

MORCEGOS do Brasil



Nelio R. dos Reis
Adriano L. Peracchi
Wagner A. Pedro
Isaac P. de Lima
(Editores)

MORCEGOS do BRASIL



Nelio R. dos Reis
Adriano L. Peracchi
Wagner A. Pedro
Isaac P. de Lima
(Editores)

EDITORES

Nelio Roberto dos Reis

Doutor em Ciências pelo INPA - 1981.

Titular da área de ecologia da Universidade Estadual de Londrina.

Área - Ecologia de Mamíferos.

Adriano Lúcio Peracchi

Doutor em Ciências pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro 1976.

Livre Docente da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro 1976.

Área - Zoologia de Mamíferos.

Wagner André Pedro

Doutor em Ecologia e Recursos Naturais pela Universidade Federal de São Carlos 1998.

Livre Docente em Ciências do Ambiente da Unesp – Araçatuba.

Área - Diversidade e História Natural de Vertebrados.

Isaac Passos de Lima

Mestre em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual de Londrina 2003.

Doutorando em Zoologia Animal pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

Área - Zoologia e Ecologia de Mamíferos.

Nelio R. dos Reis
Adriano L. Peracchi
Wagner A. Pedro
Isaac P. de Lima
(Editores)

MORCEGOS do BRASIL

Londrina
2007



Capa e Ilustrações: *Oscar Akio Shibatta*
Design gráfico e Diagramação: *Isaac Passos de Lima*

**Catálogo na publicação elaborada pela Divisão de Processos Técnicos da
Biblioteca Central da Universidade Estadual de Londrina.**

Dados internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)

M833 Morcegos do Brasil / Nelio Roberto dos Reis ...[et al.]. - Londrina: Nelio
R. dos Reis, 2007.
253p. :il.

Vários Colaboradores.
Inclui bibliografia e índice.
ISBN 978-85-906395-1-0

1. Morcego - Classificação. 2. Mamífero - Classificação. 3. Taxonomia
animal - Brasil. 4. Zoologia - Brasil. I. Reis, Nelio Roberto.

CDU 599.4

Depósito legal na Biblioteca Nacional
Impresso no Brasil/ printed in Brazil

Apresentação

Em decorrência de sua visão adaptada apenas à luz do dia, os humanos primitivos desenvolveram um temor e um respeito atávicos pelas trevas noturnas, extensivos aos seres que são ativos nelas. Assim, se desenvolveram mitos e fantasias sobre a coruja, o sapo, as grandes mariposas (também conhecidas como bruxas) e o morcego, entre outros tipos de animais. Tais fantasias atravessaram os tempos e, na Europa, por exemplo, deram origem a lendas sobre seres meio humanos meio demônios como as bruxas, o lobisomem e o vampiro. Tratados no singular, como se fossem espécies únicas, esses animais passaram a ser temidos porque, além de serem “feios”, seriam “nocivos”: a coruja por seu mau agouro, o sapo por ter verrugas e espirrar leite venenoso nos olhos das pessoas, as mariposas por seu pó capaz de cegar e os morcegos por serem todos capazes de sugar o sangue dos humanos. Já no século XVII, o naturalista Guilherme Piso, tratando da flora e fauna brasileiras, relatava que a mordida do “andirá” (morcego) era da mesma natureza que a peçonha do cão raivoso. Felizmente, por seus hábitos crípticos e por serem ativos em período do dia diferente daquele da maioria dos humanos, esses animais, que não são formas únicas (só de morcegos voam no Brasil ao menos 167 espécies distintas), estão relativamente protegidos de sua extinção. Os quirópteros, se por um lado algumas entre suas espécies frutívoras são capazes de provocar danos em pomares e as hematófagas de disseminar o vírus da raiva, por outro, e a balança pende significativamente a seu favor, são importantíssimos no controle dos insetos, que as formas insetívoras consomem às toneladas em cada noite, na polinização de inúmeras espécies de plantas florestais, que desapareceriam sem o concurso das formas nectarívoras, e na disseminação de sementes pelas frutívoras, tanto pelo abandono das sementes maiores após devorarem a polpa, como pela eliminação das menores junto com as suas fezes. Só o papel de conservadores das nossas florestas justificaria o empenho que muitos pesquisadores atualmente demonstram no sentido de melhor conhecê-los, tanto no aspecto taxonômico, como em sua distribuição, ecologia e hábitos reprodutivos.

Com a intenção de se atualizar os dados taxonômicos e informações sobre os quirópteros brasileiros, para atender aos diversos pesquisadores sobre morcegos, tanto os mais antigos como aqueles que estão se iniciando, Nélcio Roberto dos Reis, Adriano Lucio Peracchi, Wagner André Pedro e Isaac Passos de Lima reuniram-se para editar este livro, contando com a colaboração de mais outros 18 autores, todos especialistas no assunto e igualmente pesquisadores em instituições de ensino superior e de pesquisa brasileiras. Trata-se, portanto, de obra indispensável para todos aqueles que desejarem se atualizar ou aumentar seus conhecimentos sobre esse interessante grupo de animais tão importantes para a preservação do meio ambiente.

Eugenio Izecksohn
Professor Emérito da UFRRJ

Dedicatória

*“Só podemos preservar o que amamos,
só podemos amar o que entendemos,
só podemos entender o que nos foi ensinado.”*

(Autor desconhecido)

Este livro é oferecido aos professores

Valdir Antônio Taddei (In memoriam) e

Adriano Lúcio Peracchi

pelas grandes contribuições para o conhecimento da
Ordem Chiroptera no Brasil, pela manutenção de
respeitadas Coleções Zoológicas e pela formação de
um grande número de profissionais nesta área.

A eles o nosso mais profundo respeito.

*Nelio Roberto dos Reis
Wagner André Pedro
Isaac Passos de Lima*

Agradecimentos

Aos revisores

Carlos Eduardo de Alvarenga Julio (Dr.) Biólogo, Professor Adjunto - Zoologia/Invertebrados - Departamento de Biologia Animal e Vegetal - Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Cibele Rodrigues Bonvicino (Dra.) Bióloga, Instituto Nacional do Câncer, Coordenadoria de Pesquisa, Divisão de genética (INCA).

Edson Aparecido Proni (Dr.) Biólogo, Professor associado do Departamento de Biologia Animal e Vegetal da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Enrico Bernard (Ph.D.) Biólogo, York University, Toronto, Canadá/Gerente de Projetos para a Amazônia - Conservação Internacional.

Erica Marisa Sampaio-Czubayko (Ph.D.) Bióloga, Pesquisadora Associada do National Museum of Natural History - Mammals Division/Estados Unidos e Department of Experimental Ecology - University of Ulm/Alemanha.

Fabiana Rocha Mendes (M.Sc.) Bióloga, Doutoranda em Ciências Biológicas, Zoologia - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (UNESP - Rio Claro - SP).

João Alves de Oliveira (Ph.D.) Biólogo, Professor adjunto do Departamento de Vertebrados, Museu Nacional – Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ).

Marcelo Passamani (Dr.) Biólogo, Prof. Setor de Ecologia, Departamento de Biologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA).

Marco Aurélio Ribeiro de Mello (Dr.) Biólogo, Departamento de Botânica da Universidade Federal de São Carlos (UFSCAR).

Margareth Lumy Sekiama (Dra.) Bióloga, Ambiência - Klabin Florestal Paraná.

Oilton José Dias Macieira (Dr.) Ecólogo, Professor associado do Departamento de Biologia Animal e Vegetal da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Renato Silveira Bérnils (M.Sc.) Biólogo, Doutorando em Zoologia, Departamento de Vertebrados, Museu Nacional – Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ)

Sandra Bos Mikich (Dra.) Bióloga, Pesquisadora da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Unidade Embrapa Florestas.

Sérgio Luiz Althoff (M.Sc.) Biólogo, Professor Pesquisador do Departamento de Ciências Naturais da Fundação Universidade Regional de Blumenau (FURB).

Valéria Tavares (Dra.) Bióloga, Department of Mammalogy, American Museum of Natural History (AMNH).

Wilson Uieda (PhD.) Biólogo, Professor do Departamento de Zoologia no Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP) - Campus de Rubião Junior.

Agradecimentos especiais

À Caixa Econômica Federal;

À Pró-Reitoria de Pesquisa (PROPe), da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP);

À Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ).

Estas entidades deram total apoio financeiro na impressão desta obra.

À Universidade Estadual de Londrina (UEL) na pessoa do Magnífico reitor Dr. Wilmar Sachetin Marçal;

Ao Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (UEL).

Por darem apoio logístico e de infra-estrutura para a execução deste livro.

Ao CNPq, a CAPES e a FAPERJ pelo apoio e concessão de bolsas aos pesquisadores envolvidos neste projeto.

Aos profissionais que cederam as fotos para a composição deste livro.

Lista dos Autores

Adriano Lúcio Peracchi (Dr.), Agrônomo, Professor Livre Docente do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Cibele Maria Vianna Zanon (M.Sc.), Bióloga, Doutoranda em Ecologia de Ambientes Aquáticos da Universidade Estadual de Maringá (UEM).

Daniela Dias (Dr^a), Bióloga, Laboratório de Mastozoologia - Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Eliana Morielle-Versute (Dra.), Bióloga, Professora do Departamento de Zoologia e Botânica da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP).

Fabio Nascimento Oliveira Fogaça (M.Sc.), Biólogo, Professor Assistente do Curso de Tecnologia em Meio Ambiente, Universidade Estadual de Maringá (UEM), Campus Umuarama.

Gisele Aparecida da Silva Doratti dos Santos (M.Sc.), Bióloga, Laboratório de Mastozoologia - Centro de Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Gledson Vigiano Bianconi (M.Sc.), Biólogo, Doutorando em Ciências Biológicas, Zoologia, da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP – Rio Claro-SP).

Henrique Ortêncio Filho (M.Sc.), Biólogo, Doutorando em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais da Universidade Estadual de Maringá (UEM), Professor Adjunto do Curso de Ciências Biológicas da Universidade Paranaense (UNIPAR), Campus Cianorte.

Isaac Passos de Lima (M.Sc.), Biólogo, Doutorando do Curso de Biologia Animal do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Janaina Gazarini Bióloga, Mestranda do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Ludmilla Moura de Souza Aguiar (Dr^a), Bióloga, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) - Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados.

Marcelo Oscar Bordignon (Dr.), Biólogo, Professor Adjunto III do Departamento de Ciências do Ambiente da Universidade Federal do Mato Grosso do Sul (UFMS).

Marcelo Rodrigues Nogueira (Dr.), Biólogo, Pesquisador Associado do Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF).

Marlon Zortéa (Dr.), Biólogo, Professor do departamento de Biologia da Universidade Federal de Goiás (UFG).

Marta Elena Fabian (Dr^a), Bióloga, Professora Adjunta do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS).

Nelio Roberto dos Reis (Dr.), Biomédico, Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Oscar Akio Shibatta (Dr.), Biólogo, Professor Associado do Departamento de Biologia Animal e Vegetal da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Priscila Mara de Moraes Veduatto (M.Sc.), Bióloga, Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Renata Issa Rickli (Mestranda), Bióloga, Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Londrina (UEL).

Renato Gregorin (Dr.), Biólogo, Professor do Departamento de Biologia da Universidade Federal de Lavras (UFLA).

Ricardo Moratelli Mendonça da Rocha (M.Sc.), Biólogo, Programa Institucional Biodiversidade e Saúde, FIOCRUZ; Doutorando do Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Museu Nacional, (UFRJ).

Wagner André Pedro (Dr.), Biólogo, Professor Livre Docente, Laboratório de Chiroptera, Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP - Araçatuba - SP).

Sumário

Capítulo 01 - Sobre os Morcegos Brasileiros 17

Nelio R. Reis; Oscar A. Shibatta; Adriano L. Peracchi; Wagner A. Pedro e Isaac P. Lima

Classificação e diversidade de morcegos	17
Origem e evolução dos Chiroptera	18
Características gerais dos Microchiroptera	19
Conservação	23
Caracteres morfológicos dos morcegos	25

Capítulo 02 - Família Emballonuridae 27

Adriano L. Peracchi e Marcelo R. Nogueira

Gênero <i>Centronycteris</i>	28
” <i>Cormura</i>	28
” <i>Cyttarops</i>	29
” <i>Diclidurus</i>	30
” <i>Peropteryx</i>	31
” <i>Rhynchonycteris</i>	33
” <i>Saccopteryx</i>	34

Família Phyllostomidae 37

Capítulo 03 - Subfamília Desmodontinae 39

Ludmilla M. S. Aguiar

Gênero <i>Desmodus</i>	40
” <i>Diaemus</i>	41
” <i>Diphylla</i>	42

Capítulo 04 - Subfamília Glossophaginae 45

Marcelo R. Nogueira; Daniela Dias e Adriano L. Peracchi

Tribo Glossophagini	46
Gênero <i>Anoura</i>	46
” <i>Choeroniscus</i>	48
” <i>Glossophaga</i>	50
” <i>Lichonycteris</i>	52
” <i>Scleronycteris</i>	53
Tribo Lonchophyllini	54
Gênero <i>Lionycteris</i>	54
” <i>Lonchophylla</i>	55
” <i>Xeronycteris</i>	58

Capítulo 05 - Subfamília Phyllostominae 61

Marcelo R. Nogueira; Adriano L. Peracchi e Ricardo Moratelli

Gênero <i>Chrotopterus</i>	62
” <i>Glyphonhycteris</i>	64
” <i>Lampronhycteris</i>	67
” <i>Lonchorhina</i>	68



Gênero <i>Lophostoma</i>	70
” <i>Macrophyllum</i>	74
” <i>Micronycteris</i>	75
” <i>Mimon</i>	83
” <i>Neonycteris</i>	85
” <i>Phylloderma</i>	86
” <i>Phyllostomus</i>	88
” <i>Tonatia</i>	92
” <i>Trachops</i>	94
” <i>Trinycteris</i>	95
” <i>Vampyrum</i>	96

Capítulo 06 - Subfamília Carolliinae 99

Henrique O. Filho; Isaac P. Lima e Fábio N. O. Fogaça

Gênero <i>Carolliia</i>	99
” <i>Rhinophylla</i>	103

Capítulo 07 - Subfamília Stenodermatinae 107

Marlon Zortéa

Gênero <i>Ametrida</i>	108
” <i>Artibeus</i>	109
” <i>Chiroderma</i>	113
” <i>Enchisthenes</i>	115
” <i>Mesophylla</i>	116
” <i>Platyrrhinus</i>	117
” <i>Pygoderma</i>	120
” <i>Sphaeronycteris</i>	120
” <i>Sturnira</i>	121
” <i>Uroderma</i>	123
” <i>Vampyressa</i>	125
” <i>Vampyrodes</i>	127

Capítulo 08 - Família Mormoopidae 129

Cibele M. V. Zanon e Nelio R. Reis

Gênero <i>Pteronotus</i>	129
--------------------------------	-----

Capítulo 09 Família Noctilionidae 133

Nelio R. Reis; Priscila M. M. Veduatto e Marcelo O. Bordignon

Gênero <i>Noctilio</i>	133
------------------------------	-----

Capítulo 10 - Família Furipteridae 137

Nelio R. Reis e Janaina Gazarini

Gênero <i>Furipterus</i>	137
--------------------------------	-----

Capítulo 11 Família Thyropteridae 139

Isaac P. Lima e Renato Gregorin

Gênero <i>Thyroptera</i>	140
--------------------------------	-----

Capítulo 12 - Família Natalidae 145

Nelio R. Reis; Gisele A. S. D. Santos e Renata I. Rickli

Gênero <i>Natalus</i>	145
-----------------------------	-----

Capítulo 13 - Família Molossidae 149

Marta E. Fabian e Renato Gregorin

Gênero <i>Cynomops</i>	149
” <i>Eumops</i>	151
” <i>Molossops</i>	156
” <i>Molossus</i>	158
” <i>Nyctinomops</i>	161
” <i>Promops</i>	163
” <i>Tadarida</i>	164

Capítulo 14 - Família Vespertilionidae 167

Gledson V. Bianconi e Wagner A. Pedro

Subfamília Vespertilioninae	168
Tribo Eptesicini	168
Gênero <i>Eptesicus</i>	168
Tribo Lasiurini	174
Gênero <i>Lasiurus</i>	174
Tribo Nycticeiini	181
Gênero <i>Rhogeessa</i>	181
Tribo Vespertilionini	183
Gênero <i>Histiotus</i>	183
Subfamília Myotinae	187
Gênero <i>Myotis</i>	187

Capítulo 15 - Métodos e aplicações da citogenética na taxonomia de morcegos brasileiros 197

Ricardo Moratelli e Eliana Morielle-Versute

Técnicas para obtenção de cromossomos	199
Técnicas de coloração e bandeamento	202
Procedimento para obtenção de cromossomos em condições de campo	203
Síntese dos dados citogenéticos sobre espécies de morcegos da fauna brasileira	204
Aplicações dos estudos citogenéticos em morcegos	211
Emballonuridae	211
Phyllostominae	212
Glossophaginae	212
Stenodermatinae	213
Desmodontinae	215
Caroliinae	215
Mormoopidae	216
Noctilionidae	216
Furipteridae, Thyropteridae e Natalidae	216
Vespertilionidae	216
Molossidae	217
Anexo I – protocolos para preparo de reagentes e soluções.	218
Anexo II – fórmula para cálculo de força centrífuga.	218

Lista das espécies de morcegos do Brasil 219

Referências Bibliográficas 225

Índice 251

Sobre os Morcegos Brasileiros

Nelio Roberto dos Reis

Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Oscar Akio Shibatta

Professor Associado do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Adriano Lúcio Peracchi

Professor Livre Docente do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ)

Wagner André Pedro

Professor Livre Docente do Laboratório de Chiroptera, Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal
Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (UNESP – Araçatuba-SP)

Isaac Passos de Lima

Doutorando do Curso de Biologia Animal do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ)

No Brasil, poucas pessoas sabem que os morcegos recebem os nomes andirá, guandira ou guandiruçu na língua tupi. O desconhecimento sobre esses animais não se restringe a esses nomes, mas à diversidade de espécies, complexidade biológica e importância ecológica.

A palavra morcego remete a maioria das pessoas à figura de um rato alado, noturno e sugador de sangue. O próprio nome, morcego, é derivado do latim *muris* (rato) e *coecus* (cego). Em grego é *verpertilio* e em latin é *nycteris*, que são nomes relacionados ao hábito de vida noturno. Segundo BIEDERMANN (1993), a simbologia associada a esses animais é variada, e as narrativas dos primeiros colonizadores, da existência de morcegos-vampiros sugadores de sangue na América do Sul, contribuíram para que os morcegos inofensivos também fossem vistos na Europa como seres assustadores. Morcegos hematófagos já faziam parte das narrativas dos autores quinhentistas Hans Staden, Jean de Léry e Gabriel Soares de Souza, que foram os primeiros a tecerem comentários sobre os mor-

cegos do Brasil (CASSIMIRO & MORATO, 2005). Entretanto, esses animais apresentam diferentes hábitos alimentares e a grande maioria é útil ao homem.

Na cultura maia da América Central, ao norte de Yucatán, havia um Deus-morcego chamado Acanceh. Na China, além de ser um símbolo da felicidade, cinco morcegos juntos significam os bens terrenos (idade avançada, riqueza, saúde, amor virtuoso e morte natural). Na antiguidade, o morcego era o símbolo da vigilância, e seu olho protegeria da sonolência (BIEDERMANN, 1993). Lendas à parte, a simplificação imposta pela crença popular não faz jus a esses formidáveis animais, que apresentaremos a seguir.

Classificação e diversidade de morcegos

Morcegos pertencem à ordem Chiroptera, palavra derivada do grego *cheir* (mão) e *pteron* (asa). Quirópteros são um dos grupos de mamíferos mais diversificados do mundo, com dezoito famílias,



202 gêneros e 1120 espécies (SIMMONS, 2005). Isso representa aproximadamente 22% das espécies conhecidas de mamíferos, que hoje totalizam 5416 espécies (WILSON & REEDER, 2005).

Tradicionalmente os Chiroptera são divididos em duas subordens, os Megachiroptera e os Microchiroptera. Duas hipóteses correntes de relacionamento filogenético podem ser destacadas. A primeira, que demonstra o polifiletismo da ordem, baseada em caracteres do sistema visual (PETTIGREW, 1986), relaciona os Megachiroptera aos Primates. A segunda, baseada em dados morfológicos (SIMMONS, 1994; VAN DEN BUSSCHE *et al.*, 1998) e reforçada recentemente pelas informações genéticas (MURPHY *et al.*, 2001), demonstra o monofiletismo do grupo.

Os Megachiroptera não ocorrem no Brasil e estão representados por apenas uma família, Pteropodidae, com 150 espécies distribuídas pelo Velho Mundo, na região tropical da África, Índia, sudeste da Ásia e Austrália (FENTON, 1992). Devido à similaridade de suas faces com as das raposas, são conhecidos popularmente como raposas-voadoras. Apresentam tamanho médio a grande, com *Pteropus vampyrus*, atingindo aproximadamente 1,5 kg e 1,7 m de envergadura. Utilizam a visão para navegação e, por isso, têm olhos grandes. Além disso, têm as orelhas pequenas e sem o *tragus* (apêndice membranoso na abertura auricular) e não têm ornamentações faciais e nasais, pois não apresentam ecolocalização (apenas uma espécie dessa família apresenta esse sistema). A cauda e o uropatágio estão ausentes, as vértebras cervicais não são modificadas e a cabeça fica virada para a região ventral quando estão empoleirados. Não hibernam e nem entram em torpor. As diferentes espécies podem apresentar variadas estratégias reprodutivas, desde estacionalmente monoestra até poliestria assazonal (TADDEI, 1976).

Os Microchiroptera são compostos por 17 famílias e 930 espécies no mundo (SIMMONS, 2005), não ocorrendo apenas nas regiões polares.

No Brasil são conhecidas nove famílias, 64 gêneros e 167 espécies (REIS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo; presente trabalho). Neste país é a segunda ordem em riqueza de espécies, sendo superada somente pela ordem Rodentia, com 235 espécies. As famílias brasileiras, com seus respectivos números de espécies são: Emballonuridae (15); Phyllostomidae (90); Mormoopidae (4); Noctilionidae (2); Furipteridae (1); Thyropteridae (4); Natalidae (1); Molossidae (26) e Vespertilionidae (24) (PERACCHI *et al.*, 2006). Eles habitam todo o território nacional, ocorrendo na Amazônia, no Cerrado, na Mata Atlântica, no úmido Pantanal, no árido nordeste, nos pampas gaúchos e até nas áreas urbanas. Mais adiante serão apresentadas características gerais dessa subordem.

Origem e evolução dos Chiroptera

A ancestralidade dos morcegos continua obscura. A dificuldade de vincular os morcegos a qualquer outro grupo de mamíferos sugere uma origem muito antiga. É difícil encontrar fósseis com informações sobre o período inicial da evolução dos morcegos por causa do esqueleto delicado, pequeno e leve, que não se preserva bem. Além disso, nas florestas as condições não são favoráveis à fossilização.

O registro fóssil mais antigo, que remete a alguma característica quiróptera, provém de alguns dentes descobertos na França, do período Paleoceno, que apresentam caracteres tanto de morcegos quanto de insetívoros (Eulipotyphla, o grupo dos musaranhos), permitindo relacionar filogeneticamente esses dois grupos. Isso foi confirmado recentemente, em estudo com dados moleculares (MURPHY *et al.*, 2001), em que os Eulipotyphla se mantiveram como o grupo irmão do clado onde se encontram os morcegos. Mesmo assim, não é possível determinar se esses animais primordiais já apresentavam estruturas alares, ape-

nas pelo exame dos dentes fósseis.

