUZZETTI

MARCELO CARDOSO DE SOUSA

Studer, A., S. Leal, R. Lévêque, A. Bassin, J. Laesser, D. Buzzetti & M. C. Sousa. 2015. Inventário XXIII da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Aves (Aves). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 723-747.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Anita Studer, NORDESTA Reflorestamento e Educação, 19, rue de Chantepoulet, 1201 Genève, Suiça
nordesta@nordesta.org

Sergio Leal, Loteamento Val Paraíso, Rua 02, Quadra D, N° 281, Feitosa, CEP 57043-064, Maceió, Alagoas, Brasil
sergiomleal@gmail.com

Raymond Lévêque, Meierhöfli 1, 6204 Sempach, Suiça

Albert Bassin, Chemin de la Prévôté 18, 2504 Bienne, Suiça
bassinalbert@yahoo.fr

Jacques Laesser, Station ornithologique Suisse, Seerose 1, 6204 Sempach, Suiça
jlasser@bluewin.ch

Marcelo Cardoso de Sousa, Av. Acrísio Cruz, 30/1201, CEP 49020-210, Aracaju, Sergipe, Brasil
mcsbird@gmail.com

Dante Buzzetti, Rua Álvaro Rodrigues, 163 sala 4, CEP 04582-000, São Paulo, SP, Brasil
dante@dantebuzzetti.com.br

INVENTÁRIO

Este inventário foi realizado no interior da Reserva Biológica de Pedra Talhada e em um raio de 3 km ao seu redor. Os registros das 255 espécies de aves distribuídas em 56 **famílias** foram identificadas através de visualização, fotografias e gravações de vocalizações. As fotografias representadas neste capítulo foram obtidas na Reserva de Pedra Talhada, exceto aquelas marcadas com um asterisco (*). A sequencia das famílias e táxons segue Grantsau (2010) com algumas alterações recentes na nomenclatura das espécies. **Status**: Espécies ameaçadas de extinção no Brasil (MMA, 2003; 2008) e globalmente ameaçadas (IUCN, 2012) nas categorias: **CR** - criticamente ameaçadas; **EP** – em perigo; **VU** – vulnerável; **NT** – quase ameaçadas. **EN** - Espécies endêmicas do "Centro Pernambuco" (Stattersfield et al., 1998, Roda, 2003).

	Nome popular	**Status**
Tinamidae		
Crypturellus parvirostris	inhambu-chororó	
Crypturellus tataupa	inhambu-chintã	
Rhynchotus rufescens	perdiz	
Nothura maculosa	codorna-comum	

Podicipedidae		
Tachybaptus dominicus	mergulhão-pequeno	
Podilymbus podiceps	mergulhão-caçador	
Ardeidae		
Ardea alba	garça-branca-grande	
Bubulcus ibis	garça-vaqueira	
Butorides striata	socozinho	
Tigrisoma lineatum	socó-boi	
Anatidae		
Amazonetta brasiliensis	pé-vermelho	
Oxyura dominica	bico-roxo	
Cathartidae		
Coragyps atratus	urubu-de-cabeça-preta	
Cathartes aura	urubu-de-cabeça-vermelha	
Cathartes burrovianus	urubu-de-cabeça-amarela	
Accipitridae		
Gampsonyx swainsoni	gaviãozinho	
Elanus leucurus	peneira	
Leptodon forbesi	gavião-do-pescoço-branco	**CR; EN**
Geranospiza caerulescens	gavião-pernilongo	
Leucopternis polionotus	gavião-pombo-grande	**NT**
Buteogallus urubitinga	gavião-preto	
Geranoaetus melanoleucus	águia-chilena	
Buteo nitidus	gavião-pedrês	
Buteo brachyurus	gavião-de-cauda-curta	
Buteo albicaudatus	gavião-de-rabo-branco	
Buteo albonotatus	gavião-de-rabo-barrado	
Rupornis magnirostris	gavião-carijó	
Falconidae		
Caracara plancus	caracará	
Milvago chimachima	carrapateiro	
Herpetotheres cachinnans	acauã	
Falco sparverius	quiriquiri	
Falco femoralis	falcão-de-coleira	
Cracidae		
Ortalis guttata	aracuã-pintado	
Penelope superciliaris	jacupemba	**EP; EN**
Odontophoridae		
Odontophorus capueira	urú-do-nordeste	**EP**
Aramidae		
Aramus guarauna	carão	
Rallidae		
Laterallus viridis	siricora-mirim	
Laterallus melanophaius	pinto-d'água-comum	
Laterallus exilis	pinto-d'água	
Aramides cajaneus	três-potes	

Porzana albicollis	sanã-carijó
Neocrex erythrops	turu-turu
Pardirallus nigricans	saracura-sanã
Porphyrio martinica	frango-d'água-azul
Gallinula galeata	frango-d'água-comum
Cariamidae	
Cariama cristata	seriema
Jacanidae	
Jacana jacana	jaçanã
Charadriidae	
Vanellus chilensis	quero-quero
Columbidae	
Patagioenas speciosa	pomba-trocal
Patagioenas picazuro	asa-branca
Patagioenas cayennensis	pomba-galega
Zenaida auriculata	avoante
Columbina minuta	rolinha-de-asa-canela
Columbina talpacoti	rolinha-caldo-de-feijão
Columbina picui	rolinha-branca
Scardafella squammata	fogo-apagou
Leptotila verreauxi	juriti
Leptotila rufaxilla	gemedeira
Geotrygon montana	pariri
Psittacidae	
Diopsittaca nobilis	maracanã-nobre
Forpus xanthopterygius	tuim
Touit surdus	apuim-de-cauda-amarela
Cuculidae	
Coccyzus melacoryphus	papa-lagarta
Piaya cayana	alma-de-gato
Crotophaga ani	anu-preto
Guira guira	anu-branco
Tapera naevia	saci
Tytonidae	
Tyto alba	suindara
Strigidae	
Megascops choliba	corujinha-do-mato
Pulsatrix perspicillata	murucututu
Glaucidium brasilianum	caburé-ferrugem
Athene cunicularia	coruja-buraqueira
Nyctibiidae	
Nyctibius griseus	urutau
Caprimulgidae	
Lurocalis semitorquatus	tuju
Nyctidromus albicollis	curiango

Caprimulgus rufus	joão-corta-pau	
Caprimulgus parvulus	bacurau-pequeno	
Apodidae		
Streptoprocne zonaris	andorinhão-de-coleira-branca	
Tachornis squamata	andorinhão-tesoura	
Panyptila cayennensis	andorinhão-estofador	
Trochilidae		
Glaucis hirsuta	balança-rabo-de-bico-torto	
Phaethornis pretrei	rabo-branco-de-sobre-amarelo	
Phaethornis ruber	besourinho-da-mata	
Aphantochroa cirrochloris	beija-flor-cinza	
Eupetomena macroura	beija-flor-tesoura	
Florisuga fusca	beija-flor-preto-e-branco	
Anthracothorax nigricollis	beija-flor-preto	
Chrysolampis mosquitus	beija-flor-vermelho	
Lophornis magnificus	topetinho-vermelho	
Chlorostes notatus	beija-flor-de-garganta-azul	
Chlorostilbon aureoventris	besourinho-de-bico-vermelho	
Thalurania watertonii	beija-flor-de-costa-violeta	**VU, EN**
Amazilia versicolor	beija-flor-de-banda-branca	
Amazilia fimbriata	beija-flor-de-garganta-verde	
Heliothryx auritus	beija-flor-de-bochecha-azul	
Heliomaster squamosus	bico-reto-de-banda-branca	
Calliphlox amethystina	estrelinha	
Alcedinidae		
Ceryle torquata	martim-pescador-grande	
Chloroceryle amazona	martim-pescador-verde	
Chloroceryle americana	martim-pescador-pequeno	
Galbulidae		
Galbula ruficauda	ariramba-de-cauda-ruiva	
Bucconidae		
Nystalus maculatus	rapazinho-dos-velhos	
Ramphastidae		
Pteroglossus inscriptus	araçari-miudinho-de-bico-riscado	
Picidae		
Picumnus exilis	pica-pau-anão-de-pintas-amarelas	**VU; EN**
Picumnus fulvescens	pica-pau-anão-de-pernambuco	**NT**
Veniliornis passerinus	picapauzinho-anão	
Veniliornis affinis	picapauzinho-avermelhado	
Colaptes melanochloros	pica-pau-verde-barrado	
Dryocopus lineatus	pica-pau-de-banda-branca	
Dendrocolaptidae		
Sittasomus griseicapillus	arapaçu-verde	
Dendrocolapes platyrostris	arapaçu-grande	
Xiphorhynchus guttatus	arapaçu-de-garganta-amarela	
Xiphorhynchus picus	arapaçu-de-bico-branco	
Xiphorhynchus atlanticus	arapaçu-rajado-do-nordeste	**VU; EN**
Lepidocolaptes angustirostris	arapaçu-de-cerrado	

Furnariidae

Furnarius figulus	casaca-de-couro-da-lama	
Furnarius leucopus	casaca-de-couro-amarelo	
Synallaxis infuscata	tatac	**EP; EN**
Synallaxis frontalis	petrim	
Synallaxis albescens	ui-pí	
Synallaxis scutata	estrelinha-preta	
Certhiaxis cinnamomeus	curutié	
Cranioleuca semicinerea	joão-de-cabeça-cinza	
Phacellodomus rufifrons	joão-de-pau	

Xenopidae

Xenops minutus	bico-virado-miúdo	**VU; EN**
Xenops rutilans	bico-virado-carijó	

Thamnophilidae

Taraba major	choró-boi	
Thamnophilus palliatus	choca-listrada	
Thamnophilus torquatus	choca-de-asa-vermelha	
Thamnophilus caerulescens	choca-da-mata	**VU; EN**
Dysithamnus mentalis	choquinha-lisa	
Herpsilochmus atricapillus	chorozinho-de-chapéu-preto	
Formicivora grisea	papa-formiga-pardo	
Terenura sicki	zidedê-do-nordeste	**EP; EN**
Pyriglena pernambucensis	papa-taoca-de-pernambuco	**VU; EN**
Myrmeciza ruficauda	formigueiro-de-cauda-ruiva	**EP; EN**

Conopophagidae

Conopophaga melanops	cuspidor-de-máscara-preta	**VU; EN**
Conopophaga lineata	chupa-dente	**VU**

Formicariidae

Chamaeza campanisona	tovaca-campainha	

Oxyruncidae

Oxyruncus cristatus	araponga-do-horto	

Cotingidae

Xipholena atropurpurea	anambé-de-asa-branca	**EP**
Procnias averano	araponga-do-nordeste	**VU**

Tityridae

Pachyramphus viridis	caneleiro-verde	
Pachyramphus polychopterus	caneleiro-preto	
Pachyramphus validus	caneleiro-de-chapéu-negro	

Pipridae

Pipra rubrocapilla	cabeça-encarnada	
Chiroxiphia pareola	tangará-falso	
Manacus manacus	rendeira	
Neopelma pallescens	fruxu-do-cerradão	

Tyrannidae

Mionectes oleagineus	supi	
Leptopogon amaurocephalus	cabeçudo	

Hemitriccus margaritaceiventer	sebinho-de-olho-de-ouro	
Hemitriccus mirandae	maria-do-nordeste	**VU**
Poecilotriccus plumbeiceps	ferreirinho-de-cara-canela	
Todirostrum cinereum	relógio	
Phyllomyias fasciatus	piolhinho	
Myiopagis caniceps	maria-da-copa	
Myiopagis viridicata	guraracava-de-olheiras	
Elaenia flavogaster	guaracava-de-barriga-amarela	
Elaenia spectabilis	guaracava-grande	
Camptostoma obsoletum	risadinha	
Suiriri suiriri	suiriri-cinzento	
Phaeomyias murina	bagageiro	
Capsiempis flaveola	marianinha-amarela	
Phylloscartes ceciliae	cara-pintada	**EP; EN**
Tolmomyias sulphurescens	bico-chato-de-orelha-preta	
Tolmomyias poliocephalus	bico-chato-de-cabeça-cinza	
Tolmomyias flaviventris	bico-chato-amarelo	
Platyrinchus mystaceus	patinho	**VU; EN**
Myiophobus fasciatus	filipe	
Myiobius barbatus	assanhadinho	
Hirundinea ferruginea	gibão-de-couro	
Lathrotriccus euleri	enferrujado	
Cnemotriccus fuscatus	guaracavuçu	
Contopus cinereus	papa-moscas-cinzento	
Fluvicola albiventer	lavadeira-de-cara-branca	
Fluvicola nengeta	lavadeira-mascarada	
Arundinicola leucocephala	lavadeira-de-cabeça-branca	
Machetornis rixosa	suiriri-cavaleiro	
Legatus leucophaius	bem-te-vi-pirata	
Myiozetetes similis	bentevizinho-de-penacho-vermelho	
Pitangus sulphuratus	bem-te-vi	
Myiodynastes maculatus	bem-te-vi-rajado	
Megarynchus pitangua	nei-nei	
Empidonomus varius	peitica	
Tyrannus melancholicus	suiriri	
Rhytipterna simplex	vissiá	
Myiarchus ferox	maria-cavaleira	
Myiarchus tyrannulus	maria-cavaleiro-de-rabo-enferrujado	
Attila spadiceus	capitão-de-saíra-amarelo	

Hirundinidae

Tachycineta albiventer	andorinha-do-rio	
Progne chalybea	andorinha-doméstica-grande	
Stelgidopteryx ruficollis	andorinha-serradora	

Troglodytidae

Thryothorus genibarbis	garrinchão-pai-avô	
Troglodytes musculus	corruíra	

Donacobiidae

Donacobius atricapilla	japacanim	

Mimidae

Mimus saturninus	sabiá-do-campo	

Polioptilidae

Ramphocaenus melanurus	bico-assovelado	
Polioptila plumbea	balança-rabo-de-chapéu-preto	

Motacillidae

Anthus lutescens	caminheiro-zumbidor	

Turdidae

Turdus rufiventris	sabiá-laranjeira	
Turdus leucomelas	sabiá-barranco	
Turdus albicollis	sabiá-coleira	

Parulidae

Parula pitiayumi	mariquita	
Basileuterus flaveolus	canário-do-mato	
Basileuterus culicivorus	pula-pula	

Vireonidae

Cyclarhis gujanensis	pitiguari	
Vireo chivi	juruviara	
Hylophilus amaurocephalus	verdinho-de-olho-cinza	

Coerebidae

Coereba flaveola	cambacica	

Thraupidae

Euphonia chlorotica	fi-fi-verdadeiro	
Euphonia violacea	gaturamo-verdadeiro	
Euphonia pectoralis	ferro-velho	
Schistochlamys ruficapillus	bico-de-veludo	
Nemosia pileata	saíra-de-chapéu-preto	
Thlypopsis sordida	canário-sapé	
Piranga flava	sanhaço-de-fogo	
Tachyphonus rufus	pipira-preta	
Tachyphonus cristatus	tiê-galo	
Ramphocelus bresilius	tiê-sangue	
Thraupis sayaca	sanhaço-cinzento	
Thraupis palmarum	sanhaço-do-coqueiro	
Tangara fastuosa	pintor-verdadeiro	**VU; EN**
Tangara cyanocephala	saíra-militar	**VU; EN**
Tangara cayana	saíra-amarela-de-garganta-azul	
Dacnis cayana	saí-azul	
Cyanerpes cyaneus	saí-azul-de-pernas-vermelhas	
Chlorophanes spiza	saí-verde	
Hemithraupis guira	saíra-de-papo-preto	
Conirostrum speciosum	figuinha-de-rabo-castanho	

Emberizidae

Paroaria dominicana	galo-da-campina	
Volatinia jacarina	tiziu	
Tiaris fuliginosus	pimentão	
Sporophila nigricollis	baiano	
Sporophila albogularis	golinho	
Sporophila leucoptera	chorão	
Sporophila bouvreuil	caboclinho	

Oryzoborus angolensis	curió	
Sicalis flaveola	canário-da-terra-verdadeiro	
Arremon taciturnus	tico-tico-do-mato-de-bico-preto	
Ammodramus humeralis	tico-tico-do-campo-verdadeiro	
Zonotrichia capensis	tico-tico	
Emberizoides herbicola	canário-do-campo	
Cardinalidae		
Saltator maximus	tempera-viola	
Pitylus fuliginosus	cigarra-do-coqueiro	
Cyanocompsa brissonii	azulão	
Icteridae		
Molothrus bonariensis	chopim	
Agelaioides fringillarius	asa-de-telha-pálido	
Chrysomus ruficapillus	garibaldi	
Curaeus forbesi	anumará	**VU**
Icterus pyrrhopterus	inhapim	
Sturnella superciliaris	polícia-inglesa-do-sul	
Passeridae		
Passer domesticus	pardal	
Estrildidae		
Estrilda astrild	bico-de-lacre	
Fringillidae		
Carduelis yarrellii	coroinha	**VU**

Tinamidae *Rhynchotus rufescens*

Tinamidae *Nothura maculosa*

Podicipedidae *Tachybaptus dominicus*

Ardeidae **Ardea alba*

Ardeidae *Butorides striata*

Ardeidae *Tigrisoma lineatum*

Anatidae *Amazonetta brasiliensis*

Cathartidae *Coragyps atratus*

Cathartidae *Cathartes aura*

Cathartidae *Cathartes burrovianus*

Accipitridae **Gampsonyx swainsoni*

Accipitridae **Elanus leucurus*

Accipitridae **Geranospiza caerulescens*

Accipitridae *Buteogallus urubitinga*

Accipitridae **Geranoaetus melanoleucus*

Accipitridae *Buteo nitidus*

Accipitridae **Buteo brachyurus*

Accipitridae *Buteo albicaudatus*

Accipitridae **Buteo albicaudatus*

Accipitridae *Buteo albonotatus*

Accipitridae **Rupornis magnirostris*

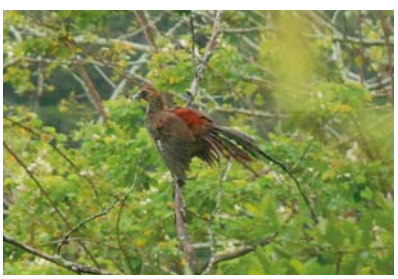
Falconidae *Caracara plancus*

Falconidae **Milvago chimachima*

Falconidae *Herpetotheres cachinnans*

Falconidae **Falco sparverius*

Falconidae **Falco femoralis*



Cracidae *Ortalis guattata*

Cracidae **Penelope superciliaris*

Odontophoridae *Odontophorus capueira*

Aramidae **Aramus guarauna*

Rallidae *Laterallus viridis*

Rallidae *Aramides cajaneus*

Rallidae *Pardirallus nigricans*

Rallidae *Porphyrio martinica*

Cariamidae **Cariama cristata*

Jacanidae *Jacana jacana*

Charadriidae **Vanellus chilensis*

Columbidae *Patagioenas speciosa*

Columbidae *Zenaida auriculata*

Columbidae *Columbina talpacoti*

Columbidae *Scardafella squammata*

Columbidae *Leptotila verreauxi*

Columbidae *Geotrygon montana*

Psittacidae *Forpus xanthopterygius*

Cuculidae *Piaya cayana*

Cuculidae **Crotophaga ani*

Cuculidae *Guira guira*

Cuculidae **Tapera naevia*

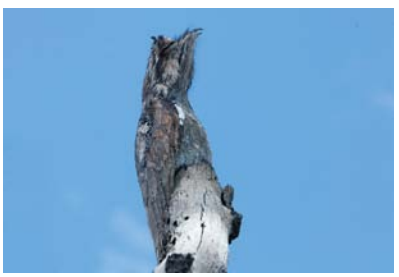
Tytonidae *Tyto alba*

Strigidae **Megascops choliba*

Strigidae **Pulsatrix perspicillata*

Strigidae **Glaucidium brasilianum*

Strigidae **Athene cunicularia*



Nyctibiidae *Nyctibius griseus*

Caprimulgidae *Lurocalis semitorquatus*

Trochilidae *Glaucis hirsuta*

Trochilidae *Phaethornis pretrei*

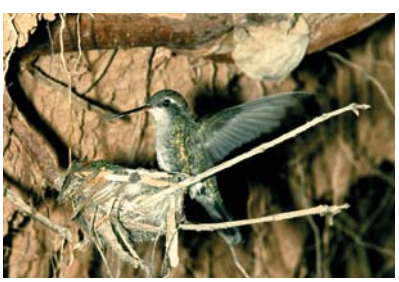
Trochilidae *Phaethornis ruber*

Trochilidae **Eupetomena macroura*

Trochilidae *Florisuga fusca*

Trochilidae *Anthracothorax nigricollis*

Trochilidae *Chrysolampis mosquitus*



Trochilidae *Chlorostilbon aureoventris*

Trochilidae *Thalurania watertonii*

Trochilidae *Amazilia versicolor*

Trochilidae *Heliothryx auritus*

CORACIIFORMES

Alcedinidae **Ceryle torquata*

Alcedinidae **Chloroceryle amazona*

Galbulidae *Galbula ruficauda*

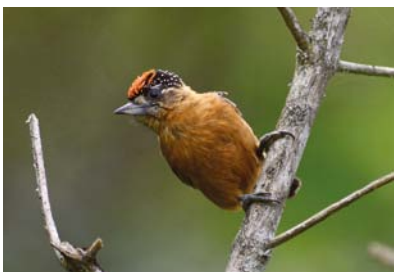
PICIFORMES

Bucconidae *Nystalus maculatus*

Ramphastidae *Pteroglossus inscriptus*

Picidae *Picumnus exilis*

Picidae *Picumnus fulvescens* ♀



Picidae *Picumnus fulvescens* ♂

Picidae *Veniliornis passerinus*

Picidae *Colaptes melanochloros*

Picidae *Dryocopus lineatus*

Dendrocolaptidae *Xiphorhynchus picus*

Dendrocolaptidae *Lepidocolaptes angustirostris*

Furnariidae *Furnarius figulus*

Furnariidae *Furnarius leucopus*

Furnariidae *Synallaxis infuscata*

Furnariidae *Certhiaxis cinnamomeus*

Furnariidae *Cranioleuca semicinerea*

Furnariidae *Phacellodomus rufifrons*

Xenopidae *Xenops rutilans*

Thamnophilidae *Taraba major*

Thamnophilidae *Thamnophilus torquatus*

Thamnophilidae *Thamnophilus caerulescens*

Thamnophilidae *Dysithamnus mentalis*

Thamnophilidae *Pyriglena pernambucensis*

Thamnophilidae *Myrmeciza ruficauda* ♀

Thamnophilidae *Myrmeciza ruficauda* ♂

Conopophagidae *Conopophaga melanops*

Formicariidae *Chamaeza campanisona*

Oxyruncidae *Oxyruncus cristatus*

Cotingidae **Procnias averano*

Tityridae *Pachyramphus polychopterus*

Tityridae *Pachyramphus validus*

Pipridae *Pipra rubrocapilla*

Pipridae *Chiroxiphia pareola*

Pipridae *Manacus manacus*

Pipridae *Neopelma pallescens*

Tyrannidae *Mionectes oleagineus*

Tyrannidae *Leptopogon amaurocephalus*

Tyrannidae **Hemitriccus margaritaceiventer*

Tyrannidae *Hemitriccus mirandae*

Tyrannidae *Poecilotriccus plumbeiceps*

Tyrannidae *Todirostrum cinereum*

Tyrannidae *Myiopagis caniceps*

Tyrannidae *Camptostoma obsoletum*

Tyrannidae *Capsiempis flaveola*

Tyrannidae *Platyrinchus mystaceus*

Tyrannidae *Myiophobus fasciatus*

Tyrannidae *Myiobius barbatus*

Tyrannidae *Hirundinea ferruginea*

Tyrannidae *Lathrotriccus euleri*

Tyrannidae *Cnemotriccus fuscatus*

Tyrannidae *Contopus cinereus*

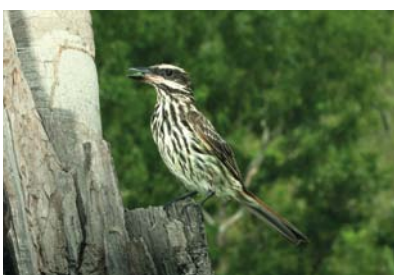
Tyrannidae *Fluvicola nengeta*

Tyrannidae *Arundinicola leucocephala*

Tyrannidae *Legatus leucophaius*

Tyrannidae *Myiozetetes similis*

Tyrannidae *Pitangus sulphuratus*



Tyrannidae *Myiodynastes maculatus*

Tyrannidae *Megarynchus pitangua*

Tyrannidae *Empidonomus varius*

Tyrannidae *Tyrannus melancholicus*

Tyrannidae *Rhytipterna simplex*

Tyrannidae **Myiarchus ferox*

Tyrannidae *Myiarchus tyrannulus*

Tyrannidae *Attila spadiceus*

Hirundinidae *Tachycineta albiventer*

Hirundinidae **Stelgidopteryx ruficollis*

Troglodytidae *Thryothorus genibarbis*

Troglodytidae *Troglodytes musculus*

Donacobiidae *Donacobius atricapilla*

Mimidae **Mimus saturninus*

Polioptilidae *Ramphocaenus melanurus*

Polioptilidae *Polioptila plumbea*

Motacilllidae *Anthus lutescens*

Turdidae *Turdus rufiventris*

Turdidae *Turdus leucomelas*

Turdidae *Turdus albicollis*

Parulidae *Basileuterus flaveolus*

Vireonidae *Cyclarhis gujanensis*

Vireonidae *Vireo chivi*

Coerebidae *Coereba flaveola*

Thraupidae *Euphonia chlorotica*

Thraupidae *Euphonia violacea*

Thraupidae *Schistochlamys ruficapillus*

Thraupidae **Nemosia pileata*

Thraupidae *Thlypopsis sordida*

Thraupidae **Piranga flava*

Thraupidae *Tachyphonus rufus*

Thraupidae *Ramphocelus bresilius* ♂

Thraupidae *Ramphocelus bresilius* ♀

Thraupidae **Thraupis sayaca*

Thraupidae *Thraupis palmarum*

Thraupidae *Tangara fastuosa*

Thraupidae *Tangara cyanocephala*

Thraupidae *Tangara cayana*

Thraupidae *Dacnis cayana* ♀

Thraupidae *Dacnis cayana* ♂

Thraupidae *Cyanerpes cyaneus*

Thraupidae *Hemithraupis guira*

Emberizidae *Paroaria dominicana*

Emberizidae *Volatinia jacarina* ♀

Emberizidae *Volatinia jacarina* ♂

Emberizidae *Sporophila nigricollis*

Emberizidae *Sporophila albogularis*

Emberizidae *Sporophila leucoptera*

Emberizidae *Sporophila bouvreuil*

Emberizidae *Sporophila angolensis*

Emberizidae **Sicalis flaveola*

Emberizidae *Arremon taciturnus*

Emberizidae **Ammodramus humeralis*

Emberizidae **Zonotrichia capensis*

Emberizidae *Emberizoides herbicola*

Cardinalidae *Saltator maximus*

Cardinalidae *Pitylus fuliginosus*

Cardinalidae *Cyanocompsa brissonii* ♀

Cardinalidae *Cyanocompsa brissonii* ♂

Icteridae **Molothrus bonariensis*

Icteridae *Agelaioides fringillarius*

Icteridae *Chrysomus ruficapillus*

Icteridae *Curaeus forbesi*

Icteridae *Icterus pyrrhopterus*

Icteridae *Sturnella superciliaris*

Fringillidae *Carduelis yarrellii*

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

GRANTSAU, R. 2010. *Guia completo para identificação das aves do Brasil*: 1-1249. Ed. Vento verde. Haroldo Paulo Jr, Sp. 2 vol.

IUCN (INTERNATIONAL UNION FOR CONSERVATION OF NATURE). 2012. *2012 IUCN Red List of Threatened Species*. In: http://www.iucnredlist.org.

MMA (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE). 2003. *Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçados de Extinção*. Instrução Normativa nº 3, de 27 de maio de 2003. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF.

MMA (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE). 2008. *Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção*. 1. ed. - Brasília, DF. Belo Horizonte, MG: Fundação Biodiversitas.

RODA, S. A. 2003. *Avec do Centro de Endemismo Pernambuco: composição biogeografia e conservação*. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Pará. Belém.

STATTERSFIELD, A. J., M. J. CROSBY, A. J. LONG & D. C. WEGE. 1998. *Endemic Bird Areas of the World*: 1-846 Bird Life International.

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XXIV

MORCEGOS (CHIROPTERA)

DEOCLÉCIO DE QUEIRÓZ GUERRA

Guerra, D. Q. 2015. Inventário XXIV da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Morcegos (Chiroptera). *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 749-753.