O fóssil completo mais antigo de um verdadeiro morcego foi encontrado em rochas Eocênicas (60 milhões de anos) da formação Green River do Wyoming, Estados Unidos. Entretanto, esse fóssil, denominado *Icaronycteris index*, não apresenta nenhuma característica intermediária, sendo claramente um Microchiroptera de hábitos insetívoros. A morfologia craniana dessa espécie também indica habilidade para a ecolocalização. Outro fóssil encontrado na Alemanha, o *Palaeochiropterys tupaiodon*, de 50 milhões de anos atrás, também era um morcego semelhante aos atuais (FENTON, 1992, SIMMONS & GEISLER, 1998).

Outra datação da antiguidade do grupo foi realizada com a descoberta de ovos fossilizados de mariposas noctuídeas, que têm a habilidade de detectar sons de morcegos. Eles têm aproximadamente 75 milhões de anos, sugerindo que os morcegos floresceram muito cedo, há cerca de 80 a 100 milhões de anos. Assim, eles permaneceram sem mudanças expressivas na sua arquitetura corpórea, mesmo depois de ter compartilhado o mundo com os dinossauros e de ter presenciado os eventos que os extinguiram no final do Cretáceo (FULLARD, 1987; GALL & TIFFNEY, 1983; BAILEY, 1991).

Especula-se que os morcegos evoluíram com o início da diversificação das plantas com flores, que trouxe como consequência a abundância de insetos. Desta forma, os mamíferos da ordem Insetivora também se estabeleceram e exerceram uma forte pressão de predação contra os ancestrais dos morcegos, pois havia Insetivora que predavam pequenos mamíferos. Por essa razão, presume-se que esses ancestrais dos morcegos fossem noturnos, evoluindo de um mamífero pequeno e arborícola. Após milhões de anos saltando atrás de insetos, de árvore para árvore, o processo de seleção natural direcionou para o desenvolvimento de membranas, o que possibilitou aos an-

cestrais dos morcegos planarem de modo similar àquele dos modernos colugos (ordem Dermoptera) e esquilos voadores (ordem Rodentia). Deste ponto eles literalmente se lançaram para o vôo, tornando-se esses caçadores aéreos altamente bem sucedidos que são conhecidos atualmente. Assim, menos energia é gasta com o vôo planado de árvore para árvore do que caminhando ou correndo. Além disso, evita-se contatos com predadores terrestres (ALTRINGHAM, 1996).

Características gerais dos Microchiroptera

Os Microchiroptera geralmente apresentam tamanho médio, mas podem ocorrer espécies diminutas como *Furipterus horrens* com peso médio de 3 gramas e 15 cm de envergadura (NOWAK, 1994). Outras espécies podem ser relativamente maiores, como o filostomídeo *Vampyrum spectrum*, conhecido como andirá-açu, que pode chegar a 190 g, 15 cm de corpo e 70 cm de envergadura (EMMONS & FEER, 1990). Morcegos em geral apresentam alta longevidade se comparados a mamíferos de mesmo porte: enquanto um rato de 40 g vive até dois anos, um morcego vampiro pode viver até 20 anos na natureza (BERNARD, 2005).

Como animais noturnos, têm poucos cones na retina, uma estrutura relacionada com a percepção de cores. No entanto, não são cegos e, embora todas as famílias brasileiras usem a ecolocalização para se orientar, alguns frugívoros maiores também se localizam pela visão. Por utilizar primariamente o sistema de ecolocalização, os olhos são pequenos, as orelhas são grandes, o *tragus* bem desenvolvido e as ornamentações nasais e faciais muitas vezes estão presentes. Na maior família brasileira, Phyllostomidae, a folha nasal proeminente toma parte importante no direcionamento dos ultrassons que saem pelas narinas (NEUWEILER, 2000). Durante o processo de ecolocalização, eles transmitem sons de alta frequência pela boca ou pelo nariz, que são refleti-



dos por superfícies do ambiente, indicando a direção e a distância relativa dos objetos (FENTON, 1992). É assim que os insetívoros se desviam dos obstáculos noturnos e caçam pequenos insetos em pleno vôo, e piscívoros pescam, através da detecção das ondas formadas pelos pequenos peixes de superfície. A ecolocalização também é importante para os morcegos que vivem em florestas fechadas, onde os obstáculos são muitos. Morcegos também usam o som para outras finalidades como comunicação e alarmes, acasalamento e agressão, e alguns sons emitidos pelos morcegos não são audíveis para a espécie humana.

Apesar de alguns mamíferos conseguirem planar a longas distâncias, tais como o *Galeopithecus* da ordem Eulipotyphla, *Petaurus* da ordem Didelphimorphia e *Pteromys* da ordem Rodentia, os morcegos são o único grupo capaz de realizar o vôo verdadeiro (FENTON, 1992). No transcorrer da evolução, finas e elásticas membranas se desenvolveram entre seus dedos, alongando-se até a parte distal das suas pernas, dando-lhes capacidade de manobras e tornando-os grandes voadores. Ainda para favorecer esta habilidade, os seus ossos são longos, finos, tubulares e leves (KUNZ & RACEY, 1998). As falanges da mão são extremamente longas e sustentam as membranas ou patágios, as vértebras cervicais são torcidas, possibilitando à cabeça permanecer levantada, as vértebras tóraco-lombares da coluna curvaram-se para ampliar a caixa torácica, o esterno apresenta uma crista para inserção de fortes músculos peitorais, as costelas ligaram-se parcialmente para tornar o tórax mais resistente, a clavícula é grossa e bem fixada, a bacia sofreu torção e o joelho é voltado para trás. Como suas asas possuem grande superfície, a desidratação é mais rápida do que em outros animais de mesmo peso, e a necessidade de água é maior em morcegos do que em outros mamíferos do mesmo peso (NEUWEILER, 2000).

Os morcegos também desenvolveram a capacidade de se dependurar para o repouso, de

cabeça para baixo, agarrando-se a superfícies de cavernas, troncos e galhos com suas unhas afiadas e curvas como um cabo de guarda-chuva. As vértebras cervicais, da mesma forma que permitem à cabeça permanecer levantada durante o vôo, a mantém levantada durante o repouso, de modo que o ambiente não pareça invertido.

Para esses animais noturnos, uma coloração viva seria de pouca utilidade e, por isso, há apenas variações entre o preto e o pardo, com algumas espécies ruivas ou amareladas. Mesmo assim, podem ocorrer pelagens brancas como nas espécies de *Diclidurus*, embora isso não pareça ser um componente importante, de modo que haja aumento de sua predação.

Apesar de existirem vários animais que possam preda morcegos, tais como corujas, gaviões, falcões, guaxinim, gatos, cobras, sapos e aranhas grandes, apenas uma águia africana é realmente especializada em morcegos. O mais surpreendente é que alguns morcegos se alimentam de outros, embora não sejam canibais, pois capturam espécies diferentes da sua (FENTON, 1992).

Eles não estão livres dos parasitos, sendo observadas populações numerosas de pequenas moscas, carrapatos e ácaros, além de inúmeros parasitos internos em exemplares coletados em campo. O estudo dos parasitos ainda é um campo pouco explorado pelos quiropterologistas.

Os morcegos constituem um dos grupos de mamíferos mais diversificados quanto aos hábitos alimentares, o que não é surpreendente se considerada a diversidade de espécies. Praticamente todos os grupos tróficos podem ser observados entre os morcegos, excetuando-se os saprófagos.

Os carnívoros são predadores de pequenos vertebrados, tais como pássaros, anfíbios, répteis e até pequenos mamíferos. Também comem grandes insetos. Dentre os morcegos brasileiros, os carnívoros estão entre aqueles de maior tamanho.

Existem morcegos predominantemente

frugívoros, mas que também podem incluir insetos na sua dieta. No Brasil pertencem exclusivamente à família Phyllostomidae (aqueles que apresentam a folha nasal), que ocasionalmente são considerados como prejudiciais às árvores frutíferas, por atacarem os frutos dos pomares depois que todas as matas foram destruídas na região. Entretanto, segundo GREENHALL (1956, 1966), os danos causados pelos morcegos à indústria derivada dos frutos são poucos ou de nenhuma importância.

Sobre a sua importância biológica, os frugívoros desempenham importante papel na dispersão de sementes. Alguns botânicos afirmam que os quirópteros são os dispersores mais importantes entre todos os mamíferos (HUBER, 1910; PIJL, 1957). Ainda HUMPHREY & BONACCORSO (1979) sugerem que 25% das espécies de árvores da floresta de algumas regiões tropicais são dispersas por eles. Os melhores dispersores de sementes, nas Américas, são os filostomídeos (JONES & CARTER, 1976), o que os coloca entre os principais responsáveis pela regeneração das florestas neotropicais (BREDT *et al.*, 1996). Esse potencial de dispersão está associado com seu hábito de forrageio, sua mobilidade e com as grandes distâncias que percorrem em busca de alimentos (GALINDO-GONZÁLEZ, 1998).

Os hematófagos alimentam-se exclusivamente de sangue de mamíferos ou de aves e, para isso, utilizam incisivos especializados para fazer pequeno corte nos animais. Lançam um anticoagulante com a saliva e sorvem o sangue que flui para fora. Depois, já saciados, separam a parte líquida do sangue com os rins especializados e urinam, eliminando o excesso de peso, para retornar aos seus abrigos. Existem apenas três gêneros e três espécies de morcegos hematófagos e todos são neotropicais (BRASS, 1994).

A raiva é comum nos morcegos-vampiro, mas segundo CONSTANTINE (1970) a transmissão dessa doença ao homem raramente ocorre. Na

Amazônia foi realizado um estudo sobre morcegos-vampiro na epidemiologia da raiva humana, e concluiu-se que não é possível incriminá-los como tendo um papel significativo (MOK & LACEY, 1980).

Por outro lado, a raiva relacionada com o gado é mais importante, pois foram constatadas, em 1972, a contaminação de 2 milhões de cabeças em todos os países das Américas Central e do Sul, exceto no Chile e Uruguai (CONSTANTINE, 1970). O controle da raiva parálitica dos ruminantes deve ser feito com vacina anti-rábica (vários tipos são produzidos no Brasil), e com a diminuição da população de seus transmissores, que, no caso, seriam os morcegos hematófagos. Dado o pouco conhecimento sobre o assunto, costuma-se incriminar todas as espécies de morcegos. Por esse motivo, muitas vezes morcegos benéficos como os insetívoros ou os frugívoros são injustamente acusados e exterminados às centenas. Felizmente, com a descoberta de venenos específicos, torna-se possível a diminuição dos morcegos hematófagos, sem perigo às outras espécies.

Os insetívoros, tais como os Vespertilionidae, obtêm a maioria dos insetos dos quais se alimentam em vôo. Normalmente, os Embalonuridae e os Vespertilionidae capturam esses insetos voando em nível mais baixo do que a copa das árvores, e os Molossidae, voando acima dessas copas. Existem relatos de morcegos que sobem a aproximadamente três mil metros de altura para alcançar concentrações de mariposas.

Os morcegos são importantíssimos como controladores de insetos. Estima-se que algumas espécies possam comer quantidades correspondentes a uma vez e meia o seu peso em uma única noite (GOODWIN & GREENHALL, 1961). Alguns Phyllostomidae comuns no Brasil também podem capturar até 500 insetos por hora (GRIFFIN *et al.*, 1960). Muitos dos insetos capturados pelos morcegos são daninhos à lavoura ou podem transmitir doenças como a dengue. Além disso, captu-

ram coleópteros e isópteros que atacam a estrutura de casas construídas com madeira (YALDEN & MORRIS, 1975).

JONES (1971) mostrou que 22 espécies de morcegos tiveram reduzidas as suas populações nos Estados Unidos. Entre os fatores que mais contribuíram para essa diminuição, estava o uso indiscriminado dos inseticidas, que contaminaram e diminuíram suas fontes de alimentos, além de ter contaminado o próprio animal, que é mais vulnerável a esse tipo de envenenamento do que outros. Como exemplo, cita-se o DDT, cuja dose letal é de 40 mg.kg⁻¹ para morcegos e de 800 mg.kg⁻¹ para os ratos (COCKRUM, 1969; 1970; CLARK-JR *et al.*, 1975; DAVIS, 1970a). Além disso, por estarem no fim da cadeia alimentar, os insetívoros ficam sujeitos a maiores acúmulos de inseticidas e envenenamento subletal que provoca a sua esterilidade. Um exemplo para demonstrar o impacto do homem sobre os morcegos pode ser o de uma colônia no México, que em 1963 continha 25 milhões de morcegos e que foi dizimada para apenas 30 mil indivíduos em 1969 (COCKRUM, 1969).

Os onívoros são adaptados para vários hábitos alimentares. Se alimentam de insetos, pólen, néctar e frutas e, às vezes, pequenos invertebrados.

Os piscívoros são habilidosos na pesca, com grandes e fortes pés em forma de garra. Vivem perto de cursos da água e pescam através de ecolocalização.

Os polinívoros e nectarívoros são morcegos da família Phyllostomidae (que possuem dentes diminutos) retiram carboidratos do néctar e proteínas do pólen das plantas, mas que também podem ingerir insetos. São típicos pelo seu focinho alongado e língua exageradamente comprida. Têm pêlos faciais e corporais especializados para transportar o pólen. Algumas plantas populares como o pequi, o jambuí, o abacateiro, a goiabeira, a mangueira e a bananeira têm suas flores polinizadas por morcegos. Alguns são importan-

tes como polinizadores, tanto que VOGEL (1969) estimou que os morcegos desempenham papel importante na polinização de pelo menos 500 espécies de plantas neotropicais, de 96 diferentes gêneros, em matas de capoeiras, sendo que muitas destas plantas são economicamente importantes para a humanidade como fonte alimentar ou ornamentais.

A dentição varia com o modo de alimentação adotado, tendo cúspides mais agudas nos molares das espécies insetívoras do que nas frugívoras. Os caninos são grandes e os incisivos são sempre rudimentares com exceção dos hematófagos, onde são desenvolvidos. Os dentes permanentes vão de 20 nos hematófagos (*Desmodus*) até 38 nos insetívoros (*Myotis*, *Thyroptera* e *Natalus*) e esses dentes são diferenciados, sendo os incisivos cortantes nos hematófagos, os molares achatados para esmagar frutos nos frugívoros e pontiagudos nos insetívoros, para quebrar a quitina dos insetos (GLASS *in* SLAUGHTER & WALTON, 1970). Os filhotes têm dentição de leite em forma de ganchos, com uma ou duas pontas, e com eles se prendem à teta da mãe, que os carregam durante o vôo. As fêmeas têm frequentemente duas e excepcionalmente quatro mamas funcionais do lado do tórax.

Em média, os morcegos como os humanos, têm um filhote por ano, mas podem ter dois ou três e, raramente, quatro. Noctilionidae e Phyllostomidae geralmente são poliestros enquanto que Vespertilionidae e Molossidae são monoestros. A gestação dura de 44 dias a 11 meses e o nascimento dos filhotes se dá em época de maior oferta de alimentos (REIS & PERACCHI, 1981). Geralmente cuidam dos seus filhotes durante três meses aproximadamente. Observações preliminares na Amazônia indicaram que os insetívoros deixam seus filhotes nos lugares de repouso, enquanto os frugívoros procuram carregá-los em vôo enquanto for possível (REIS, 1981). Os Molossidae são coloniais e há reconhecimento individual de cha-

mados para reunir mães e filhotes nos locais de abrigo e repouso.

Em áreas preservadas, de um modo geral, seus abrigos são as cavernas, tocas de pedras, e ôcos de árvores, mas também árvores com troncos com coloração similar à sua, ou no meio das folhas (principalmente de palmeiras), folhas não abertas de Musaceae (família das bananeiras), árvores caídas, raízes na beira de rios e cupinzeiros (GREENHALL & PARADISO, 1968; REIS, 1981). No Brasil, nas áreas urbanas, já foram encontrados morcegos em pontes, forros de prédios e de casas de alvenaria, tubulação fluvial, pedreira abandonada, junta de dilatação de prédios, toldo de construções, interior de churrasqueiras em quintais e até em aparelhos de ar condicionado (REIS *et al.*, 2002b).

Segundo GREENHALL & PARADISO (1968), para quebrar o jejum de 10 horas, o período de atividades geralmente é mais intenso nas duas primeiras horas ao escurecer e nas duas horas antes do amanhecer. Em climas frios, os morcegos hibernam ou migram, podendo se deslocar por mais de 1700 km (ALTRINGHAM, 1996). No Brasil, embora se desloquem bastante, não se conhecem casos de hibernação ou migração a longas distâncias. Mas quando dormem durante o dia, muitas espécies ficam em estado de semi-torpor e com redução da temperatura do corpo.

Utilidade dos morcegos ao homem

Os morcegos são extremamente úteis ao homem, servindo como material de pesquisa na medicina, em estudos epidemiológicos, farmacológicos, de mecanismos de resistência a doenças e no desenvolvimento de vacinas (YALDEN & MORRIS, 1975). As suas asas, que são constituídas dos tecidos animais mais transparentes, permitem estudos sobre a circulação sanguínea, efeito de inalação de fumaça e tempo

de eliminação de drogas.

O mecanismo da hipotermia que utilizam durante a hibernação, se estivesse melhor entendido pelo homem, poderia facilitar grandes cirurgias, pois o organismo, nessas condições, é menos susceptível a danos e requer menos oxigênio.

Servem também como recurso alimentar para alguns povos na África e até para algumas tribos no Brasil (SETZ & SAZIMA, 1987; SETZ, 1991).

O guano, depositado pelos morcegos, tem sido utilizado como fertilizante em várias regiões do mundo e pode ser comprado em casas de flores e supermercados na Ásia há dezenas de anos. O guano pode ser o único alimento orgânico para certas espécies cavernícolas.

Freqüentemente são tidos como prejudiciais pelas doenças que podem veicular e transmitir ao homem, tais como certas viroses e micoses. A relação com o fungo patogênico *Histoplasma capsulatum* é conhecida há mais de quatro décadas. O crescimento saprofítico do *H. capsulatum*, agente da histoplasmose em solos contaminados por fezes de morcegos, foi descoberto por EMMONS (1958). Esta micose pulmonar pode ser evitada mantendo-se distância dos lugares de repouso deste animal, sem ventilação. Não somente as fezes de morcegos podem servir de meio para crescimento de *H. capsulatum*, mas também as de outros animais, inclusive de galinhas. Maiores detalhes sobre as micoses transmitidas por morcegos são fornecidos em REIS & MOK (1979).

Conservação

No Brasil, há legislação que garante a proteção dos morcegos, conforme o Artigo 1º da Lei nº 5197, de 3 de janeiro de 1967 (Diário Oficial de 5 de janeiro de 1967), que diz textualmente:

“Os animais de qualquer espécie, em qualquer fase de seu desenvolvimento,

e que vivem naturalmente fora de cativeiro, constituindo a fauna silvestre, bem como seus ninhos, abrigos e criadouros naturais são de propriedade do Estado, sendo proibida sua utilização, perseguição, destruição, caça ou apanha.”

Mesmo assim, pouco se tem feito para a sua conservação. Atualmente cinco espécies de duas famílias estão incluídas na Instrução Normativa nº 3, de 27 de maio de 2003, do Ministério do Meio Ambiente e constam como ameaçadas de extinção: Família Phyllostomidae - *Lonchophylla bokermanni* Sazima *et al.*, 1978; *Lonchophylla dekeyseri* Taddei, Vizotto & Sazima, 1983; *Platyrrhinus recifinus* (Thomas, 1901) e Família Vespertilionidae - *Lasiurus eburnus* Fazzolari-Corrêa, 1994 e *Myotis ruber* (E. Geoffroy, 1806) (MMA, 2003), mas esse número pode estar subestimado. As repreensões com pesadas multas são mais freqüentes para aqueles que cau-

sam danos a qualquer outro animal, menos aos morcegos, que estão sendo mortos impunemente. Populações de algumas espécies têm decrescido visivelmente no Brasil.

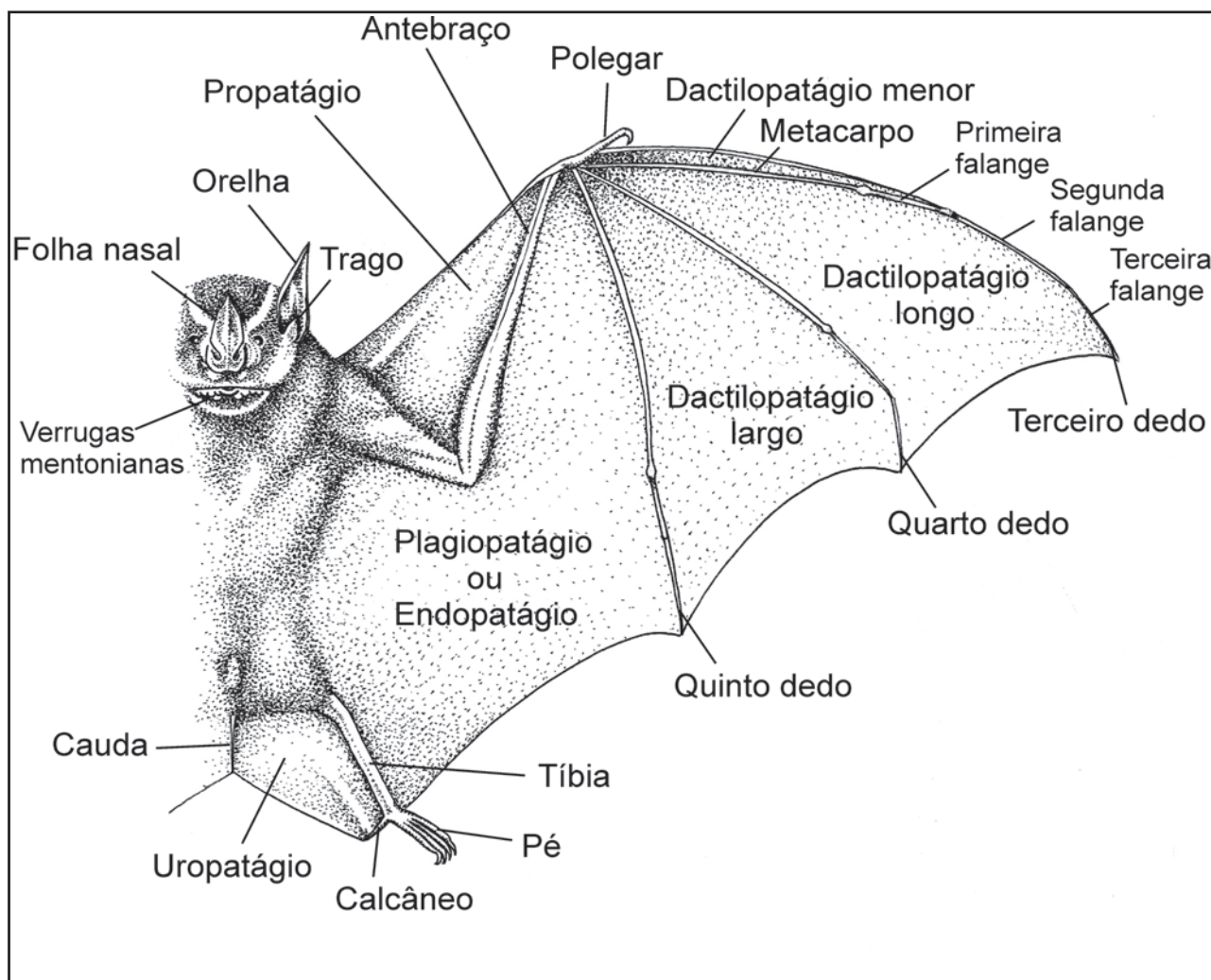
A proteção legal dos morcegos já foi implementada na Austrália, Bulgária, Tchecoslováquia, Dinamarca, Alemanha Ocidental e Oriental, Finlândia, Hungria, Itália, México, Polônia, Rússia, Iugoslávia e Estados Unidos. Nestes países, o interesse pela conservação dos morcegos foi reconhecido por alguns autores como MANVILLE (1962), DAVIS (1970a) e COCKRUM (1969; 1970).