ENDEREÇO DO AUTOR

Deoclécio de Queiróz Guerra, Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Centro de Ciências, Biológicas, Departamento de Zoologia. CEP 50670-420, Recife, PE, Brasil
biodguerra@yahoo.com.br

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 27 espécies de Morcegos documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Estas espécies são agrupadas por ordem filogenética (destacadas no texto). Os espécimes testemunho encontram-se depositados nas coleções de mamíferos das instituições citadas, citado abaixo os nomes das espécies. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada, mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

	Nome popular
Família Emballonuridae	
Peropteryx macrotis UFPB 3600	Morcego narigudo
Peropteryx kappleri UFPE 1373; UFPB 3599; UFPB 3629	Morcego narigudo
Saccopteryx leptura UFPE 1380	
Família Phyllostomidae	
Subfamília Desmodontinae	
Desmodus rotundus UFPE 1351; UFPB 3578; UFPB 3635; UFPB 3865	Morcego-vampiro comum
Diphylla ecaudata UFPE 1355	Morcego-vampiro-perna-peluda
Subfamília Glossophaginae	
Anoura caudifer UFPE 1342; UFPE 1343	Morcego focinhudo
Glossophaga soricina UFPE 1347; UFPE 1382; UFPB 3577; UFPB 3609	Morcego beija-flor
Lonchophylla mordax UFPE 1383; UFPE 1384; UFPE 1385	Morcego língua-longa
Subfamília Phyllostominae	
Lonchorhina aurita UFPE 1370; UFPE 1389; UFPE 1390	

Lophostoma silvicolum — Grande morcego orelha redonda
UFPB 3582

Micronycteris megalotis — Morcego pequeno de orelha grande
UFPE 1341

Micronycteris minuta
UFPE 1372

Phyllostomus discolor — Morcego-nariz-de-lança
UFPE 1356

Phyllostomus hastatus — Morcego nariz de lança
UFPE 1357

Trachops cirrhosus — Morcego comedor de rã
UFPE 1348; UFPE 1386; UFPE 1387; UFPB 3581; UFPB 3866

Subfamília Carollinae

Carollia perspicillata — Morcego fruteiro de cauda curta
UFPE 1344; UFPE 1391; UFPB 3598; UFPB 3632; UFPB 3636; UFPB 3637; UFPB 3638; UFPB 4902 a UFPB 4923

Subfamília Stenodermatinae

Artibeus planirostris — Morcego fruteiro
UFPB 3583; UFPB 3594; UFPB 3596; UFPB 3597; UFPB 3606; UFPB 3616; UFPB 3625; UFPB 3630; UFPB 3634; UFPB 3647; UFPB 4931; UFPB 4932

Artibeus lituratus — Morcego fruteiro de cabeça listrada
UFPB 3593; UFPB 3639

Dermanura cinerea — Pequeno morcego fruteiro
UFPE 1371; UFPE 1381; UFPB 3608; UFPB 3631; UFPB 3633

Platyrrhinus lineatus — Morcego linha branca
UFPE 1354

Pygoderma bilabiatum — Morcego lábio duplo
UFPB 3595

Sturnira lilium — Morcego de ombros amarelos
UFPE 1352

Família Noctilionidae

Noctilio leporinus — Morcego-pescador-grande
UFPE 1368; UFPE 1369; UFPE 1388

Família Vespertilionidae

Eptesicus furinalis
UFPE 1378

Lasiurus blossevillii — Morcego vermelho
UFPB 3613; UFPB 3614

Myotis nigricans — Morcego-borboleta escuro
UFPE 1353

Myotis ruber — Morcego-borboleta avermelhado
UFPE 1345; UFPE 1346

Emballonuridae **Peropteryx macrotis*

Desmodontinae **Desmodus rotundus*

Desmodontinae **Diphylla ecaudata*

Glossophaginae **Glossophaga soricina*

Glossophaginae **Lonchophylla mordax*

Phyllostominae **Lonchorhina aurita*

Phyllostominae **Micronycteris minuta*

Phyllostominae **Phyllostomus hastatus*

Phyllostominae *Trachops cirrhosus*

Stenodermatinae **Artibeus planirostris*

Stenodermatinae **Dermanura cinerea*

Stenodermatinae **Platyrrhinus lineatus*

Noctilionidae **Noctilio leporinus*

Vespertilionidae **Myotis ruber*

INVENTÁRIO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA XXV

MAMÍFEROS (MAMMALIA) NÃO-VOADORES

DEOCLÉCIO DE QUEIRÓZ GUERRA

ALFREDO LANGGUTH

Guerra, D. Q. & A. Langguth. 2015. Inventário XXV da Reserva Biológica de Pedra Talhada: Mamíferos (Mammalia) não-voadores. *In:* Studer, A., L. Nusbaumer & R. Spichiger (Eds.). Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada (Alagoas, Pernambuco - Brasil). *Boissiera* 68: 755-759.

ENDEREÇOS DOS AUTORES

Deoclécio de Queiróz Guerra, Departamento de Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil
biodguerra@yahoo.com.br

Alfredo Langguth, Departamento de Sistemática e Ecologia, Universidade Federal da Paraíba, 58059-900, João Pessoa, PB, Brasil
boninomvd@hotmail.com

INVENTÁRIO

A presente lista representa as 21 espécies de mamíferos documentadas na Reserva Biológica de Pedra Talhada. Outros inventários realizados na Região Nordeste sugerem que estudos mais profundos na Reserva consigam, em hipótese, registrar até 128 espécies de mamíferos, incluindo 53 espécies de morcegos, 35 de pequenos roedores e marsupiais e 40 espécies de outros mamíferos de médio e grande porte. Estas espécies são agrupadas por ordem filogenética das **Ordens**, **Famílias**, *Gêneros* e *espécies*. Os espécimes testemunho encontram-se depositados nas coleções de mamíferos das instituições citadas, citado abaixo os nomes das espécies. Apesar da ocorrência de todas essas espécies, nem todas as fotos são provenientes de indivíduos fotografados na Reserva de Pedra Talhada, mas também de outras localidades do nordeste do Brasil, estando representadas por (*). Isso foi feito para possibilitar uma melhor representatividade das ilustrações das espécies que ocorrem na região.

	Nome popular
Didelphimorphia (Marsupialia)	
Didelphidae	
Didelphis albiventris (Lund, 1840)	Cassaco, Timbu, Gambá
UFPE 2842; UFPE 2851; UFPE 2898; UFPE 2899; UFPE 2903; UFPE 2904	
Marmosa murina (Linnaeus, 1758)	Cuíca-pequena
Micoureus demerarae (Thomas, 1905)	Cuíca
UFPE 1350; UFPE 2978	
Cingulata	
Dasypodidae	
Dasypus novemcinctus (Linnaeus, 1758)	Tatu-verdadeiro
Euphractus sexcinctus (Linnaeus, 1758)	Tatu-peba

Pilosa

Myrmecophagidae

Tamandua tetradactyla (Linnaeus, 1758) — Tamandua-mirim

Cyclopedidae

Cyclopes didactylus (Linnaeus, 1758) — Tamanduá-í

Bradypodidae

Bradypus variegatus (Schinz, 1825) — Preguiça-de-três-dedos

Rodentia

Muridae

Hylaeamys oniscus (Thomas, 1904) — Rato-da-mata
UFPB 3775

Nectomys squamipes (Brants, 1827) — Rato d'água
UFPE 1349; UFPE 1358

Oligoryzomys stramineus Bonvicino & Weksler, 1998 — Ratinho-de-rabo-comprido
UFPB 3790

Caviidae

Galea spixii (Wagler, 1831) — Preá
UFPB 3776

Cuniculidae

Cuniculus paca (Linnaeus, 1758) — Paca
UFPB 4097

Erethizontidae

Coendou (Sphiggurus) speratus Mendes-Pontes, Gadelha, Melo, Sá, Loss, Caldara, Costa e Leite, 2013 — Cuandu-mirim

Primates

Cebidae

Callithrix jacchus (Linnaeus, 1758) — Sagui, Sauim
UFPB 5257

Carnivora

Mustelidae

Eira barbara (Linnaeus, 1758) — Papa-mel, Irara
UFPB 3564

Galictis cuja (Molina, 1782) — Furão

Procyonidae

Nasua nasua (Linnaeus, 1766) — Quati
UFPB 3566

Potos flavus (Schreber, 1774) — Jupará
UFPB 3565

Procyon cancrivorus (Cuvier, 1798) — Guaxinim, Mão pelada
UFPB 4098

Canidae

Cerdocyon thous (Linnaeus, 1766) — Cachorro-do-mato, Raposinha

DIDELPHIMORPHIA

Didelphidae *Didelphis albiventris*

Didelphidae *Marmosa murina*

Didelphidae *Micoureus demerarae*

CINGULATA

Dasypodidae *Dasypus novemcinctus*

Dasypodidae *Euphractus sexcinctus*

PILOSA

Cyclopedidae *Cyclopes didactylus*

RODENTIA

Bradypodidae *Bradypus variegatus*

Muridae **Hylaeamys oniscus*

Muridae **Nectomys squamipes*

Muridae **Oligoryzomys stramineus*

Caviidae **Galea spixii*

Cuniculidae *Cuniculus paca*

Erethizontidae *Coendou (Sphiggurus) speratus*

PRIMATES

Cebidae **Callithrix jacchus*

CARNIVORA

Mustelidae **Eira barbara*

Mustelidae *Galictis cuja*

Procyonidae *Nasua nasua*

Procyonidae **Potos flavus*

Procyonidae *Procyon cancrivorus*

Canidae *Cerdocyon thous*

ANEXO A

DECRETOS (ESTADUAL E FEDERAL)

REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL

Diário Oficial

SEÇÃO I

ANO CXXVII — Nº 237 QUINTA-FEIRA, 14 DE DEZEMBRO DE 1989 23067 BRASÍLIA — DF

762

Decreto nº 98.524, de 13 de dezembro de 1989.
Cria a Reserva Biológica de Pedra Talhada.

O PRESIDENTE DA REPÚBLICA, usando das atribuições que lhe confere o art. 84, inciso IV, da Constituição, e tendo em vista o disposto nos arts. 5º, alínea a, da Lei nº 4.771, de 15 de setembro de 1965, e 5º, alínea a, da Lei nº 5.197, de 3 de janeiro de 1967,

D E C R E T A :

Art. 1º Fica criada, nos Estados de Alagoas e Pernambuco, a Reserva Biológica de Pedra Talhada, cuja área total é estimada em 4.469 ha (quatro mil, quatrocentos e sessenta e nove hectares) com o objetivo de proteger amostras de ecossistemas da Mata Atlântica.

Art. 2º A Reserva Biológica de Pedra Talhada está compreendida dentro do seguinte perímetro:

Partindo do marco M28 de coordenadas geográficas aproximadas latitude 9º10'50" Sul e longitude 36º25'14"WGK, implantado na divisa com a Fazenda Serra Grande, segue-se confrontando com a Fazenda Serra Grande com azimute de 145º48'50" e distância de 704,77m, até o marco M29, segue-se confrontando com a Fazenda Serra Grande, separado pela estrada vicinal carroçável, com uma distância de 436,00m, até o marco M29A, segue-se com a Fazenda Quiba, com os seguintes azimutes e distâncias M29A 148º22'10" - 648,31m, M29B 149º08'04" - 523,60m, M29C 123º21'33" - 480,10m, M29D separado por uma estrada vicinal carroçável distância de 492,00m, e M29E com uma distância de 610,00m, M30 75º51'02" - 193,51m, M31 separado por uma estrada vicinal carroçável distância de 828,00m, e M32 81º01'39" - 327,00m, até o marco M33, segue-se confrontando com a Fazenda Pedrinha com os seguintes azimutes e distâncias M33 144º41'33" - 520,00m, M34 227º08'13" - 189,64m, M35 117º32'48" - 365,43m, M36 marco de divisa do Estado de Pernambuco com Alagoas, com azimute de 200º48'24" e distância de 588,37m, M37 166º36'27" - 259,00m, M38 196º28'00" - 920,77m, M39 175º43'43" - 241,67m, M40 149º12'35" - 339,91m e M41 123º24'28" - 675,63m, até o marco M42, segue-se confrontando com a Fazenda Axeitona, separado pela estrada vicinal carroçável com uma distância de 555,00m, até o marco M43, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Bernardo Pereira, separado pela estrada vicinal carroçável com uma distância de 403,05m, até o marco M44, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Paulo Tenório, com azimute de 251º16'00" e distância de 971,46m, até o marco M45, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Luiz Barros, com azimute de 243º26'05" e distância de 581,38m, até o marco M46, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Paulo Tenório, com azimute de 237º39'02" e distância de 758,76m, até o marco M47, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Frederico Maia, com os seguintes azimutes e distâncias M47 316º45'53" - 252,56m, M48 248º39'17" - 1.189,60m, M49 235º00'29" - 73,00m, até o marco M49A, segue-se confrontando com vários proprietários separado pela estrada vicinal carroçável com uma distância de 873,00m, e segue-se ainda com o marco M50 com azimute de 198º21'39" e distância de 244,44m, até o marco M01, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Paulo Tenório, com os seguintes azimutes e distâncias M01 312º21'19" - 317,17m, M02 270º20'43" - 166,00m, M03 317º52'22" - 395,00m, M04 293º21'28º - 519,58m, até o marco M05, segue-se confrontando com a Fazenda Caranguejo, com os seguintes azimutes e distâncias M05 288º30'18" - 516,72m, M06 266º56'20" - 749,07m, M07 353º51'12" - 719,11m, M08 69º31'07" - 466,77m, M09 331º54'48" - 960,06m, M10 317º38'16" - 204,63m, M11 242º54'16" - 821,12m, M12 355º13'06" - 263,92m e M13 341º55'00" - 412,37m, até o marco M14, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Luiz Loulou, com azimute de 335º52'44" e distância de 220,23m, até o marco M15, segue-se confrontando com vários proprietários, com os seguintes azimutes e distâncias M15 7º41'46" - 709,39m, M16 318º02'17" - 1.174,03m e M17 30º15'23" - 83,35m, até o marco M18, segue-se confrontando com a propriedade do Sr. Ailton, separado pela estrada vicinal carroçável, com uma distância de 1.783,00m até o marco M19, segue-se confrontando com a Fazenda Cocal, com os seguintes azimutes e distâncias M19, separado pela estrada vicinal carroçável com uma distância de 1.600,00m, M20 11º00'13" - 586,79m, M21 82º26'02" - 531,63m, M22 51º54'13" - 158,84m e M23 356º39'48" - 1.580,68m até o marco M24, segue-se confrontando com a Fazenda Palmeira, com os seguintes azimutes e distâncias M24 75º03'20" - 943,56m, M25 97º40'55" - 216,95m, M26 187º59'51" - 244,38m e M27 67º12'59" - 888,31m, até o marco M28, marco inicial da descrição deste perímetro, abrangendo uma área de 4.469,0875 hectares (quatro mil, quatrocentos e sessenta e nove hectares, oito ares e setenta e cinco centiares) e um perímetro de 32.478,60m (trinta e dois mil, quatrocentos e setenta e oito metros e sessenta centímetros).

Art. 3º A Reserva Biológica de Pedra Talhada fica sujeita ao que dispõem, com relação à matéria, as Leis nº 4.771, de 1965, e nº 5.197, de 1967, respectivamente, Código Florestal e Lei de Proteção à Fauna.

Art. 4º A Reserva Biológica de Pedra Talhada fica subordinada ao Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, que deverá tomar as medidas necessárias para sua efetiva implantação e controle.

Art. 5º Para a implantação e protação da Reserva Biológica de Pedra Talhada, o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis contará com o apoio integral da Sociedade Nordestina de Proteção ao Meio Ambiente, conforme Convênio celebrado entre as partes.

Art. 6º A área da Reserva Biológica, ora criada, é declarada de utilidade pública para fins de desapropriação, ficando as indenizações, que se façam necessárias, a cargo do IBAMA.

Art. 7º O Plano de Manejo da Reserva Biológica, ora criada, será elaborado com o apoio da Sociedade Nordestina de Proteção ao Meio Ambiente e sua execução deverá se efetivar dentro do prazo máximo de dois anos, a contar da assinatura do presente Decreto.

Art. 8º Este Decreto entra em vigor na data de sua publicação.

Art. 9º Revogam-se as disposições em contrário.

Brasília, 13 de dezembro de 1989; 168º da Independência e 101º da República.

JOSE SARNEY
João Alves Filho

DIÁRIO OFICIAL
do Estado de Alagoas

DECRETO Nº 6551 de 18 de agosto de 1985

DECLARA DE INTERESSE SOCIAL, PARA FINS DE DESAPROPRIAÇÃO E DESTINADO A CRIAÇÃO E IMPLEMENTAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL DE PEDRA TALHADA, O IMÓVEL RURAL QUE MENCIONA, SITUADO NO MUNICÍPIO DE QUEBRANGULO, E DÁ OUTRAS PROVIDÊNCIAS.

O GOVERNADOR DO ESTADO DE ALAGOAS, no uso da atribuição que lhe confere o inciso III do artigo 59, da Constituição Estadual,

CONSIDERANDO a necessidade de preservação de testemunhos da flora e da fauna alagoana, cuja existência é ameaçada por impactos ambientais;

CONSIDERNADO que a presença da Floresta Subcaducifólia é fator de relevância ecológica a ser tutelado pelo Poder Público;

CONSIDERANDO que a proteção de nascentes de rios e riachos situados na área abrangida pelo imóvel de que trata este Decreto, é indispensável ao abastecimento dos Municípios da Região, entre eles Quebrangulo, Palmeira dos Índios, Craíbas, Igaci e Minador do Negrão;

CONSIDERNADO ainda, a inteira pertinência do disposto no Art.2º inciso VI, da Lei Federal nº 4132 de 10 de setembro de 1962,

D E C R E T A:

Art. 1º - Fica declarado de interesse social, para fins de desapropriação, no todo ou em parte, o imóvel rural denominado FAZENDA PEDRA TALHADA, de propriedade de PAULO JACINTO CAMBOIM, situado no Município de Quebrangulo.

Art. 2º - A área a ser desapropriada se destina à criação e implementação do Parque Estadual de Pedra Talhada

Parágrafo Único - Competirá à Coordenação do Meio Ambiente da Secretaria de Saneamento e Energia, a administração do Parque mencionado neste artigo.

Art. 3º - A desapropriação será realizada com recursos próprios do Estado de Alagoas, podendo ainda contar com a participação de recursos extra-orçamentários oriundos de convênios, projetos e outras fontes similares.

Parágrafo Único - Na implantação, implementação e administração do Parque Estadual de Pedra Talhada, poderá haver a participação de recursos federais e internacionais, de fontes relacionadas com a matéria.

Art. 4º - A Coordenação do Meio Ambiente promoverá e supervisionará a fixação dos limites territoriais da área a ser desapropriada.

Art. 5º - Efetivada a desapropriação, a Coordenação do Meio Ambiente deverá providenciar o zoneamento ambiental da área e o estabelecimento de normas e critérios técnicos para a sua administração.

Art. 6º - Ficam declaradas de preservação permanente, pelo só efeito deste Decreto, as florestas e demais formas de vegetação natural, situadas na Fazenda Pedra Talhada, tudo nos termos das alíneas "a", "e", "f" e "h", do artigo 3º da Lei Federal nº 4721 de 15 de setembro de 1965.

Art. 7º - Este Decreto entra em vigor na data de sua publicação, revogadas as disposições em contrário

PALÁCIO MARECHAL FLORIANO, em Maceió, 18 de agosto de 1985, 97º da República.

DIVALDO SURUAGY

Vinicius Furtado Maia Nobre

ANEXO B

HISTÓRICO DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA

MARCELO CARDOSO DE SOUSA
ERIC CUSIMANO
NATHALIE VEDOVOTTO
ANITA STUDER

A CHEGADA EM QUEBRANGULO

Dra Anita Studer conheceu a mata de Pedra Talhada em dezembro de 1980, quando era pesquisadora convidada do Laboratório de Bioacústica da Universidade Estadual de Campinas, São Paulo (UNICAMP). Na época, ela realizava estudos de campo, com o objetivo de gravar os cantos das aves brasileiras, na região da Serra da Canastra, no estado de Minas Gerais, e em alguns pontos ao longo das margens do rio São Francisco até chegar ao estado de Alagoas, quando foi conhecer Quebrangulo.

No território desse município, Anita e o seu orientador de pesquisa identificaram e observaram indivíduos do pássaro anumará, *Curaeus forbesi* (Studer & Vielliard, 1988). Essa espécie de ave tinha sido coletada em Quebrangulo em 1880, pelo pesquisador inglês W. A. Forbes (Sclater, 1886) mas, desde então, nenhum outro registro do anumará tinha sido feito na localidade.

O encontro com esse pequeno pássaro despertou em Anita um sentimento de responsabilidade pela conservação da floresta de Pedra Talhada, que vinha sendo alvo de desmatamentos intensos e constantes. Todos os dias, carros de boi carregados de troncos de árvores saíam da floresta e os habitantes cortavam e queimavam as árvores para aumentar as superfícies dedicadas à agricultura ou à pecuária (B1, B2).

Anita Studer decidiu, então, obter o apoio dos habitantes locais e desenvolveu ações socioeducativas capazes de produzir resultados imediatos e concretos. O meio ambiente só poderia ser preservado com a adesão da população local, que vivia em condições bastante precárias (B3).

A RESOLUÇÃO DA CRIAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL

A dificuldade nos primeiros contatos

As primeiras conversas de Dra Anita Studer com os moradores da mata, fazendeiros e autoridades, tanto municipais quanto estaduais, não deram nenhum resultado. Todos eram unânimes em dizer que a floresta era bonita, mas não tinha muito valor e eles não poderiam assumir qualquer compromisso para a sua preservação. Eles diziam que o destino da mata era mesmo desaparecer.

Apesar dessas reações negativas, Anita Studer conseguiu organizar reuniões públicas com prefeitos, vereadores, fazendeiros e sindicatos de trabalhadores rurais. O argumento maior que ela usou era de convidá-los a levar em conta que a represa da Carangueja, que fornece água à cidade de Quebrangulo e cinco outros municípios limítrofes, é abastecida pelas águas das nascentes localizadas na floresta (B6).

Ela prosseguiu determinada defendendo seus argumentos e conversando com todos os interlocutores. A situação parecia estar bloqueada, sem avançar, quando, no ano de 1985, Anita Studer conheceu o prefeito e o vice-prefeito de Quebrangulo, respectivamente os Srs Frederico Maia e Marcelo Vasconcelos Lima. Eles aderiram com convicção ao projeto da Dra Anita Studer ponderando, todavia, que lhes parecia improvável sensibilizar a população para a preservação da floresta, principalmente devido à situação social e econômica que prevalecia na época (B7, B8).

Foi então que a idéia de uma primeira ação concreta tomou forma na mente da Dra Anita Studer.

B1. O carreteiro sobe outra vez para buscar mais toras para as serrarias.

B2. Novas clareiras se abriam a cada ano: o cenário era muito preocupante.

B3. Reunião histórica na Prefeitura de Quebrangulo onde a proposta de criação da Reserva foi apresentada, 1985.

A operação de troca "Escola – Floresta" e a criação da Associação Nordesta Reflorestamento e Educação (Nordesta)

Constatando que o prédio da escola da fazenda Pedra Talhada estava em ruínas, Anita Studer fez uma proposta ao Sr Frederico Maia: ela se empenharia na reconstrução da escola e ele, em troca, reuniria os prefeitos dos cinco municípios abastecidos pelas águas das nascentes localizadas no maciço da Pedra Talhada e iniciaria uma petição coletiva requerendo a salvaguarda da floresta. Tal documento deveria ser enviado ao governador do estado de Alagoas, o Sr Divaldo Suruagy. O Sr Frederico Maia aceitou a proposta de Anita (B4, B5).

Dra Anita Studer redigiu uma síntese sobre a mata para encaminhar ao governador e as autoridades municipais de Quebrangulo: "Estudo ecológico do maciço florestal da Serra das Guaribas e da Serra do Cavaleiro - Apelo para salvar a floresta" (Studer, 1985).

Simultaneamente, ela fundou em Genebra a associação "Nordesta – Reflorestamento e Educação", cuja missão era financiar os projetos para o município de Quebrangulo. Em retorno, o município e os seus habitantes se comprometeriam em proteger a floresta transformando-a em uma reserva (B9).

Em junho de 1985, o primeiro financiamento para a reconstrução da escola de Pedra Talhada chegou a Quebrangulo. Reciprocamente, o Sr Frederico Maia convocou os representantes dos cinco municípios abrangidos pela água da represa de Carangueja, da Companhia de Saneamento de Alagoas (CASAL) e os principais fazendeiros proprietários de terras no perímetro da floresta (B10).

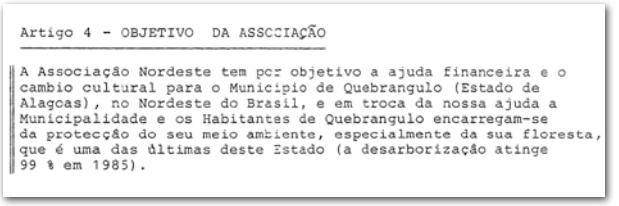
B4 e **B5.** Escola de Pedra Talhada: antes (1985) e depois. Inauguração oficial por Sr Sergio Moreira em 1987.

Convencidos pelo discurso do Sr Marcelo Lima e do Sr Frederico Maia, os prefeitos dos outros municípios assinaram a síntese elaborada por Dra Anita Studer que, posteriormente, foi enviada ao governador Sr Divaldo Suruagy. De igual modo, um relatório redigido pelo engenheiro da CASAL, Dr José Ferreira de Souza, sobre a importância das nascentes de água da floresta, foi anexado ao dossiê por ela organizado.

B6. Reunião com Srs Paulo Tenório Camboim e Ludgero Lima em defesa da floresta: apresentação da proposta da Reserva.

B7. Seu Maia explica as dificuldades que teria de proteger a mata, mas aceita a proposta "escola-floresta", 1985.

B8. Primeiros contatos entre Marcelo e Anita procurando meios de salvar a mata, 1985.



Artigo 4 - OBJETIVO DA ASSCCIAÇÃO

A Associação Nordeste tem por objetivo a ajuda financeira e o cambio cultural para o Municipio de Quebrangulo (Estado de Alagoas), no Nordeste do Brasil, e em troca da nossa ajuda a Municipalidade e os Habitantes de Quebrangulo encarregam-se da protecção do seu meio ambiente, especialmente da sua floresta, que é uma das últimas deste Estado (a desarborização atinge 99 % em 1985).

B9. Extrato original dos estatutos da Associação Nordesta Reflorestamento e Educação do 15.05.1985 comprovando que a ONG foi criada com o objetivo de salvar a mata de Pedra Talhada.

No dia 18 de agosto de 1985, o governador Sr Divaldo Suruagy assinou o decreto n° 6.551 instituindo a criação do " Parque Estadual de Pedra Talhada ".

Em 10 de abril de 1987, a Associação Nordesta assinou uma convenção com a Coordenação do Meio Ambiente (CMA), nome histórico do atual Instituto do Meio Ambiente (IMA) de Maceió, e assumiu o financiamento dos equipamentos necessários para a implantação do Parque como, por exemplo, a construção e estabelecimento da sede administrativa, abertura da estrada de acesso, construção de uma ponte, instalação da rede elétrica e encanação de água.

A Associação Nordesta recrutou sete guardas florestais para patrulhar a floresta, sem armas, com o objetivo de alertar aos habitantes para a interdição de desmatamentos, de sensibilizá-los aos perigos dos incêndios e de afastar os caçadores e lenhadores. Depois do estabelecimento dessa logística, as autoridades inauguraram oficialmente, no dia 26 de novembro de 1987, o " Parque Estadual de Pedra Talhada " (B11, B12).

O projeto de reflorestamento " Arco-Íris "

Apesar da criação do "Parque Estadual", o desmatamento e a caça continuavam, assim como a pilhagem de orquídeas por orquidofilos da região. Os habitantes também colhiam as grandes orquídeas cor-de-rosa " Cattleya " para enfeitar as igrejas durante a semana santa. Os moradores de Quebrangulo não tinham consciência do declínio inexorável de Pedra Talhada, nem do papel fundamental da floresta no abastecimento de água potável do município.

Dra Anita Studer imaginou uma maneira de mudar os comportamentos, em particular, dando às árvores um " valor agregado " que passaria pela criação de empregos. No mês de janeiro de 1988 a Associação Nordesta lançou o " Projeto de reflorestamento Arco-íris ". Ele tinha como objetivo a criação de viveiros destinados ao cultivo de espécies nativas para o reflorestamento das zonas mais ameaçadas, como as nascentes e as margens dos rios e reservas de água com foco na educação ambiental dos jovens (Rolex, 1990).

A Associação Nordesta também ambicionava criar um primeiro corredor florestal entre a floresta da Pedra Talhada e o município de Quebrangulo. Ela obteve o aval dos prefeitos de Quebrangulo e de Palmeira dos Índios, assim como de quinze fazendeiros proprietários dos terrenos que seriam atravessados pelo corredor. Finalmente, a família Queops e Maria José de Barros Lima cedeu o terreno destinado às plantações, tornando-se, assim, a família " pioneira " do reflorestamento no estado de Alagoas (B14).

Trinta homens, dirigidos pelo Sr Manoel Lino, conhecido como "Seu Neco", trabalharam nesse projeto durante 15 anos. A população apreciava esse

B10. Guardas frente a bandeira do Brasil no campo de futebol da fazenda Pedra Talhada (1987).

B11. Juramento a bandeira dos 7 guardas da Nordesta (1987).

B12. Queops Quefren de Barros Lima com sua mãe Maria José inaugurando o primeiro plantio em companhia de alunos do município.

trabalho e demonstrava um interesse crescente pelas árvores, o que fez com que Anita Studer percebesse que estava com razão quando lançou o projeto "Arco-Íris".

Os resultados obtidos são hoje visíveis no campo: foram reflorestadas a vertente sudoeste do Parque (que já havia sido queimada duas vezes) e as margens da barragem da Carangueja, até a cidade onde hoje se localiza a "Mata da Suiça" (B13, B14).

B13. Serra Teatônio dentro da Reserva, acima da Sede do IBAMA (AL) antes (1988) e depois (2008) representando o primeiro trecho do corredor florestal interligando a reserva de Pedra Talhada com a cidade de Quebrangulo.