Uma sociedade esclarecida deveria executar um programa de conservação da fauna sem preconceitos, que não incluísse somente os animais do agrado público. Os morcegos estão ameaçados por inseticidas, pelos desmatamentos, e até motivados pelas lendas e superstições a seu respeito, o que é lastimável, porque eles são alguns dos vertebrados mais interessantes do mundo.

Apêndice

Caracteres morfológicos dos morcegos

Como são mamíferos muito especializados, algumas estruturas são exclusivas e têm uma nomenclatura particular, que é familiar apenas aos especialistas. Por isso, para que o leitor em geral ou especialistas de outras áreas da biologia possam identificar essas estruturas nos textos a seguir, um desenho esquemático ilustrando-as é apresentado abaixo.



Representação esquemática de um morcego (Ilustração: Oscar A. Shibatta).

Família Emballorunidae

Adriano Lúcio Peracchi

Professor Livre Docente do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Marcelo Rodrigues Nogueira

Pesquisador Associado do Laboratório de Ciências Ambientais
Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro

Essa família é encontrada tanto no Velho como no Novo Mundo e compreende 13 gêneros e 51 espécies, sendo que no Brasil ocorrem 7 gêneros e 15 espécies. São morcegos pequenos, com olhos relativamente grandes, focinho alongado e orelhas largamente triangulares, ligeiramente pontudas ou arredondadas no ápice, geralmente providas de dobras paralelas na face interna das pinas e trago simples e curto. A membrana interfemural é bem desenvolvida e quando estendida é tão longa ou mais longa que as pernas; a cauda é mais curta que a membrana, perfurando-a na face superior e ficando com a extremidade livre. O segundo dedo das asas é desprovido de falanges. As asas são também muito peculiares, pois quando em repouso apresentam a primeira das duas falanges do dedo médio dobrada sobre o metacarpo. Várias espécies apresentam bolsas no propatágio ou na membrana interfemural. Essas estruturas são mais desenvolvidas nos machos e durante algum tempo pensou-se que tivessem função secretora. Aná-

lises histológicas, entretanto, têm refutado essa hipótese (SCULLY *et al.*, 2000), e o mais provável é que tais bolsas atuem apenas como depósito de substâncias produzidas em glândulas genitais e gulares. A mistura dessas substâncias apresenta forte odor e pode ser empregada tanto na defesa de território quanto durante a cômte (VOIGT & Von HELVERSEN, 1999). Os molares desses morcegos são bem desenvolvidos e apresentam cúspides em forma de “W”, apropriadas para trituração os pequenos insetos que capturam em pleno vôo e dos quais se alimentam (KALKO, 1995). Formam um grupo essencialmente tropical, havendo um claro decréscimo na diversidade de espécies conforme aumenta a latitude (STEVENS, 2004). Algumas espécies parecem ter no sudeste do Brasil o limite meridional de sua distribuição geográfica (PERACCHI & NOGUEIRA, no prelo).



Gênero *Centronycteris* Gray, 1838

Esse gênero compreende 2 espécies, *C. maximiliani* (J. Fischer, 1829) e *C. centralis* Thomas, 1912, das quais somente a primeira ocorre no Brasil.

Centronycteris maximiliani (J. Fischer, 1829)

Com localidade tipo na Fazenda da Coroaba, rio Jucú, Espírito Santo, Brasil, essa espécie ocorre também no nordeste do Peru, sul da Venezuela, Guiana, Suriname e Guiana Francesa. Em território brasileiro já foi observada também no AM, PA e PE.¹⁾

Segundo SIMMONS & HANDLEY-JR (1998) não há diferenças externas perceptíveis entre as duas espécies do gênero, que diferem pelo tamanho e extensão das fossas basiesfenóides. Esses autores informam que em *C. maximiliani* cabeça e corpo medem de 41 a 64 mm, a cauda de 20 a 26 mm e o antebraço de 41,5 a 44,7 mm. O peso varia de 4,5 a 7 g, as fêmeas sendo ligeiramente maiores que os machos. Nesses morcegos não há presença de bolsas e a pelagem é felpuda, pardo-avermelhada nas partes superiores, sendo mais pálida nas inferiores.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{2}{2} \ m \frac{3}{3} = 32$

Essa espécie é insetívora, como confirmado por REIS & PERACCHI (1987).

Uma fêmea lactante de *C. maximiliani* foi capturada em fevereiro no Brasil central, constituindo-se no único registro reprodutivo da espécie.

Tem sido encontrada em florestas úmidas primárias de terras baixas, com altitudes de até 300 m, mas ocorre também em áreas de vegetação secundária. Recentemente, BARNETT *et al.* (2006) reportaram a ocorrência de *C. maximiliani* em áreas de campina e campinarana no Parque Nacional do Jaú, Estado do Pará, com base na identificação de chamados de ecolocalização. Quanto ao uso de abrigos, um exemplar de *C. maximiliani* foi encontrado pendurado sob folha de melastomatácea na Guiana Francesa.



Centronycteris maximiliani (Foto: E. Bernard)

Gênero *Cormura* Peters, 1867

Cormura brevirostris (Wagner, 1843)

Essa espécie é a única do gênero e têm como localidade-tipo Marabitanas, Rio Negro, Amazonas. Sua distribuição vai da Nicarágua ao Peru e Brasil, onde já foi observada no AM, MA, MT, PA e RO.

Esse embalonu-rídeo apresenta cabeça e corpo medindo de 50 a 65 mm (EMMONS & FEER,

¹A distribuição geográfica geral apresentada aqui para cada espécie se baseia em SIMMONS (2005), ao passo que a distribuição em território brasileiro teve como base os dados compilados por TAVARES *et al.* (no prelo).

*Cormura brevirostris* (Foto: A. L. Peracchi)

1990), cauda de 9 a 17 mm e antebraço de 41 a 50 mm. O peso varia de 6,8 a 11 g (SIMMONS & VOSS, 1998), as fêmeas sendo ligeiramente maiores que os machos. A pelagem é sedosa, de coloração marrom-escuro ou marrom-avermelhada no dorso, mais clara na face ventral (BERNARD, 2003). A bolsa é longa e se situa no meio da membrana antebraquial. A base da membrana interfemural é quase nua, e as asas estão ligadas aos pés, na base dos dedos.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Alimenta-se de pequenos insetos capturados em voo no sub-bosque das florestas. Há registro do uso de ortópteros (RIVAS-PAVA *et al.*, 1996).

Fêmeas grávidas foram encontradas no Panamá em abril e maio (FLEMING *et al.*, 1972).

Ocorre em mata primária e em clareiras (REIS & PERACCHI, 1987; SIMMONS & VOSS, 1998), e se refugia em ocos de árvores e cavidades rasas na base de árvores viventes, bem como sob o tronco de árvores caídas e sob pontes de concreto (BERNARD, 2003). SIMMONS & VOSS (1998) encontraram na Guiana Francesa um pequeno grupo dessa espécie abrigado sob folhagem não modificada de *Phenakospermum guyannensis*

(Strelitziaceae), mas salientaram que esse não seria um comportamento habitual da espécie. Nos refúgios formam grupos pequenos de 2 a 5 indivíduos, mais frequentemente 3 exemplares.

Gênero *Cyttarops*

Thomas, 1913

Cyttarops alecto

Thomas, 1913

Única espécie do gênero, *C. alecto* tem como localidade-tipo Mocajutuba, Pará, Brasil. É encontrada também na Nicarágua, Costa Rica e Guiana, estando representada por menos de 20 exemplares, todos capturados em áreas com até 300 m de altitude (STARRETT, 1972).

Nessa espécie cabeça e corpo medem de 47 a 55 mm, cauda de 20 a 25 mm e antebraço de 45 a 47 mm. O peso varia de 6 a 7 g (REID, 1997). São morcegos que apresentam olhos grandes e orelhas curtas e arredondadas. O trago é uma característica importante dessa espécie, pois a metade inferior da margem externa se apresenta como um lóbulo grande, muito desenvolvido, único entre os quirópteros (NOVAK, 1994). A pelagem é longa e sedosa, de coloração cinza-enegrecida; as membranas são negras. Não há bolsas nas asas nem na membrana interfemural.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Espécie insetívora, como evidenciado por STARRETT (1972) que encontrou fragmentos de insetos no trato digestivo de oito indivíduos capturados na Costa Rica.

Duas fêmeas e um macho capturados na



Costa Rica, no início de agosto, não apresentavam qualquer evidência de atividade reprodutiva. Ainda na Costa Rica, três sub-adultos foram capturados no início de agosto (STARRETT, 1972).

Ocorre em mata primária (BROSSET *et al.*, 1996) e abriga-se sob as folhas de palmeiras, geralmente situadas em áreas relativamente abertas. Nesses refúgios forma grupos de 1 a 10 indivíduos (STARRETT, 1972).

Gênero *Diclidurus* Wied-Neuwied, 1820

Esse gênero inclui quatro espécies: *D. albus* Wied-Neuwied, 1820, *D. scutatus* Peters, 1869, *D. ingens* Hernández-Camacho, 1955 e *D. isabellus* (Thomas, 1920). As três primeiras pertencem ao subgênero *Diclidurus*, enquanto a última a *Depanycteris*, que durante muito tempo foi considerado um gênero distinto de *Diclidurus* e que alguns autores insistem em considerar como gênero válido.

Diclidurus albus Wied-Neuwied, 1820

Essa espécie tem como localidade-tipo Canavieiras, rio Pardo, Bahia, e ocorre do México ao sudeste do Brasil. Em território brasileiro já foi observada no AM, AP, BA, ES, PA e RO.

Morcego de porte mediano, com cabeça e corpo medindo de 68 a 82 mm, cauda de 18 a 22 mm, antebraço de 63 e 69 mm e peso de 17 a 24 g (REID, 1997). Como denota o epíteto específico, nessa espécie a pelagem é branca. Outras duas espécies do gênero, *D. scutatus* e *D. ingens*, também apresentam pelagem branca, mas *D. albus* é maior que a primeira e menor que a segunda. Assim como as demais espécies do gênero, *D. albus* apresenta orelhas amareladas, curtas e arredondadas, olhos grandes e uma bolsa localizada no centro da membrana interfemural. Essa bolsa, uma verdadeira cápsula córnea, é mais desenvolvida nos machos e se torna maior na época da reprodução. A sua função é des-

conhecida e acredita-se que desempenhe papel idêntico ao das bolsas que ocorrem nas asas de outro embalonurídeos, atraindo as fêmeas nos períodos reprodutivos. A cauda é curta e estende-se até o terço basal da membrana interfemural, perfurando-a no centro da bolsa glandular.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie insetívora. O estômago de oito exemplares capturados no México apresentou fragmentos de lepidópteros (CEBALLOS & MEDELLÍN, 1988). No Brasil, dípteros e lepidópteros foram reportados por PERACCHI & ALBUQUERQUE (1987).

Ainda no México, *D. albus* parece se reproduzir de janeiro a junho, com a cópula provavelmente ocorrendo em janeiro ou fevereiro, quando machos e fêmeas são encontrados juntos nos abrigos. Fêmeas com embriões bem desenvolvidos foram capturadas em maio, sendo encontrado somente um embrião por fêmea (CEBALLOS & MEDELLÍN, 1988).

Ocorre em florestas úmidas e secas, áreas peridomiciliares e em ruas de cidades (HANDLEY-JR, 1976). Nesses locais tem sido coletada com auxílio de arma de tiro, não em redes. Abriga-se entre folhas de palmeiras de palmeiras altas (GOODWIN & GREENHALL, 1961) e também em forro de residências (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1987).

Diclidurus ingens Hernández-Camacho, 1955

Essa espécie tem como localidade-tipo Puerto Laguizano, rio Putumayo, Caqueta, Colômbia, e ocorre também na Venezuela, Guiana e norte do Brasil, onde já foi observada no Estado do Pará.

Morcego relativamente grande, com antebraço entre 70 a 73 mm. A pelagem é branca, como em *D. albus* e *D. scutatus*, mas a separação pode ser feita pelo tamanho, maior nessa espécie. As demais características descritas anteriormente

*Diclidurus ingens* (Foto: E. Bernard)

para *D. albus* também valem para essa espécie.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Esse morcego é insetívoro e tem sido capturada em florestas úmidas, nas proximidades de bancos de riachos, em áreas peridomiciliares e em ruas de cidades (HANDLEY-JR, 1976). Nesses locais tem sido coletada apenas com o auxílio de arma de tiro.

***Diclidurus isabellus* (Thomas, 1920)**

Essa espécie tem Manacapuru, Amazonas, como localidade-tipo, e ocorre apenas no noroeste do Brasil e na Venezuela.

Em *D. isabellus* a cabeça e as espáduas são pardo-claras, o dorso pardo-escuro e as partes inferiores branco-amareladas. Além disso, nessa espécie o polegar não é reduzido e apresenta garra bem desenvolvida (ele é muito reduzido e tem garra vestigial nas demais espécies). As demais características descritas anteriormente para *D. albus* também valem para essa espécie.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Morcego estritamente insetívoro, que tem sido encontrado em floresta úmidas, sobre riachos

ou nas proximidades de suas margens (HANDLEY-JR, 1976). Tem sido coletado apenas com o auxílio de arma de tiro.

***Diclidurus scutatus* Peters, 1869**

Essa espécie tem Belém, Pará, como localidade-tipo, e ocorre na Amazônia, Venezuela, Peru, Guiana, Suriname e sudeste do Brasil. No território brasileiro já foi observada no Amapá, Amazonas, Pará e, recentemente, São Paulo (SODRÉ & UIEDA, 2006).

Morcego relativamente pequeno, com antebraço entre 51 e 59 mm. A pelagem é branca, como em *D. albus* e *D. ingens*, mas *D. scutatus* pode ser reconhecida por seu menor tamanho. As demais características descritas anteriormente para *D. albus* também valem para essa espécie.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Morcego insetívoro, coletada em áreas de mata primária e secundária (BROSSET *et al.*, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998), nas proximidades de bancos de rios, em áreas peridomiciliares e em ruas de cidades (HANDLEY-JR, 1976; SODRÉ & UIEDA, 2006). Nesses locais, *D. scutatus* tem sido coletada principalmente com o auxílio de arma de tiro.

Gênero *Peropteryx* Peters, 1867

Esse gênero compreende quatro espécies: *P. kappleri* Peters, 1867; *P. leucoptera* Peters, 1867; *P. macrotis* (Wagner, 1843) e *P. trinitatis* Miller, 1899. Dessas, somente as três primeiras ocorrem no Brasil. *P. kappleri*, *P. macrotis* e *P. trinitatis* pertencem ao subgênero *Peropteryx* e *P. leucoptera* ao subgênero *Peronymus*, que até pouco atrás era considerado gênero distinto.

***Peropteryx kappleri* Peters, 1867**

Essa espécie tem como localidade-tipo o Suriname, e ocorre do México às Guianas, Peru, norte da Bolívia e leste do Brasil. Já foi assinalada nos seguintes Estados brasileiros: AL, AM, BA, ES, MA, MG, PA, PE, RJ e SP.

Apresenta tamanho relativamente grande, com antebraço variando de 45 a 50 mm nos machos e 46 a 52 mm nas fêmeas. As orelhas são enegrecidas e separadas, o dorso é usualmente castanho-escuro, e as partes inferiores ligeiramente mais claras. As asas são enegrecidas. Pelos longos, geralmente com 8 mm de comprimento na altura do pescoço e 10 mm mais para trás. Assim como as demais espécies do gênero, diferencia-se de outros embalonurídeos por apresentar bolsa curta, junto ao bordo anterior do propatágio.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Espécie exclusivamente insetívora (BRADBURY & VEHRENCAMP, 1976).

Na Colômbia, observações sobre *P. kappleri* mostraram que os nascimentos ocorrem em janeiro, março, abril, maio, outubro e novembro, com um pico acentuado em abril e um menor, entre outubro e novembro, acompanhando os picos de precipitação pluviométrica (GIRAL *et al.*, 1991).

Ocorre em florestas úmidas primárias e secundárias, florestas secas e áreas cultivadas (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS, 1998). Na Colômbia, sete minas de carvão abandonadas continham colônias formadas por 5 a 47 indivíduos, que ocupavam as partes mais escuras desses refúgios. Abriga-se ainda em cavernas, frestas entre rochas, ocos de árvores e câmaras escuras formadas entre sapopemas de troncos caídos (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS, 1998).

***Peropteryx leucoptera* Peters, 1867**

Essa espécie tem como localidade-tipo o

Suriname, ocorrendo também nas demais Guianas, Peru, Colômbia, Venezuela e norte e nordeste do Brasil, onde é conhecida do Amazonas, Pará e Pernambuco.

P. leucoptera apresenta tamanho pequeno, com antebraço variando de 41 a 43 mm nos machos e 42 a 45 mm nas fêmeas. O peso varia de 5,5 a 7,8 g. Orelhas ligadas por membrana baixa. Dorso castanho-enegrecido, ventre mais claro. Dactilopatágio usualmente branco.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Espécie insetívora, havendo registro do consumo de coleópteros (REIS & PERACCHI, 1987).

Duas fêmeas grávidas e uma lactante foram registradas em maio no norte do Brasil (BERNARD, 1999).

Ocorre em áreas de floresta primária (SIMMONS & VOSS, 1998) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996), e na amazônia brasileira foi encontrada em fragmento florestal em cercado por vegetação de savana (BERNARD, 1999). Abriga-se em ocos de árvores caídas e também em câmaras escuras formadas entre sapopemas de troncos caídos (SIMMONS & VOSS, 1998; BERNARD, 1999). Nesses refúgios, *P. leucoptera* tem sido encontrada em grupos que variam de 2 a 12 indivíduos (SIMMONS & VOSS, 1998; BERNARD, 1999).

***Peropteryx macrotis* (Wagner, 1843)**

Essa espécie tem como localidade-tipo Mato Grosso, e é também encontrada do México ao Peru, Bolívia, Paraguai e sul e sudeste do Brasil. Já foi registrada nos seguintes Estados brasileiros: AL, AM, AP, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RN e SP.

P. macrotis apresenta tamanho relativamente pequeno, com antebraço medindo de 43 a 45 mm nos machos e 45 a 48 mm nas fêmeas. O peso varia de 4 a 7 g. As orelhas são castanho-

*Peropteryx macrotis* (Foto: Marlon Zortéa)

acinzentadas e separadas. O dorso é geralmente castanho-avermelhado e partes inferiores levemente mais claras. As asas são enegrecidas e os pêlos moderadamente longos, com 6 mm de comprimento no pescoço e com 8 a 9 mm mais para trás.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Espécie insetívora, havendo registro do consumo de coleópteros e dípteros (BRADBURY & VEHCAMP, 1976).

Fêmeas grávidas de *P. macrotis* foram observadas na caatinga em janeiro, setembro e outubro, sugerindo que essa espécie apresenta poliestria sazonal; fêmeas lactantes foram encontradas em janeiro (WILLIG, 1985a). Na América Central, fêmeas grávidas foram observadas em março e abril (JONES *et al.*, 1973; RICK, 1968).

P. macrotis ocorre em florestas úmidas primárias e secundárias, savanas, florestas secas e áreas cultivadas (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS, 1998). Abriga-se em cavernas, fendas rasas, minas e construções, freqüentemente próximo à água. Forma grupos de 10 a 20 exemplares, mas às vezes congregam quase 80 indivíduos e vários grupos podem ocupar uma grande caverna.

Gênero *Rhynchonycteris* Peters, 1867

Rhynchonycteris naso (Wied-Neuwied, 1820)

Única espécie do gênero, *R. naso* tem como localidade-tipo o rio Mucuri, próximo ao Morro d'Arara, Bahia, e é encontrada do México ao Peru, Bolívia, Guiana Francesa, Guiana, Suriname, Trinidad e sudeste do Brasil. Em território brasileiro já foi observada no AC, AL, AM, AP, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PI, PE, RJ, RO e RR.

Nessa espécie, cabeça e corpo medem de 37 a 46 mm, a cauda de 11 a 14 mm e o antebraço de 35 a 40 mm. O peso varia de 35 a 46 g. Pode ser reconhecida pelo focinho alongado, com extremidade pontuda, prolongando-se além do lábio inferior; presença de tufo de pêlos esbranquiçados no antebraço e ausência de bolsas antebraquiais ou no uropatágio. A coloração da pelagem é grisalho-acinzentada no dorso, com o ventre cinza mais claro. No dorso ocorrem 2 listras longitudinais esbranquiçadas, sinuosas e pouco distintas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Esses morcegos são encontrados em refúgios bem iluminados, próximos ou sobre cursos d'água: pontes, entrada de cavernas, troncos de árvores e pedras. Formam colônias de 3 a 15 indivíduos, segundo BRADBURY & VEHCAMP (1976). Contudo, NOGUEIRA & POL (1998) observaram essa espécie no norte de Minas Gerais formando colônias de até 80 exemplares. Os vôos de forrageio começam ao entardecer e se desenvolvem sobre as coleções d'água, quando são capturados pequenos insetos, incluindo mosquitos, tricópteros, quironomídeos e besouros PLUMPTON & JONES, 1992; DALQUEST, 1957). No norte de Minas Gerais, NOGUEIRA



Rhynchonycteris naso (Foto: A. L. Peracchi)

& POL (1998) observaram que *R. naso* apresenta poliestria bimodal, com nascimentos ocorrendo no início e no final do período chuvoso. Essa sazonalidade reprodutiva foi também constatada por BRADBURY & VEHCENCAMP (1976) na Costa Rica, onde os filhotes não foram observados durante a estação seca. Contudo, em certas áreas de sua distribuição essa espécie pode se reproduzir ao longo de todo o ano (PLUMPTON & JONES, 1992).

Gênero *Saccopteryx* Illiger, 1811

O gênero *Saccopteryx* compreende 5 espécies: *S. antioquensis* Muñoz & Cuartas, 2001; *S. bilineata* (Temminck, 1838); *S. canescens* Thomas, 1901; *S. gymnura* Thomas, 1901 e *S. leptura* (Schreber, 1774). Dessas, somente a primeira não ocorre no território brasileiro.

Saccopteryx bilineata (Temminck, 1838)

Essa espécie tem o Suriname como localidade-tipo, e é encontrada do México à Bolívia, Guianas, Trinidad e Tobago e sudeste do Brasil. Em território brasileiro já foi observada no AC, AM, AP, BA, CE, GO, MA, MG, MT, PA, RJ, RR e RO.

É a maior das quatro espécies do gênero, com antebraço medindo de 45 a 48 mm nos machos e 48 a 51 mm nas fêmeas. O peso varia de 6,7 a 9,9 g nos machos e 7,8 a 13,2 g nas fêmeas (SIMMONS & VOSS, 1998). Apresenta a pelagem dorsal e as membranas enegrecidas, e a face ventral cinza-escuro. Há duas listras dorsais esbranquiçadas bem nítidas. Assim como as demais espécies do gênero, *S. bilineata* apresenta bolsa situ-

ada no propatágio, junto ao antebraço e próximo ao cotovelo. Essa bolsa é bem desenvolvida nos machos e rudimentar nas fêmeas.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{1}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

A dieta é composta exclusivamente por insetos, tais como coleópteros e dípteros (BRADBURY & VEHCENCAMP, 1976; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996).

De acordo com dados obtidos na Costa Rica e em Trinidad por BRADBURY & VEHCENCAMP (1976), *S. bilineata* forma grupos compostos por um macho adulto e um harém que pode conter até oito fêmeas. Numa mesma árvore vários grupos podem ser encontrados, formando uma colônia de 40 a 50 indivíduos. Cada macho defende ativamente uma área de 1 a 3 metros quadrados de refúgio e apresenta um complexo comportamento de corte para atrair as fêmeas de seu harém. Em ambas as funções esses machos podem executar uma série de procedimentos, incluindo vocalizações, bocejos e vôo pairado, no qual dispersam o odor da mistura de substâncias que são depositadas em suas bolsas antebraquiais (VOIGT & Von HELVERSEN, 1999; BEHR & Von HELVERSEN, 2004). Machos solitários em uma colônia procuram formar

seu próprio harém (VOIGT & STREICH, 2003)

Tem sido capturada em áreas de floresta primária e secundária (REIS & PERACCHI, 1987; BROSSET *et al.*, 1996). Abriga-se em árvores ocas, cavernas, blocos de pedra e construções, incluindo ruínas (POLANCO *et al.*, 1992, RICK, 1968), Frequentemente são também encontrados pousados, durante o dia, em troncos de árvores na floresta.

***Saccopteryx canescens* Thomas, 1901**

Essa espécie tem Óbidos, Pará, como localidade-tipo, e ocorre na Colômbia, Venezuela, Peru, Bolívia, Guianas e norte do Brasil, onde já foi observada no AM, AP, MA, PA e RO.

S. canescens é de tamanho semelhante à espécie anterior, da qual pode se distinguir por apresentar pelagem dorsal castanho-agrisalhada de cinza ou amarelo e listras dorsais esbranquiçadas e distintas. O antebraço varia de 35,8 a 40,8 mm (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Esse morcego insetívoro ocorre em florestas úmidas e secas, áreas abertas, tais como pastos e pomares (HANDLEY-JR, 1976), e em ambiente urbano (BROSSET *et al.*, 1996). TEJEDOR (2003) encontrou colônia com cinco indivíduos abrigados sob teto externo em construção situada em área bem iluminada de uma reserva biológica no Peru. A composição dessa colônia (com um único macho adulto e mais de uma fêmea adulta) sugere poliginia para esse táxon (TEJEDOR, 2003).

***Saccopteryx gymnura* Thomas, 1901**

A localidade-tipo dessa espécie é Santarém, Pará, Brasil. Ela ocorre também na Guiana Francesa, Guiana e talvez na Venezuela.

S. gymnura é bem menor que as espécies anteriores, com o antebraço variando de 33,5 a 35,3 mm. O dorso apresenta pelagem castanho-escura e as listras são ausentes ou muito esmaecidas. A membrana das asas é ligada ao metatarso, enquanto nas demais espécies ela é unida à tibia.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Essa espécie é insetívora e tem sido capturada em pequenas clareiras e sob estradas, sempre em associação direta ou nas proximidades de florestas primárias (SIMMONS & VOSS, 1998).

***Saccopteryx leptura* (Schreber, 1774)**

Essa espécie tem o Suriname como localidade-tipo, e é encontrada do México ao Peru, norte da Bolívia, Guianas, Ilha Margarita (Venezuela), Trinidad e Tobago e sudeste do Brasil. Em território brasileiro é conhecida dos Estados do AC, AM, AP, CE, ES, GO, MA, MT, PA, PE, RJ, RO e RR.

S. leptura é semelhante à espécie anterior, porém menor, com a face dorsal castanho-escura, e a ventral castanho-acinzentada. As membranas também são de cor castanha. As listras dorsais são



Saccopteryx leptura (Foto: M.R. Nogueira)



menos pronunciadas. O antebraço varia de 36 a 40 mm nos machos e de 39 a 42 mm nas fêmeas. O peso varia de 3,8 a 4,6 g nos machos e 4,2 a 6,4 g nas fêmeas (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Morcego exclusivamente insetívoro. Um exemplar de *S. leptura* capturado no Estado do Rio de Janeiro, ao entardecer, durante vôo de forrageio, continha nas bochechas cinco fêmeas aladas de formigas do gênero *Pheidole*. As fezes de três outros exemplares colecionados em área florestada na cidade do Rio de Janeiro também apresentaram fragmentos de himenópteros (NOGUEIRA *et al.*, 2002).

Em Trinidad a estação reprodutiva de *S. leptura* é sincronizada, com cada fêmea produzindo um filhote antes da estação chuvosa (NOWAK, 1994). Parece tratar-se de forma monógama, com o grupamento mais freqüentemente encontrado sen-

do composto por um macho adulto e uma fêmea (BRADBURY & VEHRENCAMP, 1976).

Tem sido capturada em áreas de floresta primária e secundária, pastos, pomares e áreas urbanas (HANDLEY-JR, 1976; REIS & PERACCHI, 1987; BROSSET *et al.*, 1996). Prefere abrigar-se no tronco exposto de grandes árvores, se bem que na cidade do Rio de Janeiro um grupo de 3 indivíduos foi encontrado abrigado, durante o dia, numa construção situada à aproximadamente 30 m da floresta (NOGUEIRA *et al.*, 2002).

Agradecimentos

Somos gratos ao revisor anônimo pela leitura crítica e correções no manuscrito, aos colegas que gentilmente cederam imagens para ilustrar esse capítulo, à FAPERJ (ALP e MRN) e ao CNPq (ALP) pelo apoio financeiro.



Família Phyllostomidae *

Os morcegos desta 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 a folha nasal é reduzida (VIEIRA, 1942; VIZOTTO & TADDEI, 1973; NOWAK, 1994; MEDELLÍN *et al.*, 1997).

* Pelo fato desta família ser muito numerosa e muito importante para o Brasil, resolveu-se aqui fazer de cada Subfamília um capítulo.

Subfamília Desmodontinae

Ludmilla Moura de Souza Aguiar

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA)
Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados.

Os morcegos hematófagos pertencem à ordem Chiroptera, família Phyllostomidae, subfamília Desmodontinae. Esta subfamília inclui três gêneros *Desmodus*, *Diaemus* e *Diphylla* e três espécies hematófagas, monotípicas e simpátricas: *Desmodus rotundus*, *Diaemus youngi* e *Diphylla ecaudata*. Somente *D. rotundus* se alimenta do sangue de mamíferos e é conhecido como ‘morcego vampiro comum’. *Diphylla ecaudata*, o vampiro-de-pernas-peludas, e o raro *Diaemus youngi*, se alimentam na natureza do sangue de aves (BRASS, 1994).

Os desmodontinae possuem como características diagnósticas que os distinguem das outras famílias de morcegos Neotropicais, apêndice nasal rudimentar, de estrutura discóide em forma de ferradura ou como protuberância. Não possuem cauda e o uropatágio é reduzido. As pernas, antebraços e polegares são longos, sendo esses últimos espessados e usados como pés para andar, saltar ou escalar de forma quadrúpede. Almofadas podem ou não ocorrer (ALTENBACH, 1979; GREENHALL *et al.*, 1983).

Os incisivos superiores são longos e cor-tantes, o que permite abrir uma ferida de forma indolor. Há redução do tamanho dos dentes molares e pré-molares; presença de substância anticoagulante na saliva (FERNANDEZ *et al.*, 1998); lábio inferior sulcado e destituído de papilas, língua sulcada que permite ao sangue fluir por capilaridade para o interior da boca; estômago e rins especializados na absorção e processamento do plasma sanguíneo e presença de sensores térmicos localizados no apêndice nasal, que permitem detectar áreas mais intensamente vascularizadas na pele da presa (GREENHALL *et al.*, 1983; BERNARD, 2005).

Como os outros morcegos, os hematófagos também emitem sinais de ecolocalização para a orientação espacial. A audição dos vampiros, porém, é mais bem adaptada para baixas frequências, entre 100 Hz e 10 kHz (SCHMIDT *et al.*, 1991).



Gênero *Desmodus* Wied-Neuwied, 1826
***Desmodus rotundus* (E. Geoffroy, 1810)**

Desmodus rotundus tem ampla distribuição no Novo Mundo, ocorrendo desde o norte do México até o norte da Argentina (MACNAB, 1973; GREENHALL *et al.*, 1983; KOOPMAN, 1988). Economicamente, esta espécie pode trazer grandes prejuízos para a pecuária da América Latina, por causa de seu papel na transmissão da raiva dos herbívoros (GREENHALL *et al.*, 1983; ACHA & MÁLAGA-ALBA, 1988). A espécie ocorre em áreas florestadas assim como regiões desérticas, abrigando-se em ocos de árvore, cavernas, bueiros, minas abandonadas e mesmo construções civis (BREDT *et al.*, 1998). Em climas frios sua distribuição é limitada pela habilidade em transportar quantidades suficientes de alimento para manter a temperatura do corpo (KUNZ, 1982). Existem registros na literatura mostrando que no Brasil a espécie ocorre de norte a sul (PERACCHI *et al.*, 2006).

Desmodus rotundus é a espécie mais comum e abundante de morcego vampiro. Em função de seu hábito alimentar e de sua importância econômica devido à transmissão de raiva a espécie é uma das mais bem conhecidas e estudadas do mundo (BERNARD, 2005). Esses morcegos têm cerca de 35 cm de envergadura (distância entre as pontas das asas abertas), pesam entre 25 e 40 gramas e podem ser considerados de médio porte (GREENHALL *et al.*, 1983), quando comparados às outras espécies. A pelagem é bastante macia, em geral de coloração cinza brilhante, mas pode apresentar também tons avermelhados, dourados ou mesmo alaranjados (BERNARD, 2005).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{1}{1} = 20$

É uma espécie estritamente hematófaga (GARDNER, 1977a) e seu hábito alimentar exige grande capacidade integrativa do cérebro, sendo



Desmodus rotundus (Foto: Isaac P. Lima).

que o neocórtex e o cerebelo são mais desenvolvidos que em outras espécies de morcegos (BERNARD, 2005). Preferem o sangue de mamíferos de grande porte e a introdução de animais domésticos como cavalos, bovinos, e suínos têm aumentado o número de indivíduos nos últimos 300 anos (ALTRINGHAM, 1996). Habitualmente as colônias são pequenas (GREENHALL *et al.*, 1983) e contêm de 10 a 50 indivíduos; contudo, agrupamentos com 100 ou mais morcegos podem ocorrer principalmente em regiões onde o controle de suas populações não é feito com regularidade (UIEDA *et al.*, 1996). Colônias maiores (cerca de 300 indivíduos) foram mencionadas por SAZIMA (1978) e TADDEI *et al.* (1991) para o Estado de São Paulo e por BREDT *et al.* (1999), para a região do Distrito Federal. São fortes as relações entre fêmeas, e os indivíduos caçam e forrageiam em grupo (WILKINSON 1985; 1986). Seu padrão de atividade parece ser mais intenso no intervalo entre 19 e 23 horas (FERREIRA SALES *et al.*, 1975).

Estudos têm revelado a existência de dimorfismo sexual e ocorrência de maior número de fêmeas (ALENCAR *et al.*, 1994; NUÑEZ & VIANNA, 1997; GOMES & UIEDA, 2004). *Desmodus rotundus* é considerada uma espécie poliéstrica, sem um período definido de reprodução (TADDEI *et al.*, 1991; ALENCAR *et al.*,

1994). Contudo, o nascimento da maioria dos filhotes parece se concentrar na estação mais quente e chuvosa (GOMES & UIEDA, 2004). A gestação dura sete meses, com o nascimento de um filhote por vez, ocasionalmente podendo ocorrer gêmeos. No segundo mês de vida o filhote já recebe alimento regurgitado pela mãe e a acompanha até os quatro meses, tornando-se independente aos cinco meses (LORD, 1992; TURNER, 1975).

Desmodus rotundus é frequentemente encontrado em áreas com presença de animais de criação. Não se encontra na lista das espécies ameaçadas para o território nacional, de acordo com dados do MMA (2003), e nem da lista da IUCN (2006).

Gênero *Diaemus* Miller, 1906
***Diaemus youngi* (Jentink, 1893)**

A distribuição dessa espécie é ampla, com ocorrências do nordeste do México, passando pela América Central e chegando a América do sul, da bacia Amazônica até o norte da Argentina. Ao contrário de *D. rotundus*, que é uma espécie bastante abundante e comum, *D. youngi* independentemente de sua ampla distribuição, é localmente rara e há uma deficiência de dados populacionais, biológicos e ecológicos (AGUIAR *et al.*, 2006; GREENHALL & SCHUTT, 1996). Na literatura são encontrados registros de *D. youngi* para 13 dos 26 estados brasileiros (AGUIAR *et al.*, 2006).

Diaemus youngi é um morcego de porte médio, com peso variando entre 30 e 38 g e antebraço 50-55 mm. A cor da pelagem varia do marrom claro ao escuro (GREENHALL & SCHUTT, 1996). Assemelha-se a *D. rotundus* mas pode ser



Diaemus youngi (Foto: A.L. Peracchi).

distinguida facilmente das outras espécies de vampiros devido a ausência de calcar e cauda. O dedo polegar de *D. youngi* tem uma única almofada, enquanto *D. rotundus* tem duas. Em *D. youngi*, ambos os sexos possuem glândulas localizadas bilateralmente dentro da boca, que só são vistas quando o morcego está incomodado, e emitem odor ofensivo (GREENHALL & SCHUTT, 1996). As pontas das asas e orelhas são brancas, assim como a membrana entre o segundo e terceiro dedos.

É uma espécie que habita cavernas e ocos de árvores, em colônias com até 30 indivíduos (GREENHALL & SCHUTT, 1996) e apresenta comportamento de domínio-hierarquia com displays e padrões de comportamento não relatados para outras espécies de morcegos (SCHUTT *et al.*, 1999). A reprodução desta espécie não é bem conhecida (GREENHALL & SCHUTT, 1996). AGUIAR *et al.* (2006) encontraram machos reprodutivos na estação chuvosa, mas não tiveram capturas no período de seca no Cerrado do Brasil Central.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{2}{1} = 22$, mas o molar posterior superior é vestigial e geralmente perdido em adultos (GREENHALL &



SCHUTT, 1996). Alimenta-se de sangue fresco e parece ter preferência por sangue de aves, embora em cativeiro, alimente-se de sangue bovino (UIEDA 1993, GREENHALL & SCHUTT, 1996). Diferenças no comportamento alimentar relacionadas a seleção de presas arbóreas e terrestres reduz a competição onde *D. rotundus* e *D. youngi* coexistem (SCHUTT *et al.*, 1999).

Devido a sua semelhança com *D. rotundus*, a espécie é negativamente afetada por atividades de controle de vampiros. O vírus rábico já foi isolado no Brasil em indivíduos de *D. youngi*, mas relatos de raiva humana e raiva causada por morcegos são relacionadas a atividade de *Desmodus rotundus* (GONÇALVES *et al.*, 2002). *Diaemus youngi* não se encontra na lista das espécies ameaçadas para o território nacional, de acordo com dados do MMA (2003), e também não consta da lista da IUCN (2006). No entanto, é considerada ameaçada nos estados do Paraná (MARGARIDO & BRAGA, 2004) e Rio de Janeiro (BERGALLO *et al.*, 2000).

Gênero *Diphylla* Spix, 1823 *Diphylla ecaudata* Spix, 1823

A distribuição dessa espécie é mais restrita que a dos outros vampiros. Existe um registro para o sul dos Estados Unidos, e registros de ocorrências do México, passando pela América Central e chegando a América do sul, até o Brasil (PERACCHI *et al.*, 2006). PERACCHI *et al.* (2006) citam a ocorrência de *D. ecaudata* para 13 dos 26 estados brasileiros.

Diphylla ecaudata é a menor espécie de vampiro e parece ocupar o segundo lugar em abundância (frequência) de capturas, atrás de *D. rotundus* e a frente de *D. youngi*. Pode ser diferenciada dessas espécies por possuir olhos grandes, orelhas pequenas e arredondadas e folha nasal pou-

co desenvolvida. Os membros posteriores são mais curtos, sem calosidades, e o uropatágio é estreito (GREENHALL *et al.*, 1984). A pelagem é densa cobrindo antebraço, pernas e membrana interfemural. A coloração da pelagem varia de marrom claro a escuro na região dorsal e é sempre mais clara na região ventral. As principais medidas são 75-93 mm de cabeça-corpo, 50-56 mm de antebraço e 24-43 gramas de peso (GREENHALL *et al.*, 1984).

É uma espécie que habita cavernas e cavidades, raramente ocos de árvores, em colônias com até 30 indivíduos (GREENHALL *et al.*, 1984). São morcegos tímidos, de movimentos rápidos, e que se deslocam rapidamente quando incomodados. Ao contrário de *D. rotundus*, quando perturbados em seu hábitat, esses morcegos se deslocam para outro lugar e não se escondem em fendas (GREENHALL *et al.*, 1984). Mesmo em colônias com muitos indivíduos, mantêm o hábito solitário, não se agregando a grandes grupos.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{2}{2} = 26$$

Os incisivos inferiores são maiores que



Diphylla ecaudata (Foto: Marlon Zortéa).

nos outros vampiros, mostrando os quatro lóbulos internos e sete lóbulos externos. Alimenta-se de sangue fresco e tem preferência por sangue de aves (UIEDA, 1993; GREENHALL & SCHUTT, 1996). Da mesma forma que ocorre com *D. youngi*, diferenças no comportamento alimentar quanto à seleção de presas arbóreas e terrestres reduz a competição onde *D. rotundus* e *D. ecaudata* coexistem (SCHUTT *et al.*, 1999).

O vírus rábico já foi isolado no Brasil em indivíduos de *D. ecaudata*, mas relatos de raiva humana e raiva causada por morcegos são relacionados à atividade de *Desmodus rotundus* (GONÇALVES *et al.*, 2002). Portanto, essa espécie não deve

sofrer controle dos órgãos oficiais, pois se alimenta quase que exclusivamente de sangue de aves que repousam em árvores, não tendo importância epidemiológica. Para evitar que as aves morram de anemia sugerem-se galinheiros fechados.

Diphylla ecaudata não se encontra na lista das espécies ameaçadas para o território nacional, de acordo com dados do MMA (2003), e nem na lista da IUCN (2006). Mas é considerada ameaçada no estado do Paraná onde as maiores ameaças são o turismo em cavernas, o desequilíbrio ecológico, o desmatamento e a destruição dos habitats (MARGARIDO & BRAGA, 2004).

Subfamília Glossophaginae

Marcelo Rodrigues Nogueira

Pesquisador Associado do Laboratório de Ciências Ambientais
Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro

Daniela Dias

Laboratório de Mastozoologia - Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Adriano Lúcio Peracchi

Professor Livre Docente do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

A subfamília Glossophaginae Bonaparte, 1845 inclui duas tribos endêmicas do Novo Mundo (Glossophagini e Lonchophyllini, *sensu* WETTERER *et al.*, 2000) e está representada no Brasil por oito gêneros e 14 espécies. São morcegos que evoluíram para uma dieta essencialmente baseada em néctar, e que têm seus aspectos morfológicos mais marcantes associados a essa especialização (FREEMAN, 1995; SOLMSEN, 1998; TSCHAPKA & DRESSLER, 2002).

Apresentam porte relativamente pequeno (usualmente <20 g), rostro alongado e orelhas e folha nasal pequenas. A cauda é reduzida ou mesmo ausente, e a membrana interfemural varia em extensão, mas não chega a ultrapassar o nível dos pés. A dentição mostra-se bastante reduzida em alguns grupos, com destaque para as modificações nos incisivos, que podem estar deslocados lateralmente ou mesmo ausentes (no caso dos inferiores), deixando mais espaço para a passagem da língua durante a tomada de néctar. O lábio inferior apresenta profundo sulco mediano e a língua é lon-

ga e altamente extensível, podendo alcançar comprimento equivalente ao do corpo do próprio morcego (WINTER & VON HELVERSEN, 2003), ou até mesmo uma vez e meia esse comprimento, como no espetacular caso de *Anoura fistulata*, espécie endêmica do Equador (MUCHHALA, 2006). A presença de papilas filiformes na região anterior da língua, e que auxiliam na apreensão do néctar, é outra conspícua característica dos nectarívoros do Novo Mundo (GIMENEZ *et al.*, 1996).

Embora glossofagíneos não constituam um grupo particularmente especioso em faunas locais (usualmente 4 a 5 espécies têm sido encontradas em simpatria; SIMMONS & VOSS, 1998; SAMPAIO *et al.*, 2003; FARIA, 2006), esses morcegos desempenham um papel essencial nos ecossistemas em que atuam, participando na polinização de centenas de espécies de plantas, algumas das quais provavelmente totalmente dependentes deles para sua reprodução (SAZIMA *et al.*, 1999; TSCHAPKA *et al.*, 1999; MUCHHALA,



2006). Durante as visitas às flores, glossofagíneos freqüentemente empregam o vôo pairado, mais uma das convergências observadas em relação aos beija-flores. Fazem uso intensivo da ecolocalização durante o forrageio, mas a visão e a olfação também têm papel importante (VON HELVERSEN *et al.*, 2000). Pesquisas envolvendo os sistemas de orientação desses morcegos têm resultado em interessantes descobertas, como a utilização dos chamados “guias acústicos” (certas flores apresentam morfologia aparentemente adaptada para amplificar sinais sonoros; VON HELVERSEN & VON HELVERSEN, 1999) e a sensibilidade ao ultravioleta (WINTER *et al.*, 2003). Embora alguns glossofagíneos sejam bastante generalistas e apresentem ampla distribuição geográfica, uma elevada proporção das espécies que compõem esse grupo encontra-se classificada em algum grau de ameaça (*ca.* de 1/3, de acordo com HUTSON *et al.*, 2001). Segundo ARITA & SANTOS-DEL-PRADO (1999), nectarívoros especializados são, provavelmente, mais susceptíveis à extinção do que qualquer outro grupo de morcegos neotropicais. Essas formas usualmente apresentam baixos níveis populacionais, distribuição geográfica restrita e maior susceptibilidade à destruição de hábitat. No Brasil, duas das cinco espécies atualmente consideradas ameaçadas são glossofagíneos (MACHADO *et al.*, 2005).

Tribo Glossophagini

Bonaparte, 1845

Gênero *Anoura* Gray, 1838

Oito espécies são atualmente reconhecidas nesse gênero: *A. aequatoris* (Lönnberg, 1921); *A. cadenai* Mantilla-Meluk & Baker, 2006; *A. caudifer* (E. Geoffroy, 1818); *A. cultrata* Handley, 1960;

A. fistulata Muchhala, Mena & Albuja, 2005; *A. geoffroyi* Gray, 1838; *A. latidens* Handley, 1984 e *A. luismanneli* Molinari, 1994. Dentre essas, apenas duas estão assinaladas para o Brasil.