B14. Reflorestamento da encosta do Rio Paraíba, Quebrangulo antes (1994) e depois (2012) formando o trecho final do corredor florestal.

B15. Preparando o sombreamento do primeiro viveiro florestal em 1988 na sede do IBAMA na borda do Parque Estadual de Pedra Talhada (AL).

B16. Início do plantio das primeiras mudas de árvores nativas.

B17. Mudas fortes para um solo fraco: hoje este lugar é uma mata de até 20 m de altura chamada Mata da Suiça.

DO PARQUE ESTADUAL À RESERVA FEDERAL

Com a criação do "Parque Estadual" um primeiro passo capital havia sido dado, mas, ainda assim, mais de 30% da superfície da mata se encontrava fora do perímetro da reserva estadual de Alagoas, estando situada no estado de Pernambuco. A única solução para proteger a totalidade da floresta da Pedra Talhada seria elevá-la ao status de reserva federal, incluindo os dois estados. Assim, em 1985, Anita Studer lançou um novo apelo às autoridades de Quebrangulo, Maceió e Brasília pedindo a criação de uma reserva federal.

Paralelamente, ela entrou em contato com pesquisadores para completar o seu dossiê com elementos que comprovassem cientificamente as riquezas naturais do lugar. Assim, ela organizou a elaboração de inventários da futura reserva: localização, geomorfologia, geologia, climatologia, hidrografia, fauna e flora (B18, B19, B20).

O seu objetivo era demonstrar que havia o interesse de vários setores da sociedade e da comunidade científica na transformação da floresta numa reserva biológica. Especialistas brasileiros e europeus de vários campos científicos visitaram a floresta e realizaram registros, avaliações e inventários.

O Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) colaborou nesse processo, reafirmando inúmeras vezes a necessidade dessas pesquisas e preparando um acordo de parceria com a Associação Nordesta.

Os engenheiros do IBAMA, Drs Paulo C. Auto e Mauricio Cerqueira de Araújo, (Auto & Cerqueira, 1989) redigiram um relatório mostrando a importância da preservação da floresta: "...Atualmente a área é arrendada e mantida por uma entidade privada denominada Associação Nordesta, objetivando a manutenção da referida reserva... Este complexo florestal é mantenedor de um rico manancial, constituído de nascentes e vertentes que abastecem rios e riachos da região... Verifica-se outrossim, a necessidade de um levantamento planialtimétrico... bem como a conclusão do inventário florestal, levantamento faunístico e ornitológico registrado no representativo trabalho da Sra Anita Studer pela Associação Nordesta".

Desde essa época, o Professor R. Spichiger e Dr P.-A. Loizeau nos orientaram e deram apoio significativo ao início das pesquisas botânicas.

Em julho de 1989, durante sua pesquisa sobre a caracterização do maciço de Pedra Talhada até então não considerado como um "brejo de altitude", ela entrou em contato com o Professor Domicio Alves Cordeiro da Universidade Federal Rural de Pernambuco, que se conscientizou da abrangência da causa. Ele decidiu então acompanhar Dra Anita Studer à Brasília onde, no dia 9 de agosto de 1989, eles encontraram o presidente do IBAMA, Sr Fernando Mesquita e o diretor dos Ecossistemas, Sr Célio Carvalho Valle. Anita Studer apresentou o resultado das suas ações e pediu oficialmente a criação de uma reserva federal para proteger a totalidade da floresta da Pedra Talhada (B21).

A resposta ultrapassou as suas expectativas: o projeto de criação de uma reserva federal incluindo o Parque Estadual e as florestas vizinhas de Pernambuco estava aceito. Um mandato foi concedido ao IBAMA/

B18. O pesquisador Luis Batista de Freitas observando e registrando vozes de aves.

B19. O herpetologo Dr Anibal Gimenez Melgarejo na pesquisa de cobras.

B20. Dr Sergio Potsch e Dra Ana Carvalho-e-Silva acompanhados por Aventino na pesquisa de anfíbios.

ITERAL (Instituto de Terras e Reforma Agrária de Alagoas) e à Associação Nordesta para realizar um levantamento topográfico preliminar, definindo um perímetro tão redondo quanto possível para incluir essas zonas florestais, escolher a categoria de unidade de conservação e estabelecer uma convenção pela qual a Nordesta se comprometeria a pagar por esse trabalho.

Em setembro de 1989 a equipe de trabalho foi formada por técnicos e administradores do IBAMA, do ITERAL e do INCRA (Instituto Nacional de Colonização e Reforma Agrária) e representantes da Associação Nordesta. O topógrafo José Valdek da Silva (ITERAL/INCRA) e os engenheiros agrônomos do IBAMA, Drs Mauricio Cerqueira de Araújo e Thomaz Dressendorfer de Novaes, realizaram o mapa de delimitação geográfica e os relatórios técnicos. Paralelamente o Professor M. Rosas de Ribeiro estava estabelecendo o mapa topográfico da reserva (Rosas, 1991).

No dia 10 de outubro de 1989, esses documentos foram entregues pessoalmente por Dra Anita Studer ao Dr Fernando César Mesquita em Brasília, acompanhada pelo Sr Noaldo Dantas, superintendente do IBAMA de Alagoas.

O Dr Fernando César Mesquita preparou o dossiê para apresentação ao presidente do Brasil, Dr José Sarney. Na quarta-feira dia 13 de dezembro de 1989, o decreto presidencial n° 98.524 ordenava enfim a criação da "Reserva Biológica da Pedra Talhada" (Reserva) (B21, B22, B23).

INDENIZAÇÕES

Não obstante essa grande vitória, a floresta se confrontava com o reverso da medalha: as dificuldades do processo de indenização dos fazendeiros proprietários de terras situadas dentro do perímetro da Reserva (B24). Foi assim que Dra Anita Studer, mesmo sendo alvo de pressões e ameaças à sua integridade física, começou uma maratona para obter recursos que pudessem resolver a questão da regularização fundiária dessas terras. Durante os anos de 1989 a 1994, ela continuou a buscar soluções e procurou o apoio de deputados, senadores e ministros, assim como instituições nacionais e internacionais em várias cidades do Brasil e da Suiça.

No segundo semestre do ano de 1994, a necessidade de conseguir as indenizações dos proprietários se fez urgente pois acreditava-se que o Decreto ia vencer no dia do 13 de dezembro de 1994. Tornou-se então fundamental lutar para obter os recursos para a indenização, pelo menos da área de um dos fazendeiros, que possuía uma parcela de floresta equivalente a 61% da superfície da Reserva.

Mas, tendo em vista a importância do valor, a aprovação do Congresso Nacional e do Senado era indispensável. O Sr Marcelo Vasconcelos Lima dedicou-se com grande empenho nessa missão em Brasília e durante 30 dias ele multiplicou os encontros com deputados, para sensibilizá-los da importância da preservação da Reserva de Pedra Talhada. Paralelamente, em Genebra, Anita Studer investiu no mesmo propósito contactando alguns deputados federais e alguns setores da mídia de Brasília.

B21. A equipe de pesquisadores botânicos da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) liderada pelo professor Domicio (terceiro da esquerda).

B22. Dr Célio Valle visitando a Reserva de Pedra Talhada em companhia de alunos do município de Quebrangulo, em março de 1990.

B23. Marcelo R. Vasconcelos Lima lê o Decreto de criação da Reserva em companhia de Fernando César Mesquita, Alberico Cordeiro e Raimundo Gervaso (da direita a esquerda).

A influência dos deputados e senadores de Alagoas, do Ministro da Fazenda, do Ministro do Meio Ambiente e do Presidente do Senado, foi decisiva para o sucesso dessa ação. Afortunadamente, o Ministro do Meio Ambiente, Sr Henrico Brandão Cavalcanti se encontrava em Genebra em dezembro de 1994 e apoiou Dra Anita Studer motivando os seus colegas do governo. Enfim, no final da sessão do dia 13 de dezembro 1994, a proposição preconizando essa importante indenização foi aceita pelo governo brasileiro.

Posto que o processo de regularizaçâo fundiária estivesse ainda longe do seu término, o valor pago a esse proprietário, que representava o pagamento de 2.746 ha de floresta, apaziguou os ânimos e fez renascer a esperança dos cinquenta outros pequenos fazendeiros.

Mas além deles, ainda surgiu o problema das indenizações dos posseiros e moradores: na época, os proprietários arrendaram partes das suas terras situadas dentro do perímetro da Reserva. A indenização desses moradores se anunciava complicada porque, juridicamente, eles não possuíam nenhum documento ou escritura de propriedade. A Nordesta indenizou cinco dessas famílias com os seus próprios fundos e entregou os contratos ao IBAMA, mas ainda restavam mais de 50 famílias.

GUARDAS DA FLORESTA

Apesar das numerosas ações e reuniões em Maceió, Recife e Brasília, a guarda da Reserva constituía um problema quase insolúvel: a partir do ano 2000, cinco guardas da policia florestal de Alagoas revezavam-se regularmente para controlar as infrações (caça e desmatamento). Um acordo tripartite tinha sido concluído entre a prefeitura de Quebrangulo, a Associação Nordesta e o IBAMA de Maceió, para organizar o transporte, o alojamento e a subsistência desses guardas (B24, B25).

Infelizmente, esses guardas não possuíam um status federal e por essa razão não podiam circular na parte da Reserva, situada no território do estado de Pernambuco. Assim, eles só podiam autuar os infratores quando acompanhados pelos guardas do IBAMA. Mas por falta de recursos estes últimos não podiam vir com frequência.

Em 2007, o IBAMA foi dividido e uma outra instituiçao foi criada: o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), que se tornou responsável pelas unidades de conservação como os parques, as áreas de proteção ambiental e as reservas biológicas, entre elas a Reserva de Pedra Talhada. O IBAMA conservava a responsabilidade de todos os outros setores relativos ao meio-ambiente, como, por exemplo, os licenciamentos ambientais.

Esse período de incerteza administrativa foi prejudicial para a Reserva de Pedra Talhada. Os caçadores se infiltravam em vários setores e as grandes árvores mais antigas, ate então preservadas, caiam umas depois das outras nas áreas mais críticas da Reserva.

As aberturas causadas pelos madeireiros partiam de todas as regiões situadas no entorno da Reserva e atingiram o cume da floresta (Serra dos Bois).

O período entre 2004 e 2011 foi extremamente nefasto e os ataques incessantes dos caçadores e madeireiros puseram em perigo a sobrevivência da floresta (B26).

B24. Uma das inúmeras reuniões entre os prefeitos Marcelo V. Lima e Marquidoves Vieira Marques procurando questões relativas às regularizações fundiárias.

B25. Equipe do Batalhão Florestal de Maceió com material apreendido: espingardas, redes, peles (2002).

B26. O guarda florestal Felino examina uma árvore centenária cortada (2008).

A VINCULAÇÃO DA PRESERVAÇÃO COM AÇÕES SOCIOEDUCATIVAS E AMBIENTAIS

Além do financiamento das ações de criação e administração da Reserva e do projeto de reflorestamento "Arco-íris", a Associação Nordesta promoveu numerosas ações com o objetivo de levar a população local a respeitar a floresta, ter orgulho e zelar pela sua preservação:

1. Ações socioeducativas e médicais

Era primordial criar um clima de simpatia entre a Associação Nordesta e os habitantes da região. Mas estes últimos eram muito carentes e tinham imensas necessidades que prevaleciam sobre a salvaguarda de uma floresta. Antes de falar-lhes de ecologia, a Nordesta foi ao encontro da população através de diferentes ações:

- A criação, na borda da floresta, de um centro para as crianças carentes, onde 40 meninos foram escolarizados e seguiram uma formação profissional. Atualmente, o programa continua com a atribuição de bolsas de estudos escolares ou universitárias (B28).
- A instalação, nos municípios de Quebrangulo (estado de Alagoas) e de Correntes (estado de Pernambuco), de ateliês de formação: marcenaria, cerâmica, pintura, serigrafia, costura (B27).
- Instalação de um ateliê de consertos de bicicletas.
- A construção de duas escolas: a escola Enrico Monfrini e a escola da Fundação Alethéia.
- Construção de uma Casa Mel nas exigências legais para obtenção do Serviço de Inspeção Federal (SIF).
- Apoios a agricultura familiar (organização de hortas e galinheiros, entrega de ferramentas).
- Apoio logístico e financeiro ao orfanato de Quebrangulo "Lar Santo Antonio de Pádua" e ao orfanato "Fundanor" em Palmeira dos Índios.
- Um posto médico e odontológico (B29, B30, B31).
- Uma cadeira odontológica para o colégio de Quebrangulo.
- Cirurgias e sustento de cinco crianças portadoras de deficiência física.
- Muitas outras ações pontuais no âmbito médico e escolar.

B30. Além dos meninos do grupo "Girassol" o médico Pedro Pereira Neto (*in memoriam*) também atendia os moradores da mata.

B31. O dentista José dos Santos Pereira (*in memoriam*) em pleno trabalho. Em menos de 1 ano ele já tinha um registro de mais de 500 pacientes.

2. Sensibilização ao meio ambiente

Vinte e sete clubes de jovens organizados em Federação dos Amigos das Arvores (FAA) foram criados em 1988 nos cinco municípios abastecidos pela água da Reserva de Pedra Talhada. Cada grupo tinha que instalar um viveiro com pelo menos 1.000 mudas de espécies nativas. Esse trabalho prático, junto a concursos, debates, visitas, estágios e redação de artigos permitiu sensibilizar os jovens do entorno da Reserva aos problemas ambientais e à necessidade de preservar essa Reserva.

B27. Alunos de marcenaria do grupo Girassol com o instrutor Tadeu e o artista suiço Till Rabus.

B28. A primeira turma "Girassol" do projeto de educação e formação profissional.

B29. Fernandinho saindo do hospital após a segunda cirurgia. Quatro outros jovens foram amparados pela Associação Nordesta.

Um esforço particular foi feito nas escolas dos municípios do entorno da Reserva. Campanhas escolares anuais sobre temas de água, de árvores, de ecossistemas, de solos e da biodiversidade foram organizadas com muita frequência nesses municípios (B32, B33, B34, B35).

Varias manifestações permitiram associar a população às ações da Associação Nordesta, como as festas e eventos que marcaram a plantação da 500.000, da 900.000 e da milionésima árvore, ou ainda, entre 1992 e 2012, das comemorações do Dia Internacional da Terra, da Água, da Biodiversidade e outros. Em junho de 2002 quando a milionésima árvore foi plantada, um programa de "Efeito Multiplicador" foi lançado, encorajando as autoridades de 15 outros estados brasileiros a inspirarem-se nas ações realizadas pelos seus homólogos de Quebrangulo.

B32. Quebrangulensis, brasileiros de outros estados e suíços: todos unidos pela festa do plantio da milionésima árvore (2002).

3. Meliponicultura

Uma tradição prejudicial para as abelhas e as árvores perdurava na floresta da Pedra Talhada: quando uma árvore abrigava uma colméia ela era cortada e o segmento onde se encontrava a colméia era pendurado na frente das casas. As melíponas da espécie uruçu *Melipona* sp. e as trigonas da espécie Jatai *Tetragonisca* sp., eram as mais cobiçadas (B36).

B36. Uruçu *Melipona* sp.

A Associação Nordesta criou um projeto onde ela oferece caixas especialmente construídas para facilitar uma criação respeitando as abelhas e permitindo a colheita do mel sem danos para a colônia. A utilização dessas colméias não exige novas coletas na natureza, nem cortes de árvores, e os enxames podem ser facilmente divididos e multiplicados.

Uma criação de abelhas que respeite o meio ambiente pode constituir um vetor extremamente positivo na preservação da floresta. Além disso, uma criação racional representa uma fonte de renda para o produtor, que o encoraja a proteger as árvores e a sua floração.

Há vários anos, os instrutores Sr José Mauro Souza e Sra Maria Arlete Souza, organizam cursos destinados aos habitantes referentes ao melhor conhecimento e ao manejo dessas abelhas.

B33. Aulas de campo: a responsabilidade de cuidar do meio ambiente passa pelas novas gerações.

B34. Marcelo Lima e Anita Studer com o advogado Ricardo Vitório e o tabelião Queops abrem a passeata do plantio da árvore 500.000.

B35. O jovem Alex abre a passeata do plantio da árvore 900.000 no dia do meio ambiente do ano 2001.

PESQUISAS, PLANO DE MANEJO E CORREDORES FLORESTAIS

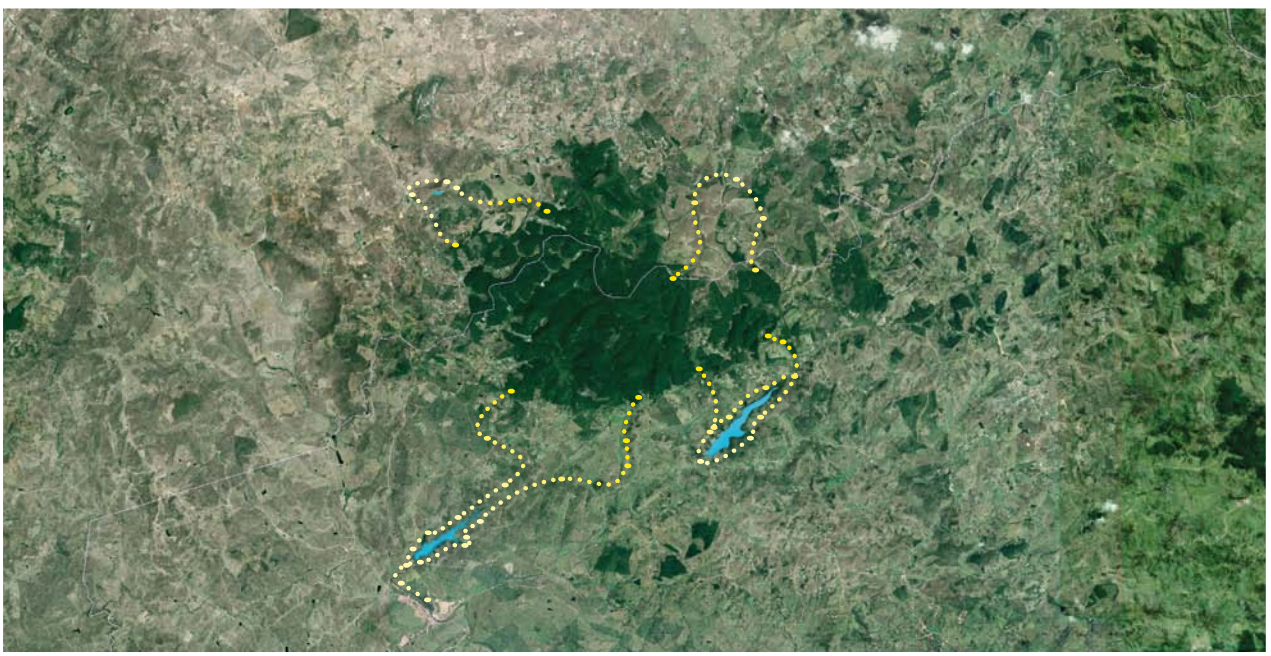
Em 2013, um programa de pesquisas foi iniciado sob os auspícios da Universidade Federal da Paraíba (Profa. Maria Regina de Vasconcellos Barbosa), do Conservatório e Jardim Botânico da Universidade de Genebra (Prof. Dr Rodolphe Spichiger, Dr Pierre-André Loizeau e Dr Louis Nusbaumer) e da Associação Nordesta (Dra Anita Studer). Essas instituições atuam em colaboração com o Jardim Botânico de Nova Iorque (Dr W. Wayt Thomas) e com a Universidade Federal de Pernambuco (Prof. Marccus V. Alves).

Os objetivos deste programa de pesquisa foram a realização de estudos e a elaboração de uma síntese de todas as pesquisas desenvolvidas na Reserva, que culminaram na construção deste livro. O programa visa também a realização de novas pesquisas em botânica mediante um projeto de pós-doutorado apoiado pelos institutos acima mencionados.

Recentemente surgiram novas perspectivas para a preservação da Reserva mediante a assinatura de um convênio entre a Associação Nordesta e o ICMBio: A Associação Nordesta procuraria os fundos para indenizar os moradores da floresta que não possuem título de propriedade e o ICMBio se preocuparia em realizar os procedimentos de regularização fundiária dos proprietários. Além disso, as duas instituições iniciaram a elaboração do plano de manejo da Reserva (Termo de Reciprocidade, ICMBio n° 13/2012 do 25.09.2012).

Também foi planejado o plantio de três corredores florestais (B37), interligando a Reserva com outras formações florestais existentes no entorno. Tais corredores são fundamentais para retirar a reserva do seu isolamento, oferecendo uma maior circulação da fauna e da flora e permitindo a renovação do fluxo genético das espécies. No final do ano 2014 um novo viveiro de árvores nativas com capacidade de 200.000 mudas estava em fase de instalação para o plantio de matas ciliares e corredores florestais.

Tais reflorestamentos são fundamentais para garantir o abastecimento d'água dos municípios do entorno da Reserva e para a sobrevivência da biodiversidade.



B37. Foto aérea da Reserva de Pedra Talhada. Em pontilhado as áreas destinadas a implantação de corredores florestais com o apoio de Fundação Lord Michelham of Hellingley, Estado de Genebra e a Fundação Caudalie.

UM INVESTIMENTO EFICAZ

Para conseguir criar a Reserva de Pedra Talhada, construir as sedes administrativas no território de dois Estados com a abertura de estradas e pontes de acesso, abastecimento de água e eletricidade, constituir a guarda durante vários anos, financiar todas as pesquisas para o futuro plano de manejo, sensibilizar a população e os alunos ao meio ambiente e garantir uma saída digna dos moradores da floresta, Anita Studer e os seus colaboradores da Associação Nordesta trabalharam durante 34 anos e o investimento financeiro foi considerável.

Esse investimento foi feito para proteger o abastecimento da água dos municípios do entorno. Ele também fez com que a imensa riqueza da biodiversidade da Reserva de Pedra Talhada começasse a ser percebida e valorizada.

Durante todos esses anos, a Associação Nordesta sempre privilegiou o diálogo para ganhar a confiança da população, das autoridades administrativas e políticas do país, além do reconhecimento de personalidades científicas do Brasil e de outros países. Foi sobre essa sólida base que a Reserva de Pedra Talhada foi constituída.

AGRADECIMENTOS

Para os projetos socio-educativos: A Andrea Maia, Creusa Laurindo Maia (*in memoriam*) Maria-José de Barros Lima (*in memoriam*), Gertrude Ansorge (*in memoriam*), Adeilda Pereira de Aguiar, Alexandre Tenório de Holanda, José Tenório da França, Sebastião de Albuquerque Filho (Basinho), Maria Estela Pereira dos Santos, Selma Pereira dos Santos, Adeval Ferreira de Araújo, Quiteria dos Santos Silva, Maria Cicera Tenório da Silva, Maria Luiza Batista de Freitas, Genaura Jacobim de Souza, Edson Idalino Pontes, Ruberval Idalino Pontes, Cicero Vicente dos Santos (*in memoriam*), José dos Santos Ferreira, Maria de Assis Lima de Oliveira, Cicera Apolinário, Josue Alexandre Silva (*in memoriam*), Maura Alves e João Justino da Silva, Barnabé e Maria de Assis Lima de Oliveira (Linda). Ao médico Pedro Pereiro Neto e ao dentista José dos Santos Pereira (ambos *in memoriam*). Ao médico Dr Francisco America e ao juiz Dr Eliezer Inácio da Silva (*in memoriam*). Ao enfermeiro Lourival Ferreira de Assis. Aos professores Bernadete Panta da Silva, Ricardo Pereira dos Santos, Manoel Marques da Silva Filho e José Tadeu Miranda Bezzera. A Pierre e Gabrielle Maulini; a Jacques e Nicole Crettol. Ao advogado Enrico Monfrini, a Familia Rachel e Dov Gottesmann, a Logica SA e Jean-Paul Gex.

Aos guardas da Reserva Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Manoel Nunes de Farias (Dema), Manoel Nazario da Silva (Mané), Hermenegildo Nunes de Farias (Zome), José Mariano Lopes e José Cicero Joaquim da Silva. A Charles Vaucher (in memoriam), Raymond Levêque e Dr Urs Stäuble para os recursos em relação aos guardas.

Aos ambientalistas Ronaldo Araújo do Prado, Rodrigo Guimarães, Anita da Silva, Aldo da Silva, Cesar da Silva, José Fernando Alapenha, Wellington Pereira da Silva (Tô). Aos artistas Gilles Roth, Edmilson Silva de Oliveira, Ailton Santana da Silva e Gilberto Aparecido Ferreira.

Para as pesquisas no campo: Luis Batista de Freitas, Felino Pedro Celestino, Hermenegildo Nunes de Farias (Zome), Manoel Nunes de Farias (Dema), Manoel Nazario da Silva (Mané), Jeremias Davidson, Zilda Fernandes da Cruz, Jacques Vielliard (*in memoriam*), Antonio Batista de Freitas, Cicerto Batista de Freitas, Ronaldo Raimundo, Aventino Pinto, Otacílio Mendes, Maria Adélia Oliveira Monteiro da Cruz, Adrien W. Chardet, Mathieu Chardet, Agnaldo Perreira de Aguiar, José Cicero Pereira, Cicero Carlos Viana, Familia Camila Bela, Roberto e Maria Aparecida Ferreira da Paz, Jean Perfetta, Michel Desfayes, Prof. Ivan Fernandes Lima. A todos os moradores do entorno da Reserva, nos Estados de Alagoas e Pernambuco. A todos os voluntários e civilistas da Suiça, da França e outros paises.

Para os projetos de reflorestamento: Manoel Lino Ferreira (Neco), Maria Francino Ferreira (Dona Maria), Sandoval Bezerra Cavalcante, José de Muniz Barros (Zé Vicente), Luciano Lino Ferreira, Lino Ferreira da Silva Neto, José Domiciano Ferreira, Juarez Pereira da Silva, Moises Ferreira de Melo, Antonio Paulino de Freitas. A Hermogenes Ferreira S. Neto, Jean-François Busson, Jean-Paul Robert, Avelar Pereira Lima, Alessandro Albertim, Sergio Soares, José Mauro Souza, Maria Arlete Pereira dos Santos Souza.

A Fundação Lady Michelham of Hellingly, Genebra, a todas as Prefeituras dos cantões de Genebra e Vaud, ao Estado de Genebra, as Prefeituras da França e a Fundação Caudalie.

Para o apoio logístico dos projetos Luis Batista de Freitas Pai (Luisão), Iracema Maria dos Santos, José Rosa da Silva (Dé), Sebastião Rosa da Silva, Geraldo Lima (in memoriam), Paulo Tenório Camboim (in

memoriam), Cicero Neposiano de Melo, Expedito e Dona Vani Medeiros Costa (*in memoriam*), José Osmando de Araújo. Rogerio Balter e Dr Georges Minvielle, Mathieu Chardet, Jérôme Franz Chardronnet, Marcos Sena, Sylvain Aerni, Silvan Kälin e Aurélien Fontanet.

Para toda a luta pela conservação da mata de Pedra Talhada: A Marcelo Ricardo Vasconcelos Lima, Ludgero Lima, Frederico Maia (*in memoriam*), Divaldo Suruagy, Fernando Collor, Sonia Wiedmann, Fábio de Jesus, Fábio Feldman e Joaquim Maia Neto. A Fernando César Mesquita, Célio Murilo Carvalho Valle e Domicio Alves Cordeiro. A Antonio Carlos Batista, Mendonça Neto (*in memoriam*), Rosângela Pereira de Lyra Lemos, Regina Coeli Carneiro Marques, Ailton Stavinsky, Paulo Cesar Casado Auto, Mauricio Cerqueiro de Araújo, José Roberto de Fonseca Silva, José Valdek da Silva, Thomas Dressendorfer de Novaes, Maria Luiza Vincente Galante, Osvaldo Viégas, Romildo do Amaral Reis Filho, Gastão Correio Laurindo de Cerqueiro (*in memoriam*), Maria-Luiza J. Camboim, Francisco D. Cavalcanti, Lindenberg Medeiros de Araújo, Ricardo Vitório, Queops Quefren de Barros Lima, Alberico Cordeiro (*in memoriam*). Familia Till, Alex, Renata e Leopold Rabus, José Gustavo de Araújo, José da Silva Lopes, João Lopes, Maelson Pereira Rosendo, Lúcia de Aequino Machado Silva e Adam's Rafael Gonçalves Alves. A Marquidoves Vieira Marques e as prefeituras e câmaras municipais de Quebrangulo e Lagoa de Ouro. A Pierre-André Loizeau e Professor Rodolphe Spichiger. A Alain Chautems, Alexandre Rossetti e Elia Cottier. Aos responsáveis do IBAMA Quebrangulo Benedito de Oliveiro e Cicero Fernando Pereira e do IBAMA Maceió Edilene Ferreira Lima Ataide. Aos professores Fernando Pinto, Dante Martins Teixeira e José Geraldo W. Marques. Aos chefes da Reserva Walt Silva Sobrinho, Rubem Cesar Leitão, Helaelson Almeida, Hueliton Ferreira e Jailton José Ferreira Fernandes. A Bruna de Vita, Célia Lontra Vieira, Alessandro Neiva e Carla Marcon. A todos os outros colaboradores dos institutos IMA Maceió, IBAMA Brasilia e Maceió, ICMBio Brasilia e Cabedelo.