***Anoura caudifer* (E. Geoffroy, 1818)**

Essa espécie tem como localidade-tipo o Rio de Janeiro, Brasil, e é conhecida ainda da Colômbia, Venezuela, Guianas, Equador, Peru, Bolívia e noroeste da Argentina (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro já foi registrada no AC, AM, AP, BA, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo). A grafia do epíteto específico tem sido alvo de controvérsias, tendo HANDLEY-JR (1984) argumentado que em decorrência do gênero se tratar de um substantivo feminino, o nome da espécie (que segundo ele seria um adjetivo modificador) deveria acompanhá-lo, resultando daí o binômio *Anoura caudifera*. SIMMONS (2005), entretanto, chamou atenção para o artigo 31.2.2 do Código da Comissão Internacional sobre Nomenclatura Zoológica, que estabelece que quando o autor do nome da espécie não indica se ele é um adjetivo ou um substantivo,



Anoura caudifer (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).

e ele pode ser considerado como ambos (*e.g.*, as formas terminadas em *-fer*), ele deve ser tratado como um nome em aposição, havendo retenção da grafia original.

Trata-se de morcego relativamente pequeno, com comprimento cabeça-corpo entre 47 e 70 mm, cauda entre 3 e 6 mm, antebraço entre 34 e 39 mm e peso entre 8,5 a 13 g (TADDEI, 1975a; KOOPMAN, 1994; MOLINARI, 1994; SOLMSEN, 1998; SIMMONS & WETTERER, 2002; MUCHHALA *et al.*, 2005). O focinho é longo e há acentuado prognatismo. A pelagem varia de marrom a marrom-acinzentada, sendo mais clara no ventre. Na região dorsal, os pêlos são bicoloridos, com a base mais clara. O uropatágio é estreito, semicircular, e dotado de franja pouco desenvolvida em sua margem posterior. A cauda usualmente está presente, mas pode faltar em alguns espécimes (WILLIAMS & GENOWAYS, 1980a; SIMMONS & VOSS, 1998). Como nas demais espécies do gênero, não há incisivos inferiores e os superiores são reduzidos e deslocados lateralmente.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{0} c \frac{1}{1} pm \frac{3}{3} m \frac{3}{3} = 32$

A. caudifer se alimenta do néctar de uma grande variedade de plantas, incluindo leguminosas (SAZIMA, 1976), passifloráceas (SAZIMA & SAZIMA, 1987), lobeliáceas (SAZIMA *et al.*, 1994), bombacáceas (FISCHER *et al.*, 1992), bromeliáceas (SAZIMA *et al.*, 1995), marcgraviáceas (SAZIMA & SAZIMA, 1980), mirtáceas (TEIXEIRA & PERACCHI, 1996), fabáceas, litráceas, malváceas e rubiáceas (SAZIMA *et al.*, 1999). Sua dieta inclui ainda pólen, frutos e insetos (SAZIMA, 1976; TEIXEIRA & PERACCHI, 1996; ZORTÉA, 2003).

Os dados disponíveis para o Brasil sugerem um padrão poliétrico sazonal para essa espécie, com nascimentos ocorrendo durante a época chuvosa (TADDEI 1976; ZORTÉA, 2003).

MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998) assinalaram a ocorrência de *A. caudifer* em todos

os biomas brasileiros, mas parece não haver registros formais para a caatinga (OLIVEIRA *et al.*, 2003). Essa espécie tem sido comumente reportada em inventários locais, ocorrendo em áreas de floresta primária e secundária (REIS & PERACCHI, 1987; BROSSET *et al.*, 1996), banais associados a florestas (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971; ESBÉRARD *et al.*, 1996a), pastos (COIMBRA-JR *et al.*, 1982) e áreas rurais e urbanas (BREDT & UIEDA, 1996). Abrija-se em cavernas (ESBÉRARD *et al.*, 2005), furnas e locas de pedra (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971), cavidades em árvores caídas (REIS & PERACCHI, 1987), e uma variedade de construções humanas, como residências abandonadas (ESBÉRARD *et al.*, 1996a) e bueiros sob rodovias (MARQUES, 1985b). Trata-se de uma das espécies mais comuns em inventários realizados em áreas cársticas (TRAJANO, 1984; ESBÉRARD *et al.*, 2005).

Encontra-se em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Anoura geoffroyi* Gray, 1838**

Assim como a espécie anterior, *A. geoffroyi* foi descrita com base em material colecionado no Rio de Janeiro, Brasil. Sua distribuição geográfica, entretanto, é mais ampla, estendendo-se desde o México até o Peru, Bolívia e Brasil (SIMMONS, 2005), onde tem registro para BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se de morcego de porte médio para um glossofagíneo, com cabeça e corpo entre 53 e 73 mm, antebraço entre 39 e 47 mm e peso entre 13 e 18 g (KOOPMAN, 1994; REID, 1997). O focinho é relativamente longo e a pelagem é marrom-acinzentada, mais escura no dorso, onde chega a ser enegrecida (HANDLEY-JR, 1984). Dorsalmente, os pêlos são bicoloridos, com a base mais clara. A cauda está sempre ausente e o

uropatágio é bastante reduzido (citado como ausente por alguns autores; *e.g.*, BARQUEZ *et al.*, 1999) e recoberto por densa pelagem. Incisivos superiores e inferiores como na espécie anterior.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{0} c \frac{1}{1} pm \frac{3}{3} m \frac{3}{3} = 32$

Embora seja uma espécie predominantemente nectarívora, *A. geoffroyi* pode fazer uso intensivo de insetos (*e.g.*, besouros, WILLIG *et al.*, 1993). GOODWIN (1946) reportou que essa espécie também visita flores sem secreção de néctar, tendo presumido que o objetivo seria a apreensão de insetos atraídos pelo odor dessas flores. Consome ainda frutos e pólen (GOODWIN & GREENHALL, 1961; ZORTÉA, 2003), e a lista de plantas visitadas para a obtenção de néctar inclui bombacáceas (FISCHER *et al.*, 1992), cariocaráceas (GRIBEL & HAY, 1993), bromeliáceas (SAZIMA *et al.*, 1995) e passifloráceas (SAZIMA *et al.*, 1999).

O padrão reprodutivo de *A. geoffroyi* foi estudado no cerrado brasileiro por BAUMGARTEN & VIEIRA (1994) e ZORTÉA (2003), tendo ambos os estudos verificado a ocorrência de monoestria sazonal. O período reprodutivo, entretanto, mostrou-se variável, com picos de lactação ocorrendo tanto na estação seca (BAUMGARTEN & VIEIRA, 1994), quanto na chuvosa (ZORTÉA, 2003). Parece haver segregação sexual no uso dos abrigos durante certas partes do ano (WILSON, 1979; BAUMGARTEN & VIEIRA, 1994; BREDT *et al.*, 1999).

A. geoffroyi ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998), e tem sido capturada em áreas de mata primária (BROSSET *et al.*, 1996) e secundária (ESBÉRARD, 2003), pomares e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1986; ESBÉRARD *et al.*, 1996a), e em meio rural (BREDT & UIEDA, 1996) e urbano (BROSSET *et al.*, 1996). Abriga-se em bueiros, túneis e ocos de árvores (REID, 1997; BREDT *et al.*, 1999; LaVAL

& RODRÍGUEZ-H., 2002), mas parece ter forte associação com cavidades naturais (GOODWIN & GREENHALL, 1961; ARITA, 1993), onde pode formar colônias de até centenas de indivíduos (TRAJANO, 1984; BREDT *et al.*, 1999).

Encontra-se em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

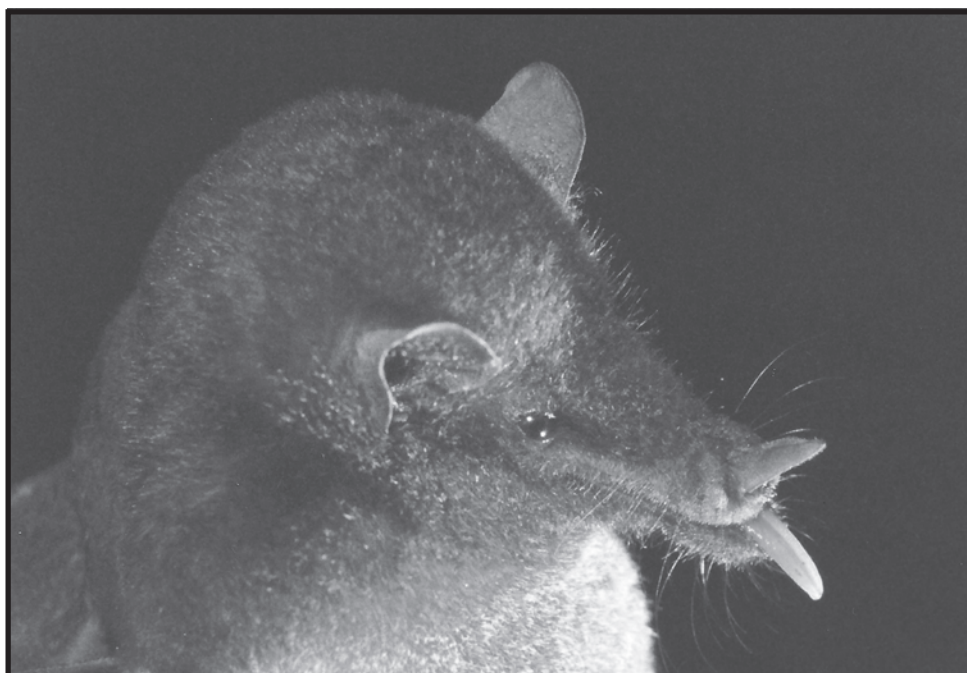
Gênero *Choeroniscus* Thomas, 1928

Em atenção às considerações de SIMMONS & VOSS (1998), *C. intermedius* é tratada aqui como sinônimo júnior de *C. minor*. Três espécies são, então, reconhecidas: *C. godmani* (Thomas, 1903), *C. minor* (Peters, 1868) e *C. periosus* Handley, 1966. Dessas, apenas a segunda tem registro para o Brasil.

Choeroniscus minor (Peters, 1868)

Essa espécie tem o Suriname como localidade-tipo e já foi encontrada nas Guianas, Venezuela, Trinidad, Brasil, Colômbia, Equador, Peru e Bolívia (SIMMONS, 2005). No Brasil há registro para o AC, AM, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE, RO e RR (ESBÉRARD *et al.*, 2005; TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se de morcego relativamente pequeno, com marcado dimorfismo sexual de tamanho. Nos machos, o comprimento total (cabeça, corpo e cauda) pode variar entre 61 e 68 mm, cauda de 6 a 9 mm e antebraço de 28,6 a 35,7 mm (GENOWAYS *et al.*, 1973; AGUIAR *et al.*, 1995; SIMMONS & VOSS, 1998). Nas fêmeas essas mesmas características medem, respectivamente, de 56 a 71 mm, 4 a 11 mm e 26,5 a 38,4 mm (GENOWAYS *et al.*, 1973; SIMMONS & VOSS, 1998). Quanto ao peso, machos podem variar entre 7 e 8,8 g e fêmeas entre 8 e 12 g (SIMMONS & VOSS, 1998). Machos coletados no sudeste do Brasil são consistentemente menores que os procedentes da Amazônia (AGUIAR *et al.*, 1995). O

*Choeroniscus minor* (Foto: Fábio Falcão).

focinho é longo e estreito e a pelagem é marrom-escura. Os pêlos dorsais são bicoloridos, com a base mais clara (SANBORN, 1943; SOLMSEN, 1998). A asa se insere ao nível dos pés, entre o tornozelo e a base dos dedos. A cauda é curta e a membrana interfemural bem desenvolvida, alcançando, em sua porção mediana, o nível dos tornozelos (HUSSON, 1962; SOLMSEN, 1998). Espécie similar a *S. ega*, da qual pode ser separada por sua coloração mais clara e pelo tamanho relativo das falanges do polegar: distal e proximal aproximadamente iguais em *C. minor* vs. parte distal (não incluída na membrana) mais longa que a proximal em *S. ega* (EMMONS & FEER, 1990).

Assim como em *Anoura*, os incisivos inferiores estão ausentes e os superiores são diminutos e estão deslocados lateralmente.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{0} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

Essa espécie se alimenta de néctar, pólen, insetos e, possivelmente, frutos macios e suculentos (GOODWIN & GREENHALL, 1961; GARDNER, 1977a; AGUIAR *et al.*, 1995). Dados obtidos em área de Mata Atlântica sugerem concentração da atividade de forrageio nas primeiras horas da noite (AGUIAR & MARINHO-FILHO, 2004).

Quanto à reprodução, há registro de uma fêmea lactante carregando filhote em dezembro na Colômbia (TAMSITT *et al.*, 1965), e de duas fêmeas grávidas em junho no Peru, com nascimentos provavelmente tendo ocorrido durante a estação seca (GRAHAM, 1987).

C. minor tem ampla distribuição na Amazônia (VOSS & EMMONS, 1996) e

na Mata Atlântica (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; AGUIAR *et al.*, 1995; SOUSA *et al.*, 2004), e recentemente foi reportada para o Cerrado (ESBÉRARD *et al.*, 2005). Tem sido capturada em áreas de mata primária e secundária (REIS & PERACCHI, 1987; AGUIAR *et al.*, 1995), savana amazônica (BERNARD & FENTON, 2002), plantação de cacau sob vegetação nativa (FARIA, 2006), pomar em área aberta associada a floresta (HANDLEY-JR, 1976) e em meio urbano (BROSSET *et al.*, 1996). No Cerrado, foi capturada em área de mata ciliar (ESBÉRARD *et al.*, 2005). Abriga-se em cavernas (ESBÉRARD *et al.*, 2005), bueiros (TAMSITT *et al.*, 1965) e sob troncos de árvores caídas (GOODWIN & GREENHALL, 1961; SIMMONS & VOSS, 1998). Adicionalmente, um espécime foi encontrado sob banco erodido no leito de um riacho seco (SIMMONS & VOSS, 1998). Pode haver formação de pequenos grupos (*ca.* cinco indivíduos) e também a ocorrência de indivíduos se abrigando solitariamente (SIMMONS & VOSS, 1998).

Encontra-se em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).



Gênero *Glossophaga* E. Geoffroy, 1818

Cinco espécies são atualmente reconhecidas nesse gênero: *G. commissarisi* Gardner, 1962; *G. leachii* Gray, 1844; *G. longirostris* Miller, 1898; *G. morenoi* Martínez and Villa-R., 1938; *G. soricina* (Pallas, 1766). Dentre essas, três ocorrem no Brasil.

Glossophaga commissarisi Gardner, 1962

Essa espécie tem como localidade-tipo Chiapas, México. Apresenta distribuição disjunta, com três subespécies descritas. *G. c. hespera* ocorre no oeste do México, a forma nominal (*G. c. commissarisi*) ocorre do leste do México até o Panamá, e *G. c. bakeri* distribui-se do sudeste da Colômbia até o leste do Equador, leste do Peru e noroeste do Brasil (WEBSTER, 1993).

G. commissarisi é a menor espécie do gênero, com comprimento cabeça-corpo medindo de 42 a 61 mm, cauda de 4 a 11 mm, antebraço de 31 a 37,4 mm e peso variando entre 6 e 12 g (REID, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999). O focinho é relativamente curto e não há prognatismo evidente, como também ocorre em *Lionycteris*. A coloração da pelagem varia de marrom-avermelhada a marrom-escura, sendo mais clara no ventre; os pêlos dorsais são bicoloridos, com a base esbranquiçada; a asa se insere ao nível do tornozelo; o uropatágio é bem desenvolvido e a cauda é curta (WEBSTER, 1993; REID, 1997). Os incisivos superiores são pouco ou não procumbentes, sendo o par interno menor ou igual ao externo, e os inferiores são diminutos, subcirculares em vista oclusal e separados entre si por espaços regulares (WEBSTER, 1993; REID, 1997; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A dieta de *G. commissarisi* inclui néctar, pólen, frutos e insetos (HOWELL & BURCH, 1974; TSCHAPKA, 2004). Na Costa Rica, essa

espécie explora primariamente néctar e pólen durante a estação seca, e frutos durante o período chuvoso. Néctar e pólen foram obtidos de plantas das famílias Bombacaceae, Leguminosae, Bromeliaceae e Cecropiaceae, enquanto os frutos vieram de espécies de Clusiaceae, Piperaceae, Cecropiaceae e Solanaceae (TSCHAPKA, 2004).

Na Costa Rica, *G. commissarisi* apresentou padrão reprodutivo poliétrico sazonal bimodal (LaVAL & FITCH, 1977; TSCHAPKA, 2005), com o primeiro pico reprodutivo coincidindo com período de maior utilização de frutos e o segundo ocorrendo durante período de intensa nectarivoria (TSCHAPKA, 2005).

No Brasil, *G. commissarisi* foi registrada somente na Amazônia (WEBSTER, 1993). Ao longo de sua distribuição, tem sido encontrada em uma ampla variedade de habitats em regiões tropicais e subtropicais, incluindo savanas, florestas xeromórficas, florestas de coníferas, florestas úmidas perenes e decíduas, perto de áreas cultivadas e em cidades onde haja recursos alimentares disponíveis (WEBSTER, 1993). Utilizam como abrigo cavernas, fendas em rochas e ocos de árvores (WEBSTER, 1993).

Encontra-se em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Glossophaga longirostris Miller, 1898

Essa espécie tem como localidade-tipo Sierra Nevada de Santa Marta, Magdalena, Colômbia. Ocorre ainda na Venezuela, norte do Brasil, Guiana, Trinidad e Tobago, Granada, Sant Vincent, Curaçao, Bonaire e Aruba (Antilhas) (SIMMONS, 2005). No Brasil, *G. longirostris* foi registrada somente no Estado de Roraima (WEBSTER, 1993).

Trata-se da maior espécie do gênero, com comprimento cabeça-corpo variando entre 61,5 e 68,8 mm, antebraço entre 35,3 e 41,9 mm e peso entre 9,8 e 16 g (EISENBERG & REDFORD, 1999). Quanto à morfologia externa, bastante si-

milar à espécie anterior, da qual pode ser separada pelo uso de caracteres cranianos e dentários (WEBSTER, 1993; WEBSTER *et al.*, 1998). Os incisivos superiores são altamente procumbentes, sendo o par externo similar em tamanho ao par interno, e os inferiores são relativamente grandes, subtriangulares em vista oclusal e usualmente estão em contato (WEBSTER *et al.*, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Essa espécie alimenta-se de frutos, pólen, néctar e insetos (GARDNER, 1977a; WEBSTER *et al.*, 1998). Diversos estudos apontam forte relação mutualística entre *G. longirostris* e cactos colunares, sobre os quais esse morcego deve atuar como principal polinizador e dispersor de sementes (SOSA & SORIANO, 1996; NASSAR *et al.*, 1997; SORIANO *et al.*, 2000; NARANJO *et al.*, 2003; NASSAR *et al.*, 2003). Néctar e pólen de Agaváceas também são itens importantes em ambientes áridos (NASSAR *et al.*, 2003).

Dados coligidos ao longo de toda a distribuição da espécie indicam um padrão reprodutivo poliétrico bimodal para *G. longirostris*, com os períodos de gestação se estendendo de dezembro a abril e de junho a outubro (WEBSTER *et al.*, 1998).

Assim como a espécie anterior, só foi registrada em território brasileiro no bioma amazônico (WEBSTER, 1993). Já ao longo de toda sua distribuição, tem sido encontrada em vários tipos de habitat, tropicais e subtropicais, incluindo florestas perenes, decíduas e áridas, além de savanas (WEBSTER, 1993; WEBSTER *et al.*, 1998). Abriga-se em cavernas, túneis, fendas em rochas, ocos de árvores, casas e outras construções (WEBSTER, 1993; WEBSTER *et al.*, 1998).

Encontra-se classifi-

cada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Glossophaga soricina (Pallas, 1766)

Essa espécie tem como localidade-tipo o Suriname e possui ampla distribuição por toda a região neotropical, estendendo-se desde o México até as Guianas, sudeste do Brasil, norte da Argentina (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi registrada no AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Possui tamanho intermediário, com cabeça-corpo entre 45 e 61 mm, cauda entre 5 e 10 mm, antebraço entre 31,8 e 39,8 mm e peso entre 7 e 17 g (TADDEI, 1975a; REID, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999). Há variação geográfica, com as populações da maior parte da América do Sul apresentando-se, de forma geral, com dimensões menores que as das populações da América Central e de localidades a oeste dos Andes (WEBSTER, 1993). Na morfologia externa se mostra similar às congenéricas citadas anteriormente, recaindo a diagnose em elementos cranianos e dentários. Os incisivos superiores são



Anoura candifer (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).



notadamente procumbentes, como em *G. longirostris*, mas o par interno é usualmente maior que o externo (ALVAREZ *et al.*, 1991). Os incisivos inferiores são relativamente grandes e não estão separados por lacunas, como se observa em *G. commissarisi* (ALVAREZ *et al.*, 1991; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

Alimentam-se do néctar de uma grande variedade de plantas, incluindo, no Brasil, representantes das famílias Tiliaceae (SAZIMA *et al.*, 1982), Passifloraceae (BUZATO & FRANCO, 1992), Leguminosae (SILVA *et al.*, 1996a; SAZIMA *et al.*, 1999), Bombacaceae (SILVA & PERACCHI, 1995), Myrtaceae (SILVA *et al.*, 1996b), Lythraceae (SILVA & PERACCHI, 1999; PERINI *et al.*, 2003), Gentianaceae (MACHADO *et al.*, 1998), Gesneriaceae (SANMARTIN-GAJARDO & SAZIMA, 2005) e Bignoniaceae (MACHADO & VOGEL, 2004). Merece destaque a participação de *G. soricina* na polinização de *Dyssochroma viridiflorum*, Solanaceae epífita endêmica de Mata Atlântica (SAZIMA *et al.*, 2003), e de *Pitcairnia albiflos*, bromeliácea rara e endêmica de afloramentos rochosos no Estado do Rio de Janeiro (WENDT *et al.*, 2001). Frutos de Solanaceae, Melastomataceae e Elaeocarpaceae, além de insetos, também fazem parte de sua dieta (WILLIG *et al.*, 1993; BREDT *et al.*, 2002).

G. soricina apresenta padrão reprodutivo poliétrico bimodal na maioria das áreas onde ocorre (FLEMING *et al.*, 1972; TADDEI, 1976; WILLIG, 1985b; BREDT *et al.*, 1999).