Aos membros fundadores das Associações Nordestina e de Pedra Talhada para o Desenvolvimento Sustentável: Andrea Maia e Maria-José de Barros Lima (*in memoriam*), da Associação e Fundação Nordesta: Margareth Sugnet, Chantal Mazzelli, Nicole Veya, Jean Marc Ackermann, Gérard Monay, Gabrielle et Pierre Maulini, Bernard Dugerdil, Jeanne Friedrich-Rappo, Philippe Amsler, Bernard Wicht, Céline Oppliger, Philippe Masset e Margarida Bossart (*in memoriam*), Catherine Weimann, Laurent Godé, Christian Willig, Jean-Paul Eybert e Henri Nony. Neuza e Rodrigo Falco Galvão. Aos membros do comité e a todos os sócios da Fundação Nordesta e da Associação Nordesta Reflorestamento e Educação na Suiça, na França, na Grã Bretanha e no Brasil.

Todos os outros amigos e colaboradores do Brasil, assim como de outros países do mundo, que ajudaram direta ou indiretamento para os resultados aqui alcançados.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alves, R. M. O. 2003. Criação de Abelhas Nativas Sem Ferrão. *Centro de Produções Técnicas, Manual* 459: 1-126.

Auto Paulo, C. C. & A. M. Cerqueira. 1989. *Relatório Técnico.* IBAMA 009/89.

MINTER-IBAMA. 1989, 1992. Criação da Unidade de Conservaçâo de Pedra Talhada Quebrangulo (Alagoas) e Lagoa do Ouro (Pernambuco) Mapas na escala de 1/25.000 do 22.09.1989 e de 1992.

Ribeiro, R. M. 1991. UFRPE Reserva florestal de Pedra Talhada. Mapa topográfico de uso atual. Escala 1:10.000.

Rolex. 1990. The "Arco Iris" reforestation and environmental educational programme in northeast Brazil. *In: The 1990 Rolex Laureates. Spirit of Enterprise 1990:* 1-489. Montres Rolex S.A. Genève.

Sclater P. L. 1886. *Catalogue of the Passiformes or Perching birds in the collection of the British Museum*. List Addendums MSS. British Museum London 2:1-345

da Silva Lucena, J. & M. L. de Aquino Machado Silva. 2009. *Resgate e valorização da Reserva Biológica de Pedra Talhada no município de Lagoa do Ouro*. Monografía, 1-68. UVA, Pernambuco.

Souza, J. M., J. C. Souza & S. M. A. 2011. *Curso Básico de Meliponicultura, 6a Revisão*. Monografía 1-85.

Studer, A. & J. Vielliard. 1988. Premières données éthoécologiques sur l'Ictéridé brésilien *Curaeus forbesi* (Sclater, 1886) (Aves passeriformes). *Revue suisse de Zoologie* 95: 1063-1077.

Studer, A. 1985. *Estudo ecológico do maciço florestal da Serra das Guaribas e da Serra do Cavaleiro, Apelo para salvar a floresta*. Monografia,1-61.

Studer, A. 1988. *Reflorestamento "Arco Iris" na região do Nordeste, Brasil*. Monografía, 1-14.

Queremos agradecer e homenagear Sr Frederico Maia Filho e Sra Creusa Laurindo Maia por apoiar a iniciativa de criar a Reserva de Pedra Talhada e por dar todo apoio ao longo de mais de 30 anos.
In memoriam

ANEXO B

INDÍCE

A

abacaxi 81, 372
abdômen 78, 177, 180-187, 201, 223, 232-234, 239-240, 245, 255, 257-258, 269, 271, 285, 296, 303, 308, 317, 320
abdominal 180, 190, 253, 261, 613
Abedus 269, 644, 647
abelha 63, 78, 178, 207, 291, 293-298, 663-665, 774, 777
Abila 262, 638, 641
abiótico 6, 11, 14 , 39, 304
abraçadeira 70
Abracris 263-264, 638, 641
Abutilon 462, 514
Acalypha 455
Acanthaceae 69, 72, 79, 117-119, 383, 443, 482-483
Acanthagrion 213, 217, 613, 616
Acanthochelys 359, 373, 714, 720
Acanthoderes 671, 674
Acanthopidae 231, 233, 624-625
Acanthopinae 233, 624
ação 29, 45, 140, 149, 179, 206, 255, 264, 271, 766, 772
ácaros 177, 255
acauã 391, 725
Accipitridae 725, 732-733
Acerola 295
Achetaria 469, 527
Achetoidea 264
Achrison 671, 675
Achyrocline 447, 488
acilpoliaminas 179
Aciotis 463, 516
aclorofiladas 120
Acmonia 645, 650
Acnistus 71, 476, 537
Açoita-cavalo 462
Aconophora 646, 651
Acontista 232-233, 624-625
Acontistinae 233, 624
Acrida 263-264
Acrididae 254, 261-262, 638, 641
acridídeos 262
Acridinae 262
Acridoidea 261-264
acridóideos 261
Acridomorfos 264
Acrisol 50
acrocárpicos 126
Acrocinus 305
Acromyrmex 283-284, 657, 660
Acroporium 554
Acropyga 282, 657
Acrostichum 442, 481
Actinopterígos 696
Actinopterygii 7, 9, 15, 325, 695
acuáticos 264
açude 215-218, 362, 373, 417
acuminado 84, 87, 89, 92, 97-98, 102-104, 107, 108-110, 112-114, 282, 473, 469, 526, 533, 657
acústico 253, 254
Acutisoma 598, 601
adaptação 71-72, 128, 139, 142, 206, 239-240, 362-363, 368, 379, 382, 386, 402
adaptado 19-20, 26, 29, 53, 72, 75, 80, 139, 185, 239, 253, 259, 283, 315, 320, 327, 337-339, 349, 359, 379, 383, 431, 436, 440
Adelopoma 168, 586, 589
Adelotheciaceae 133
Adelowalkeria 687
Adelpha 686, 690
Adenocalymma 448, 491
ADEPHAGA 670, 674
Adiantum 442, 481
adsorção 47
adulta 68, 141, 148, 170-171, 177, 180, 182, 184, 213, 214, 216, 218, 224-225, 233, 240, 241, 245, 253-256, 258-259, 269-271, 281, 304-305, 307-309, 315, 318, 329, 335-336, 338-339, 345, 347, 361, 368, 382, 385-387, 391, 398, 401, 403, 414, 428-430, 436, 628-629
Aechmea 69, 71, 73, 80, 184, 304, 449, 492
Aegiphila 460, 510
Aeschynomene 83, 456, 503
Aeshnidae 215, 612, 614
Aetalion 644, 647
Aetalionidae 644, 647
afloramento 26, 31, 40, 62, 65-66, 68, 72-76, 82, 91, 126, 130-131, 149, 166, 171, 184, 196, 317, 370-371
África 29, 31, 81, 181, 188, 287, 338, 369
Africano 43, 293
Agalychnis 335, 349, 703, 706
Agaricaceae 141, 146, 151, 564, 566, 570, 574
Agaricales 151
agárico 141, 143
Agaricus 564, 570
Agelaioides 731, 746
Ageratum 447, 488
Agraulis 686, 689
agregado 46, 233, 261, 262, 336, 345, 393, 768
agressão 188, 254, 255, 297, 306, 337, 360, 362, 366, 386, 388, 411
Agreste 25, 35, 41-42, 61, 75, 166, 169-170, 593
agrícola 24, 29, 36, 77, 166, 245, 264, 279, 411
agricultura 25-26, 30, 34, 36, 54, 61, 77, 239, 241, 264, 279, 547, 766, 773
Agriloides 310
Agrilus 310
Agrocybe 565, 572
Agronomia 57, 121, 207, 226, 264, 310, 670, 771

água 10, 15, 19,26, 45-47, 50-53, 55-57, 65-67, 69, 72, 73, 75-76, 80-81, 125, 128-129, 139, 142, 149, 157-159, 165, 167, 184, 201, 203, 213-214, 216, 218, 239, 269, 271, 316, 327-330, 335-341, 343-345, 347-349, 351, 353, 359, 362-364, 371, 373, 404, 413, 419, 430-431, 597, 609, 646, 725, 757, 766-768, 773-776
águia-chilena 725
Ajunta-orvalho 463
alada 71, 85, 100, 102, 213, 223, 224, 239, 279, 280
alagadas 65, 215, 352, 382
Alagoas 41, 44, 53, 55-57, 81, 83, 120-121, 131, 134, 166, 170, 186, 270, 294, 344, 347, 355, 359, 361, 369, 373, 375, 380, 381, 388, 405, 411, 440, 468, 524, 724, 766-768, 770-773, 776-777
Alatiglossum 467, 522
Albertinia 447
Albizia 82, 456, 504
Alcadia 586, 589
Alcedinidae 727, 737
aldeias 41
alevinos 327, 330
algas 140, 149, 329
Algete 260
álico 49-50
aligátores 359
Alismataceae 118, 443, 483
Alligatoridae 373, 714, 720
Allopeas 587, 590
Allophylus 474, 535
alma-de-gato 726
almiscarado 419
Aloysia 79, 477, 540
Alpaida 185, 597, 599
Alseis 472, 531
Alstroemeriaceae 117, 443, 483
alteração 44, 46, 49, 215, 279, 328, 724
alterna 26, 368, 433, 435
alternância 24, 62, 71, 166
Alternanthera 444, 483
alternas 84, 86, 88-89, 93-95, 97, 102, 104, 106-112, 114-115
altitude 22, 24, 29-31, 33, 41-42, 52, 61, 81-82, 130, 133, 149, 158, 168, 182, 184, 188, 247, 253, 304, 317, 328, 331, 343, 346, 361, 369, 380, 411, 413, 417, 420-421, 437, 770
alumínio 29, 47, 49-50
aluvião 21, 24, 28, 47
Alydidae 644, 647
Amaioua 472, 531
Amaranthaceae 118, 444, 483
Amargoso 445
Amaryllidaceae 79, 118, 444, 483
Amaxia 684
Amazilia 727, 736
Amazon 21, 32, 36, 56, 119-120, 727, 737
Amazonetta 725, 732
Amazônia 21, 23, 33, 65, 318, 335, 354, 363, 366, 371, 416
Amazônica 18-19, 21-23, 24, 28-29, 51, 61, 81-82, 144, 180, 183, 231, 260, 265, 287, 305, 346, 359, 380, 381, 453, 463, 466, 475, 499, 516, 520, 537
ambiental 6, 14, 17, 19, 21, 28-31, 34-35, 56-57, 76, 82, 119-120, 129-131, 139, 145-146, 149, 151, 157-159, 166-168, 177, 180, 183, 188, 195, 201, 206, 208, 213-215, 218-219, 223, 231-232, 234, 245-247, 256, 258-260, 270, 274, 279, 281-282, 288, 293, 297, 303, 310, 315, 327, 330-331, 339, 343, 359, 361, 363-364, 369-374, 379, 382, 404, 411, 413, 415, 418, 420, 425, 436-437, 747, 766, 768, 770, 772-774, 776
Amblyoponinae 280, 657
Amblyrhethus 259
ameaçada 24-25, 31, 32, 61, 66, 83, 131, 180, 185, 223, 249, 269, 272, 280, 285, 307, 310, 363, 373-374, 379-381, 389, 403-405, 724, 747, 768, 771
amebozoários 150
Ameroglossum 82, 476, 537
Amerotyphlops 359, 364, 375, 712, 717
Amescla 68, 450
Amitermes 249, 633
Ammannia 461, 513
Ammodramus 731, 746
Amoebozoa 150
Amora 451
amortecimento 15
Amphibia 354-355
Amphibulimidae 587, 589
Amphilophium 448, 491
Amphisbaena 368, 374, 710, 715
amplitude 19, 87, 93, 337
Ampullaria 165
Ampullariidae 168, 586
amputação 224
Anacardiaceae 63, 114-115, 118, 305-306, 444, 483-484
anal 182, 240
anambé-de-asa-branca 381, 728
Anaplectinae 240
Anartia 686, 690
Anathallis 467, 522
Anatidae 725, 732
Anax 215, 612, 614
Anaxagorea 65, 82, 84, 444, 484
Ancistrotropis 456, 504
Ancylometes 597, 600
andorinha-doméstica-grande 729
andorinha-do-rio 729
andorinhão 398
andorinhão-de-coleira-branca 727
andorinhão-estofador 395, 398, 727
andorinhão-tesoura 727
andorinha-serradora 729

Andreninae 293, 664
Andropogon 470, 528
anel 126, 141, 145, 195, 305, 317, 363, 368, 433, 435, 436
Anemia 73, 441, 479
Anemiaceae 441, 479
anemófilas 284
Aneuraceae 550, 556
anfíbio 7, 9, 14, 129, 184, 255, 333, 335-336, 337, 344, 349, 354, 361-363, 373, 375, 413, 417, 436, 701, 702, 770
anfigastros 127, 130
anfisbênia 359, 363, 368
Angélica 472-473
Angelonia 76, 79, 469, 527
angiosperma 19, 23, 26, 34, 80, 119-120, 293, 303, 440, 443, 449, 482, 492, 547
Angraecum 73
ani 387, 726, 735
Anisocerus 671, 675, 772
anisófilas 98-99
Anisoptera 82, 213, 215, 219, 462, 514, 612, 614
Anisoscelis 645, 648
Anisozygoptera 213
Annona 444, 484
Annonaceae 65, 84, 118, 444, 484
Annulohypoxylon 567, 575
Anochetus 286, 659
Anolis 359, 368, 711, 716
Anomodontaceae 133
Anoplolejeunea 551
Anoplotermes 247-248, 632
Anostostomatidae 256, 636, 639
Anoura 415, 750
anóxia 65
Antártica 231, 420
Antártida 186
antena 80, 177, 223-225, 239, 253, 255, 257, 260, 269, 280, 304, 306, 315, 317-318
anteras 69, 75, 78
anteridióforo 127, 130
anterídios 130
Anthoceros 550, 556
Anthocerotaceae 550, 556
Anthocerotae 133
Anthophoridae 298
Anthracothorax 727, 736
Anthribidae 304, 671, 674
Anthurium 66, 75, 445, 486
Anthus 730, 743
anti-herbivoria 78
anti-predatória 386, 390
anticoagulante 414
antifúngico 100
antiinflamatório 100
Antilhas 215, 339
Antirrhea 320
antitumoral 101, 114
antiveneno 179
antiviral 100
antóceros 125, 127, 129-132, 550, 556
antocianina 71
antrópica 24, 79, 206, 297, 371-372, 379, 382
antropização 166, 170, 258-259, 279, 370
antropocêntrica 12
anu-branco 387, 726
anu-preto 387, 726
anual 19, 22-23, 26, 29, 30, 31, 51-52, 145, 774
anumará 378-379, 401-403, 731, 766
Anura 335-337, 351, 353-355, 417
Anurogryllus 253, 258
Aparados 30, 160
Apeiba 462, 514
Aperostoma 169, 586, 589
APG 440, 547
Aphantochroa 727
Aphryssa 316, 686, 691
Apiaceae 118, 444, 484
ápice 66, 78, 91, 93-94, 96, 103, 107, 116, 178, 240, 306
Apicotermitinae 247, 632
apicultores 78
apicultura 293
Apidae 293-295, 298, 664, 666
Apinae 293-294, 664
Apini 293, 664
Apiomeris 646, 652
Apionidae 304
Apis 293, 296, 664, 666
Apocynaceae 73-74, 78, 85, 101, 118, 305, 444, 484-485
Apodidae 727
apófises 259
Apoidea 293, 298, 664, 666
Apotetamenus 256
Apteria 66-67, 449, 493
Apterostigma 284, 657
Aptychopsis 554, 559
apuim-de-cauda-amarela 726
aquariófilos 330
aquática 34, 76, 158, 165, 167, 177, 201, 213, 214, 215-217, 218-219, 269, 327, 330, 335, 339, 341, 349, 351, 361-362, 373
aquicultura 327
Aquifoliaceae 117-118, 445, 485-486
Araça 466
araçari-miudinho-de-bico-riscado 727
Araceae 66, 69, 75, 117-118, 440, 445, 486-487
Arachnida 6, 8, 14, 175, 190, 595

aracnídeos 6, 8, 175, 177, 183, 186-188, 281, 335, 419, 595-596
aracuã-pintado 725
Aradidae 644, 647
Araliaceae 76, 118, 446, 487
Aramidae 725, 733, 734
Aramus 725, 733
Araneae 177, 183, 185, 189-191, 596
Araneidae 183, 185, 597, 599
Araneomorphae 177-178, 597, 599
Aranha 177-178, 183, 384, 396, 597
aranha-bode 186
Aranha-caranguejeira 176, 184, 596
Aranha-caranguejeira-de-bromélia 184, 596
Aranha-de-teia 185-186, 597
aranha-fedida 186
Aranha-marrom 180
Aranha-prata 185, 597
aranha-prateada 185, 597
aranhas 177-188, 218, 255, 287, 341, 371, 383, 416, 597
aranhas-armadeiras 186
aranhas-caranguejeiras 177-178, 180, 182-184, 596
ara-nhas-caranguejeiras 177
aranhas-de-grama 185
aranhas-marrons 186
Aranha-social 597
arapaçu-de-bico-branco 727
arapaçu-de-cerrado 727
arapaçu-de-garganta-amarela 727
arapaçu-grande 727
arapaçu-rajado-do-nordeste 727
arapaçú-rajado-do-nordeste 380
arapaçu-verde 727
araponga-do-horto 728
araponga-do-nordeste 381, 393, 728
Arapuá 296, 297, 665
Ararajuba 405
Araucária 22, 30, 32-34, 160
Araucariaceae 30, 33
arborícola 165-166, 167, 169-170, 181, 183-184, 246, 248, 280, 281, 284-287, 339, 343, 345-346, 349, 351, 360, 361-362, 366, 368-370, 372, 425, 428-429, 431, 433, 435
arbustiva 26, 28, 29, 60, 65, 66, 304, 416
Archidiaceae 552
Archidium 552
Arctiidae 684, 688
Arctiinae 684
Ardea 725, 731
Ardeidae 725, 731
Arecaceae 66, 118, 446, 487-488
arenoso 21, 28, 158, 259, 329, 330, 436
Argentina 22, 62, 119, 215, 253, 344-345, 352
argila 47-50, 395
argilo-arenosos 23
argilo-húmico 47, 49-50
argiloso 23, 24, 50, 436
Argiope 185, 597, 599
Argissolo 47, 50
Arhysoceble 293
ariladas 88
ariramba-de-cauda-ruiva 727
aristadas 103
Aristolochia 63, 69, 446, 488
Aristolochiaceae 69, 117-118, 446, 488
arlequim 305
armadilha 69, 232, 307
Arocera 646, 652
Aroeira 444
Aroideana 120
aromática 108, 465, 519
arquegonióforo 127, 130
Arremon 731, 746
Arrhenodes 671, 674
Arsenura 687
Arsenurinae 687
Arthoniaceae 568, 577
arthropodes 189
Artibeus 418, 751-752
articulação 11, 177, 182, 260, 309, 364
artificial 76, 126, 127, 308, 327, 413, 415, 420
Artocarpus 79, 305, 465, 519
artrópodes 129, 177, 195, 206, 225, 234, 279-281, 287, 371, 397, 411, 426, 430
Arum 120
Arundinicola 729, 741
árvore 6, 21-23, 25-26, 29, 35, 62-63, 65-66, 69-72, 76-77, 79, 81, 83, 84-90, 92, 94-97, 99, 100, 101, 103-104, 107-111, 113, 115-116, 119, 125-126, 128, 130-131, 139-140, 142, 144-145, 148-149, 167-170, 180, 182-186, 218, 232, 239, 241, 245-248, 258, 270-271, 280, 282, 284-285, 287, 296-297, 305-306, 307-308, 329, 336, 338-339, 343, 344, 346, 349, 361, 364, 368, 370, 372, 381, 384, 391, 392, 395, 401, 402, 410, 413-420, 426, 428-429, 431, 433, 547, 766, 768-769, 772, 774-775
asa 78, 177, 213, 215-218, 223, 232-234, 239-240, 253-256, 261, 269, 271-272, 279, 303, 315, 317-318, 320-321, 398, 411, 413, 419
asa-branca 726
asa-de-telha-pálido 731
Asclepias 444, 484
Ascomycetes 148
Ascomycota 139-140, 149
ascos 139
ascosporos 139, 148
Asemeia 471
Ásia 29, 177, 181, 331
Asparagaceae 118, 446, 488
Aspidogyne 467, 522

Aspidoras 329, 696, 698
Aspidosperma 83, 85, 444-445, 484
Aspleniaceae 441, 479
asplenioides 553, 558
Asplenium 66, 69, 441, 479
Associação 14, 33, 47, 55, 57, 117, 119, 121, 149, 151, 171, 189, 197, 202, 219, 226, 234, 249, 263, 274, 279, 287, 297, 310, 321, 331, 354, 404, 437, 767-768, 770-777
Asteraceae 31, 75, 82, 117-118, 440, 447, 488-490
Asterostigma 445, 486
Astraea 455, 502
Astyanax 328, 331, 696, 698
Ataide 777
ataque 72, 111, 114, 339, 363, 386, 389, 401, 417, 772
Athene 726, 735
Atlântica 19, 22-26, 30, 32, 34, 36, 43, 51, 61, 81-82, 119-120, 131-132, 168, 183, 206, 246, 249, 255, 260, 280, 293, 296, 298, 343, 346, 354, 359, 364, 366, 370-371, 373-375, 380, 416-420, 431, 433, 437
atmosférica 22, 81, 129, 149
Atractus 359, 361, 374-375, 712, 718
Atrax 179
Atta 283-284, 657, 660
Attalea 78, 83, 446, 487
Attila 729, 742
Attini 283, 285
Attipoe 202
Auchenorrhyncha 269, 271, 287
audíveis 254, 257, 340, 345, 411
Augochlorella 665-666
Augochloropsis 665
Aureliana 476, 537
Auricularia 144, 566, 573
Auriculariaceae 144, 566, 573
Auris 165
ausência 15, 70, 167, 240, 256, 262, 303, 317, 335, 363, 386, 419
Austrália 179, 181, 336, 338
Austria 151, 165, 564
Austroeupatorium 447, 488
autoridades 766-768, 770, 774, 776
autorização 159, 171, 189, 404, 437
autotomia 177, 186, 224
ave 8-9, 12, 15, 28, 75, 166-167, 255, 269-270, 321, 335, 359-361, 377, 379-383, 387-390, 392, 394, 400-402, 404-405, 414, 433, 723-724, 747, 766, 770, 778
Avicularia 180
Avicullariinae 189
avifauna 379-380
avoante 726
Azolla 441, 479
Azollaceae 441, 479
Azteca 280, 657, 660

B

Baccharis 447, 489
Bacopa 469, 527
Bacopari 451
bactérias 239
Bactridium 226
Bactris 66, 446, 487
Bactrophorinae 261
bacurau-pequeno 727
Bafo-de-boi 69, 451
bagageiro 729
Bagre 329, 696
Balaio-de-velha 447
balança-rabo-de-bico-torto 383, 727
balança-rabo-de-chapéu-preto 730
bambu 76, 213, 218
banana 77, 381
Banana-de-papagaio 78, 101, 445
Banana-de-tatu 467
bananeira 54, 381, 383, 400
Bananeirinha 66
Banara 474, 535
Barata 231, 237, 239, 241, 304, 627, 646
Barbaço 456
Barbaço-de-lajedo 455
Barbaçu 73, 77
barbeiro 267, 269-271, 643
Baridinae 304-305, 672
Barragem 77, 327, 343, 769
Barriguda 462
basidioma 139, 146
Basidiomycota 139, 151
basidisporos 146
basidomas 144
Basileuterus 386, 730, 743
Batinga-pequena 466
Batinga-vermelha 466
Battus 686, 691
Baturité 49
Bauhinia 120, 456, 504
Becquerelia 66, 453, 499
Begonia 73, 448, 490-491
Begoniaceae 73, 118, 448, 490-491
beija-flor 73, 382-384, 415, 750
beija-flor-cinza 727
beija-flor-de-banda-branca 727
beija-flor-de-costas-violetas 382-383
beija-flor-de-costa-violeta 727
beija-flor-de-garganta-azul 727
beija-flor-de-garganta-verde 727
beija-flor-preto 727, 383-384
beija-flor-preto-e-branco 727
beija-flor-tesoura 727
beija-flor-vermelho 727
bela 81, 308, 776

Belostomatidae 644, 647
bem-te-vi 379, 729
bem-te-vi-pirata 387, 729
bem-te-vi-rajado 729
besourinho-da-mata 727
besourinho-de-bico-vermelho 727
besouro 239, 301, 303-307, 309, 669
besouros-clic 308
Biblidinae 685
Bicho-pau 221-225, 234, 260, 619-620, 637
bico-assovelado 730
bico-chato-amarelo 729
bico-chato-de-cabeça-cinza 395, 729
bico-chato-de-orelha-preta 387, 729
bico-de-lacre 731
bico-de-veludo 730
Bico-doce 371, 712
bico-reto-de-banda-branca 727
bico-roxo 725
bico-virado-carijó 728
bico-virado-miúdo 728
Bicudo 190, 274, 304, 310, 322
Bignoniaceae 25, 62, 71, 100, 117-119, 448, 491-492
Billbergia 71, 449, 493
Bioacústica 403, 766
biodiversidade 21, 32, 35, 83, 119, 134, 151, 159, 165, 190, 206-208, 249, 263, 274, 288, 293, 298, 303, 310, 322, 331, 359, 374-375, 380, 404, 411, 437, 636, 644, 772, 774-776
biogeografia 23, 33, 132, 165, 168, 405, 747
bioindicadoras 129, 201
biológico 47, 62, 83, 265, 279, 280, 285, 286-288, 331, 387, 388, 421
bioluminescentes 165
bioma 19, 23, 26, 32-34, 61, 206, 249, 253, 280, 367, 370, 374, 415-417, 430, 435
biomassa 201, 246-247, 279
Biomphalaria 165
Biota 241, 298
biótopo 62, 83, 131, 168, 202, 329
Bipaliinae 157
Bipalium 157, 160
Blaberidae 240-241, 628-629
blaberídeos 240
Blaberinae 241
Blaberoidea 240
Blattae 239
Blattaria 231, 241
Blattella 239
Blattellinae 240
Blattida 241
Blattidae 240
Blattodea 237, 239-241, 627-628
Blattoidae 240
Blattoidea 240
Blechnaceae 441, 479
Blechnum 66-67, 441, 479
Boa 22, 28, 31, 55-56, 129, 197, 207-208, 226, 241, 257-258, 271, 298, 310, 360, 382, 604, 620, 628, 664, 670, 712, 717
boca-de-sapo 296
Bocydium 273, 646, 651
Boehmeria 477, 539
Boidae 359-360, 712, 717
Boieiro 466
Boipeva 363, 713
Boletaceae 144, 566, 572
Boletos 139, 144, 566, 572
Bolitoglossa 335, 354
Bomarea 443, 483
Bombacaceae 305
Bombacoideae 309
Bombycidae 317
Bom-nome 81, 107, 450
Boraginaceae 78, 118, 449, 492
borboleta 7, 9, 15, 73, 181, 213, 215, 313, 315-317, 320-321, 683
Borboleta-coruja 321, 686
Borborema 25, 43, 57, 61, 82, 166
Borreria 472, 531
Botânica 32-36, 117, 119, 132, 133-134, 151, 170, 295, 440, 550, 771, 775
Bothriocera 645, 648
Bothrocophias 364
Bothrops 359, 361, 363-366, 374, 713, 720
Bowdichia 78, 83, 86, 456, 504
Brachymyrmex 282, 657
Brachynomada 296, 665
Brachypelma 180, 184
Brachytheciaceae 552
Brachytrupes 257
Brachyura 201, 203
Bradypodidae 429, 757-758
Bradypus 429, 757-758
Branchiopoda 201-203, 608-609
brânquias 336, 339
brasileirinho 254, 304
Brassolis 686, 690
Bredemeyera 471, 529
brejo 22, 33, 61-62, 76-77, 79, 81, 158, 215-216, 247, 327, 330-331, 340-341, 343-344, 351-352, 369, 380, 384, 396, 411, 416-417, 419-421, 431, 437, 702, 770
Brenthidae 304
Brentidae 671, 674
briófitas 6, 8, 72, 123, 125-126, 129-132-134, 149, 549-550
Bromelia 74, 400, 449, 493
Bromeliaceae 25, 69, 73-74, 80-81, 117-118, 120, 171, 304, 335, 449, 492-493
Brosimum 465, 519

Brunfelsia 476, 537
Bryaceae 552, 557
Bryohumbertia 553
Bryophyta 117-118, 126, 133
Bryopteris 131, 551, 556
Bryum 552, 557
Bubulcus 725
bucal 253, 269, 303, 315, 413, 417
Bucconidae 727, 737
Buchenavia 451, 496
Bucho-de-veado 465
Buellia 569, 578
Bufonidae 335-336, 702, 704
Bulandi-de-leite 66-67, 113
Bulandim 66-67, 113, 451
Bulimulidae 587, 589
Bulimulus 165
Bunchosia 82-83, 461, 513
Buprestes 310
Buprestidae 309, 671, 674
Burmanniaceae 66-67, 118, 449, 493-494
Burseraceae 68, 117, 450, 494
Buteo 392, 725, 732-733
Buteogallus 392, 725, 732
Buthidae 188-189, 597, 600-601
Butorides 725, 731
Byrsonima 76, 78, 82, 87, 284, 461-462, 513

C

Caatinga 19, 25-27, 32-35, 61, 83, 121, 166, 169-170, 206-207, 249, 262, 270, 293, 321, 346, 359, 367, 370-371, 375, 404, 415-416, 418-419, 421, 431, 433, 593, 684
Cabaçú 471
cabeça-encarnada 728
Cabo-de-Machado 85
caburé-ferrugem 726
Cachorro-do-mato 436, 758
Cactaceae 25, 69, 73-74, 117-119, 450, 494
Cacto 74, 450
caducifólia 62, 158, 416
Caelifera 253, 260-261, 637, 640
Caenonomada 293
Cafezinho 474
Cafuringa 328, 331, 343, 420
cágado 359, 373, 714
Caiman 373, 714, 720
Caiubim 78, 88, 474
Cajá 306, 444
Caladium 446, 486
Calango 368, 371-372, 711-712
Calango-cego 370, 711
Calango-cobra 369, 712
Calango-do-lajeiro 372, 711
Calango-do-rabo-azul 369, 711
Calango-espinhoso 711
Calango-liso 371, 712
calango-preguiça 370
Calanguinho 371, 710
calcaria 28, 165
cálcio 29, 47, 179
Calephelis 687, 692
Callichthyidae 329, 696, 698
Callicore 685, 688
Callicostella 554, 559
Calligo 686
Calliphlox 727
Callithrix 114, 120, 433-434, 757, 759
Callosoma 670, 674
Caloplaca 568, 577
Calopogonium 456, 504
Calopterygidae 217, 613, 615
Calospila 687
Calycopis 685
Calymperaceae 133, 552, 557-558
Calymperes 552, 557
Calypogeia 550, 556
Calypogeiaceae 550, 556
Camaleão 369, 711
Camará-de-espeito 477
camarão 201, 203, 419
Camarazinho 477
cambacica 730
Camboatã 63, 78, 93, 474
Camboatã-branco 81, 94, 474
Camboatã-de-leite 63, 115, 444
Camboatã-farinha-seca 475
Camboatã-sega-machari 444
caminheiro-zumbidor 730
Campanella 143, 565, 570
Campanulaceae 118, 450, 494
Campinaranas 21
Campinas 10, 21, 766
Campomanesia 75, 465, 519-520
Camponotus 280, 282-283, 657, 660
Campos 21-22, 28-29, 31, 35, 56, 167, 171, 202, 258, 351, 413, 770
Camptostoma 729, 740
Campylocentrum 467, 522
Campylopus 72, 126, 553, 558
Campylosiphon 66-67, 81, 449, 493
camuflagem 232, 273, 315, 318, 339, 353, 361, 370, 382-384, 386, 399
camundongos 188
cana-de-açúcar 380
Cana-de-macaco 66-67, 453
canário-da-terra-verdadeiro 731
canário-do-campo 402, 731
canário-do-mato 386, 730
canário-sapé 730

Canavalia 82, 456, 504
cancrivorus 436, 758-759
Candieiro 75, 447
Canela-de-veado 465
caneleiro-de-chapéu-negro 728
caneleiro-preto 728
caneleiro-verde 728
canibalismo 178, 182, 188, 218, 239
Canidae 436, 758-759
canídeos 419
Caninana 360, 471, 712
Canistrum 82-83, 449, 493
Canna 450, 494-495
Cannabaceae 118, 450, 494
Cannaceae 118, 450, 494-495
Cansanção 477
Cantharellaceae 142, 565, 570
Cantharellus 142, 565, 570
Cantharidae 671, 674
Canzenze 456
capim 62, 66, 338, 470
Capim-da-roça 470
Capim-navalha 69, 454
Capitão 69, 461, 686
capitão-de-saíra-amarelo 729
capoeira 168, 208
Capparaceae 117, 450, 495
Capricórnio 19, 30-31
Caprimulgidae 726, 736
Caprimulgus 727
Capsiempis 729, 740
captura 56, 178, 185, 232, 246, 270, 329, 338, 361, 381, 385, 413, 417, 419, 420, 429
capturar 185, 195, 218, 232, 257, 362, 417, 419, 428
capueira 381, 387, 725, 733
Carabidae 670, 674
caracará 393, 725, 733
caracol 157, 165-167
Caramaschi 702-703
caramujos 157, 361
caranguejeira 180-181, 184, 185
caranguejo 201, 436
caranguejo-de-água-doce 202
carão 725
cara-pintada 380, 729
Carbonífero 213, 239
Cardinalidae 731, 746
Cardioptera 234-235, 624-625
Cardioscarta 273, 644, 647
Carduelis 389-390, 731, 747
Carebara 286, 657
Cariama 726, 734
Cariamidae 726, 734
Cariblatta 240-241, 628
Caricaceae 117, 450, 495
Carineta 271-272, 645, 648
carnaúbas 270
Carne-de-vaca 68, 471
carnívora 73, 76, 157, 279, 373
carnívoro 165, 195, 417, 425, 433, 436
Carobão 71, 100, 448
Carobeira 448
Carollia 416-417, 751
Carollinae 417, 751
Carrapeta 106, 451
Carrasco 359, 374
Caruaru 420
carunchos 304
casaca-de-couro-amarelo 728
casaca-de-couro-da-lama 400, 728
Casca 75, 86, 89-90, 92, 94-95, 97-102, 107, 109, 111-115, 140, 149, 213, 239, 305
Casca-dura 110, 451, 468
cascavel 367, 457, 714
Casearia 78, 88, 474, 535
Cassaco 50, 425-426, 756
Cassidinae 304, 310
Castniidae 322
Catantopinae 263-264
Catasetum 467, 522
Catinga-de-macaco 456
Catocalinae 685
Catolé 446
Catota 78, 476
Cattleya 74, 83, 467, 522, 768
Caudata 335, 354
cavalinho-de-nosso-senhor 231
cavalinho-de-São-Jorge 213
cavalo-de-judeu 213
cavalo-do-cão 213
cavalo-do-demo 213
Cavalos 343, 420
cavernícolas 178, 182, 188
cavidade 70, 171, 180, 183-184, 196, 281, 285, 287, 293-294, 296, 297, 307, 386, 395, 400, 401, 413, 417
Caviidae 430, 757, 759
Cavitermes 249, 633
Cayaponia 453, 498
Cebidae 433, 757, 759
cecílias 335
Cecilioides 587, 590
Cecropia 77, 280, 477, 539
Cecropiaceae 280
Cedrela 71, 83, 89, 464, 518
Cedro 71, 89, 464
cefalotórax 177-179, 182, 185-187
Ceiba 462, 514
Celastraceae 81, 107, 117-118, 450, 495
Centella 76, 444, 484
centopéias 6, 8, 15, 177, 193, 195, 360, 603

Centridini 293, 296, 298
Centris 293
Centrolobium 456, 504
Centropogon 450, 494
Centrosema 456, 504
Cephaloflexa 157
Cephalotes 79, 284-285, 454, 500, 657, 661
Cerambycidae 305-307, 310, 671, 674-677
Ceratina 294, 665
Ceratinula 665
Ceratiomyxa 569, 578
Ceratiomyxaceae 569, 578
Ceratocampinae 687
Ceratolejeunea 551
Cercopidae 644, 647
Cerdocyon 436, 758-759
Cerodirphia 687
Cerrado 19, 22, 24, 28-29, 33-35, 62, 158, 253, 257-260, 288, 296, 337, 359, 370, 374, 418
Certhiaxis 396, 728, 738
cerume 296-297
Ceryle 727, 737
Cetoniinae 307, 672
Chaco 26, 28, 32, 36, 61, 253
Chagas 6, 8, 32, 34, 120, 193, 197, 270-271, 274-275, 464, 547, 603-604
Chalcolepidius 672, 678
Chalepogenus 293
Chamaecrista 456, 504
Chamaeza 395, 397, 728, 739
Chamissoa 444, 483
Chapéu-de-sol 449
Chapman 263, 331
Characidae 328, 696, 698
Characidiinae 328
Characidium 328, 331, 696, 698
CHARACIFORMES 328, 696, 698
Charadriidae 726, 734
Charidotis 304, 672, 677
Charopidae 168, 587, 591
checklist 32, 119-120, 131, 133-134, 322, 375, 437, 547
Cheilolejeunea 551
Cheiracanthium 179
Chelidae 373, 714, 720
Chelodesmidae 196, 604-605
Chelonanthus 76, 459, 509
Chiasmocleis 335, 702
Chifres-fétidos 139-140, 146, 567, 574
Chilicola 294, 665
Chilopoda 195-196, 604-605
Chiloscyphus 551, 556
Chiococca 472
Chironius 360, 712, 717
Chiroptera 8-9, 15, 409, 411, 421, 749
Chiroxiphia 728, 739
Chloroceryle 727, 737
Chloroleucon 456, 505
Chlorophanes 730
Chlorophyllum 141, 151, 555, 560, 564, 570
Chlorostes 727
Chlorostilbon 727, 736
Chlorota 673, 680
choca-da-mata 728
choca-de-asa-vermelha 728
choca-listrada 728
Cholus 304
Chomelia 472, 531
chopim 731
choquinha-lisa 728
chorão 730
choró-boi 394, 728
chorozinho-de-chapéu-preto 728
Chresta 82, 447, 489
Chromacris 253-254, 638, 640
Chrysobalanaceae 69, 106, 118, 451, 495-496
Chrysolampis 727, 736
Chrysomelidae 304, 310, 672, 677-678
Chrysomus 731, 746
Chrysophyllum 475
Chumbinho 477
chupa-dente 728
Chupa-pedra 329, 696
chuva 21-22, 24, 25, 26-27, 28, 30, 47, 51-52, 55, 62, 65, 67, 73, 74-76, 100, 139-140, 142, 144-145, 158, 165, 166, 196, 201-202, 216, 218, 246, 256, 307, 327, 339-340, 342-344, 349, 354, 363, 364, 368, 381-382, 398, 401, 703
cianobactérias 72, 140, 149
Cicadelinae 644
Cicadellidae 644, 647
Cicadidae 263, 645, 648
Cichlasoma 330, 697-698
Cichlidae 330, 697-698
ciclo 26, 43, 75, 125, 139, 177, 202, 215, 274, 304, 327, 382
Cigarra 267, 269, 271, 273, 643, 645
cigarra-do-coqueiro 731
Cigarrinha 271, 273-274, 644
Cingulata 427, 756, 758
Cinnamomum 460, 511
cipó 361, 396
Cipó-branco 448
Cipó-de-casoa 448
Cipó-de-fogo 63, 454
Cipó-de-sangue 475
Cipó-de-veado 472
Cipó-pau 448, 450
Cipó-pau-verdadero 451
Cipó-sesta 448
Cipura 459, 510

Cissampelos 69, 464, 518
Cissus 478, 540-541
Cithaerias 320
Ciúme 71, 452
Cixiidae 645, 648
Cladomorphinae 226
Cladomorphus 223-226, 620-621
Cladonia 72, 145, 150, 568, 575
Cladoniaceae 117, 568, 575
Claraíba 449
clareiras 68, 77, 166, 303, 340-341, 371, 379, 387, 401, 413, 416, 420, 766
classificação 19-20, 55-56, 81, 140, 214, 293-294, 317, 390, 612
Clathrus 146-147, 567, 574
Clavaria 151
Clematis 471, 531
Clenia 118
Cleomaceae 117, 451, 496
cleptoparasita 282, 294, 296
Clidemia 463, 516
clima 21, 23, 26, 28, 31, 45, 47, 51-52, 61, 130, 139, 144, 158, 166, 293, 402, 773
climática 19, 21, 22, 23, 26, 32, 45, 51, 52, 61, 83, 139, 166, 307, 318, 367
Clitoria 457, 505
Clusia 70, 72, 74, 76, 90-91, 451, 496
Clusiaceae 66, 72, 74, 90-91, 113, 117, 451, 496
Cnemotriccus 389, 729, 741
Cnidoscolus 78-79, 455, 502
CNPq 119, 151, 159, 249, 263, 274, 354
Cobra 178, 272, 362, 360, 363, 366, 368, 384, 389, 712-713, 770
Cobra-cega 335, 364, 712
Cobra-cipó 360, 712-713
Cobra-coral 364, 713
Cobra-da-água 713
Cobra-de-cipó 712
Cobra-de-duas-cabeças 368, 710
cobra-de-veado 360, 712
Cobra-de-vidro 712
cobra-preta 361, 712-713
Cobra-rainha 712
Cobra-verde 362, 713
cobras-papa-ovo 360
Coccocypselum 472, 532
Coccoderus 671, 675
Coccoloba 471, 530
Cocconotini 637, 640
Coccyzus 726
cochonilhas 269, 274
codorna-comum 724
Coelioxoides 294, 296
Coenagrionidae 217, 613, 616
Coendou 431-432, 437, 757, 759
Coenogoniaceae 568, 575
Coerana-da-mata 71
Coereba 730, 743
Coerebidae 730, 743
coevolução 73, 320
Coffea 472, 532
cogumelo 139, 141, 150, 165, 564, 570
Colaptes 727, 737
colêmbolos 157, 280
Coleodactylus 371, 375, 710, 715
Coleoptera 207, 301, 303-304, 307, 310-311, 416, 669-670
Coleoxestia 671, 675
Coliadinae 686
colinas 45, 380
Collemataceae 568, 576
Collembola 286
Colletinae 293-294, 665
Collybia 565, 572
Cololejeunea 551
colônia 143, 145, 149, 245, 247, 270, 279-280, 281-282, 284-287, 293, 296, 411, 416 774
colonização 72, 75, 77, 149, 293, 304, 366, 771
colonizar 149, 188, 206, 218, 259, 341, 343, 345-346
Colubridae 360, 374, 375, 712, 717-718, 720
Colubrina 68, 472, 531
Colubroidea 375
Columbidae 726, 734-735
Columbina 726, 734
Comanta 471
Combretaceae 118, 451, 496
Combretum 451, 496
Comelinaceae 71
comestíveis 142, 317, 417
Commelina 76, 451-452, 496-497
Commelinaceae 76, 118, 451, 496-497
concha 165-166, 167, 168-171
Conchocarpus 474, 534
Condylocarpon 120
Condylostylis 457, 505
coníferas 30
Conirostrum 730
Connaraceae 118, 452, 497
Connarus 452, 497
Conobea 470, 527
Conocephalinae 256
Conognatha 671, 674
Conopophaga 394, 728, 739
Conopophagidae 728, 739
conservação 32-35, 81-83, 119, 121, 132, 133-134, 151, 159-160, 206-208, 219, 241, 249, 274, 286, 293, 298, 321, 331, 373-374, 380, 404-405, 421, 437, 684, 747, 766, 771-772, 777

construção 10, 143, 245, 294, 296, 327, 344, 379, 382, 391, 393-395, 398, 768, 773, 775
Continenticola 158, 582-583
Contopus 729, 741
Convolvulaceae 73, 117, 452, 497-498
Conyza 447, 489
Cookeina 148, 567, 574
Copaíba 457
Copaifera 457, 505
Copaxa 687
Copeia 374
Copernicia 270
Copiocerinae 262
Copiopteryx 687
Coppensia 467, 522
Coprinaceae 565, 570
Coprinus 565, 570
Coptocycla 302, 672, 677
Coque 56
coqueiro 169, 304
Coraciiformes 737
Coragyps 725, 732
corais-verdadeiras 361
coral 139, 360-361, 363, 712, 717
Corana-da-mata 476
Corchorus 462, 514
Cordão-de-frade 460
Cordia 78, 83, 449, 492
Coreidae 270, 645, 648-649
Corinnidae 597, 599
Corona-brava 476
cortiça 258, 339
coruja-buraqueira 726
corujinha-do-mato 726
Corydioidea 240
Corynurella 294, 665-666
Coryphaeschna 215, 612, 614
Cosmetidae 598, 601
Cosmetinae 598
Costaceae 66, 79, 118, 453, 498
Cotilédones 105
Cotinga 405
Cotingidae 728, 739
Couepia 69, 82, 451, 495
Coussapoa 82, 465, 519
Coussarea 81, 92, 472, 532
Coutarea 472, 532
Cracidae 725, 733
Cranioleuca 728, 738
Crassulaceae 119, 453, 498
Crateva 450, 495
Craugastoridae 335, 353, 703, 707
Crematogaster 280, 285, 658
Crenuchidae 328, 696, 698
Creta-de-perú 449
Cricetidae 35
Crinipellis 565, 571
Crinocerus 645, 648
Crinum 444, 483
Criodion 671, 675
críptica 223, 232, 245, 286, 361, 386
Crista-de-perú 82, 459
Crocodylia 7, 9, 15, 357, 359, 373, 709, 714, 720
Crossomitrium 553
Crotalaria 457, 505
Crotalinae 364
Crotalus 364, 367, 714, 720
Croton 69, 82, 455, 502
Crotophaga 387, 726, 735
Cruapé 475
Crustacea 199, 201-203, 607, 609
crustáceos 177, 199, 201, 335-336, 419, 607-608
Cryphaeaceae 553
Cryptanthus 69, 449, 493
Cryptocercidae 240
Cryptocercoidae 240
Cryptocercus 239
Cryptothecia 568, 577
Crypturellus 724
Ctenanthe 463, 515
Ctenidae 186, 190, 597, 600
Ctenitis 442, 480
Ctenoscelis 305
Ctenus 597, 600
Cuandu-mirim 431-432, 757
Cubatão 34
Cuculidae 387-388, 726, 735
Cucurbitaceae 118, 453, 498-499
Cuia 69, 72, 383, 443, 703
Cuíca 426, 756
Cuíca-pequena 426, 756
cultivadas 50, 182, 254, 440, 547
Cuniculidae 431, 757, 759
Cuniculus 431, 757, 759
Cunoniaceae 118, 453, 499
Cupania 63, 78, 81-82, 93-94, 474-475, 535-536
Cuphea 461, 513
Cuphotes 673, 681
cupins 157, 231, 245, 247, 249, 279, 338, 371
Cupiúva 114, 444
Curaeus 378-379, 401-403, 405, 731, 747, 766, 778
Curaia 447
Curculionidae 304-305, 307, 672, 678
Curculionoidea 304
curiango 726
curió 389, 731
cuspidor-de-máscara-preta 394, 728
Cyanerpes 730, 745
Cyanocompsa 389-390, 731, 746
Cyathea 66, 441-442, 479-480

Cyatheaceae 441, 479-480
Cyathodium 552, 557
Cybianthus 471, 530
Cyclanthaceae 66, 118, 453, 499
Cyclanthera 453, 498
Cyclarhis 730, 743
Cyclocephala 672, 679
Cyclopedidae 429, 757-758
Cyclopes 429, 757-758
Cyclopogon 467, 522
Cyclopomops 168, 586, 589
Cydnidae 645, 649
Cymatoderma 566, 573
Cynolebiatinae 331
Cynophalla 450, 495
Cynorta 598, 601
Cyperaceae 29, 31, 66, 69, 76, 78-79, 340, 347, 453, 499-501
Cyperus 76, 453, 499-500
Cyphomyrmex 284, 658
Cyphonia 646, 651
Cyprinodontiformes 327, 330-331, 697-698
Cyptotrama 143, 565, 572
Cyrestinae 685
Cyrtacanthacridinae 262, 638
Cyrtocymura 447, 489
Cyrtopodium 73, 467, 522

D

Dacnis 730, 745
Dacrymycetaceae 144, 573
Dacryomycetaceae 566
Dacryopinax 144, 566, 573
Dactylaena 451
Dactyloidae 368, 711, 716
Daguerreacris 260
Dalechampia 77, 455, 502-503
Daltonia 553
Daltoniaceae 553
Danainae 685
Danaus 315, 685, 689
Daphnopsis 477, 539
Darninae 646
Dasypodidae 427, 756, 758
Dasypus 427, 756, 758
Dasythemis 612
Davilla 63, 454, 501
Decapoda 201-203, 609
decídua 19, 22, 24-25, 26, 28, 75, 86, 89, 100, 116, 166
Decimiana 233-234, 624-625
Decretos 9, 10, 761, 768, 771
Dedo-de-anjo 469
dedo-de-defunto 140, 148, 567
defesa 79, 177, 180, 214, 223, 245, 247, 279, 304, 320, 336, 349, 360, 363, 379, 413, 767
Deinopidae 185
Deinopis 185
delimitação 19, 24, 25, 41, 145, 440, 771
Deltocephalinae 644
Deltochilum 673, 681
Dendrocolapes 727
Dendrocolaptidae 727, 737-738
Dendrophthora 474, 535
Dendropsophus 334-335, 339-343, 354, 702, 704
dengue 411
Dennstaedtiaceae 442, 480
Derbidae 645, 649
Dermatonotus 338, 702, 704
Dermatoptera 265
desidratação 188, 202, 247
desmatamento 21, 34, 62, 79, 129, 171, 187, 280, 297, 374, 380, 388, 766, 768, 772
Desmodium 457, 505
Desmodontinae 414, 750, 752
Desmodus 414, 416, 750, 752
Desmoncus 66, 446, 488
destruição 12, 23, 25, 75, 179, 185, 187, 297, 379, 393, 395, 401
detritívoras 195, 201, 307
Diabroctis 673, 681
Diacranthera 447, 489
Diactor 645, 648
Diastatops 215-216, 612, 614
Diatrypa 259
Dichaea 467, 522
Dichanthelium 470
Dichorisandra 452, 497
Dichotomius 673, 681
Dicliptera 443, 482
Dicranaceae 117, 553, 558
Dictyopharidae 645, 649
Dictyoptera 241
Didelphidae 425, 756, 758
Didelphimorphia 437, 756, 758
Didelphis 425-426, 437, 756, 758
Diedrocephala 644, 647
Dihoplotermes 249, 633
Dilleniaceae 63, 118, 454, 501
Dilodendron 475, 536
Dioclea 82, 457, 505
Diodella 472, 532
Diopsittaca 726
Dioscorea 454, 501
Dioscoreaceae 117, 454, 501
Diospyros 454, 501
Diphylla 413-416, 421, 456, 504, 750, 752
Diplasiolejeunea 551
Diploglossidae 359, 368, 712, 717
Diploglossus 368-369, 712, 717
Diplommatinidae 168, 586, 589

Diplopoda 195-197, 604-605
Diplopterys 83, 462
Diplotropis 81-82, 95, 457, 505
Dipluridae 596, 599
Dipsadidae 359, 361, 363, 375, 712, 718-720
Dipsas 361, 712, 718
Diptera 14, 206, 218
Dircenna 317, 685, 689
Discothyrea 287, 659
disperma 253, 471, 529
dispersão 25, 63, 81, 85, 100, 113, 126, 139, 146, 182, 206, 214, 293, 402, 425
dispersar 46, 65, 81, 88, 150
disseminação 146, 149
Distenia 671, 675
distribuição 23, 30, 32, 69, 82-83, 141, 149, 157, 165, 168, 179, 181-182, 186, 215, 217, 223, 234, 258, 270, 286, 294, 305, 307, 309, 335, 347, 353, 359, 362, 367-368, 370-371, 411, 414, 417-418, 420-421, 425-426, 430, 437
Ditassa 445, 484
diurna 258, 260, 286, 305, 315, 317-318, 320, 328, 329, 330, 360-362, 369, 371-372, 416-417, 418, 420, 425, 431, 433
diversidade 19, 22, 25, 28-31, 33, 66, 71, 73-74, 80-81, 83, 130-133, 139, 142, 145, 159, 166, 168, 201, 206, 219, 223, 231, 247, 249, 255-256, 262, 269, 275, 279-280, 282-283, 286, 293, 298, 303-305, 307, 309, 311, 317, 327, 335, 369, 411
Diversitermes 248, 632
Dolichandra 448, 491
Dolichoderinae 280, 657
Dolichoderus 281, 657
domácias 94
Domínio 21-22, 24-26, 29-31, 44, 61
Donacobiidae 729, 742
Donacobius 384, 729, 742
Donnellia 554
Dormideira 361, 712-713
Dorylinae 279, 281, 657
Doryopteris 442-443, 481
dossel 21, 25, 28, 62, 66-71, 131-132, 247, 279, 307
Dracaena 446, 488
Dracontioides 446, 486
Drepanolejeunea 551, 556
Drosera 73
Droseraceae 73
Dryadosaura 369, 711, 715
Drymarchon 360, 712, 717
Drymonia 459, 510
Dryocopus 727, 737
Dryopteridaceae 118, 442, 480
Dugesiidae 157
Duguetia 444
Dynamine 685, 688
Dynastinae 307, 311, 672
Dyschoriste 443, 482
Dysithamnus 728, 738
Dysopeas 587
Dysschema 684

E

Eacles 315, 318, 322, 687, 692
Ebenaceae 119, 454, 501
Eburodacrystola 671, 675
Echinanthera 359, 361, 374, 713, 718
Eciton 281, 657, 660
Ecitoninae 281
Eclipta 447
ecossistema 10, 23, 35, 129, 133-134, 158, 183, 201, 206, 208, 245, 249, 279, 293, 303, 331, 354, 380, 411, 770, 774
ecótipo 169, 170
Ectatomma 278, 281-282, 657, 660
Ectatomminae 279, 281, 657
Ectobiidae 240-241, 628-629
ectoparasitismo 388
Ectrichodiinae 646
efêmera 127, 139, 141, 339, 344, 346
efemerópteros 206
Eichhornia 471, 530
Eira 433, 757, 759
Elaenia 729
Elaeocarpaceae 118, 454, 501
Elaióforos 295
Elanus 725, 732
Elapidae 363, 713, 720
Elasmothemis 612
Elateridae 308, 672, 678
Eleocharis 76, 340, 347, 454, 500
Elephantopus 447, 489
elétrica 80, 81, 296, 329-330, 768,
Emballonuridae 413, 421, 750, 752
Emberizidae 730, 745-746
Emberizoides 402, 731, 746
Embiratermes 248, 633
Embiriba 69, 81, 97, 461
Embiribaçu 97, 461
Embiriba-verdadeira 461
emblemática 6, 21, 63, 83, 89, 100, 381, 401
Emilia 447, 489
Emmeorhiza 472, 532
Empidonomus 729, 742
Enchenopa 646, 651
encontro-de-ouro 400
encosta 42, 46, 54, 62, 63, 65, 68-70, 84, 129, 131, 158-159, 166, 170, 396, 769
encostas-baixas 62, 65, 67, 69
Encyclia 467, 522-523

endêmica 19, 21, 26, 28-29, 33, 61, 81-82, 167-168, 185, 261, 280, 335, 354, 359, 369, 380, 401, 403, 405, 418-419, 431, 433, 724
endemismo 23, 132, 374, 380-381, 405, 431, 747
Eneoptera 259, 637, 639
Eneopteridae 259, 637, 639
Enoploctenus 597, 600
Enterolobium 83, 457, 505
Entiminae 672
Entimus 305, 672, 678
Entodina 587
Entodontopsis 555, 560
Entoloma 142, 565, 570
Entolomaceae 142
Entolomataceae 565, 570
Enxundia 459
Enyalius 370, 711, 716
enzimas 149, 179, 269
Eomelipona 296, 664, 666
Ephebopus 180, 190
Epicauta 672, 679
Epicharis 293
Epicrates 360, 712, 717
epidemiológica 189, 270
Epidendrum 73, 81-82, 121, 467, 523
epífilas 125, 131
epífitas 69, 74, 76, 126, 129, 131-132, 283
epifítica 70, 71, 126, 149, 130
Epimelitta 671, 675
Epiphyllum 73, 450, 494
Eptesicus 420, 751
Eragrostis 470, 528
Erebidae 322, 684
Erebinae 684
Erechtites 447, 489
Erethizontidae 431, 437, 757, 759
Eriocaulaceae 66, 73, 118-119, 455, 501
Eriophora 185, 597, 599
Eriotheca 62, 71, 82, 96, 309, 462, 514
Erotylidae 309, 672, 678
Erotylus 672, 678
Erva-de-rato 69, 473
Eryphanis 686, 690
Erythemis 612, 614
Erythrina 80, 168, 457, 506
Erythrinidae 328, 696, 698
Erythrodiplax 212, 612, 614
Erythrolamprus 361-362, 713, 718
Erythroxylaceae 77, 81, 117, 120, 455, 502
Erythroxylum 77, 81-82, 120, 455, 502
Escada-de-macaco 62-63, 458
Eschweilera 69, 71, 81, 97, 461, 512
Escorpião 188, 597
Escorpião-de-bromélia 597
escorpiões 177-179, 187-188
Esenbeckia 474, 534
Especialista 63, 82, 131-132, 165, 303, 309-310, 317, 339, 440, 770
espécimes 117, 130, 141-142, 158-159, 170, 181, 188, 196, 201-202, 231-233, 240, 258, 270, 273, 411, 440, 425, 550, 620, 624, 628, 632, 644, 710, 750, 756
esperanças 167-168, 251, 253-256, 635, 637
Espinha-de-cigarra 476
Espinheiro 458
esporófito 125-128, 129-130, 550
esporóforos 139, 150
esporos 125-128, 130, 139-141, 146, 148, 150
esquistossomose 165
Estacional 19, 22, 24-25, 35, 166
Estepe 19, 31
Estola 671
estrangulador 70, 90
estratégia 65, 73, 75, 78-79, 83, 149, 177, 223, 232, 245, 247, 293, 353, 379, 382, 384, 386, 390, 393, 401
estrato 21, 25, 30, 60, 65-66, 68-71, 234, 259, 280
estrelas-da-terra 139
estrelinha 727
estrelinha-preta 399, 728
Estrilda 731
Estrildidae 731
estudo 10, 14, 19, 23, 52, 55, 57, 62, 65, 80, 121, 132, 141, 165-167, 179, 202, 206, 225, 239, 255, 274, 286, 296, 379, 307, 337, 347, 374, 402, 404-405, 419-420, 440, 766, 767, 773, 775 778
Euathlus 181
Eubliastes 637, 640
Eucalyptaceae 133
Eucerini 665
Euchroma 309, 671, 674
Euconulidae 588
Eudioptus 587
Eugonus 671, 674
Eumastacidae 260, 264, 637, 640
Eumastacoidea 260, 637
Eumorpha 687
Eunica 685, 688
Eupetomena 727, 736
Euphonia 730, 743
Euphorbia 73-74, 77, 455-456, 503
Euphorbiaceae 69, 73-74, 77, 79, 117-118, 440, 455, 502-503
Euphractus 427, 756, 758
Euptoieta 686, 690
Eurema 686, 691
Eurycotis 239
Eurystyles 467, 523
Euterpe 66, 83, 446, 488
evapotranspiração 52, 73
Evolvulus 452, 497
exoesqueleto 177, 271