Trata-se de um dos nectarívoros mais freqüentemente encontrados em inventários locais, ocorrendo em todos os biomas brasileiros (MARI-NHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturado nos mais diversos tipos de hábitat, incluindo florestas primárias (REIS & PERACCHI, 1987; SAMPAIO *et al.*, 2003; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993) e secundárias

(ESBÉRARD, 2003), pomares (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971) e pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006). Também é comum em meio rural (BREDT & UIEDA, 1996) e em áreas urbanas, incluindo grandes cidades onde, não raro, adentra residências (BREDT *et al.*, 2002; PERINI *et al.*, 2003). Parte do sucesso de *G. soricina* em ocupar diferentes ambientes pode ser atribuída à sua versatilidade no uso de abrigos. Morcegos dessa espécie têm sido encontrados em cavernas, ocos de árvores, fendas em rochas, túneis, minas, casas abandonadas, interior de cisternas, ductos de ventilação, poço de elevador, sob pontes, telhas e forros, e em vãos de dilatação e em (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971; WEBSTER, 1993; BREDT *et al.*, 1999; ESBÉRARD *et al.*, 1999; PERINI *et al.*, 2003).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Lichonycteris* Thomas, 1895 ***Lichonycteris obscura* Thomas, 1895**

É a única espécie atualmente reconhecida no gênero (SIMMONS, 2005), embora falte ainda uma revisão detalhada envolvendo a sinonimização desse táxon com *L. degener* (SIMMONS & VOSS, 1998). *L. obscura* tem Manágua, Nicarágua, como localidade-tipo e ocorre da Guatemala à Bolívia e sudeste do Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro já foi encontrada no AM, BA, ES e PA (TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se de morcego relativamente pequeno, com cabeça e corpo entre 46 e 55 mm, cauda entre 6 e 10 mm, antebraço entre 30 e 36 mm e peso entre 6 e 10 g (KOOPMAN, 1994; REID, 1997; ZORTÉA *et al.*, 1998). Conforme enfatizado por OCHOA *et al.* (1993) e SIMMONS & VOSS (1998), dois padrões de coloração têm sido atribuídos a *L. obscura*: formas com pelagem marrom-escura, que estariam de acordo com a descrição original de *L. obscura*, e formas com pelagem

marrom-clara, que se enquadrariam melhor na descrição de *L. degener*. Uma importante característica dessa espécie é o padrão tricolorido de bandeamento dos pêlos dorsais, que têm a base e o ápice mais escuros e parte mediana esbranquiçada (SANBORN, 1943; REID, 1997). Nenhum outro glossófagíneo que ocorre no Brasil apresenta tal padrão. Outra importante característica é inserção da asa, que se dá próxima à base dos dedos do pé (HUSSON, 1962; REID, 1997). O focinho é levemente alongado, o uropatágio é bem desenvolvido (se estende até o nível do tornozelo) e desprovido de pêlos, e a cauda avança até, aproximadamente, a metade dessa membrana (HUSSON, 1962; REID, 1997). *L. obscura* encontra-se dentre as espécies que perderam os incisivos inferiores ao longo de sua evolução, mas de maneira diferente das demais, não apresenta os incisivos superiores lateralmente deslocados (CARSTENS *et al.*, 2002).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{0} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{2}{2} = 26$

Sua dieta inclui néctar e pólen, e possivelmente insetos (GARDNER, 1977a). Na Costa Rica, *L. obscura* já foi observada visitando flores de bombacáceas, cecropiáceas, bromeliáceas, marcgraviáceas, *Markea neurantha* (Solanaceae), *Mucuna holtonii* (Fabaceae), *Calypstrogyne ghiesbreghtiana* (Palmae) e bananeiras cultivadas (*Musa* sp.) (TSCHAPKA, 2004).

Dados compilados por WILSON (1979) evidenciaram reprodução durante o período seco na América Central. Uma fêmea grávida foi coletada em agosto na Bahia, nordeste do Brasil (TADDEI & PEDRO, 1993), e outra em outubro, no Equador (REID *et al.*, 2000).

No Brasil, *L. obscura* já foi registrada na Amazônia (BERNARD & FENTON, 2002) e na Mata Atlântica (TADDEI & PEDRO, 1993). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (REIS & PERACCHI, 1987) e secundária (FARIA, 2006), florestas sob influência de corte seletivo

de madeira (OCHOA *et al.*, 1993), áreas de savana amazônica (BERNARD & FENTON, 2002), plantações (REID, 1997) e pomares (HANDLEY-JR, 1966). Refúgios são desconhecidos.

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Scleronycteris* Thomas, 1912

Scleronycteris ega Thomas, 1912

Espécie registrada apenas na Amazônia brasileira (Estados do Pará e Amazonas) e ao sul da Venezuela (SIMMONS, 2005; BERNARD & FENTON, 2002). Tem como localidade-tipo Ega, Amazonas, Brasil.

O comprimento cabeça-corpo tem cerca de 57 mm, a cauda 6 mm e o antebraço pode variar entre 33,7 e 35 mm (EMMONS & FEER, 1990; OCHOA *et al.*, 1993; KOOPMAN, 1994). A pelagem dorsal é marrom-enebecida, composta por pêlos bicoloridos de base mais clara. A pelagem ventral é um pouco mais pálida que a dorsal e os pêlos têm coloração uniforme (EMMONS & FEER, 1990). A cauda é curta e a membrana interfemural é longa e de coloração marrom-escura, mesma cor da membrana alar (EMMONS & FEER, 1990). Espécie similar a *C. minor*, da qual pode ser separada por sua coloração mais escura e pelo tamanho relativo das falanges do polegar: distal e proximal aproximadamente iguais em *C. minor* vs. parte distal (não inclusa na membrana) mais longa que a proximal em *S. ega* (EMMONS & FEER, 1990).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{0} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

Presume-se que a dieta de *S. ega* seja composta por néctar, pólen, insetos e frutos (GARDNER, 1977a), mas nenhum dado encontra-se disponível. Reprodução e uso de abrigos também são aspectos desconhecidos dessa espécie.

Trata-se de morcego raro, conhecido até pouco tempo com base em apenas cinco indivíduos.



os (EMMONS & FEER, 1990; OCHOA *et al.*, 1993). Esses registros foram obtidos em áreas de floresta primária (OCHOA *et al.*, 1993) e em área peridomiciliar próxima a riacho em floresta úmida (HANDLEY-JR, 1976). Mais recentemente, BERNARD & FENTON (2002) reportaram quatro espécimes procedentes da região de Alter do Chão, Pará, um deles obtido em área de savana, e três em pequenos fragmentos florestais naturais.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006).

Tribo Lonchophyllini Griffiths, 1982

Gênero *Lionycteris* Thomas, 1913

***Lionycteris spurrelli* Thomas, 1913**

É a única espécie do gênero, tendo sido descrita com base em material de Chocó, Colômbia. Sua distribuição geográfica inclui o leste do Panamá, Colômbia, Venezuela, Guianas, Amazônia peruana e Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro foi registrada no AM, AP, BA, ES, GO, MG, MS e PA (BORDIGNON, 2006a; WOODMAN & TIMM, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

É um morcego de porte pequeno, com cabeça-corpo entre 40 e 60 mm, cauda entre 5 e 10 mm, antebraccio entre 32 e 37,5 mm e peso entre 6 e 11 g (TADDEI *et al.*, 1978; EMMONS & FEER, 1990; REID, 1997; TRAJANO & GIMENEZ, 1998; WOODMAN & TIMM, 2006). O focinho é apenas levemente alongado e, como se observa em *Glossophaga* spp., não há prognatismo conspicuo. Há três vibrissas inter-ramais, o que é diagnóstico da tribo (WETTERER *et al.*, 2000). A coloração geral é marrom-avermelhada ou marrom-escura, mais clara no ventre. Os pêlos dorsais são unicoloridos (CARSTENS *et al.*, 2002) ou podem apresentar a base mais escura (TADDEI *et al.*, 1978). A membrana interfemural é bem desenvolvida, com a cauda atingindo a metade de seu comprimento e sobressaindo na face dorsal. A asa se insere no terço distal

da tíbia, o que prontamente diferencia essa espécie de todos os demais glossofagíneos, nos quais a inserção se dá ao nível do tornozelo ou do pé (TADDEI *et al.*, 1978; REID, 1997). Os incisivos superiores internos são maiores que os externos, espatulados e projetados para frente (procumbentes), enquanto os inferiores são todos similares em tamanho e trilobulados. O segundo pré-molar superior apresenta lobo interno reduzido e raiz da face lingual situada aproximadamente no meio do dente (TADDEI *et al.*, 1978)

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Na Colômbia, essa espécie utilizou insetos (Lepidoptera), néctar e pólen como alimento (RIVAS-PAVA *et al.*, 1996). Também deve consumir frutos.

Dados disponíveis sobre a reprodução de *L. spurrelli* são escassos. TUTTLE (1970) e GRAHAM (1987) obtiveram fêmeas grávidas em agosto no Peru, e WILLIAMS & GENOWAYS (1980a) capturaram uma fêmea grávida em setembro. BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE (1990) registraram uma fêmea lactante em novembro, na Guiana Francesa.

No Brasil, *L. spurrelli* ocorre na região amazônica (TADDEI *et al.*, 1978), na Caatinga (GREGORIN & MENDES, 1999), no Cerrado (BORDIGNON, 2006a) e em área de transição entre esses dois últimos biomas (TRAJANO & GIMENEZ, 1998). Tem sido amostrada em áreas de floresta primária e secundária (BROSSET *et al.*, 1996), savanas, pomares e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Pode empregar fendas como abrigo (HANDLEY-JR, 1976), mas tem sido mais freqüentemente encontrada em cavidades (HANDLEY-JR, 1976; TRAJANO & GIMENEZ, 1998; GREGORIN & MENDES, 1999), onde as colônias usualmente são formadas por cerca de 20 indivíduos, mas podem alcançar mais de 1000 (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Lonchophylla* Thomas, 1903

Doze espécies podem ser reconhecidas atualmente: *L. bokermanni* Sazima, Vizotto & Taddei, 1978; *L. cadenai* Woodman & Timm, 2006; *L. chocoana* Dávalos, 2005; *L. concava* Goldman, 1914; *L. dekeyseri* Taddei, Vizotto & Sazima, 1983; *L. handleyi* Hill, 1980; *L. hesperia* Allen, 1908; *L. mordax* Thomas, 1903; *L. orcesi* Albuja & Gardner, 2005; *L. pattoni* Woodman & Timm, 2006; *L. robusta* Miller, 1912 e *L. thomasi* Allen, 1904. Dessas, quatro têm registro para o Brasil.

Lonchophylla bokermanni Sazima, Vizotto & Taddei, 1978

Espécie endêmica do sudeste do Brasil, tendo como localidade-tipo a Serra do Cipó, Jaboticatubas, Estado de Minas Gerais. Nessa região, *L. bokermanni* ocorre ainda no Estado do Rio de Janeiro (TADDEI *et al.*, 1988; DIAS *et al.*, 2002).

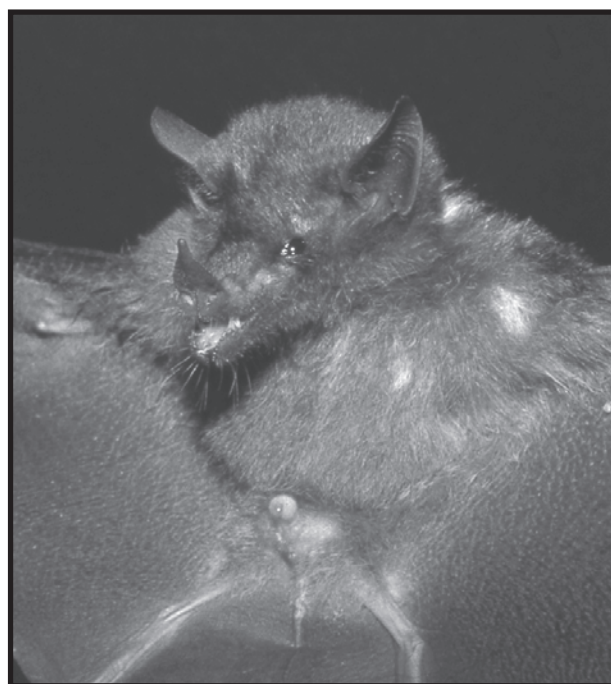
Trata-se de uma das maiores formas do gênero, sendo a maior das espécies que têm registro no Brasil. O comprimento cabeça-corpo varia de 53 a 65 mm e o antebraço entre 35,5 e 41,3 mm (SAZIMA *et al.*, 1978; TADDEI *et al.*, 1988; DIAS *et al.*, 2002). Exemplares procedentes do Rio de Janeiro são consistentemente menores que os de Minas Gerais em relação a medidas externas, mas não nas cranianas (TADDEI *et al.*, 1988; DIAS *et al.*, 2002). O focinho é conspicuamente alongado; a pelagem dorsal varia de pardo-amarelada a castanho-escuro acinzentada e a ventral de cinza-amarelada a pardo-acinzentada escura (SAZIMA *et al.*, 1978). Os pêlos dorsais são bicoloridos, mais claros na base, e o antebraço apresenta densa pilosidade em sua porção proximal (é nú em *L. dekeyseri*, *L. mordax* e *Xeronycteris*). A membrana interfemural é bem desenvolvida e a cauda atinge cerca de um terço de seu comprimento, sobressaindo na face dorsal (SAZIMA *et al.*,

1978). Os incisivos são como descrito para *Lionycteris* e o segundo premolar superior apresenta lobo interno também reduzido, mas a raiz da face lingual está deslocada para trás (SAZIMA *et al.*, 1978).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

SAZIMA *et al.* (1978) encontraram pólen de *Bauhinia rufa* e fragmentos de Formicidae (Hymenoptera) no trato gastrointestinal de três indivíduos, o que corrobora uma esperada dieta à base de néctar, pólen e insetos. Essa espécie é responsável pela polinização de *Encholirium glaziovii*, bromélia terrestre de grande porte e que cresce em áreas abertas e rochosas na cadeia do Espinhaço (SAZIMA *et al.*, 1989). Nada se sabe sobre a reprodução dessa espécie.

A espécie é conhecida de poucas localidades em região de Cerrado de Minas Gerais (a localidade típica) e na Mata Atlântica do Rio de Janeiro, usualmente associada a habitats preservados (SAZIMA *et al.*, 1978; TADDEI *et al.*, 1988; MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998; DIAS *et al.*, 2002). Exemplares de *L. bokermanni* foram encontrados se abrigando no interior de celas em um



Lonchophylla bokermanni (Foto: M.R. Nogueira).



presídio abandonado (TADDEI *et al.*, 1988). Em condições naturais, deve empregar cavernas como outras espécies do gênero.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006), constituindo uma das cinco espécies de morcegos brasileiros consideradas ameaçadas (MACHADO *et al.*, 2005). Contribui para isso, principalmente, o fato de sua distribuição conhecida estar restrita ao sudeste brasileiro, onde ocorre em biomas sob severa pressão antrópica.

***Lonchophylla dekeyseri* Taddei,
Vizotto & Sazima, 1983**

Espécie registrada apenas para o Brasil e, mais recentemente, para a Bolívia (WOODMAN & TIMM, 2006). Sua localidade-tipo é o Distrito Federal. No Brasil ocorre ainda em GO, MG, MT e PI (TAVARES *et al.*, no prelo).

L. dekeyseri apresenta dimensões externas médias dentro do gênero, com cabeça-corpo variando entre 48 e 63 mm, cauda entre 6 e 8 mm, antebraço entre 34 e 37,7 mm e peso de 9 g (TADDEI *et al.*, 1983; WOODMAN & TIMM, 2006). Trata-se de forma bastante similar a *L. mordax* em aparência geral, apresentando colorido pardo-avermelhado no dorso e pardo-claro no ventre. O focinho é longo e o antebraço é desprovido de pêlos, como em *L. mordax*, *L. thomasi* e *Xeronycteris*, mas não em *L. bokermanni*. Para uma distinção segura entre *L. dekeyseri* e *L. mordax* parece imprescindível a análise de caracteres cranianos e dentários, conforme discutido por TADDEI *et al.* (1983). De forma geral, o crânio de *L. dekeyseri* é relativamente menor e apresenta rostro mais curto. Em sua chave para identificação das espécies de *Lonchophylla*, TADDEI *et al.* (1983) destacaram que o comprimento total do crânio em *L. dekeyseri* é, geralmente, menor que



Lonchophylla dekeyseri (Foto: L.S.M. Aguiar).

22,6 mm ($> 22,6$ em *L. mordax*), o comprimento total do crânio dividido pelo comprimento do antebraço é menor que 0,65 ($> 0,65$ em *L. mordax*) e o comprimento da série de dentes superiores é, geralmente, menor que 0,21 ($> 0,21$ em *L. mordax*). WOODMAN & TIMM (2006), em chave mais recente, também empregaram a razão entre o comprimento do crânio e do antebraço para separar essas espécies, mas adicionaram a largura através dos molares superiores em seu cálculo [(comp. crânio x lar. molares) / comp. do antebraço]. Nesse caso, os valores obtidos ficaram em $< 3,20$ para *L. dekeyseri* e $> 3,15$ para *L. mordax*. Esses autores mencionaram ainda a presença de um sulco na face anterior do canino superior de *L. dekeyseri*, o qual estaria ausente em *L. mordax*, que tem esse mesmo dente com porção anterior convexa. Os incisivos de *L. dekeyseri* são como descrito anteriormente para *Lionycteris* e o segundo pré-molar superior apresenta lobo interno bem desenvolvido e raiz da face lingual situada, aproximadamente, no meio do dente (TADDEI *et al.*, 1983).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A dieta de *L. dekeyseri* inclui néctar, pólen, frutos e insetos (COELHO & MARINHO-FILHO, 2002). No Distrito Federal, recursos flo-

rais de espécies das famílias Leguminosae, Bombacaceae, Lythraceae e Tiliaceae foram consumidos principalmente durante a estação seca. Nessa mesma região houve consumo de frutos de Piperaceae e Cecropiaceae (COELHO & MARINHO-FILHO, 2002).

Quanto à reprodução, COELHO (1998) sugeriu monoestria sazonal, com fêmeas dando à luz um filhote na estação seca, quando há maior disponibilidade de recursos. BREDT *et al.* (1999) reportaram fêmeas grávidas em março, abril, maio e junho.

Foi registrada apenas no Cerrado brasileiro, onde tem sido capturada em florestas secas associadas a afloramentos calcários (COELHO & MARINHO-FILHO, 2002), veredas e matas ciliares (GONÇALVES & GREGORIN, 2004; ESBÉRARD *et al.*, 2005). No Distrito Federal, BREDT & UIEDA (1996) registraram essa espécie em área rural. Os dados disponíveis indicam uma forte associação entre a ocorrência de *L. dekeyseri* e a disponibilidade de cavernas, as quais usa como abrigo (BREDT *et al.*, 1999; COELHO & MARINHO-FILHO, 2002). Coletas junto a esses abrigos têm resultado na captura de numerosos indivíduos (177 foram reportados por ESBÉRARD *et al.*, 2005), tendo BREDT *et al.* (1999) sugerido que suas colônias não devem ser pequenas, podendo alcançar algumas dezenas de indivíduos.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006), constituindo uma das cinco espécies de morcegos brasileiros considerados ameaçados (MACHADO *et al.*, 2005). Contribui para isso o elevado nível de degradação ambiental ameaça ao qual o bioma Cerrado está submetido (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998).

***Lonchophylla mordax* Thomas, 1903**

Essa espécie tem Lamarão, Bahia, Brazil, como localidade-tipo, e apresenta um padrão disjunto de distribuição geográfica. Aceitando-se

as recentes proposições de ALBUJA & GARDNER (2005) no que diz respeito à validade taxonômica de *L. concava* (anteriormente considerada subespécie de *L. mordax*; HANDLEY-JR, 1966), duas áreas de ocorrência estão documentadas para *L. mordax*: leste da Bolívia e leste do Brasil. Já foi assinalada nos seguintes Estados brasileiros: BA, CE, ES, MS, PA, PB, PE, PI, RJ e SP (BORDIGNON, 2006a; TAVARES *et al.*, no prelo).

L. mordax apresenta dimensões médias dentro do gênero, com cabeça-corpo entre 45 e 60 mm, cauda entre 8 e 14 mm, antebraço entre 33,5 e 37,8 mm e peso entre 7,5 e 11 g (ALBUJA & GARDNER, 2005; WOODMAN & TIMM, 2006). O focinho é alongado e a pelagem é pardo-avermelhada no dorso e pardo bem clara no ventre (VIEIRA, 1942). O antebraço é desprovido de pêlos, como em *L. dekeyseri*, *L. thomasi* e *Xeronycteris*, mas não em *L. bokermanni*. Espécie bastante similar à *L. dekeyseri*, tanto no aspecto externo quanto na dentição. A diferenciação parece envolver apenas características do crânio e dentição, que conforme descrito por TADDEI *et al.* (1983) é maior, mais robusto e com rostro mais longo em *L. mordax* (ver comentários em *L. dekeyseri*).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ \text{pm} \ \frac{2}{3} \ \text{m} \ \frac{3}{3} = 34$

Trata-se de espécie predominantemente nectarívora, podendo consumir também insetos e frutos (HOWELL & BURCH, 1974; GARDNER, 1977a).

WILLIG (1985a) coletou fêmeas grávidas em julho, agosto, setembro e novembro e fêmeas lactantes em janeiro, fevereiro, abril, maio, junho, agosto e setembro.

No Brasil, há registros para a Amazônia, Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica (HANDLEY-JR, 1967; WILLIG, 1983; PEDRO & PASSOS, 1995; BORDIGNON, 2006a). Ocorre em florestas primárias e secundárias (HANDLEY-JR, 1967; PEDRO & PASSOS, 1995; DIAS *et al.*, 2002),



pequenos e grandes fragmentos florestais e plantações de cacau sob vegetação nativa (FARIA, 2006). No bioma Caatinga, parece ser comum nos serrotes, mas esteve praticamente ausente em enclaves de cerrado e cerradão (WILLIG, 1983). Nesse mesmo bioma, foi amostrada em enclaves de mata atlântica (brejos de altitude) (SOUSA *et al.*, 2004). Abriga-se em cavernas (GREGORIN & MENDES, 1999)

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Lonchophylla thomasi* J. A. Allen, 1904**

Essa espécie tem como localidade-tipo Bolívar, Venezuela, e distribui-se pelo Leste do Panamá, Colômbia, Venezuela, Guianas, Amazônia brasileira, Equador, Peru e Bolívia (SIMMONS, 2005). No Brasil essa espécie já foi assinalada no AC, AM, AP, PA e RR (WOODMAN & TIMM, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

L. thomasi é a menor forma do gênero encontrada no Brasil, com cabeça-corpo variando entre 42 e 61 mm, cauda entre 4 e 12 mm, antebraço entre 29 e 34,4 mm e peso entre 4 e 9 g (TADDEI *et al.*, 1978; REID, 1997; WOODMAN & TIMM, 2006). O focinho é relativamente mais curto que nas demais espécies do gênero (SAZIMA *et al.*, 1978), e a coloração da pelagem é marrom-escura na região dorsal e marrom mais claro no ventre (REID, 1997). Os pêlos dorsais são bicoloridos, com base mais clara, e o antebraço é desprovido de pêlos, como se observa em *L. dekeyseri*, *L. mordax* e *Xeronycteris*, mas não em *L. bokermanni*. Os incisivos são como descrito anteriormente para *Lionycteris*, exceto pelo fato de que nos inferiores o par interno é maior que o externo (REID, 1997). O segundo pré-molar superior apresenta condições similares às vistas em *L. dekeyseri* e *L. mordax*, com lobo interno relativamente bem desenvolvido e raiz da face lingual não deslocada

para parte posterior do dente, como visto em *L. bokermanni* (SAZIMA *et al.*, 1978).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

L. thomasi se alimenta de néctar, pólen, frutos e insetos. REIS & PERACCHI (1987) encontraram pólen de *Caryocar villosum* no trato intestinal de um espécime, e sementes de *Vismia* sp. e fragmentos de coleópteros em outro. Também há registro de visita às flores de bananeira (*Musa* sp.) (GARDNER, 1977a; ASCORRA *et al.*, 1996).

Quanto à reprodução, MARQUES (1985b) obteve fêmeas lactantes entre dezembro e janeiro, e BERNARD (2002) registrou uma fêmea lactante em outubro.