exótica 327, 330, 547
Extatosoma 226
exúvia 213, 225, 271, 272

F

Fabaceae 25-26, 29, 62-63, 65, 69, 71, 74, 78-81, 86, 95, 102, 111, 117-119, 168, 272, 305, 440, 456, 503-509
Fabronia 553
Fabroniaceae 553
falcão-de-coleira 725
Falco 404, 725, 733, 777
Falconidae 725, 733
Fallstudie 298
Falsa-coral 362, 713
faneropterídeos 255
farmácia-da-mata 100
fasmídeos 223
Favinha 71, 458
Favolaschia 565, 571
Favolus 145-146, 566, 573
fecundação 383
feldspato 44
fêmea 177, 180, 181-183, 185-186, 201, 214, 216, 218, 223-225, 232-234, 239, 240, 253, 255, 256, 258-259, 269, 279-280, 284, 293-294, 295, 305, 320, 330, 336-337, 340-341, 342, 343-344, 346-347, 349, 351-352, 363, 368, 370, 371, 384, 387, 388, 393-394, 402, 413, 417, 429, 625
fêmur 253-254, 259
ferralítico 49, 50
ferreirinho-de-cara-canela 729
ferreiro 393
ferro-velho 730
ferruginosas 28
Ferussaciidae 168, 587, 590
Ficus 65, 68, 70, 465, 519
Fidicina 272
fi-fi-verdadeiro 730
Figueira 65, 70
figuinha-de-rabo-castanho 730
filipe 729
filogenética 140, 206, 608, 702, 710, 750, 756
Fissidens 553, 558
Fissidentaceae 553, 558
fitófaga 253, 256-257, 271, 303-304
fitogeográfica 21-22, 24-26, 28, 29-31, 414, 440
Fitossanidade 207, 310, 670
fitossociológica 34, 35
Flammulina 565, 572
Flatidae 645, 649-650
floração 25, 62, 63, 71-74, 78, 84-86, 88, 90-92, 94-97, 100-102, 104, 106-109, 111-114, 116, 280, 382, 774
floresta 18-19, 21-25, 28-30, 32-36, 45-47, 49, 54, 60-63, 65-66, 68-72, 74-77, 79-83, 87, 93, 100, 109, 117, 120-121, 129, 131-132, 139-140, 142, 144, 146, 148-149, 158, 160, 166, 168-171, 183, 208, 215-216, 245-247, 260-261, 279, 281-282, 284-286, 293-294, 303-304, 317, 321, 331, 335, 341, 343, 346, 349, 353, 359, 379-381, 383-384, 387-389, 392, 395-396, 399, 401-402, 405, 416-420, 430, 433, 550, 564, 766-768, 770-776, 778
Floribundaria 553
Florisuga 383-384, 727, 736
fluorescentes 188
Fluvicola 729, 741
fogo-apagou 726
folha 24-25, 62, 65-67, 69-71, 73, 75, 78-80, 84-104, 106-116, 125, 127, 139, 142, 166, 168, 170, 184, 186, 218, 232-233, 239, 253, 255, 257, 260, 273, 282, 284-285, 303-305, 315, 317, 320, 329, 335-336, 340, 343-344, 346, 349, 353, 369, 383, 384, 394-396, 400, 401, 411, 414-418, 429, 435, 665
folhagem 62, 280, 343, 347, 383, 418-419, 420, 703
folíolos 80, 86, 89, 93-95, 100, 102, 111-112, 114-115
folivoria 414
formação 21, 23-26, 28-31, 36, 51, 61-62, 72, 76, 81, 82, 83, 139-140, 166, 245, 303, 307, 362, 369, 380, 430, 773, 775
Formicaridae 401
Formicarídeos 379
Formicariidae 728, 739
Formicidae 279, 285, 287-288, 656-657, 660-661
Formicinae 282, 657
Formicivora 728
formiga 280, 282, 285, 659
Formiga-bode 283, 657
Formiga-de-correição 281, 657
Formiga-de-estalo 286, 659
formiga-de-fogo 285
formigas 113, 239, 247, 255, 274, 277, 279-288, 337-338, 389, 655-656
formigas-de-fogo 285
formigas-ladras 285
Formiga-tartaruga 285, 657
Formiga-tecelã 283, 657
formigueiro 279-280, 283-284, 363
formigueiro-de-cauda-ruiva 728
Forpus 726, 735
forragear 281, 284
Fossombronia 550
Fossombroniaceae 550
Fotaco 68
fotográficas 55, 117, 151, 171, 189, 197, 219, 225, 234, 249, 263, 310, 321, 331, 437
fotos 32, 55, 117, 125, 159, 167, 183, 195, 206, 215, 224, 231, 240, 245, 253, 269, 303, 315, 328, 335, 354, 359, 413, 425, 437, 440, 564, 582, 596, 604, 608, 612, 620, 624, 628, 632, 636, 644, 656, 664, 670, 684, 696, 702, 710, 750, 756

fotossintético 73, 129
fotossíntese 66, 139, 149
fotossintética 71, 139, 149
frade-fedorento 186
fragmentação 34, 125, 131, 185, 208, 279, 285, 437
fragmentada 19, 24, 132, 143, 280
fragmento 10, 44, 79, 119, 131, 132, 146, 149, 171, 382, 383-384, 396, 401, 404, 431
frango-d'água-azul 726
frango-d'água-comum 725-726
Frei-jorge 78, 449
frequência 68, 78, 89, 143, 146, 224, 254, 327, 349, 382, 387-388, 393, 395-396, 401, 411, 413, 417 420, 772, 774
Fridericia 448, 491
Frieseomelitta 296, 664, 666
Fringilídeos 379
Fringillidae 731, 747
frugivoria 315, 414
frugívoro 307, 418-419
Frullania 127-128, 551, 556
Frullaniaceae 551, 556
Fruto 62-63, 66, 68, 69, 78-79, 84-85, 87-91, 92, 93-94, 95, 96-97, 99-101, 103-104, 106-111, 113-116, 213, 218, 282, 284, 285, 307, 308, 315, 639, 372, 381, 411, 415-419, 426, 430-431, 433, 435-436
fruxu-do-cerradão 728
Fuirena 79, 454, 500
Fulgora 268, 272, 645, 650
Fulgoridae 271-273, 645, 650
Funariaceae 133
fungo 6, 8, 14, 66, 72, 137, 139-146, 148-150, 165, 239, 253, 255, 257, 274, 279, 283-284, 304-305, 307, 309, 430, 563-564, 566-567, 570, 573-575
Furão 433, 435, 757
Furcraea 446, 488
Furnarídeos 379
Furnariidae 728, 738
Furnarius 400, 405, 728, 738
Furta-cor 360, 472

G

Gabiru 47
gafanhotos 239, 251, 253-255, 260-261, 403, 635
Gaipuna 63, 466
Galbula 727, 737
Galbulidae 727, 737
Galea 430-431, 757, 759
Galictis 433, 435, 757, 759
Gallerita 670, 674
Gallinula 726
galo-da-campina 730
Gambá 425-426, 756
Gameleira 68, 465
Gameleiro 465
gametófito 125, 129, 550
Gamochaeta 447, 489
Gampsonyx 725, 732
Ganoderma 566, 573
Ganodermataceae 566, 573
Garanhuns 42, 52-53, 55-56, 207-208, 298, 310, 664, 670
garça-branca-grande 725
garças 392
garça-vaqueira 725
Garcinia 451, 496
Gargaúba 449
garibaldi 731
Garófalo 294, 298
garrinchão-pai-avô 729
Gasteracantha 185
Gastrocopta 586
Gastrocoptidae 168
Gastropoda 586
gaturamo-verdadeiro 730
Gavião 158-159, 391
gavião-carijó 725
gavião-de-cauda-curta 725
gavião-de-pescoço-branco 381
gavião-de-rabo-barrado 725
gavião-de-rabo-branco 725
gavião-do-pescoço-branco 725
gavião-pedrês 392, 725
gavião-pernilongo 725
gavião-pombo-grande 725
gavião-preto 392, 725
gaviãozinho 725
Geastraceae 146, 567, 574
Geastrum 146, 567, 574
Gekkonidae 368, 375, 711, 715
Gelastocoridae 645, 650
gelatinosa 139, 144, 146, 150, 339, 349, 351, 386
Genética 10, 208, 231, 263, 401, 636, 775
Genipa 472, 532
Genipapinho 474
Genipapo 472
Gentianaceae 66, 76, 81, 118, 459, 509
geológica 43, 44, 55, 56
Geometridae 317-318, 684, 688
Geometrinae 684
geomorfologia 45, 47, 770
Geophagus 330-331, 697-698
Geoplanidae 158, 582-583
Geoplaninae 156-159, 582
Geotrygon 394, 726, 735
Geranoaetus 725, 732
Geranospiza 725, 732
germinação 129, 132, 139
Gerridae 645, 650
Gesneriaceae 73, 82, 117-118, 459, 510

gibão-de-couro 400, 729
Gimnospermas 30
Girardia 157
girino 269, 335-336, 339, 343-345, 349, 353
Gito-branco 464
glândula 102, 195, 363-364
Glaucidium 726, 735
Glaucis 383, 727, 736
Gleissolo 47, 50-51
Gleysols 50
Glossophaga 415, 750, 752
Glossophaginae 415, 421, 750, 752
Glyptotermes 247, 632
gnaisse 25-26, 44, 72
Gnamptogenys 281-282, 657
gobiídeos 328
Goeppertia 463, 516
Goiabinha 466
Goiás 260
goipeva 713
Gondwana 43, 56
Gongrocnemis 637, 640
Goniosomatinae 598
Gonolobus 445, 485
Gonyleptidae 187, 598, 601
Gouania 472, 531
gramíneas 31, 340
Grammostola 181
Grande-morcego-orelha-redonda 416
granítica 44-45, 72
granito 25-26, 44, 47, 49
granivoria 414
Grão-de-galo 445
Graphidaceae 568, 577
Gravatá 69, 71, 449
graveteiros 270
gregária 63, 65, 66, 81, 84, 86, 101, 116, 253
grilos 251, 253-255, 257-259, 635
grilos-aranha 258
grilos-de-caverna 258
Grimmiaceae 133
Groutiella 554, 559
Gryllidae 258-259, 263-265, 637, 639
Gryllidea 264
Gryllides 264-265
Gryllinae 258, 637
Grylloidea 257, 264-265, 636
Gryllotalpidae 257, 259-260, 637, 639
Gryllotalpoidea 264
Gryllus 258, 264, 637, 639
Guabiraba 466
Guabiroba-de-quina 465
Guapeba 475
Guapira 81, 98-99, 466, 521
guaracava-de-barriga-amarela 729
guaracava-grande 729
guaracavuçu 389, 729
Guaraipo 296, 664
Guardião 453
Guarea 74, 464, 518
Guaribas 10, 32, 52-53, 121, 405, 547, 767, 778
Guatteria 444, 484
Guaxinim 436, 758
Guazuma 462, 514
Guettarda 472, 532
guira 386-387, 726, 730, 735, 745
Gurania 453, 498-499
guraracava-de-olheiras 729
Gymnetis 672, 679
Gymnodactylus 370, 711, 715
Gymnophiona 335
Gymnophthalmidae 359, 369, 375, 711, 715
Gymnosiphon 450, 494
Gymnotidae 329, 696, 698
GYMNOTIFORMES 329, 696, 698
Gymnotus 329-330, 696, 698
Gynacantha 215, 612, 614

H

Habenaria 73, 467, 523-524
habitações 110, 158, 184, 337, 343, 346, 369
Habroconus 588
Hadronyche 179
Halictinae 293-294, 665
Hamadryas 320, 685, 688-689
Hammotostylus 304
Handroanthus 62, 83, 100, 448, 491
Hapalopus 181
Hapigia 685
Happia 587, 591
Harpalejeunea 551
Hedwigia 133
Hedychium 478, 541
Heilipus 672, 678
Heimiomyces 565, 571
Heisteria 466, 521
Helicina 586, 589
Helicinidae 586, 589
Heliconia 66, 459, 510
Heliconiaceae 66, 117-118, 459, 510
Heliconiinae 322, 686
Heliconius 320-321, 686, 690
Helicops 361-362, 713, 719
Helicostylis 465
heliófila 77, 96
Heliomaster 727
Heliothryx 73, 727, 736
Heliotropium 449, 492
Helix 165
Hemiceras 685

Hemiceratinae 685
Hemidactylus 369, 711, 715
hemiepífita 66
Hemileucinae 687
Hemiphileurus 672, 679
Hemiptera 267, 269, 275, 287, 643-644
hemíptero 269
Hemirrhagus 190
hemisfério 149, 335
Hemithraupis 386, 730, 745
Hemitriccus 381, 729, 740
Henicodium 554
Hepaticae 133
Heptapteridae 329, 696, 698
Heraclides 315-316, 686, 691
herbário 83, 95, 103, 117, 119-120, 141, 151, 440-441, 564
herbívora 79, 195, 280, 369
Herpetologia 359, 374, 710
Herpetotheres 391, 725, 733
Herpothallon 149, 568, 577
Herpsilochmus 728
Hesperiidae 684, 688
Hesperiinae 684
Hesperioidea 317, 322
Hetaerina 217, 613, 615
Heterocampinae 685
Heterocera 317
Heteropachylinae 598
Heteroptera 269
Heteropterys 462, 513
Heterotermes 247, 632-633
hídrico 22, 34, 52, 55, 56-57, 129
hidrografia 46, 64, 770
HIDROLOGIA 53, 55
hidróxidos 47, 50
Himatanthus 78, 101, 445, 485
himenópteros 73, 206, 255, 279
Hippeastrum 79, 444, 483
Hippocratea 450, 495
Hippopsis 671
Hirtella 83, 451-452, 495, 497
Hirundinea 400, 729, 741
Hirundinidae 729, 742
Hohenbergia 449, 493
holomico-heterotróficas 66
Homalinotus 672, 678
Homoeomma 181
Hookeriaceae 553
Hoplias 328, 696, 698
Hoplopyga 672, 679
Horizonte 207, 282, 285, 298, 404, 747
húmico-álico 50
húmus 72, 201, 247
Hydrobiidae 167
Hydrocleys 443, 483
Hydrocotyle 446, 487
Hydrolea 459, 510
Hydroleaceae 118, 459, 510
Hydropus 565, 571
Hyeronima 469, 526
Hygrocybe 142, 565, 570
Hygrophoraceae 142, 565, 570
Hyla 354
Hylaeamys 430, 757-758
Hylaeosoma 294, 665
Hylesia 687
Hylidae 335, 339, 349, 354-355, 702, 704-706
Hylinae 339, 343, 702
Hylomyrma 286, 658
Hylophilus 730
Hymenaea 272, 457, 506
Hymenochaetaceae 566, 573
Hymenochaete 145, 566, 573
Hymenoptera 277, 279, 288, 291, 295, 298, 655, 663
Hyophyla 554
Hyperaeschra 685
Hyperbaena 81, 119, 464, 518
Hypercompe 684, 688
Hypericaceae 78, 117, 459, 510
Hypolytrum 454
Hypoponera 286, 659
Hypoxidaceae 118, 459, 510
Hypoxis 459, 510
Hypoxylaceae 149
Hypoxylon 149, 567, 574
Hypsiboas 335, 339, 343-345, 702-703, 705
Hyptis 79, 460, 510

I

Ichnanthus 470, 528
ICMBio 119, 151, 159, 171, 274, 338, 374, 404, 437, 772, 775, 777
Icteridae 388, 401-402, 731, 746-747
Icterus 400, 731, 747
Ictiofauna 331
identificação 35, 56, 83, 91, 97, 117, 125, 129-130, 132, 141, 143, 171, 182, 203, 206, 219, 225, 263, 287, 298, 310, 317, 321, 331, 364, 368-369, 374, 403-404, 440, 564, 609, 747
iguana 369, 711, 715
iguanaea 450
Iguanidae 711, 715
Ilex 79, 445, 485-486
Imantodes 361, 713, 719
Imbaúba 77, 280, 477
Imbê 66
imparipinadas 86, 89, 93-95, 112, 114-115
indicador 67, 149, 208, 279, 286, 288, 307

inflorescência 66, 69, 71, 73, 75, 78, 86, 87, 92-94, 96, 98-99, 100-101, 102, 107-111, 114, 115-116
Inga 65, 76, 82, 102, 457, 506
Ingá 65, 340, 343
Ingá-branca 457
Ingá-caixão 457
Ingá-de-porco 102, 457
inhambu-chintã 724
inhambu-chororó 724
inhapim 731
inselberg 26, 33, 61, 120
insetívora 308, 337, 411, 413-414, 416, 419-420, 426, 428
inseto 14-15, 69, 75, 78, 92, 111, 114, 140, 146, 177-179, 183-185, 188, 205-208, 213, 218-219, 223, 225-226, 231, 233-234, 239, 245, 253, 255-257, 260, 264, 269-272, 274-275, 279-285, 293, 303-305, 307, 310-311, 315, 330, 335-337, 339, 343, 351-352, 360, 369, 371, 373, 379, 381, 385, 395, 396, 398, 402, 403, 411, 413, 415-420, 428-429, 433, 435-436, 624, 670
intoxicações 141
invertebrados 157, 159, 178, 189-190, 195, 201, 208, 239, 253, 274, 282, 288, 310, 322, 335, 337, 368, 596
invólucro 297
Ipê-roxo 448
Ipiranga 207, 263, 636
Ipomoea 73, 452, 497-498
irapuá 297
Irara 433, 757
Iridaceae 72, 117-118, 459, 510
Iridopelma 184, 189, 596, 599
Ischnnura 217
Ischnosiphon 463, 516
Ischnura 613
Isochilus 467, 524
Isognathus 687
Isoptera 231, 243, 249, 631
isópteros 245
Isopterygium 554
Itabaiana 151, 564
Ithomia 685
Ithomiine 322
Ithomiini 317
Ixora 81, 103, 472, 532

J

jabutis 359, 373
jaca 79, 133, 305, 366, 465
jacana 726, 734
jaçanã 726
Jacanidae 726, 734
Jacaranda 71, 100, 448, 491
Jacaratia 450, 495
jacaré-de-papo-amarelo 373
Jacaré-do-papo-amarelo 373, 714
jacarés 359, 373
Jacquemontia 452, 498
Jaegerina 126, 554, 559
Jaguarana 456
Jaqueira-brava 91
jararaca 361, 363-366, 713
Jararaca-verde 366, 713
jararaquinha 712-713
Jasmim 478
Jatai 774
jataí 292, 296-297, 664
Jatobá 272, 457
Jenipaparana 81, 103, 472
Jequitiranabóia 272, 645
Jeremoabo 27
Jibóia 360, 712
jibóia-arco-iris 360
Jitó 74, 464
Joá 472
João 32, 117, 119, 207-208, 249, 330, 374, 388, 437, 440, 632, 756, 776-777
joão-bobo 395
joão-corta-pau 727
joão-de-cabeça-cinza 728
joão-de-pau 728
joazeiro 25
Junco 76, 340, 342-343, 347-348, 454
Jupará 435-436, 758
Jurema 458
juriti 726
Jurubeba 476
Juruena 18
juruviara 730
Justicia 443, 482
juvenil 170, 180, 182, 188, 329, 361, 388

K

Kalanchoe 453, 498
Kalotermitidae 247, 632
Kentropyx 359, 371-372, 712, 716
Kerodon 270
Kinosternidae 373, 714, 720
Kinosternon 373, 714, 720

L

Labidus 281, 657, 660
Labiotermes 246, 248, 633
Lachesis 358-359, 364, 366, 374, 714, 720
lacraias 195
Lacre 78, 459
Lactocollybia 565, 571
Lagarta 315-316, 317-318, 403
lagartixa 231, 369, 370, 711
lagarto 188, 336-337, 351, 359, 361, 363, 368-372, 375

lago 53, 125, 158, 213, 316, 336, 353
Lagoa 41-43, 46, 49, 53, 55, 76, 171, 259, 327, 339-341, 342-344, 345-346, 348, 353, 362, 373, 777
lagostas 201
Lagria 673, 681
Lagriinae 673
Lajedo 340, 342
Lajeiro 343, 370
lajeiros 372
Lamanonia 453, 499
lambe-olhos 296, 664
Lamellaxis 587
Lamiaceae 74, 79, 118, 460, 510-511
Lamproblattidae 240
Lantana 79, 82, 477, 540
Lanthanomelissa 293
Laranjinha 78-79, 474
larva 213-219, 239, 255, 258, 281-282, 294, 303-305, 306-308, 309, 315, 318, 330, 335-336, 338-340, 344, 353, 388
Lasiacis 470, 528
Lasiodora 176, 180-181, 183-184, 596, 599
Lasiurus 420, 751
Laterallus 725, 734
Lathrotriccus 729, 741
Latossolo 47, 49, 56, 72
Latrodectus 179-180, 186
Lauraceae 30, 71, 108-109, 119, 460, 511
lava-bunda 213
lavadeira 213
lavadeira-de-cabeça-branca 729
lavadeira-de-cara-branca 729
lavadeira-mascarada 729
Lava-pé 658
Lecythidaceae 68-69, 81, 97, 104, 118, 461, 512
Lecythis 68, 82, 104-105, 461, 512
Legatus 387, 729, 741
legionárias 281
Leguminosae 35
Leiosauridae 370, 711, 716
leishmaniose 411
Leiteiro 475
Lejeuneaceae 127-128, 551, 556
Lembophyllaceae 553
Lentibulariaceae 73, 76, 118, 461, 512
Leonotis 79, 460, 510
Lepidaploa 447, 489
Lepidocolaptes 727, 738
Lepidopilidium 554
Lepidopilum 554
Lepidoptera 7, 9, 15, 313, 315, 322, 683-684
lepidóptero 181, 317, 318-319, 416
Lepidoziaceae 551, 556
Lepiota 564, 570
Leposoma 369, 374-375, 711, 715
Leptagrion 17, 219, 613, 616
Leptinaria 587, 590
Leptodactylidae 335, 351, 703, 706
Leptodactylus 351-352, 703, 706
Leptodeira 361, 713, 719
Leptodon 381, 725
Leptogenys 286, 659
Leptogium 568, 576
Leptolejeunea 551
Leptomicrurus 363
Leptophis 360, 712, 717
Leptopogon 399, 728, 740
Leptotila 726, 734
Leptotrema 568, 577
Leptysminae 262
lesma 157, 158, 165, 361
Lestes 218, 613, 616
Lestidae 218, 613, 616
Lestremelitta 664
Lestrimelitta 296
Lethocerus 269, 644, 647
Leucobryaceae 553, 558-559
Leucobryum 130, 553, 558
Leucocoprinus 141, 564, 570
Leucolejeunea 551
Leucoloma 553, 558
Leucopternis 725
Leurotrigona 296, 664
levantamento 34, 55, 71, 81, 83, 177, 206, 208, 411, 770-771
lguana 369
lguanidae 369
liana 62-63, 66, 68-69, 79, 120
Libellulidade 215
Libellulidae 214-215, 612, 614-615
libélula 211, 213, 218, 611
Libidibia 82, 457, 506
Libytheana 686
Libytheinae 686
Licania 83, 106, 451, 496
Lichenomorphus 257, 637, 639
Licuri 446
Ligypterus 259
Lilloiconcha 587, 591
limão 296, 664, 703
Limenitidinae 686
limítrofes 21, 335, 766
Limnadiidae 201, 203, 608-609
límnicas 157, 159
Linaceae 461, 512
Lindernia 461, 512
Linderniaceae 118, 461, 512
Lindsaea 442, 480
Lindsaeaceae 442, 480
Linepithema 279, 281, 657

Lingua-de-leão 450
língua-longa 415, 750
Linothele 596, 599
Linum 461, 512
Liophis 362
Liparis 468, 524
Liphistiidae 177
liquens 6, 8, 14, 71-73, 137, 140-141, 149, 232, 257, 318, 382-383, 563, 567-568
Lirimiris 685
Lírio 118
Lissamphibia 7, 9, 15, 333, 701
Listrocelidíneos 257
Listroscelididae 637, 640
Listroscelidinae 253, 256-257, 637
litófitas 72
Liturgusidae 231
Lobariaceae 568, 576
Lobelia 450, 494
lobo 127, 232
localidade 4, 42, 46-47, 49-51, 53, 64, 68, 72, 125, 132, 167, 169-170, 183, 215, 224, 245, 246, 269, 280, 303, 337, 338, 340, 342, 349, 359, 413, 596, 612, 632, 656, 664, 670, 710, 750, 756 766
Lochmaeocles 671, 675
Lockhartia 468, 524
locomoção 318, 349, 430
Loganiaceae 69, 119, 461, 512
Lonchocarpus 457, 506
Lonchophylla 415, 750, 752
Lonchorhina 416, 750, 752
Longicornes 310
longicórnios 305
longitudinal 19, 69, 127, 144, 148, 185, 271
Lophocolea 128
Lophocoleaceae 551, 556
Lopholejeunea 551
Lophornis 727
Lophostoma 416, 751
Loranthaceae 117, 461, 512-513
Loricariidae 329, 696, 698
Louro 71, 81, 460
Louro-babão 108, 460
Louro-branco 460
Louro-caixão 460
Louro-cajueiro 459
Louro-camaçari 460
Louro-carvão 454
Louro-cedro 459
Louro-pimenta 460
Louro-preto 454
Louro-verdadeiro 109, 460
Louva-a-deus 229, 231, 235, 623
Loxosceles 179-180, 186, 189, 191
Ludwigia 467, 521-522
Luehea 82, 462, 514
Lundia 448, 491
Lurocalis 726, 736
Luteostriata 157
Lutosa 256, 636, 639
Lutosinae 256, 636
Lycaenidae 685, 688
Lycanenidae 322
Lycianthes 476, 538
Lycoderides 646, 651
Lycoperdon 566, 574
Lycopodiaceae 442, 480
Lycosidae 185
Lygaeidae 645, 650
Lygodiaceae 442, 480
Lygodium 442, 480
Lythraceae 118, 461, 513

M

Mabea 66, 456, 503
Mabuya 371, 374-375, 712, 716-717
Mabuyidae 375
Mabuyinae 375
macaco 433, 703
macambiras 371
Maçaranduba 475
Maçaranduba-branca 469
Macaxeira 466
Machaerium 457-458, 507
Machetornis 729
Macrodactylus 672, 679
Macrodontia 671, 675
Macrolepiota 564, 570
Macromitrium 554, 559
Macropophora 671, 676
Macrothemis 612, 614-615
mãe-da-lua 384-385
Maestrati 6, 8, 163, 172, 585-586
Magalhães 201-203, 608-609
Magnolia 202
malacofauna 165-168, 172
Malacostraca 608-609
malária 411
Malha-de-sapo 374
Malícia 80, 458
Mal-me-quer 477
Malpighiaceae 29, 78, 87, 117, 284, 295, 461, 513-514
Malvaceae 62, 71, 96, 117-118, 440, 462, 514-515
Malva-preta 462-463
Mamajuda-preta 454
Mamangava 294, 295, 665
Mamão-de-guariba 475
Mamão-jaracatiá 450
mamífero 23, 28, 179, 181, 255, 269-270, 335-336, 359-361, 366, 371-372, 389, 407, 411, 414, 417, 420-421, 423, 425, 436, 437, 750, 755-756

Mammalia 407, 421, 423, 437, 755
Manacá 476
manacus 728, 739
Mandacaru 74, 270, 343, 450
Mandevilla 73, 445, 485
mandíbulas 245, 247-249, 256-257, 279-281, 284, 315
Manduca 687
Manduri 296, 664
Manettia 473, 532
Mangifera 79, 320, 398, 402
Manguaba 53
mangueira 55, 79, 338, 402
Manilkara 475, 537
Mantidae 231, 233-235, 624-625
Mántidos 234
Mantodea 229, 231-232, 234-235, 623-624
mantódeos 231-234
Mantoididae 231
Mapa 19, 33, 42, 44, 47-48, 54, 56-57, 64, 121, 771, 777
Maraca 181
maracanã-nobre 726
maracujá 297, 320
Maranta 463, 516
Marantaceae 66, 71, 77, 118, 463, 515-516
Marasmiaceae 142-143, 565, 570-571
Marasmiellus 565, 571
Marasmius 138, 142-143, 151, 565, 571
Marcgravia 463, 516
Marcgraviaceae 117-118, 463, 516
Marchantia 127, 129
Marchesinia 551
Margaritaria 469, 526
Margaritopsis 473
maria-cavaleira 729
maria-cavaleiro-de-rabo-enferrujado 729
maria-da-copa 729
maria-do-nordeste 381, 729
marianinha-amarela 729
Marimbondos 14
mariposa 7, 9, 15, 73, 181, 313, 315, 317-318, 683
mariquita 730
Marlierea 466, 520
Marmelada 296, 664
Marmeleiro 69, 455
Marmosa 426, 756, 758
Marpesia 685, 689
Marsdenia 74, 445, 485
marsupiais 425, 756
Marsupialia 425, 437, 756
martim-pescador-grande 727
martim-pescador-pequeno 727
martim-pescador-verde 727
mastigador 253, 303, 304
mastofauna 411, 425
Mata 19, 22-26, 30, 32, 34, 52-53, 61, 81-82, 119, 159, 183, 206, 217, 246, 249, 255, 260, 271, 280, 293, 296, 298, 305, 337, 354, 359, 361, 364, 366, 368-375, 380, 403, 415, 418, 420, 425, 430-431, 433, 437, 766-770, 773, 777
Matayba 475, 536
Mau-vizinho 457
Maytenus 81-82, 107, 450, 495
Mechanitis 685, 689
Mecistogaster 218-219, 613, 616
Meconematinae 253, 256
Medeiros 207, 310, 670, 777
Megachile 294, 665
Megachilinae 293, 665
Megachiroptera 411
Megaloblatta 239
Megalobulimidae 587, 590
Megalobulimus 164, 170-171, 587, 590
Megalomastomidae 586, 589
Megalomyrmex 285, 658
Megalopta 294, 665-666
Megalopygidae 685
Megarynchus 729, 741
Megascops 726, 735
Megasoma 307-308, 310-311, 672, 679
Megathyrsus 470, 528
meio-ambiente 772
Meio-norte 29
Melipona 296, 664, 666, 774
Meliponicultura 293, 774, 777
Melissoptila 294, 665-666
Melochia 462, 514
Meloidae 672, 679
Melolonthidae 310, 672, 679-680
Melolonthinae 672
Membracidae 271, 273, 646, 651
Membracideae 274
Membracinae 646
Menispermaceae 69, 81, 118-119, 464, 518
Menyanthaceae 76, 118, 465, 519
mergulhão-caçador 725
mergulhão-pequeno 725
Merremia 452, 498
Meruliaceae 566, 573
Mesadenella 468, 524
mesorregião 41-42
Mesosphaerum 460, 511
metamórfica 25, 43, 44, 168
metamorfose 215, 253, 255, 336, 339, 349, 353
Meteoriaceae 553
Meteoridium 552
Metzgeria 551
Metzgeriaceae 551
Miathyria 216, 612, 615
Miconia 65, 71, 75, 77, 82, 463-464, 516-517

micorrizas 139, 141-142, 144
Micoureus 426, 756, 758
Micrablepharus 369, 711, 715
Micrathena 185, 597, 599
Micrathyria 216, 612, 615
microambientes 335
micro-artrópodes 286
microbiótica 12
Microcerotermes 249, 633
Microchiroptera 411
microclimas 130
microcrustáceos 157
microfungos 139
micro-gastrópodes 167
Microgramma 442, 480
microhabitat 131, 168, 171, 214, 218
micro-heterótrofas 67
Microhylidae 335, 338, 702, 704
microlepidópteros 317
micro-molusco 166-167, 168
micro-nervuras 97
Micronycteris 416, 751-752
microorganismos 72, 81, 129, 239, 279, 329
microquirópteros 411
microrregião 41-42
Micrurus 361, 363-364, 713, 720
migração 50-51, 216, 253
Milho-de-urubu 75, 445
milípede 6, 8, 15, 193, 195, 197, 603
Milvago 725, 733
mimetismo 223, 260, 321, 343, 345
Mimidae 729, 742
Mimosa 79-80, 120, 458, 507
Mimus 729, 742
Minas 24-26, 29, 32, 57, 179, 226, 231, 260, 294, 346-347, 404, 766
minhocas 157, 195, 279, 335, 360
minhocuçu 335
Minhum 444
Minorissa 260
Mionectes 396, 728, 740
Miriápodes 177, 195
Mirim 296, 664
Mirindiba 451
mirmecofauna 280
mirmecófilas 280
Mitracarpus 473, 532
mocó 270
molecular 33, 120, 179, 298, 375
Moleque-duro 449
Mollinedia 465, 519
Mollusca 6, 8, 14, 163, 585
Molothrus 388, 402, 731, 746
Momordica 453, 499
Monimiaceae 118, 465, 519
monoculturas 30, 374
monoespecífico 66
monofilética 359
Monotagma 66
Monstera 66, 446, 486
montanha 52, 182, 185
Moquiniastrum 75, 447, 490
Moraceae 65, 68, 71, 117-118, 305, 465, 519
Morcego 113, 253, 315, 409, 410, 411, 412, 413-421, 425, 749-751, 756
morcego-beija-flor 415
Morcego-borboleta 751
Morcego-borboleta-avermelhado 420
Morcego-borboleta-escuro 420
Morcego-comedor-de-rã 413, 417
Morcego-de-ombros-amarelos 419
Morcego-focinhudo 415
Morcego-fruteiro 418
Morcego-fruteiro-de-cabeça-listrada 418
Morcego-fruteiro-de-cauda-curta 417
Morcego-lábio-duplo 419
Morcego-língua-longa 415
Morcego-linha-branca 418-419
Morcego-narigudo 413
Morcego-nariz-de-lança 413, 416-417, 751
Morcego-pequeno-de-orelha-grande 416
Morcego-pescador-grande 413, 419, 751
Morcegos-buldogues 419
Morcego-vampiro 750
Morcego-vampiro-comum 414
Morcego-vampiro-perna-peluda 413-415, 750
Morcego-vermelho 420
morfoespécies 141, 582, 596, 608, 636
Mororó 456
Mororó-branco 456
Morphinae 686
Morpho 321, 686, 690
morta 66, 70, 140, 143, 148, 168, 186, 170-171, 195, 232-233, 246, 284, 285, 297, 304, 305, 307-309, 329, 344, 353, 386, 389, 395
mosaico 19, 28
mosca 88
mosquito 218, 330, 398, 411
Motacillidae 730
Motacilllidae 743
Moura-Leite 375, 712
Moureana 665
muçurana 361
Mulungu 80, 168-169, 338, 340, 343, 457
Munguba 62, 71, 96, 462
município 41-42, 49, 53, 56-57, 170, 354, 359, 361, 382, 416, 766-768, 771, 773-776, 777
Murici 78, 87, 461
Murici-jiboia 462
Murici-vidro 473

Muridae 430, 757-759
Murta 466
murucututu 726
musgo 71-73, 76, 124-127, 130-133, 149, 255, 382-383, 394, 395-396, 399, 550, 552, 557
Mussurana 361, 712
Mustelidae 433, 757, 759
Mutamba 462
mutualismo 280, 282, 287
Mycena 565, 572
Mycenaceae 565, 571-572
Mycocepurus 284, 658
Mygalomorphae 177-178, 182-183, 596, 599
Myiarchus 729, 742
Myiobius 729, 741
Myiodynastes 729, 741
Myiopagis 729, 740
Myiophobus 729, 740
Myiozetetes 729, 741
Myotis 420, 751, 753
Myrcia 63, 77, 466, 520
Myrciaria 466
Myriapoda 6, 8, 15, 190, 193, 603-604
Myridae 646, 651
Myristicaceae 117, 465
Myrmeciza 728, 739
Myrmecophagidae 428, 757
Myrmicinae 279-280, 283, 286, 657
Myrmicocrypta 284, 658
Myrsine 471, 530
Myrtaceae 29, 63, 75, 77, 117-118, 440, 465, 519-521
Myscelia 685, 689
Myxomycetes 141, 150, 564, 569, 578

N

nascente 46, 53-54, 65, 159, 166-167, 167, 327, 766-768, 770
nasua 435, 757, 759
Nasutitermes 244-248, 632-633
Nasutitermitinae 247-248, 632
Neckeraceae 554, 559
Neckeropsis 554
necrófagos 69, 303
Nectandra 460, 511
néctar 73, 87, 102, 283, 315, 383, 411, 414, 415, 417-419, 433
Nectomys 430, 757-758
néfila 186, 597
nei-nei 729
Neivamyrmex 281
Nematanthus 459
nematódeos 255
nemátodes 129
Nemosia 402, 730, 744
Neobeliscus 165, 170
Neocapritermes 249, 633
Neocrex 726
Neocyclotidae 168
Neocyclotus 168
Neogene 687
Neolutosa 256
Neomarica 72, 460, 510
Neometrypus 259
Neoneura 218, 613, 616
Neopelma 728, 740
Neotropical 33-36, 83, 120-121, 131, 133, 201, 203, 234-235, 241, 246-247, 260, 280, 282-283, 285, 287-288, 298, 305, 307, 309, 322, 331, 386, 414-415, 417, 420
Nephila 186, 597, 600
Nephilidae 186, 597, 600
Nepidae 646, 651
nervura 72, 92, 94, 98, 101, 108, 113
neurópteros 206
neurotóxicas 179
nidificação 245, 247, 294, 297-298, 381-382, 387, 391, 404
Nilioninae 673
ninfas 225, 233, 239, 254-255, 262, 269, 273-274, 628-629
ninhada 367, 382, 386-389, 395, 397, 401, 402
ninho 139, 183, 244, 245-249, 270, 279-280, 281-282, 284-285, 293-295, 296-297, 338, 344-345, 349, 351, 352, 379, 381-384, 386-396, 398-403, 426
Noctilio 413, 419, 751, 753
Noctilionidae 419, 751, 753
Noctuidae 318, 685, 688
Noisettia 478, 540
Nomadini 665
Nomamyrmex 281
Nordesta 32, 47, 55-57, 117, 119, 151, 171, 189, 197, 202, 219, 226, 234, 249, 263, 274, 287, 297, 310, 321, 331, 354, 404, 437, 724, 767-768, 770-777
Nordeste 22-23, 25-26, 32-33, 41, 51-52, 56-57, 61-62, 67, 79, 81-83, 101, 132, 159, 165-168, 171, 183, 186, 188, 213, 215, 245, 247, 255, 260, 269-270, 280, 294, 303, 318, 331, 337, 344, 346, 352-354, 359, 366-367, 370-371, 373-375, 380, 382, 413, 419-420, 429, 431, 433, 436-437, 596, 612, 632, 664, 670, 710, 750, 756, 778
Notodontidae 685
Notodontinae 685
Notogynaphallia 160
notória 28
noturna 73, 183, 185, 186, 188, 239, 253, 256, 258, 305, 307, 315, 317-318, 328-329, 335-336, 345, 361, 366, 369, 371, 411, 415, 435436
Nyctaginaceae 81, 98-99, 118, 466, 521
Nyctibiidae 726, 735
Nyctibius 384-385, 726, 735
Nyctibora 238, 240-241, 628-629

Nyctiborinae 240
Nyctidromus 726
Nylanderia 283, 657
Nymphaea 466, 521
Nymphaeaceae 118, 466, 521
Nymphalidae 315, 320-321, 685, 688-691
Nymphalinae 686
Nymphoides 76, 443, 465, 483, 519
Nystalus 727, 737

O

Obeliscus 587, 590
Ocellularia 568, 577
Ochetomyrmex 286, 658
Ochnaceae 71, 118, 466, 521
Ochrobryum 124, 126, 553, 559
Ochyra 552
Ocotea 71, 81, 83, 108-109, 460, 511
Octoblepharum 128, 130, 552, 557
Octostruma 286, 658
Odonata 211, 213-215, 217-219, 611-612
Odontocarya 465, 518
Odontolejeunea 551
Odontomachus 286, 659, 661
Odontophoridae 725, 733
Odontophorus 381, 387, 725, 733
Odontophrynidae 335, 353, 703, 707
Oeceoclades 73, 119, 468, 524
Oecologia 121, 298
Oedipodinae 262
Oiketicinae 687
Oiketicus 320, 687, 692
Oiticica 465, 687
Olacaceae 118, 466, 521
Olho-de-boi 457
Oligoryzomys 430, 757, 759
Olyra 470, 528
Omalonyx 167, 588
Omalotettix 264
Ombrófila 19, 22, 25, 30, 61, 62, 81, 139, 166, 293-294, 359
ombrotérmico 52, 53
Ommatolampidinae 262, 638
Omophoita 672, 677
Omphalanthus 551
Omphalea 82, 456, 503
Omura 260
Onagraceae 117-118, 467, 521-522
Oncideres 305-306, 671, 676
Oncometopia 644, 647
Oncopeltus 645, 650
Onichocerus 306, 671, 676
onívora 186, 253, 2558, 279, 329, 330, 372, 379, 414, 416-417, 425, 427, 435, 436
onomatopéico 379
Operária 245, 247-249, 279-287
Ophiodes 368, 712, 717
Opilião 177, 186, 187, 189-190, 598, 601
Oplismenus 470, 529
Orchidaceae 73-74, 81-82, 118-119, 121, 440, 467, 522-525
Orelha-de-onça 69, 446
Orelhas-de-pau 139, 145
Oreodera 671, 676
Oreopanax 446, 487
orgânica 47, 49-50, 70, 139-140, 144, 145, 150, 167, 195, 206, 245, 253, 255, 303, 307
orgânico 142, 245, 259
Ormosia 458, 507
orquídea 71, 73, 129, 768
Orquídea-rosa 74, 467
Ortalis 25, 733
Orthalicus 168-169, 587
Orthemis 213, 613, 615
Orthomegas 671, 676
Orthoptera 251, 253, 261, 263-265, 635-636
Orthostichella 553
Orthostichopsis 554, 559
Orthotrichaceae 133, 554, 559
Oryzoborus 389, 731
Osmando 777
Othorene 687
Ouratea 71, 466, 521
ovípara 170, 177, 186, 223, 363, 366
oviposição 214, 253, 255, 257
ovo 146, 158, 182, 185-186, 188, 201-202, 214, 216, 218, 225, 232, 239-240, 245, 253, 255, 269, 281, 287, 296, 305, 327, 330, 336, 339-340, 344-345, 349, 351-353, 363, 366, 382, 384, 386-388, 390-391, 395, 398, 401-402, 433
Oxalidaceae 117, 468, 525
Oxalis 468, 525
oxidação 50, 114
Oxybelis 360, 712, 717
Oxychona 170, 587, 589
Oxyhropus 361
Oxypetalum 445, 485
Oxyrhopus 361, 713, 719
Oxyruncidae 728, 739
Oxyruncus 728, 739
Oxysternon 308, 673, 681
Oxyura 725

P

paca 431, 757, 759
Paca-vira 459
Pachistopelma 184, 189, 596, 599
Pachycondyla 279-280, 286, 659, 661
Pachycoris 646, 652
Pachylinae 598

Pachylis 645, 649
Pachyramphus 728, 739
Pachytis 645
Paepalanthus 455, 501
pai-de-cobra 231
paisagem 26, 56, 66, 81, 245, 283, 286, 380
paleártica 239, 386
Palhinhaea 442, 480
Palicourea 473, 533
Palmeira 21, 28, 29, 41, 52-53, 55, 65-66, 78, 127, 166, 186, 383, 400, 446, 418, 768, 773
palmípede 343
Palmito-juçara 66
Pampa 31
Panaeolus 565, 570
Panchlora 240, 628-629
Panesthiinae 239
Panicum 31
Panstrongylus 270-271
Pantanal 19, 28, 34-35
Panthiades 685, 688
Panyptila 395, 398, 727
papa-formiga-pardo 728
papagaio 366
papa-lagarta 726
Papa-mel 433, 757
Aranha-papa-moscas 185, 597
papa-moscas-cinzento 729
Papa-ovo 360, 712
papa-taoca-de-pernambuco 380, 396, 728
Papa-vento 368, 370, 711
Papilionidae 686, 691
Papilioninae 686
Papo-de-urubu69, 446
Paquinha 253, 257, 259, 260, 637
Parableta 256, 637, 639
Paraguai 62, 294
Paraíba 32, 35, 53, 57, 112, 119, 166, 207-208, 249, 294, 328, 331, 346, 359, 375, 411, 419, 421, 425, 437, 440, 547, 632, 756, 769, 775
paralisada 188
paralisar 178, 269
parâmetro 6, 39, 225, 246
Paraná 19, 22, 24-25, 28, 207, 297-298, 347, 664
Paraneoptera 269
Paranomala 673, 680
Paraotocinclus 331
Paraphysa 181
parasita 145, 255, 271, 279, 285, 337, 386-388, 402, 553
Paratetrapedia 293-294, 665
Paraty 22
Parawixia 185, 597, 599
pardal 731
Pardirallus 726, 734
Pareuptychia 686
pariri 394, 726
Parmeliaceae 567-568, 575-576
Parmotrema 568, 576
Paroaria 730, 745
Parodiolyra 69, 470, 529
Parotocinclus 326, 329, 331, 696, 698
Parrhasius 685, 688
Parthenium 447, 490
Parula 730
Parulidae 730, 743
Passalidae 307, 311, 673, 680
Passalus 307, 311, 673, 680
pássaro 70, 87-88, 114, 213, 270, 315, 317, 381-382, 386-387, 389, 390, 395, 401, 766
Passer 731
Passeridae 731
passeriformes 386, 405, 778
Passiflora 79, 320, 468, 525
Passifloraceae 79, 117, 468, 525
Passovia 461, 512
pata 111, 146, 150, 315, 335-338, 341, 345, 349, 351, 368-369, 371, 398, 419, 430-431
Pata-de-vaca 458
Patagioenas 726, 734
patinho 380-381, 729
Pau-amarelo 62, 111
Pau-de-tiú 71, 465
Pau-faia 85, 445
pau-falho 85
Pau-ferro 457
Paullinia 475, 536
paurometabolia 225
Pau-sangue 71, 458
pavões 318
Pavonia 462, 514-515
Pecluma 442, 480
pé-de-pau 296
pedipalpos 177, 180, 187
pedológica 14, 47, 49-51
pedras 76, 158, 186, 188, 232, 245, 256, 258, 270, 285, 336, 352, 391
peidos-de-lobo 139-140, 146, 566, 574
peitica 729
peixe 201, 269, 325, 327-328, 329-330335-336, 362, 373, 411, 413, 419, 430, 436, 695
pelagem 413, 415-417, 419, 426, 428-429, 433, 435
Pelidnota 308, 673, 680
Pelidnotina 311
Pelmatosilpha 240, 628-629
Peltastes 445, 485
Peltophorum 83, 458, 507
Penelope 381, 687, 725, 733
Pentatomidae 646, 652
Pente-de-macaco 448

Peperomia 69, 469, 526-527
pequeno-morcego-fruteiro 418
Pera 82, 110, 468, 526
Peraceae 110, 117-118, 468, 526
percevejos 267, 269-270, 643
PERCIFORMES 330, 697-698
perdiz 724
perereca 335, 339, 340-342, 343, 344-347, 349, 702-703
perereca-das-folhagens 349
perereca-de-ampulheta 341
perereca-de-banheiro 346
perereca-de-moldura 341
perereca-dourada 346
perereca-grudenta 347-348
perereca-macaco 349, 351
perereca-porco 343
perereca-risada-de-bruxa 345
perereca-verde 343
Pererequinha 702
pererequinha-do-brejo 340-342
Periandra 458, 507
Perigonia 687
Periplaneta 239
Perithemis 613, 615
Pernambuco 23, 32, 33-35, 41-42, 47, 53, 55-57, 80-81, 83, 119, 121, 131, 133-134, 151, 166, 186, 189, 207-208, 270, 275, 294, 298, 310, 331, 341, 344, 346-347, 349, 380-381, 388, 405, 411, 416, 419-421, 425, 431, 437, 440, 564, 664, 670, 724, 747, 750, 756, 770-773, 775-777
Pernambuco-Alagoas 44
Peropteryx 413-414, 750, 752
Pertusariaceae 569, 577
pescador 203, 419
pesquisador 10, 165, 183, 189, 206, 219, 274, 297, 304, 317, 321, 335, 425, 596, 766, 770-771
pesquisas 158-160, 165, 171, 179, 206-207, 287, 317, 359, 404, 411, 437, 582, 656, 770, 775-776
Petasodes 240, 628-629
Petrea 477, 540
pé-vermelho 725
Peziza 148, 567, 574
Pezizaceae 148, 567, 574
Phacellodomus 270, 728, 738
Phaeoceros 550, 556
Phaeomyias 729
Phaeoparia 638, 641
Phaeophyscia 568, 577
Phaethornis 383, 727, 736
Phalangopsidae 264
Phalangopsinae 258-259, 637
Phallaceae 567, 574
Phallus 146-147, 567, 574
Phanera 62-63, 83, 458, 507
Phaneropteridae 257
Phaneropterinae 256, 637
Pharus 470, 529
Phasmatidae 226, 620-621
Phasmatodea 221-225, 619-620
Phasmida 226
Phasmidae 226
Pheidole 280, 285, 288, 658
Phellinus 566, 573
Phibalosoma 226
Philodendron 446, 486-487
Philodryas 361-362, 713, 719
Philornis 388
Phimophis 361, 713, 719
Phlebodium 442, 480
Phlegmariurus 442, 480
Phloea 270, 646, 652
Phloeidae 270
Phloeinae 646
Phloidae 646, 652
Phlugis 264
Phoebis 316, 686, 691-692
Phoneutria 179, 186, 190
Phoradendron 474, 535
Photinainae 234, 624
Photininae 235
Phrictus 272, 645, 650
Phyllanthaceae 118, 469, 526
Phyllanthus 73, 450, 469, 494, 526
Phyllodactylidae 370, 711, 715
Phyllogoniaceae 554, 559
Phyllogonium 132, 554, 559
Phyllomedusa 349-351, 354, 703, 706
Phyllomedusinae 339, 349, 703
Phyllomyias 729
Phyllopezus 370, 375, 711, 715
Phyllophaga 672, 679
Phyllopsora 568, 577
Phylloscartes 380, 729
Phyllostomatidae 421
Phyllostomidae 414-415, 417, 750
Phyllostominae 416, 750, 752
Phyllostomus 413, 416-417, 751-752
Phyllovates 624-625
phylogenetic 190, 612
Phymata 646, 652
Phymatidae 270
Phymatinae 646
Physalacriaceae 143, 565, 572
Physalaemus 335, 352, 703, 706
Physciaceae 568-569, 576-578
Phytolaccaceae 117, 469, 526
Piaba 328, 696
Piáca 457
Piáca-roxo 457
Piaya 726, 735
picada 177, 178, 188, 269, 306

pica-pau-anão-de-pernambuco 727
pica-pau-anão-de-pintas-amarelas 727
pica-pau-de-banda-branca 727
pica-paus 304, 395
pica-pau-verde-barrado 727
picapauzinho-anão 727
picapauzinho-avermelhado 727
Pichanana 445
Picidae 304, 727, 737
Piciformes 304, 737
Picinguaba 259
Pickeliana 187, 598, 601
Picramnia 469, 526
Picramniaceae 118, 469, 526
Picumnus 727, 737
Pierella 320, 686
Pieridae 316, 321, 686, 691-692
Pierinae 687
Pilea 477, 539
Pilosium 555, 560
Pilosocereus 74, 450, 494
Pilotrichaceae 554, 559
Pimenta 65, 81, 374, 703, 710
Pimenta-de-macaco 65, 469
pimentão 730
Pimentinha 77, 455
Pindaíba 444
Pinheiro 30, 121, 129-131, 133
pintassilgo-do-nordeste 389-390
Pinto-d'água 725
pintor-verdadeiro 381, 388-389, 730
piolho-de-cobra 195
pioneira 72, 74, 77, 88, 129, 165, 207, 280, 297, 664, 768
Piper 65, 469, 527
Piperaceae 65, 69, 117-118, 469, 526-527
pipira-preta 730
Pipra 728, 739
Pipraeidea 322
Pipridae 728, 739-740
Piranga 730, 744
Piranha 81, 98-99, 466
Pirani 118, 474
Piriqueta 477, 539
Piririca 464
Pisauridae 597, 600
Pistia 446, 487
Pitangus 379, 729, 741
Pithonidae 359
pitiguari 730
Pitimiju 456
Pitomba 475
Pitomba-brava 475
Pitylus 731, 746
Pityrogramma 443, 481
Plagiochila 552, 557
Plagiochilaceae 552, 557
Planária 157-158
plantação 77, 158, 179, 337, 380, 768-769, 774-775
Plantaginaceae 76, 79, 118, 469, 527-528
plantas 19, 21, 23, 25-26, 28-31, 33, 36, 47, 61, 63, 65-73, 75, 78-83, 117, 119, 125, 127, 129, 131, 139-141, 148, 150, 165, 167-168, 186, 206, 213-214, 269-270, 273-274, 279, 282, 284, 287, 294, 303, 305, 309, 315, 320, 336, 339, 346, 433, 436, 440, 547
plasmódio 150
plasticidade 206, 279
Platyhelminthes 6, 8, 14, 155, 157, 160, 581
Plathymenia 62, 69, 82, 111, 458, 508
Platyrinchus 380-381, 729, 740
Platyrrhinus 418-419, 751-752
Plebeia 296, 664
plecópteros 206
Pleistoceno 23, 25
Pleminiini 637, 640
Pleopeltis 442, 480-481
Plethodontidae 354
Pleurotaceae 566, 573
Pleurothyrium 460
Pleurotus 566, 573
Plumbaginaceae 119, 470, 528
Plumbago 470, 528
Plumeria 78
Pluteaceae 565, 572
Pluteus 565, 572
pluviométrica 22, 24, 51-52, 56, 57, 61, 82, 382, 404
Pneumatóforo 66, 67
Poaceae 29, 31, 69, 76, 79, 118-119, 340, 440, 470, 528-529
Podicipedidae 725, 731
Podilymbus 725
Podoscypha 566, 573
podzolização 50
Poecilia 330, 697-698
Poeciliidae 330, 697-698
Poeciloptera 645, 649
Poecilotriccus 729, 740
Poeciloxestia 671, 676
polícia-inglesa-do-sul 731
polínias 73
polinização 73, 206, 293, 307, 421
polinizador 69, 78, 293, 298, 303, 411, 415, 417
Polioptila 730, 743
Polioptilidae 730, 743
políporos 145
Político 454
Polychalca 672, 677
Polychrotidae 370, 711, 716
Polychrus 359, 370, 711, 716
Polygala 471, 529

Polygalaceae 118, 471, 529-530
Polygonaceae 76, 118, 471, 530
Polygonum 76, 471, 530
Polypodiaceae 442, 480-481
Polyporaceae 566, 573-574
Polyporus 566, 573
Polyrhaphis 671, 676
Polystachya 468, 524
pomba-galega 726
Pombalia 478, 540
pomba-trocal 726
Ponerinae 279, 286-287, 659
Pontederia 471, 530
Pontederiaceae 118, 471, 530
Porca-parida 456
porco 702
Porina 569, 578
Porinaceae 569, 578
Pororoca 70, 72, 74, 90, 451
Porphyrio 726, 734
Portulaca 73, 471, 530
Portulacaceae 73, 471, 530
Porzana 726
Posoqueria 473, 533
Potos 435-436, 758-759
Pottiaceae 554
Prachim 65, 84, 444
Pradosia 475, 537
Praíba 112, 476
Preá 430, 431, 757
precipitação 19, 25, 29-31, 51-52, 55, 61, 382
predação 167, 170, 183, 304, 361, 389, 401, 411
Preguiça 428, 429
Preguiça-de-três-dedos 429, 757
Prescottia 468, 524
Prijui 453
primata 425, 433
Primulaceae 118, 471, 530
Prionopelta 280, 657
Prionostemma 450, 495
Pristimantis 335, 703, 707
Proceratiinae 287, 659
Proceratophrys 353, 703, 707
Prockia 474, 535
Procnias 381, 393, 728, 739
Proctolabinae 262
Procyon 436, 758-759
Procyonidae 435, 757, 759
Progne 729
projeção 90, 185, 234, 304
Proscopiidae 260, 637, 640
Proscopiodea 260
Proscopioidea 637
Proseicela 672, 677
Proshapalopus 183, 596, 599
Prosthechea 468, 524
Protambulyx 687
Proteaceae 68, 118, 121, 471, 531
Protium 68, 83, 450, 494
Protodonata 213
Protoneuridae 218, 613, 616
protórax 223, 304, 308
Psadara 588, 591
Psathyrella 565, 572
Psathyrellaceae 565, 572
Pselaphacus 309, 672, 678
Pselliodidae 604-605
Pselliodinae 604
Pseudepeolus 296, 665
Pseudoboa 361, 713, 719
pseudocapillare 552
Pseudococcidae 282
Pseudoguppya 588
Pseudomops 239
Pseudomyrmecinae 287, 659
Pseudomyrmex 287, 659
Pseudopaludicola 335, 703, 706
Pseudophyllinae 255-257, 637
Pseudophyllodromiinae 240, 628
Pseudopucrolia 187, 598, 601
Pseudoseisura 270
Pseudostigmatidae 218, 613, 616
Pseudothelphusidae 203, 609
Pseustes 359-360, 375, 712, 718
Psidium 466, 521
Psiguria 453, 499
Psittacanthus 461, 512
Psittacidae 726, 735
Psychidae 320, 687, 692
Psychotria 69, 473, 533-534
Pteridaceae 442, 481-482
Pteridium 66, 76, 442, 480
Pteridófita 440
Pteridophyta 117, 440-441, 479
Pterobryaceae 554, 559
Pterocarpus 71, 83, 458, 508
Pterochrozini 255
Pteroglossus 381, 727, 737
Pterolepis 73, 464, 517
Pterourus 686, 691
Pterula 144-145, 566, 573
Pterulaceae 144, 566, 573
Ptiloglossa 294, 665-666
pula-pula 730
Pulsatrix 726, 735
pupas 281
Pupisoma 586
Putinha 469
Pycnopalpa 257, 637, 640
Pycnoporus 145, 566, 574