No Brasil, ocorre apenas no bioma amazônico (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Já foi amostrada em áreas de mata primária e capoeira (REIS & PERACCHI, 1987), áreas cultivadas (NOGUEIRA *et al.*, 1999) e em savana amazônica (BERNARD & FENTON, 2002). Embora tolerante a ambientes perturbados, *L. thomasi* prefere florestas tropicais multiestratificadas e áreas úmidas (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS, 1998). Abriga-se em pequenas cavernas, árvores ocas e sob troncos de árvores caídas (HANDLEY-JR, 1976; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Xeronycteris* Gregorin & Ditchfield, 2005

***Xeronycteris vieirai* Gregorin & Ditchfield, 2005**

Espécie descrita com base em quatro espécimes, todos procedentes da região nordeste do Brasil. O espécime designado como holótipo foi obtido na Fazenda Espírito Santo, município de Soledade, Estado da Paraíba. Os demais procedem dos Estados da Bahia e Pernambuco (GREGORIN & DITCHFIELD, 2005). *X. vieirai*

ocorre também no extremo norte da região sudeste do Brasil, no Estado de Minas Gerais (NOGUEIRA *et al.*, em prep.).

Trata-se de glossosofagíneo de porte médio, com antebraço variando entre 35,42 e 38,12 mm (GREGORIN & DITCHFIELD, 2005). O focinho é longo e a pelagem é marrom, mais clara no ventre. O antebraço é desprovido de pêlos, no que essa espécie se assemelha a *L. dekeyseri*, *L. mordax* e *L. thomasi*, mas se diferencia de *L. bokermanni*. A cauda é relativamente curta e com a extremidade sobressaindo dorsalmente no uropatágio, que se mostra bem desenvolvido. A redução na dentição molariforme, observada em vários glossosofagíneos, parece atingir um extremo em *X. vieirai*. Já os incisivos são, de forma geral, similares ao de *Lonchophylla* e *Lionycteris*, mas há a presença de grandes lacunas separando o par interno do externo (em ambas as arcadas) dos caninos, e os incisivos superiores internos são ainda mais procumbentes do que nos demais gêneros.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

Por sua morfologia peculiar, incluindo molariformes notadamente reduzidos, pode-se

supor que *X. vieirai* seja espécie altamente especializada no consumo de néctar. Não há dados disponíveis sobre sua reprodução.

Até onde se sabe, *X. vieirai* é espécie endêmica da Caatinga, podendo ainda se provar presente também em áreas de cerrado. Em Minas Gerais foi coletada em área cárstica associada a vegetação de caatinga arbórea (NOGUEIRA *et al.*, em prep.).

X. vieirai ainda não teve seu estado de conservação formalmente analisado, mas GREGORIN & DITCHFIELD (2005) enfatizaram que por se tratar de espécie aparentemente restrita a bioma sob severa pressão antrópica e com evidente especialização de dieta, esse morcego deve constituir um dos mamíferos mais ameaçados do Brasil.

Agradecimentos

Somos gratos ao revisor anônimo pela leitura crítica e correções no manuscrito, aos colegas que gentilmente cederam fotografias para ilustrar o presente capítulo, e à FAPERJ (MRN e ALP) e ao CNPq (DD e ALP) pelo apoio financeiro.

Subfamília Phyllostominae

Marcelo Rodrigues Nogueira

Pesquisador Associado do Laboratório de Ciências Ambientais
Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro

Adriano Lúcio Peracchi

Professor Livre Docente do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Ricardo Moratelli

Programa Institucional de Biodiversidade e Saúde, FIOCRUZ;
Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Museu Nacional, UFRJ

A subfamília Phyllostominae Gray, 1825 (*sensu* WETTERER *et al.*, 2000) constitui um diversificado clado de morcegos essencialmente neotropicais, com apenas uma das 47 espécies atualmente reconhecidas alcançando o sudoeste dos EUA (SIMMONS, 2005). Dos 16 gêneros descritos, 15 ocorrem no Brasil, onde há registro para 33 espécies. A ampla variação de tamanho corporal observada dentre os filostomíneos está bem representada na fauna brasileira, que inclui tanto as menores formas conhecidas, com menos de 10 g, quanto *Vampyrum spectrum*, maior morcego das Américas e que pode pesar mais de 200 g. A maioria dos filostomíneos apresenta orelhas bastante desenvolvidas, que auxiliam na ecolocalização e na percepção dos sinais sonoros de suas presas, além de asas largas e curtas, que permitem um voo mais lento e manobrável em meio à vegetação (REID, 1997). O apêndice nasal é excepcionalmente desenvolvido em alguns gêneros, o que também deve refletir a importância da ecolocalização nesse grupo (ZHUANG & MÜLLER, 2006). Com

respeito ao desenvolvimento do rosto, filostomíneos se situam em posição intermediária dentro dos filostomídeos, não alcançando o prolongamento observado nos Glossophaginae mais especializados, nem tão pouco a tendência à braquicefalia encontrada nos Stenodermatinae. A membrana interfemural é bem desenvolvida, mas a cauda geralmente não ultrapassa a metade de sua extensão, podendo até mesmo estar ausente. Em alguns casos, entretanto, essa estrutura é bastante desenvolvida, alcançando a ponta da membrana interfemural. Há um único gênero, *Macrotus*, no qual a cauda avança além da membrana, mas não há registro de sua ocorrência na América do Sul (REID, 1997).

Embora haja registro do consumo de material vegetal, e algumas espécies o façam até de maneira regular, a grande maioria dos filostomíneos é predominantemente animalívora. Nas espécies de menor porte as presas consumidas são essencialmente insetos, ao passo que no outro extremo há predominância da carnivoria. Essas duas cate-



gorias tróficas, entretanto, não aparecem de maneira descontínua dentro da subfamília, havendo condição intermediária nas espécies de médio porte (GIANNINI & KALKO, 2005). As presas podem ser capturadas em pleno vôo ou no substrato, sendo essa última condição predominante (KALKO *et al.*, 1996; WEINBEER & KALKO, 2004). Não existem estudos aprofundados sobre a influência dos filostomíneos na dinâmica populacional de suas presas, mas especula-se que as espécies carnívoras não cheguem a desempenhar papel de destaque nas comunidades em que atuam (ALTRINGHAM, 1996). Já as espécies predominantemente insetívoras provavelmente têm tido sua importância ecológica subestimada, pelo menos em relação ao impacto sobre as populações de insetos herbívoros (KALKA & KALKO, 2006). Filostomíneos podem ter sua abundância relativa e diversidade negativamente influenciadas pela ação antrópica, sendo considerados bons indicadores de qualidade de habitat (WILSON *et al.*, 1996). A lista de espécies da fauna brasileira ameaçada de extinção não inclui nenhum filostomíneo (MACHADO *et al.*, 2005), mas em um contexto internacional sete espécies são consideradas ameaçadas (IUCN, 2006), quatro delas com ocorrência no Brasil.

As relações filogenéticas entre os gêneros aqui incluídos em Phyllostominae, e mesmo entre esses e outros filostomídeos, ainda são controversas, com diferentes conjuntos de dados levando a diferentes filogenias e propostas de classificação (*e.g.*, BAKER *et al.*, 1989, 2000, 2003; WETTERER *et al.*, 2000; WETTERER, tese não publicada). Em função disso, optamos aqui pela retenção do arranjo proposto por WETTERER *et al.* (2000), recentemente empregado por SIMMONS (2005) e que preserva a formação tradicionalmente adotada pela maioria dos pesquisadores (*e.g.*, KOOPMAN 1994). Também em função das incertezas acerca das relações entre os

filostomíneos (*sensu* WETTERER *et al.*, 2000), seguimos SIMMONS (2005) em evitar o reconhecimento de tribos nesse grupo.

Gênero *Chrotopterus* Peters, 1865

Chrotopterus auritus (Peters, 1856)

Essa espécie pode ser encontrada do México (sua localidade-tipo) até as Guianas, Peru, Bolívia, sul do Brasil e norte da Argentina (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi observada no AC, AM, AP, BA, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP (BORDIGNON, 2006a; MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Com base na coloração da asa e pilosidade das membranas, THOMAS (1905) reconheceu três subespécies (*C. a. auritus*, *C. a. australis* e *C. a. guianae*), no que foi seguido por diversos autores (*e.g.*, JONES & CARTER, 1976). Contudo, HANDLEY-JR (1966) e KOOPMAN (1994) não adotaram essa separação e SIMMONS & VOSS (1998), examinando a variação apresentada por três fêmeas e dois machos da Guiana Francesa, concluíram pela inconsistência dessa classificação subespecífica.

Trata-se de um dos maiores morcegos do Novo Mundo, só suplantado em tamanho por *Vampyrus spectrum*. O comprimento cabeça-corpo varia entre 93 e 114 mm, a cauda entre 6 e 17 mm, o antebraço entre 77 e 87 mm e o peso entre 61 e 94 g (TADDEI, 1975b; EMMONS & FEER, 1990; REID, 1997; NOWAK, 1994). Contudo, PERACCHI & ALBUQUERQUE (1993) relataram a captura em Linhares, ES, de uma fêmea grávida que pesou 118,6 g e mediu 89,2 mm de antebraço. Morcegos dessa espécie são facilmente reconhecidos pelo tamanho grande, orelhas desenvolvidas, ovais e separadas, cela da folha nasal em forma de taça e pelagem felpuda, cinza no dorso e mais clara no ventre. Com respeito à dentição anterior, podem ser separados de *Vampyrus* pelo



Chrotopterus auritus (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).

número de incisivos inferiores: apenas um par, contra dois nesse último gênero.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

A dieta de *C. auritus* inclui pequenos vertebrados, insetos e, menos freqüentemente, frutos (GIANNINI & KALKO, 2005). Dentre os vertebrados, a lista de presas inclui roedores, pequenas aves, lagartos, anfíbios, pequenos marsupiais e morcegos (MEDELLÍN, 1988). Dentre os insetos, estão assinalados coleópteros Cerambycidae e Scarabaeidae, e lepidópteros Sphingidae (MEDELLÍN, 1988). BONATO *et al.* (2004), examinando o conteúdo gastrointestinal de 40 exemplares depositados em coleções brasileiras, verificaram que pequenos mamíferos constituem as presas mais consumidas, tanto na estação úmida como na estação seca, e que os insetos foram mais freqüentemente capturados na estação úmida, sugerindo oportunismo. Os registros de predação de morcegos por *C. auritus* são escassos e geralmente envolvem observações no interior de refúgios. Enquadram-se nesse caso os registros de ACOSTA Y LARA (1951), BORDIGNON (2005a) e ARITA & VARGAS (1995), referentes, respectivamente, a *Glossophaga soricina*, *Carollia perspicillata* (Phyllostomidae) e *Pteropteryx macrotis*

(Emballonuridae). Contudo, NOGUEIRA *et al.* (no prelo) capturaram um exemplar de *C. auritus* que carregava, em área de floresta secundária, uma fêmea de *C. perspicillata* parcialmente comida. BONATO *et al.* (2004) mencionaram ainda o consumo de *Myotis* (Vespertilionidae), através do exame do conteúdo gastrointestinal.

Em estudo realizado no sudeste do Brasil, TADDEI (1976) encontrou fêmeas de *C. auritus* em atividade reprodutiva somente na segunda metade do ano, sugerindo monoestria (MEDELLÍN, 1989). TRAJANO

(1984), entretanto, verificou, também no sudeste do Brasil, a ocorrência de estro pós-parto nessa espécie (uma fêmea simultaneamente grávida e lactante foi capturada em dezembro), o que evidencia padrão poliétrico, provavelmente bimodal. Ainda no sudeste do Brasil, uma fêmea grávida foi colecionada em setembro por PERACCHI & ALBUQUERQUE (1993), e em região de Cerrado, no Distrito Federal, BREDT *et al.* (1999) encontraram uma fêmea grávida em outubro. Dados obtidos em cativeiro confirmaram a ocorrência de poliestria nessa espécie e evidenciaram maturidade sexual das fêmeas aos 16 meses de idade (ESBÉRARD *et al.*, 2007). Nesse mesmo estudo foi verificado ainda que há um período de gestação igual ou superior a sete meses, e que o neonato pode nascer com mais de 30% do peso materno.

Chrotopterus auritus ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido encontrada principalmente em áreas florestadas, caracterizadas por vegetação primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; PEDRO *et al.*, 2001) ou mesmo secundária (BAPTISTA & MELLO, 2001; NOGUEIRA *et al.*, no prelo). Pode ocorrer também em áreas abertas, como destacaram



HANDLEY-JR (1976) e EMMONS & FEER (1990). Abriga-se em cavernas, túneis, minas, prédios abandonados, e em árvores e cupinzeiros ocos (MEDELLÍN, 1989). Forma pequenos grupos, aparentemente constituindo famílias compostas pelo macho, pela fêmea e um jovem (REID, 1997). Em cavernas costuma abrigar-se próximo à entrada (BREDT *et al.*, 1999).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Glyphonycteris* Thomas, 1896

Tradicionalmente tratado como subgênero de *Micronycteris* (e.g., SANBORN, 1949; KOOPMAN, 1994; SIMMONS, 1996), *Glyphonycteris* é hoje aceito como gênero válido (SIMMONS & VOSS, 1998; WETTERER *et al.*, 2000; BAKER *et al.*, 2003). Suas posição dentro da filogenia dos filostomídeos, entretanto, ainda é controversa, com bastante divergência entre análises baseadas em dados puramente moleculares (BAKER *et al.*, 2003) e análises baseadas em dados predominantemente morfológicos (WETTERER *et al.*, 2000) ou agregando significativa informação de ambas as fontes (WETTERER, tese não publicada). Embora a inclusão de *Glyphonycteris* em uma nova subfamília (Glyphonycterinae), juntamente com o táxon-irmão *Trinycteris*, venha recebendo suporte de diferentes conjuntos de dados (BAKER *et al.*, 2003; WETTERER, tese não publicada), optamos aqui pela retenção do arranjo tradicional (*sensu* WETTERER *et al.*, 2000), pelo menos até que todas essas informações estejam publicadas. Todas as três espécies atualmente reconhecidas como válidas em *Glyphonycteris* ocorrem no Brasil.

Glyphonycteris behnii (Peters, 1865)

Em sua revisão do gênero *Micronycteris*

(*sensu lato*), SIMMONS (1996) examinou vários espécimes assinalados em coleções como *G. behnii* e concluiu que todos correspondem a *G. sylvestris* ou mesmo a *Trinycteris nicefori*. A hipótese de sinonímia entre *G. behnii* e *G. sylvestris* foi então aventada por essa autora, pendendo ainda uma análise do holótipo para que essa dúvida seja dirimida. Além do holótipo, coletado em Cuiabá, Mato Grosso, Brasil, poucos espécimes encontram-se assinalados como *G. behnii*, todos também procedentes do Brasil. PERACCHI & ALBUQUERQUE (1985) reportaram um exemplar obtido na Serra da Canastra, Estado de Minas Gerais, e TAVARES *et al.* (no prelo) citam, com base em comunicação pessoal de M. Zortéa, espécimes colecionados no Estado de Goiás. Pelo menos até que seu estado taxonômico seja revisto, *G. behnii* pode ser considerada espécie endêmica do Brasil.

Morcego relativamente pequeno e de aparência geral bastante similar à *G. sylvestris*, da qual pode ser diferenciada, segundo KOOPMAN (1994), por seu tamanho mais avantajado (antebraço variando entre 45 e 47 mm *vs.* 37 a 44 mm em *G. sylvestris*) e por apresentar entalhe menos pronunciado nos incisivos superiores. SIMMONS (1996), entretanto, examinou dois espécimes assinalados como *G. behnii* no British Museum e concluiu que o tamanho do antebraço de ambos havia sido superestimado, representando, na verdade, algo em torno de 41 mm. Ainda sobre esses espécimes, SIMMONS (1996) afirmou que o grau de entalhamento observado nos incisivos superiores encontra-se dentro da variação observada em *G. sylvestris*. Como tais espécimes aparentemente sustentavam a amplitude de antebraço reportada por KOOPMAN (1994), resta apenas, sustentando a diferença de tamanho, a medida do holótipo (47 mm), depositado no Zoologisches Museum der Humboldt Universität zu Berlin, Berlin (SIMMONS, 1996).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Nada se sabe sobre os hábitos alimentares dessa espécie, mas pela similaridade morfológica com *G. sylvestris* também deve consumir principalmente insetos e complementar a dieta com material vegetal (e.g., frutos). Reprodução e abrigos também são desconhecidos.

No Brasil, *G. behnii* ocorre no Cerrado (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1985) e possivelmente na Amazônia e no Pantanal, já que ambos os biomas estão associados ao município de Cuiabá, localidade-tipo dessa espécie.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006).

***Glyphonycteris daviesi* (Hill, 1964)**

Espécie originalmente descrita no gênero *Barticonycteris* (HILL, 1964) e em seguida alocada em *Micronycteris* (*sensu lato*), tanto no subgênero *Barticonycteris* (KOOPMAN, 1994), como no então subgênero *Glyphonycteris* (SIMMONS, 1996). Sua permanência em *Glyphonycteris*, atualmente gênero válido, é suportada tanto por dados morfológicos quanto moleculares (SIMMONS, 1996; BAKER *et al.*, 2003). *Glyphonycteris daviesi* foi descrita com base em material procedente da Guiana, Província de Essequibo, estrada Potaro, 39 km de Bartica, e ocorre de Honduras até o sul do Peru, Bolívia e leste do Brasil, além de Trinidad (GREGORIN & ROSSI, 2005; SIMMONS, 2005).

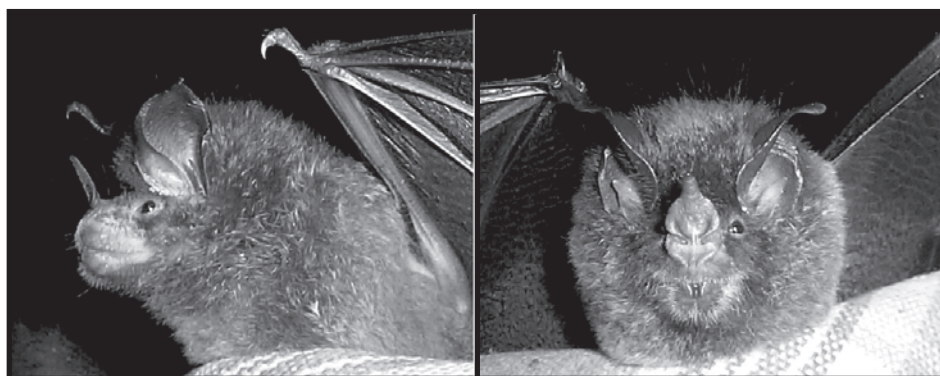
No Brasil já foi registrada no AM, BA, PA e RO (TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se de morcego de porte médio, com comprimento cabeça-corpo entre 63 e 84 mm, cauda entre 5 e 11 mm, antebraço entre 52 e 58,4 mm

e peso entre 17,4 e 34 g (PINE *et al.*, 1996; REID, 1997; KOOPMAN, 1994; SIMMONS & VOSS, 1998; GREGORIN & ROSSI, 2005). A pelagem é marrom-acinzentada, escura no dorso e levemente mais clara no ventre. As orelhas são grandes e pontiagudas, e o queixo é dotado de conspícua pilosidade (REID, 1997), responsável pelo nome vulgar dado a essa espécie: “graybeared bat”. O calcâneo é mais curto que o pé e o metacarpo do quarto dedo é menor que o do terceiro, que, por sua vez, é menor que o do quinto (SIMMONS, 1996; REID, 1997). A característica mais conspícua de *G. daviesi*, entretanto, está em seus incisivos superiores: apenas um par está presente. Adicionalmente, esses dentes são tão desenvolvidos quanto os caninos, sendo parecidos com esses últimos também em forma (LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Nos demais Phyllostominae há sempre dois pares de incisivos superiores (KOOPMAN, 1994). Espécimes procedentes do Brasil analisados por GREGORIN & ROSSI (2005) apresentaram despigmentação na ponta das asas, caracter que também pode se mostrar útil na identificação desse morcego.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

A dieta de *G. daviesi* inclui insetos (MCCARTHY & OCHOA, 1991; PINE *et al.*, 1996) e possivelmente pequenos vertebrados, já que restos do que seria uma pequena rã foram encontrados no estômago de um indivíduo (PINE *et al.*, 1996).



Glyphonycteris daviesi em perfil e frontal (Fotos: E. Bernard).



Registros sobre a reprodução dessa espécie estão restritos à ocorrência de fêmeas lactantes em agosto e março, no Brasil e Panamá, respectivamente, e de uma grávida em agosto no Peru (PINE *et al.*, 1996).

Glyphonycteris daviesi ocorre nos biomas Amazônia e Mata Atlântica (GREGORIN & ROSSI, 2005). Tem sido capturada em áreas de floresta primária ou em ambientes alterados (*e.g.*, plantações de cacau e clareiras), mas sempre nas imediações de tais florestas (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; PINE *et al.*, 1996; GREGORIN & ROSSI, 2005). O único registro de abrigo disponível parece ser o de TUTTLE (1970), que encontrou uma colônia em oco de árvore.

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Glyphonycteris sylvestris* Thomas, 1896**

Essa espécie tem como localidade-tipo Hda. Miravalles, Guanacaste, Costa Rica, e ocorre do México ao Peru e sul do Brasil, incluindo também Trinidad (SIMMONS, 2005). No Brasil, *G. sylvestris* tem registro para o AM, AP, MG, PA, PR, RJ, RR e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de porte pequeno, com comprimento cabeça-corpo entre 55 e 70 mm, cauda entre 8 e 15 mm, antebraço entre 37 e 44 mm e peso entre 9 e 11 g (KOOPMAN, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). A coloração da pelagem é similar à observada na espécie anterior, mas na região dorsal os pêlos são claramente tricoloridos, o que constitui uma das principais características dessa espécie. Pêlos dorsais tricoloridos, com a faixa mediana esbranquiçada e as extremas escuras, são também observados em morcegos do gênero *Carollia*, com os quais *G. sylvestris* pode ser confundida. Além disso, em ambos os táxons as orelhas são pontiagudas e apenas

moderadamente desenvolvidas, e pode haver ampla sobreposição no tamanho do antebraço, como ocorre com *Carollia perspicillata* e *C. brevicauda* (KOOPMAN, 1994). Para uma imediata distinção, entretanto, basta que se verifique o entalhe do lábio inferior desses morcegos, margeado por almofadas lisas e dispostas em “V” em *G. sylvestris*, e margeado por fileiras de pequenas papilas arredondadas e que circundam uma papila maior, central, em *Carollia* (REID, 1997; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Como nas demais espécie do gênero, os pêlos sobre a margem interna superior das orelhas são relativamente curtos (cerca de 4 mm), não há banda de pele interauricular, a margem inferior da ferradura da folha nasal funde-se gradualmente ao lábio superior, o calcâneo é marcadamente mais curto que o pé, e o quarto metacarpo é o mais curto e o quinto o mais longo (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A dieta de *G. sylvestris* é, aparentemente, constituída de insetos e frutos (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Sobre a reprodução, os registros disponíveis ao longo da distribuição dessa espécie apontam atividade durante o período chuvoso do ano (WILSON, 1979).