Pycnoscelus 239
Pygaerinae 685
Pygoderma 419, 751
Pylaisiadelphaceae 554, 559
Pyramica 280
Pyrginae 684
Pyrgomorphidae 260-261, 638, 640
Pyrgomorphoidea 260, 638
Pyrgus 684, 688
Pyriglena 380, 396, 728, 739
Pyrisitia 686, 692
Pyrophorus 308-309, 672, 678
Pyrostegia 448, 492
Pyrrhocoridae 646, 652
Pyxine 569, 578

Q

Quaresma-do-brejo 65, 75, 463
Quaresma-do-lajedo 464
Quaternário 50, 61, 81, 359
Quati 435, 757
Quebrangulo 41, 43, 51-53, 55, 57, 121, 329, 361, 382, 405, 766-774, 777
Quenquen 284, 657
Quenquen-de-cisco 657
quero-quero 726
Quilombo 41
quiriquiri 725
Quiróptera 411, 417, 421

R

rã-assoviadora 351
rabo-branco-acanelado 383
rabo-branco-de-sobre-amarelo 727
rabo-branco-rubro 383
Rabo-de-raposa 447
Rabo-de-tato 73
Rabo-de-tatu 467
rã-borbulhante 352
rã-cachorro 352
Racheospila 684, 688
Racopilaceae 554, 559
Racopilum 554, 559
rã-de-folhiço 353, 354
rã-de-peito 352
Radioconus 587, 591
Radiodiscus 587, 591
rainha 245, 279, 281-282, 287, 293
raízes 21, 50, 65-66, 70, 73, 96, 113, 125, 139, 158, 167, 213, 218, 259, 282, 304-305, 307, 336, 364, 394
raízes-escora 72, 90-91, 113
Rallidae 725, 734
rã-macaco 349
Rama-de-macaco 457
Ramalina 567, 575
Ramalinaceae 567-568, 575, 577
rã-manteiga 351
Ramaria 144-145, 566, 573
Ramphastidae 727, 737
Ramphocaenus 730, 743
Ramphocelus 388, 730, 744
Ranunculaceae 118, 471, 531
rapazinho-dos-velhos 727
rã-pimenta 352
raposa 436, 758
rãs 269, 335-336, 351, 417
raspa-cuia 347
Ratinho-de-rabo-comprido 430, 757
Rato 430, 757
Rato-da-mata 430, 757
Rauiella 130
Rauvolfia 445, 485
Rãzinha 352, 353, 703
rãzinha-pingo-de-chuva 352
receptáculo 125, 127, 146, 349
Rectolejeunea 551
reductisols 50
Reduviidae 270, 275, 646, 652
Reduvinae 646
Reflorestamento 32, 55, 110, 119, 151, 171, 189, 197, 202, 219, 226, 234, 263, 274, 287, 297, 310, 321, 331, 354, 402, 404, 437, 724, 767-769, 773, 775, 776-778
refúgio 25, 61-62, 81, 83, 131, 184, 380, 401, 425
regeneração 63, 68-71, 77, 86-88, 93, 109, 166, 239, 259, 303, 411, 417
regurgitação 391
regurgitada 178, 349
relógio 729
rendeira 728
Renealmia 66, 478, 541
represa 10, 76, 213, 215, 217, 218, 327, 329, 336, 338, 340, 343, 373, 766-767
répteis 269-270, 335, 357, 359-360, 373-375, 417, 436, 709-710
respiratória 21, 65, 177, 181, 182, 240
Restingas 22
Retrachydes 671, 676
Rhamdia 329, 696, 698
Rhamnaceae 25, 68, 118, 472, 531
Rhigus 672, 678
Rhinella 335-337, 363, 702, 704
Rhinotermes 247, 632
Rhinotermitidae 247, 632-633
Rhinus 170, 587, 589
Rhiparobia 239
Rhipicera 673, 680
Rhipiceridae 673, 680
Rhipsalis 69, 450, 494
Rhizoecinae 282
Rhodobryum 552, 557

Rhodospatha 66, 446, 487
Rhophitulus 664
Rhynchocephalia 359
Rhynchocoela 160
Rhynchosia 458, 508
Rhynchospora 79, 454, 500
Rhynchotus 724, 731
Rhytidochrotinae 262
Rhytipterna 729, 742
Riachão 328, 331
riacho 29, 55, 65, 67, 84, 129, 201, 327, 328-331, 344, 345, 373, 417, 770
Riccardia 550, 556
Riccia 552, 557
Ricciaceae 552, 557
Rifargia 685
rinoceronte 307
Riodinidae 322, 687, 692
Riodininae 687
risadinha 729
Rivina 469, 526
Rivulidae 327, 331
rizófagos 307
rizóides 125
rizosfera 139
robustoxina 179
rocha-mãe 26, 47, 72, 327
rochas 25, 28, 43-44, 68, 73, 125-126, 186, 270, 370, 372, 413, 416
rochosa 26, 31, 45, 46, 62, 66, 68, 69, 72, 74-75, 76, 82, 91, 126, 130-131, 140, 149, 158, 166, 171, 184, 196, 304, 315, 317, 329, 370-371, 413, 416 419
Rodentia 35, 430, 437, 757-758
Rodinia 56
roedores 166-167, 231, 270, 336-337, 368, 411, 425, 430, 436, 756
Rogeria 286, 658
rola-bosta 308
rolinha-branca 726
rolinha-caldo-de-feijão 726
rolinha-de-asa-canela 726
Romaleidae 254-255, 261-262, 638, 640-641
romaleídeos 253, 261
Romaleinae 261, 638
ropalóceros 317
Rosaceae 472, 531
Rothschildia 314, 687, 692
rotíferos 338
Roupala 68, 471, 531
Rourea 452, 497
Rubiaceae 29, 69, 73, 81, 92, 103, 117-119, 440, 472, 531-534
Rucoba 66, 77, 463
Rudgea 473, 534
Ruellia 69, 72, 79, 383, 443, 482
Rugitermes 247, 632
Rugoloa 470, 529
Rupestres 29
Rupornis 725, 733
Russula 565, 572
Russulaceae 565, 572
Rutaceae 78-79, 118, 474, 534-535
Rutela 673, 680
Rutelinae 308, 310, 673
Rytidostylis 453, 499

S

sabiá-barranco 389, 730
sabiá-coleira 389, 730
sabiá-do-campo 729
sabiá-laranjeira 394, 730
sabiás 379
Sabicea 473, 534
Sabonete 475
Saccopteryx 414, 750
saci 388, 726
Sagui 114, 433-434, 757
sai 182, 225, 329, 387-388, 415, 428
saí-azul 730
saí-azul-de-pernas-vermelhas 730
saíra-amarela-de-garganta-azul 730
saíra-de-chapeu-preto 402
saíra-de-chapéu-preto 730
saíra-de-papo-preto 386, 730
saíra-militar 381, 730
saí-verde 730
Salicaceae 78, 88, 117-118, 474, 535
Salpichlaena 441, 479
Saltator 731, 746
Salticidae 185, 597, 600
samambaia 66, 67, 69, 72-73, 260
Samambaia-águia 76
Sambacuin 446
sanã-carijó 726
sanhaço-cinzento 730
sanhaço-de-fogo 730
sanhaço-do-coqueiro 730
Sansevieria 446, 488
Santalaceae 117, 474, 535
São-João-de-besouro 458
Sapindaceae 63, 78, 81, 93-94, 117-118, 440, 474, 535-536
Sapindus 475, 536
sapinho-limão 347, 703
Sapium 456, 503
Sapo 231, 335-336, 337-339, 363, 664, 702-703
sapo-boi 337
sapo-cururu 336, 353
sapo-de-chifres 353
sapo-ferreiro 339, 344, 702

sapo-granuloso 337
sapo-maretelo 339
sapo-martelo 344, 702
Sapo-pataca 344, 702
sapo-tartaruga 338
sapos-cururu 363
saponaria 475, 536
Sapotaceae 117-118, 475, 537
sapróbias 139, 141-142, 144
saprófagos 309
saproxilófagas 303-304, 308
Sapucaia 104, 170
Sapucaji 461
Sapucarana 68, 104, 461
saracura-sanã 726
Sarasinula 586, 589
Sarcaulus 475
Sarcoscyphaceae 148, 567, 574
Saturniidae 317-318, 322, 687, 692
Saturniinae 687
Satyrinae 686
Sauim 433-434, 757
Sauria 368, 375
Sauvagesia 466, 521
Saúva-limão 657
saúvas 283-284
savana 21, 28-29, 258
Sazonalidade 6, 24, 26, 62
Scaphura 255
Scaphyglottis 468, 525
Scapteriscus 260, 637, 639
Scarabaeidae 307-308, 311, 673, 680-681
Scarabaeinae 310
Scarabaeoidea 308
Scardafella 726, 734
Schefflera 83, 446, 487
Schiffneriolejeunea 551
Schinopsis 83, 444, 483
Schistocerca 253-254, 638, 641
Schistochlamys 730, 744
Schizaea 72, 443, 482
Schizaeaceae 443, 482
Schizophyllaceae 566, 574
Schizophyllum 566, 574
Schoenobryum 553
Schozotrypanum 274
Schultesia 83, 459, 509
Scincidae 370, 375, 712, 716-717
Scleria 69, 76, 78-79, 454, 500-501
Sclerodermaceae 146
Scolecophidia 375
Scolodonta 587, 590
Scolopendra 196, 604-605
Scolopendridae 604-605
Scolopendrinae 604
Scolytidae 304
Scoparia 470, 527
Scorpiones 177, 187, 189, 597, 600
Scrophulariaceae 82, 117-118, 476, 537
Scutelleridae 646, 652-653
Scutigeromorpha 196
sebinho-de-olho-de-ouro 729
Securidaca 471, 529
Selaginella 443, 482
Selaginellaceae 443, 482
Sematophyllaceae 554, 559-560
Sematophyllum 125, 554-555, 560
Semiotus 672, 678
Senefeldera 456, 503
Senegalia 458, 508
Senhora-vô 74, 460
serapilheira 280-282, 285-286
Sergipe 151, 340, 354, 564, 724
Sericomyrmex 284, 658
seriema 726
Serjania 475, 536
serpente 179, 337, 359-364, 366-368, 374-375 391
Serpocaulon 442, 481
Serra-Freire 274
serra-paus 305
serrapilheira 165-168, 170-171, 256, 258, 320, 396
sertão 25, 41, 61
Setaria 470-471, 529
Sibynomorphus 361, 713, 719
Sicalis 731, 746
Sicariidae 191
Sicydium 453, 499
Sidastrum 463, 515
Sigmodontinae 35
SILURIFORMES 329, 696, 698
Silvestritermes 246, 248, 633
Simarouba 112, 476, 537
Simaroubaceae 112, 118, 476, 537
simbiose 113, 139
simbiótica 149, 239, 279, 283-284
Simpulopsis 587, 589
Sinningia 73, 82, 459, 510
Siphlophis 361, 713, 719
Siphonophorida 197
Siphonorhinidae 197
Siproeta 320, 686, 691
siricora-mirim 725
Sittasomus 727
Sloanea 454-455, 501
Smilacaceae 69, 117, 476, 537
Smilax 69, 476, 537
Smiliinae 646
sobrevivem 142, 149, 381
sobrevivência 139, 149, 232, 318, 349, 379-380, 382, 386, 390, 401, 772, 775

socó-boi 392, 725
socós 392
socozinho 725
Socratea 65
Soerensen 633
Solanaceae 71, 78-79, 81, 117-118, 476, 537-538
solanáceas 253
Solanum 78-79, 81, 83, 476, 538
Solariopsis 591
Solaropsidae 588, 591
Solaropsis 171, 588
Soldado 245, 247-249, 279, 281-282, 284-286, 308
solenóglifa 364
Solenopsis 280, 285, 658
solo 21-23, 24, 25-26, 28-29, 33, 46-50, 53, 55-57, 65-68, 70-72, 74, 76, 89, 95, 97, 104, 113, 116, 121, 125-126, 129-130, 139, 142, 144, 146, 148, 157, 166-171, 182-184, 186, 195, 206, 245-247, 249, 255, 258-260, 269, 279, 281-282, 285-286, 293-294, 296, 303-304, 306, 308-309, 317, 320, 335-337, 343-344, 353, 363, 370, 382, 387, 389-391, 395-396, 398-399, 414, 417, 769, 774
Sonchus 448, 490
Sorocea 71, 465, 519
Souroubea 463, 516
Spananthe 444, 484
Sparassidae 597, 600
Sphacelodes 684
Sphaenorhynchus 339, 347, 355, 703, 706
Sphaerodactylidae 359, 371, 375, 710, 715
Sphagnaceae 133
Sphagneticola 448, 490
Sphendononema 195-196, 604-605
Sphiggurus 431, 757, 759
Sphingidae 121, 687
Spilotes 360, 712, 718
Spinicaudata 201, 203, 609
Spirobolida 196, 604-605
Spirobolidae 196
Spirostreptida 604-605
Spirostreptidae 194-195
Spodochlamys 673, 680
Spondias 306, 444, 483
Sporophila 388, 730, 745
Squamata 7, 9, 15, 357, 359, 375, 709-710, 715, 727
Squamidium 552
Stachytarpheta 79, 477-478, 540
Stagmatoptera 230-232, 234-235, 624-625
Stagmatopterinae 233-235, 624
Staheliomyces 567, 574
Stalachis 687, 692
Stegaspidinae 646
Stegomyrmex 286, 658
Steirodon 256, 637, 639
Stelgidopteryx 729, 742
Stemodia 470, 528
Stemonitidaceae 569, 578
Stemonitis 569, 578
Stenochiinae 673
Stenodermatinae 418, 751-752
Stenogyra 587, 590
Stenolepis 369, 711, 715
Stenopelmatoidea 256, 636
Stereophyllaceae 555, 560
Stereophyllum 555, 560
Sternorrhyncha 269, 274, 287
Sticta 568, 576
Stigmaphyllon 462, 513-514
Stolas 672, 678
Streptartemon 587
Streptaxidae 587, 590
Streptaxis 587, 590
Streptoprocne 727
Strigidae 726, 735
Strobilurus 372, 711, 716
Stromanthe 66, 77, 463, 516
Stropharia 565, 572
Strophariaceae 565, 572
Strophocheilidae 587
Strophocheilus 165, 170, 587
Strumigenys 280, 286, 658-659
Struthanthus 461, 513
Strychnos 69, 461, 512
Stryphnodendron 71, 82, 458, 508
Sturnella 731, 747
Sturnira 419, 751
Stygnidae 187, 598, 601
Stygninae 598
Stylosanthes 459, 509
Styracaceae 118
Subfamília 201, 233-234, 240, 247-249, 253, 255-259, 261-262, 270, 279-283, 286-287, 293, 294, 304, 317, 328, 338-339, 349, 351, 353, 364, 414-418, 421, 582, 604, 624, 628, 632, 636, 656, 664, 670, 684, 702 750-751
submontana 24, 61, 80, 125, 130-131
Subordem 158, 201, 215, 217, 253, 260-261, 269, 360, 368, 411, 582, 612, 636, 670, 696
subprovíncia 43-44
subsistência 26, 30, 772
substrato 72, 75, 90, 125, 129, 131, 139-140, 141, 142, 145, 148, 149, 158, 214, 223, 284, 304, 307-308, 327, 329, 390-391
subterfúgios 315
Subulinidae 168, 587, 590
Subulitermes 248, 632
Succineidae 588
Sucupira-amarelo 458
Sucupira-figo-de-galinha 457
Sucupira-mulungu 458
Sucupira-preta 81, 95, 457
Sucupira-verdadeira 78, 86, 456

SUDENE 51, 53, 55, 57, 382
Sudoeste 62, 207, 287, 656, 769
suindara 726
suínos 414
suiriri 729
suiriri-cavaleiro 729
suiriri-cinzento 729
Supella 239
superfamília 240, 256-257, 260-261, 293, 304, 317, 636, 664
superfície 19, 21-23, 26, 28, 31, 45, 46, 47, 49-50, 53, 70-71, 75, 127, 139, 140, 145, 148, 157-158, 213, 218, 247, 254, 281, 284, 286, 305, 318, 339-340, 345, 363, 368, 381, 401, 411, 413, 419, 431, 436, 770-771, 776
supra-anal 240
surucucu 358, 366, 714
surucutinga 366
Swartzia 459, 509
Switzerland 36, 120
Syagrus 446, 488
Symbiezidium 551
Symphyodontaceae 133
Symplocaceae 81, 117, 476
Symplocos 81, 476
Synallaxis 395-396, 399, 728, 738
Synanthropic 275
Synapterpes 587, 590
Syngonanthus 73, 455, 501
Syngonium 446, 487
Synopsis 133, 421
Syntermes 245, 248, 633
Syntermitinae 247-248, 633
Synternes 633
Syphlophis 359
Syrrhopodon 552-553, 558
Syssphinx 687
Systrophiidae 587, 590-591

T

Tabebuia 83, 448, 492
Tabernaemontana 445, 485
Tachigali 82, 459, 509
Tachinidae 258
Tachornis 727
Tachybaptus 725, 731
Tachycineta 729, 742
Tachynidae 255
Tachyphonus 730, 744
Taeniophallus 361, 713, 719-720
Taeniotes 303, 671, 676
Tafalisca 259
Talinaceae 476, 539
Talinum 476, 539
Talisia 475, 536
Tamandua 424, 428, 757
tamanduá 428, 429, 757
tamanho 65, 69, 79, 94, 125, 130, 141, 166, 168, 170, 177-178, 180-184, 213-215, 225, 231-234, 239, 253, 255, 257, 258, 260-261, 262, 273, 279, 281, 283-284, 293, 304, 305, 307-308, 315, 336-337, 341, 343, 345, 347, 360, 364, 371, 386, 394, 413-414, 416-420, 426-427, 429-431
Tamayoa 587, 590
Tamonea 478
Tanaecium 448
Tangara 381, 388-389, 730, 744
tangará-falso 728
Tapera 388, 726, 735
Taphura 645, 648
Tapinotaspidini 293, 298, 665
Tapinotaspis 293
Tapinotaspoides 293
Tapirira 83, 114, 444, 483
Taquara 470
Taquarinha 260, 637
Taraba 394, 728, 738
tarântulas 183, 189-191
tardígrados 129
Tarenaya 451, 496
Targioniaceae 552, 557
tartaruga 337, 359, 373, 702
Tataburá 475
Tatu-peba 427, 756
TATUS 270, 427
Tatu-verdadeiro 427, 756
tatuzinhos-de-jardim 157
Tauriphila 216, 613, 615
Taxithelium 554, 559
taxonômica 21, 126, 140, 144, 146, 168, 206, 235, 255, 294, 368, 370, 413, 636
táxons 23-24, 61-62, 65-66, 72-73, 141-142, 145, 148, 168, 305, 380-381, 413, 440, 564, 620, 624, 628, 632, 644, 724
tectônico 45-46
tégmina 240, 253-254, 257
Teiidae 371, 712, 716
Teiú 372, 712
Tejo 712
Telaranea 551, 556
Telebasis 217, 613, 616
Teloschistaceae 568, 577
Teloschistes 568, 577
temperatura 19, 22, 24, 26, 28-31, 47, 51, 52, 69, 82, 130, 139, 145, 149, 214-215, 239, 246, 336
tempera-viola 731
temporárias 213, 215-216, 218
temporário 201, 213, 327, 330
Tenebrionidae 673, 681
terafosídeas 178, 180-181, 183
terapêuticas 179
Terenura 380, 728

Termes 249, 633
térmicos 188, 414
térmitas 239, 243, 245-247, 249, 631-632
Termitidae 240, 247, 632-633
Termitinae 247, 249, 633
Termitoidae 240
termófilas 239
termo-receptor 364
termorregulação 214, 359
terpenóides 126
terra 24, 62-63, 70-72, 74, 80-81, 118, 125, 130, 146, 166, 167, 206, 213, 232-235, 270, 282, 285-286, 337-338, 352, 359, 395, 567, 767, 771-772, 774
terra-baixa 4, 62, 65-66, 69, 113, 216
terrestre 44, 47, 72, 125, 139, 157-160, 165-166, 167, 168, 172, 182, 190, 195, 201, 206, 213, 239, 270-271, 274, 288, 310, 322, 335, 336, 337, 359, 361, 367, 370-371, 372, 425, 427, 430-431, 433, 436, 437
terrícola 132, 181, 183, 217, 368, 379
território 19, 30, 51, 57, 83, 183, 214, 253, 257-258, 260, 293, 305, 344, 379, 381, 411, 413, 766, 772, 776
Testudines 7, 9, 15, 357, 359, 373, 709, 714, 720
tetigonídeos 255-256
Tetracha 670, 674
Tetragnatha 185, 597, 600
Tetragnathidae 185, 597, 600
Tetragonisca 292, 296-297, 664, 666, 774
Tetrapedia 294-296, 298
Tetrapediini 293-294, 296, 298
Tetrapterys 82, 462, 514
Tetrapyrgos 143, 565, 571
Tettigoniidae 253, 256-257, 637, 639-640
Tettigonioidea 264, 637
Thalurania 382-383, 727, 736
Thamnodynastes 361, 363, 713, 720
Thamnomyces 567, 574
Thamnophilidae 728, 738-739
Thamnophilus 728, 738
Thasus 645, 649
Thecla 685
Theclinae 685
Thelypteridaceae 443, 482
Thelypteris 443, 482
Theraphosa 180-181, 183
Theraphosidae 180, 183-184, 189-190, 596, 599
Theraphosinae 190
Theridiidae 186, 597, 600
Thespidae 231, 234, 624-625
Theudoria 637, 639
Thlypopsis 730, 744
Thomisidae 597, 600
Thoracocarpus 66, 453, 499
Thraupidae 730, 743-745
Thraupis 730, 744
Thryothorus 729, 742
Thuidiaceae 555, 560
Thuidium 555, 560
Thunbergia 443, 483
Thymeleaceae 118, 477, 539
Thyrsodium 63, 82, 115, 444, 484
Thysania 318-319, 685, 688
Tiaris 730
Tibouchina 74, 464, 517
tico-tico 402, 731
tico-tico-do-campo-verdadeiro 731
tico-tico-do-mato-de-bico-preto 731
tiê-galo 730
tiê-sangue 388, 730
tigmotactismo 239
Tigrisoma 392, 725, 731
tilápia 327
Tilesia 448, 490
Tillandsia 69, 76, 80-81, 119, 449, 493
Timbó 47, 51, 388
Timbu 425-426, 756
Tinamidae 724, 731
Tiranídeos 379
Tiririca 69, 454
Tiririca-navalha 454
Titanacris 253
Tityridae 728, 739
Tityus 188-189, 597, 600-601
Tocoyena 82, 474, 534
Todirostrum 729, 740
Tolmomyias 387, 395, 729
tonalidade 346, 367, 436
Tonina 66, 455, 501
Tontelea 451, 495
topetinho-vermelho 727
topografia 24, 79, 131
topográfico 22, 57, 62, 64, 121, 771, 777
tórax 101, 232, 234, 239, 245, 257, 271, 308, 352
Toritama 416
Touit 726
tovaca-campainha 395, 397, 728
Tovomita 451, 496
tóxica 112, 139, 141, 317, 321, 413, 417
toxicidade 320
toxina 179, 320, 336
Trachops 413, 417, 751-752
Trachycephalus 339, 347-348, 703, 706
Trachymyrmex 284, 659
Trachypodiaceae 133
Trachysomus 671, 676
Tradescantia 71, 452, 497
tradução 117, 151, 189, 310, 321, 331, 403
Tragia 456, 503
traíra 328, 696
Tramea 216, 613, 615
Transamazônica 21, 43

transparência 213, 317, 320
traquéias 182
traqueo-branquial 215
Trechaleidae 597, 600
Trema 450, 494
Treme-treme 223
Trepadeira 62, 80, 471
três-potes 725
Triatominae 270, 275
triatomíneos 270, 271, 274
tribo 255, 283, 293-294, 296, 317, 664
Trichiinae 673
Trichilia 83, 464, 518
Trichocentrum 468, 525
Trichodactilinae 201
Trichodactylidae 201-203, 608-609
Trichodactylus 200-202, 608-609
Tricholoma 143, 565, 572
Tricholomataceae 143, 565, 572
Trichosteleum 555
Tricladida 158, 160
Trigona 286, 296-297, 659, 665-666
trigonas 774
Trigonia 477, 539
Trigoniaceae 477, 539
Trigonidiinae 258, 637
Trigonopedia 293
Trimezia 460, 510
Trindade 165
Tripa-de-galinha 77, 455
Triumfetta 463, 515
Trochilidae 727, 736
tróficas 255, 279, 303
Trogia 565, 571
troglodytes 352, 703, 706, 729, 742
Troglodytidae 729, 742
Trophobiosis 287
Tropidacris 252-253, 261-262, 638, 641
Tropidion 671, 676
Tropiduridae 372, 711, 716
Tropidurus 372, 711, 716
Trosia 685
Trosiinae 685
Tryonicidae 240
Trypanosoma 270-271, 275
Tucumano-Boliviano 82
Tupi 53
turbelários 157, 159
Turdidae 730, 743
Turdídeos 379
Turdus 389, 394, 730, 743
Turnera 477, 539
Turneraceae 117, 477, 539
turu-turu 726
Tylopilus 144, 566, 572
Typha 76, 477, 539
Typhaceae 76, 477, 539
Typhlopidae 364, 712, 717
Typhochlaena 189
Tyrannidae 728, 740-742
Tyrannus 729, 742
Tyto 726, 735
Tytonidae 726, 735

U

Uracis 215-216, 613, 615
Urbanus 684, 688
Urodelos 335
Urtica 78, 120
Urticaceae 78, 118, 477, 539-540
urticante 78-79, 180-181, 183, 189, 315
Urtiga 78, 455
Uruba 66, 463
Uruba-brava 463
urubu-de-cabeça-amarela 725
urubu-de-cabeça-preta 725
urubu-de-cabeça-vermelha 391, 725
urubus 391
Uruçu 774
Urucuba 451
Uruçuca 63, 71, 81, 116, 478
uruçu-mirim 296, 664
urú-do-nordeste 381, 387, 725
uruguaio 31
urutau 726
Usnea 149-150, 567, 575
Utetheisa 684
Utricularia 73, 76, 461, 512
Uva-brava 449

V

vagalume 308
Vaginulidae 168
vampiro 411, 414
Vanellus 726, 734
Vanessa 118, 686, 691
Vanilla 468
vaquinhas 304
variação 19, 23, 25, 26, 28, 51, 61-62, 75, 82, 131, 170, 201, 239, 240, 279, 294, 361, 368
Vassoura-de-botão 474
Vassourinha 458
Vassourinha-de-botão 470
Vatidae 235
Vatinae 234, 624
vegetação 19-24, 26, 29, 31, 33, 47, 59, 62-69, 71-72, 74-79, 82, 117, 158, 166, 168, 171, 183, 185-186, 214-217, 224, 232, 253, 257-260, 280, 283, 287, 317, 327, 329, 343, 345, 353, 363, 367, 370, 380-382, 386, 391, 396, 416, 420, 440

vegetativa 125, 126, 149
Velame 455
Velocitermes 248, 632
Veniliornis 727, 737
vento 25, 61, 63, 70, 73, 85, 100, 139, 149, 182, 201, 216, 368, 398, 404, 747
ventral 127-128, 157, 182, 186-187, 239, 257, 329, 337, 418, 420, 431, 436
Verbenaceae 79, 118, 477, 540
Verbesina 448, 490
verdinho-de-olho-cinza 730
Vernonanthura 448, 490
Veronicellidae 586, 589
vertebrados 23, 165, 178, 231, 239, 255, 279, 297, 303-304, 335, 359, 368, 411, 417, 433, 435-436
Vespertilionidae 420, 751, 753
Viçosa 207, 226, 620
Villiersicometes 671, 677
Violaceae 118, 478, 540
Viperidae 359, 364, 366, 374, 713, 720
viperídeo 364
vira-bosta 388, 402
Vireo 730, 743
Vireonidae 730, 743
Virola 465
Viscaceae 117
viscero-cutaneas 179
Vismia 78, 459, 510
Vitaceae 118, 478, 540-541
Vitalius 181
Vitex 74, 460, 511
Viúva-negra 180, 186
viveiro 315, 768, 769, 773, 775
Vochysia 63, 71, 81-82, 116, 478, 541
Vochysiaceae 63, 81, 116, 118, 478, 541
Volatinia 730, 745
Voyria 66, 459, 509

W

Waltheria 463, 515
Wasmannia 286, 659

X

Xanthopan 73
Xanthoparmelia 568, 576
Xanthosoma 66, 69, 120, 446, 487
Xenodon 361, 363, 713, 720
Xenopidae 728, 738
Xenops 728, 738
xérica 23, 26, 62
xerófita 61
xerofíticos 418
xeromórficas 81
Xeronycteris 415
Xestiodon 671, 677
Xingu 373
Xipholena 381, 728
Xiphorhynchus 380, 727, 737
Xucurus 41
Xylaria 148-149, 567, 574-575
Xylariaceae 567, 574-575
Xyleus 261, 638, 640
Xylocopa 294-295, 665-666
Xylocopini 665
Xylophanes 687
Xylopia 83, 444, 484
Xyridaceae 76, 118, 478, 541
Xyris 76, 478, 541

Z

Zammara 271, 645, 648
Zanthoxylum 78-79, 474, 534-535
Zapoteca 459, 509
Zelometeorium 552
Zenaida 726, 734
Zenithoptera 216, 613
zidedê-do-nordeste 380, 728
Zingiberaceae 66, 118, 478, 541
Ziziphus 25, 83, 472, 531
Zonotrichia 402, 731, 746
Zygoptera 213-214, 217-218, 613, 615