Dentre os biomas brasileiros, há registro para a Amazônia (HANDLEY-JR, 1967) e para a Mata Atlântica (TRAJANO, 1982). MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998) reportaram ainda sua ocorrência na Caatinga, mas não encontramos registro formal na literatura primária. Essa espécie tem sido encontrada em áreas de floresta primária e secundária madura, usualmente em reduzido número de espécimes (SEKIAMA *et al.*, 2001; BERNARD & FENTON, 2002; DIAS *et al.*, 2003). Abriga-se em cavernas (TRAJANO, 1982) e ocos de árvores (HANDLEY-JR, 1976), onde pode formar colônias de até 75 indivíduos (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Lampronycteris* Sanborn, 1949
***Lampronycteris brachyotis* (Dobson, 1879)**

Espécie descrita com base em material da Guiana Francesa, Cayenne, e com área de distribuição que vai do México até a Bolívia e sudeste do Brasil, incluindo também Trinidad (ACOSTA & AGUANTA, 2005; SIMMONS, 2005). No Brasil ocorre no AM, BA, ES, PA, PI, SP e TO (TAVARES *et al.*, no prelo). O gênero *Lampronycteris* vinha sendo tratado como subgênero de *Micronycteris* (e.g., KOOPMAN, 1994; SIMMONS, 1996), mas foi elevado ao nível genérico por SIMMONS & VOSS (1998) com base em dados posteriormente publicados por WETTERER *et al.* (2000).

Morcego de porte médio, com comprimento cabeça-corpo entre 48 e 62 mm, cauda entre 7 e 13 mm, antebraço entre 38 e 43,6 mm e peso entre 12 e 14 g (MEDELLÍN *et al.*, 1985; KOOPMAN, 1994; TADDEI & PEDRO, 1996; REID, 1997). A característica mais distintiva desse táxon é a coloração alaranjada dos pêlos que recobrem a região da garganta. Essa coloração pode se estender por toda a região ventral, embora com tons de laranja não tão intensos e tendendo ao amarelado (MEDELLÍN *et al.*, 1985). A pelagem dorsal é mais escura, variando de marrom-alaranjado a marrom. Adicionalmente, as orelhas são relativamente pequenas (como denota o nome específico), pontiagudas e não conectadas por banda de pele, como observado em *Micronycteris*. O calcâneo tem compri-

to similar ao do pé (REID, 1997), e os metacarpos diminuem gradualmente de tamanho, sendo o quinto o mais curto (TADDEI & PEDRO, 1996). Os incisivos internos superiores têm forma de cinzel (MEDELLÍN *et al.*, 1985).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Insetos, frutos, néctar e pólen compõem a dieta de *L. brachyotis* (BONACCORSO, 1979; MEDELLÍN *et al.*, 1985; GIANNINI & KALKO, 2005). A importância relativa desses itens, entretanto, parece depender de fatores locais, o que tem levado à inclusão dessa espécie tanto na guilda dos insetívoros catadores (WEINBEER & KALKO, 2004) como na dos onívoros catadores (KALKO *et al.*, 1996). Dados recentemente obtidos sugerem que *L. brachyotis* costuma forragear principalmente junto à copa das árvores, onde cata insetos na folhagem (WEINBEER & KALKO, 2004). Também foi verificado que essa espécie pode capturar insetos em pleno vôo, acima do dossel, um comportamento que parece ser único dentre os Phyllostominae insetívoros (WEINBEER & KALKO, 2004). Essas observações confirmaram expectativas baseadas na morfologia de *L. brachyotis*, que apresenta orelhas menores e asas mais longas e estreitas que as dos demais insetívoros



Lampronycteris brachyotis (Foto: E. Bernard).

catadores (WEINBEER & KALKO, 2004).

Evidências sobre a reprodução dessa espécie sugerem a ocorrência de padrão poliétrico bimodal (BONACCORSO, 1979; MEDELLÍN *et al.*, 1983) e possível formação de haréns (MEDELLÍN *et al.*, 1985).

Lamproncyteris brachyotis já foi registrada na Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998; TAVARES *et al.*, no prelo). Tem sido encontrada em áreas com cobertura florestal bem preservada, parecendo ser sensível a alterações de hábitat (MEDELLÍN *et al.*, 1983). Abriga-se em ocos de árvores, cavernas, minas e cavidades em ruínas (MEDELLÍN *et al.*, 1985; TADDEI & PEDRO, 1996). Embora grupos pequenos (até 10 indivíduos) pareçam ser mais comuns (*e.g.*, GOODWIN & GREENHALL, 1961), mais de 300 indivíduos foram encontrados em uma caverna no México (MEDELLÍN *et al.*, 1983).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Lonchorhina* Tomes, 1863

Cinco espécies são atualmente reconhecidas nesse gênero: *L. aurita* Tomes, 1863; *L. fernandezii* Ochoa & Ibañez, 1982; *L. inusitata* Handley-JR & Ochoa, 1997; *L. marinkellei* Hernández-Camacho & Cadena, 1978 e *L. orinocensis* Linares & Ojasti, 1971. Todas essas espécies ocorrem ao norte da América do Sul, onde parece ser o centro de diversificação do gênero (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). No Brasil, apenas duas espécies estão documentadas.

Lonchorhina aurita Tomes, 1863

Essa espécie tem Trinidad como localidade-típica, e é encontrada do México à Bolívia e sudeste do Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro há registro para o AM, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, PA, PI, RJ, RR e SP (BORDIGNON, 2006a; TAVARES *et al.*, no prelo).

Lonchorhina aurita tem porte médio para os morcegos do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 106 e 120 mm, cauda entre 49 e 56 mm, antebraço entre 47 e 52 mm e peso entre 10 e 16 g (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997; REID 1997). A coloração da pelagem varia de marrom-escura a marrom-avermelhada, sendo mais clara no ventre (peito e abdômen), onde os pêlos apresentam a extremidade distal pálida (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). Essa espécie é facilmente reconhecida por sua folha nasal extremamente desenvolvida. As espécies de *Mimon* também apresentam essa estru-



Lonchorhina aurita (Foto: Fábio Falcão).

tura desenvolvida, mas sem rivalizar em altura com as orelhas, como observado em *Lonchorhina*. O traço também é particularmente desenvolvido e a cauda é longa, se estendendo até a extremidade do uropatágio (LASSIER & WILSON, 1989). A metade proximal do antebraço é recoberta de pêlos. Em relação às demais espécies do gênero, *L. aurita* pode ser mais facilmente confundida com *L. inusitata* (ver descrição abaixo), principalmente quando os espécimes em questão se situam em faixa de tamanho compatível com o que se conhece para essa última espécie. Nesses casos, para uma identificação segura torna-se importante o exame das características crânio-dentárias descritas por HANDLEY-JR & OCHOA (1997). As demais espécies, de distribuição marginal ao território brasileiro, não devem constituir problema, já que *L. marinkellei* é bem maior (antebraço entre 61,8 e 62,3), e *L. fernandezi* e *L. orinocensis* são menores (antebraço menor que 44,7 mm) e têm o antebraço nu (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Alimenta-se primariamente de insetos, como lepidópteros, coleópteros, ortópteros e dípteros (HOWELL & BURCH, 1974; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996; ESBÉRARD *et al.*, 1997), mas pode também consumir aranhas (ESBÉRARD *et al.*, 1997) e frutos (FLEMING *et al.*, 1972; ESBÉRARD *et al.*, 1997).

Os dados reprodutivos disponíveis sugerem nascimentos ocorrendo no início da estação chuvosa (WILSON, 1979).

Lonchorhina aurita ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido encontrada principalmente em áreas florestadas (HANDLEY-JR, 1976; PORTFORS *et al.*, 2000), embora também possa estar presente em áreas agrícolas e pastagens (HANDLEY-JR, 1976). No Cerrado foi capturada em mata ciliar (ESBÉRARD *et al.*, 2005). A ausência dessa espécie e de outras do mesmo gênero em diversos inventários realizados na Ama-

zônia tem sido relacionada à escassez de cavernas, seu principal abrigo, em grande parte dessa região (VOSS & EMMONS, 1996; HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). Redes armadas sobre rios, além, obviamente, daquelas próximas a cavernas, parecem particularmente efetivas na amostragem dessa espécie (HANDLEY-JR, 1976; ESBÉRARD *et al.*, 1997).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Lonchorhina inusitata* Handley & Ochoa, 1997**

Essa espécie tem como localidade-tipo Boca Mavaca, Amazonas, Venezuela, e já foi encontrada também na Guiana, Suriname, Guiana Francesa e oeste do Brasil, onde está assinalada para Rondônia (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997).

Lonchorhina inusitata tem porte relativamente grande dentro do gênero, apresentando comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 119 e 132 mm, cauda entre 56 e 67 mm, antebraço entre 52,4 e 56,8 mm e peso entre 14 e 16,5 g (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). O dorso é marrom-escuro e ventre mais claro, usualmente unicolorido ou com a extremidade distal dos pêlos apenas levemente esbranquiçadas, no que esse táxon parece se diferenciar de *L. aurita* (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). Outras características externas observadas em *L. inusitata*, e que auxiliam na distinção em relação a *L. aurita*, são: folha nasal mais longa, mais larga e mais densamente pilosa; orelhas também mais densamente pilosas; excrescências faciais maiores e mais pilosas; cela da folha nasal com bordas mais profundamente lobadas; e lábio superior com ornamento médio mais complexo (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). Como espécimes menores de *L. inusitata* podem ser confundidos com os maiores de *L. aurita*, o exame de características crânio-dentárias pode se mostrar essencial para uma iden-

tificação segura (ver HANDLEY-JR & OCHOA, 1997). Com respeito às demais formas do gênero, os mesmos comentários feitos em relação a *L. aurita* são válidos para *L. inusitata*.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

Os registros disponíveis sugerem dieta à base de artrópodes, incluindo mosquitos, lepidópteros e aranhas (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; citado como *L. marinkellei*).

Sobre a reprodução, uma fêmea grávida foi coletada em maio, uma lactante em novembro e uma pós-lactante em outubro (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997).

No Brasil, essa espécie parece ocorrer apenas na região amazônica. Tem sido capturada em áreas de floresta primária e secundária madura, geralmente próximo ou sobre coleções de água, como córregos e rios (HANDLEY-JR & OCHOA, 1997; SIMMONS *et al.*, 2000). Abriga-se em cavernas, onde pode formar colônias de cerca de 300 indivíduos (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; citado como *L. marinkellei*).

Encontra-se classificada como deficiente em dados (IUCN, 2006).

Gênero *Lophostoma* d'Orbigny, 1836

As espécies desse gênero estavam, até recentemente, incluídas em *Tonatia* Gray, 1827. Entretanto, LEE-JR *et al.* (2002) demonstraram que esse conjunto de espécies não correspondia a um agrupamento monofilético. Assim, os autores mantiveram no gênero *Tonatia* as espécies *T. saurophila* e *T. bidens*, enquanto as formas restantes foram arranjadas no primeiro nome genérico disponível (*Lophostoma*). Atualmente são reconhecidas sete espécies: *L. aequatorialis* Baker, Fonseca, Parish, Phillips & Hoffmann, 2004; *L. brasiliense* Peters, 1866; *L. carrikeri* (Allen, 1910); *L. evotis* Davis & Carter, 1978; *L. schulzi* (Genoways & Williams, 1980); *L. silvicolium* d'Orbigny, 1836 e *L. yasuni*

Fonseca & Pinto, 2004. Dessas, quatro ocorrem no Brasil.

Lophostoma brasiliense Peters, 1866

Essa espécie ocorre do México ao Peru, Bolívia, Trinidad e Brasil (SIMMONS, 2005), e tem a Bahia, Brasil, como localidade-tipo. Em território brasileiro ocorre no AM, AP, BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RR e TO (NUNES *et al.*, 2005; BORDIGNON, 2006a; MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). De acordo com PERACCHI & ALBUQUERQUE (1986), o espécime referido por ÁVILA-PIRES & GOUVÊA (1977) para o Rio de Janeiro como *Tonatia brasiliense*, trata-se de um *Tonatia bidens*. Inclui *T. minuta* Goodwin, 1942, *T. nicaraguae* Goodwin, 1942 e *T. venezuelae* Robinson & Lyon, 1901 (SIMMONS, 2005).

São morcegos de porte pequeno, com comprimento cabeça-corpo entre 42 e 61 mm, cauda entre 5 e 14 mm, antebraço entre 32 e 40 e peso entre 7 e 13 g (KOOPMAN, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998; GONÇALVES & GREGORIN, 2004). A pelagem dorsal é cinza ou marrom-acinzentada, com a base dos pêlos esbranquiçada. O ventre é mais claro e a face é nua (REID, 1997). Por seu tamanho reduzido, essa espécie pode ser facilmente separada das demais formas do gênero, todas com antebraço acima de 40 mm (FONSECA & PINTO, 2004). Pode ser confundida, entretanto, com algumas espécies do gênero *Micronycteris* que apresentam ventre escuro. Para essa separação, deve-se considerar que em *Lophostoma* há apenas um par de incisivos inferiores (2 pares em *Micronycteris*), o entalhe na ponta do queixo é circundado por uma fileira de pequenas papilas dérmicas dispostas em “U” (há duas almofadas lisas e dispostas em “V” em *Micronycteris*) e o patágio se insere próximo à base dos dedos (no tornozelo em *Micronycteris*) (GENOWAYS &

WILLIAMS, 1984; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). Adicionalmente, ao ser manuseado *L. brasiliense* costuma dobrar suas orelhas para trás, o que não ocorre em *Micronycteris* (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie predominantemente insetívora, com registro de consumo de coleópteros, ortópteros, lepidópteros e dípteros (RIVAS-PAVA *et al.*, 1996, citado como *Tonatia minuta*). Provavelmente complementa a dieta com frutos (GARDNER, 1977a).

WILSON (1979), se referindo a *Tonatia minuta*, sugere padrão reprodutivo bimodal para essa espécie. Na Caatinga, WILLIG (1985) encontrou fêmeas grávidas em agosto, setembro, outubro e dezembro, e lactantes em março.

Lophostoma brasiliense está assinalada para todos os biomas brasileiros, à exceção do Pantanal (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; BERNARD & FENTON, 2002) e secundária (GENOWAYS & WILLIAMS, 1984), fragmentos florestais (FARIA, 2006), pastos e pomares (HANDLEY-JR, 1976). No Cerrado ocorre em veredas (GONÇALVES & GREGORIN, 2004), e na Caatinga em serrotes (WILLIG, 1983) e brejos de altitude (SOUZA *et al.*, 2004). Abriga-se em ocos de árvores (HANDLEY-JR, 1967) e casas (HICE *et al.*, 2004), mas tem sido encontrada principalmente em cupinzeiros arbóreos (GOODWIN & GREENHALL, 1961, referida como *Tonatia minuta*; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993). Um casal e um macho jovem foram encontrados em cupinzeiro ativo de *Nasutitermes* sp., situado à aproximadamente 1,5 m de altura (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Lophostoma carrikeri* (J. A. Allen, 1910)**

Ocorre na Colômbia, Venezuela, Guianas, Brasil, Bolívia e Peru, e tem como localidade-tipo o rio Mocho, Bolívar, Venezuela. (SIMMONS, 2005). No Brasil existe registro para o AM, PA, PI e RR (GRIBEL & TADDEI, 1989; BERNARD & FENTON, 2002; SAMPAIO *et al.*, 2003).

Espécie de porte médio em relação às demais formas do gênero, possuindo comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 66 e 99 mm, cauda entre 9 e 15 mm e antebraço entre 43 e 50 mm (MCCARTHY *et al.*, 1983; MCCARTHY *et al.*, 1992; GRIBEL & TADDEI, 1989; EISENBERG & REDFORD, 1999). O dorso possui coloração geral marrom-escura, contrastando fortemente com a região ventral (exceto pelo queixo e laterais do abdômen), onde os pêlos são brancos (MCCARTHY *et al.*, 1983; GENOWAYS & WILLIAMS, 1984). Essa coloração ventral separa *L. carrikeri* da maioria das espécies do gênero (MCCARTHY *et al.*, 1992; FONSECA & PINTO, 2004), mas cuidado deve ser tomado em relação a *L. schulzi*, que tem tamanho similar (antebraço entre 42 e 45 mm) e usualmente é reportada como tendo ventre apenas levemente distinto do dorso (*e.g.*, GENOWAYS & WILLIAMS, 1984). SIMMONS & VOSS (1998) verificaram que o ventre de espécimes mais velhos de *L. schulzi* pode apresentar coloração próxima à de *L. carrikeri*, o que limita o uso desse caracter na separação dessas espécies. Uma pronta distinção, entretanto, pode ser obtida pela análise da presença de granulações dérmicas na superfície dorsal dos membros anteriores e posteriores, orelhas e folha nasal, característica única de *L. schulzi* (GENOWAYS & WILLIAMS, 1980). *Lophostoma yasuni* também apresenta o ventre branco, mas possui orelhas e patágio mais escuros, não apresenta a estreita margem branca observada nas orelhas de *L. carrikeri*, e é conhecida apenas da localida-



de-tipo, no Equador (FONSECA & PINTO, 2004).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

O único registro disponível sobre a dieta dessa espécie confirma a insetivoria (OCHOA *et al.*, 1988). Provavelmente inclui também frutos em sua dieta (GARDNER, 1977a).

Com base na ocorrência de fêmeas lactantes em maio e outubro, MCCARTHY *et al.* (1992) sugeriram um padrão de reprodução bimodal para essa espécie.

No Brasil, *L. carrikeri* ocorre apenas no bioma amazônico. Trata-se de morcego raro, usualmente encontrado em áreas de floresta úmida não perturbada (GENOWAYS & WILLIAMS, 1984; MCCARTHY & HANDLEY-JR, 1987; GRIBEL & TADDEI, 1989; SAMPAIO *et al.*, 2003). Há registro, entretanto, para área de savana amazônica (BERNARD & FENTON, 2002) e para pomar (HANDLEY-JR, 1976). Da mesma forma que outras espécies do gênero, *L. carrikeri* utiliza cupinzeiros arbóreos como abrigo (MCCARTHY *et al.*, 1992).

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006).

***Lophostoma schulzi* (Genoways & Williams, 1980)**

Esse raro morcego é conhecido apenas das Guianas e norte do Brasil, e tem como localidade-tipo Brokopondo, 3 Km ao sudoeste de Koppelvliegveld, Suriname (SIMMONS, 2005). Amazonas, Amapá e Pará são os únicos Estados brasileiros onde *L. schulzi* já foi amostrada (MARQUES & OREN, 1987; GRIBEL & TADDEI, 1989; SAMPAIO *et al.*, 2003; MARTINS *et al.*, 2006).

Apresenta porte médio em relação às demais espécies do gênero, com comprimento total variando entre 76 e 80 mm, cauda entre 7 e 15 mm, antebraço entre 42 e 45 mm e peso entre 17,6 e 19,9 g (GENOWAYS & WILLIAMS, 1980; MCCARTHY *et al.*, 1988; GRIBEL & TADDEI,

1989; SIMMONS & VOSS, 1998). A pelagem dorsal é cinza-escura (GRIBEL & TADDEI, 1989) e pode apresentar contraste acentuado com a região ventral, que varia de acinzentada a quase branca. Essa variação na coloração da região ventral foi evidenciada por SIMMONS & VOSS (1998), que sugeriram possível relação com a idade dos indivíduos (os mais velhos teriam ventre mais pálido). O trago possui uma projeção bastante proeminente em sua borda interna, e existem pequenas granulações na superfície dorsal dos membros anteriores e posteriores, orelhas e folha nasal (GENOWAYS & WILLIAMS, 1980; MCCARTHY *et al.*, 1992). Essa última característica permite diferenciar *L. schulzi* de todas as demais espécies do gênero, sendo única mesmo quando se considera toda a família Phyllostomidae (GENOWAYS & WILLIAMS, 1980). SIMMONS & VOSS (1998) confirmaram observações anteriores de MCCARTHY *et al.* (1988) sobre a proeminência do clitóris em *T. schulzi*, facilmente confundido com um pênis.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

O único registro disponível sobre a dieta dessa espécie, fornecido por BERNARD (2002), reporta o consumo de insetos.

Uma fêmea grávida, com feto medindo 28 mm em posição natural, foi coletada em agosto na Guiana Francesa (MCCARTHY *et al.*, 1988).

No Brasil, *L. schulzi* é conhecida apenas do bioma amazônico. Tem sido coletada principalmente em áreas de floresta úmida primária (GENOWAYS & WILLIAMS, 1984; MCCARTHY *et al.*, 1988; SIMMONS & VOSS, 1998; SAMPAIO *et al.*, 2003), mas também em floresta secundária (GRIBEL & TADDEI, 1989) e capoeira (MARQUES & OREN, 1987). Não há dados sobre o uso de abrigos.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006).

Lophostoma silvicolum
d'Orbigny, 1836

Essa espécie ocorre de Honduras até a Bolívia, nordeste da Argentina, Brasil e Guianas, e tem como localidade-tipo Yungas, entre os rios Secure e Isiboro, na Bolívia (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi registrada no AC, AL, AM, AP, BA, MS, PA, PB, PE, RJ, RO e RR (BORDIGNON, 2006a; MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Na compilação de TAVARES *et al.* (no prelo) há ainda registro para o Estado do Mato Grosso, mas na referência primária - PULCHÉRIO-LEITE *et al.* (1998) - apenas o Estado do Mato Grosso do Sul é citado.

Lophostoma silvicolum é uma espécie de grande porte dentro do gênero, com comprimento cabeça-corpo variando entre 46 e 89 mm, cauda entre 10 e 22 mm, antebraço entre 49 e 60 mm e massa entre 25 e 39 g (WILLIG, 1983; KOOPMAN, 1994; REID, 1997). Há dimorfismo sexual secundário, sendo os machos maiores e mais pesados que as fêmeas (WILLIG, 1983; DECHMANN *et al.*, 2005). A pelagem varia do cinza ao marrom-avermelhado ou enegrecido, sendo mais clara no ventre. Na região da garganta e na base das orelhas, entretanto, os pêlos são muito pálidos ou mesmo brancos (MEDELLÍN & ARITA, 1989; REID, 1997; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Adicionalmente, os pêlos ventrais e dorsais apresentam extremidade distal pálida. Essa espécie pode ser diferenciada das demais que ocorrem no território brasileiro por seu maior tamanho (*L. brasiliense*, *L. schulzi* e *L. carrikeri* possuem antebraço variando entre 32 e 50 mm). Os menores espécimes de *L. silvicolum* podem se sobrepor em tamanho aos maiores de *L. carrikeri*, mas nessa última espécie a pelagem ventral é branca (ver descrição acima). *Lophostoma*



Lophostoma silvicolum (Foto: M.R. Nogueira).

silvicolum se caracteriza ainda por apresentar orelhas grandes e arredondadas, maiores que as observadas em *L. carrikeri* (EISENBERG & REDFORD, 1999). Alguns autores referem-se à presença de uma banda interauricular em *L. silvicolum* (e.g., GENOWAYS & WILLIAMS, 1984; KOOPMAN, 1994; REID, 1997), mas as projeções dérmicas que nessa espécie ligam as orelhas ao topo da cabeça, embora bem desenvolvidas, não chegam a formar propriamente uma banda, tal como se observa em *Micronycteris* (WETTERER *et al.*, 2000). Nas espécies do gênero *Tonatia*, ambas com antebraço maior que 50 mm, as orelhas são menores (< 30 mm) e não apresentam tais projeções. Além disso, o antebraço é piloso em sua metade proximal (nu em *L. silvicolum*; REID, 1997)

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$$

A dieta de *L. silvicolum* é constituída principalmente por insetos, embora frutos também sejam consumidos (BERNARD, 2002; GIANNINI & KALKO, 2004). REIS & PERACCHI (1987) reportaram a presença de carne e ossos no estômago de um espécime, o que indica a ocorrência de carnivorismo.

Dados obtidos no Panamá sugerem um padrão reprodutivo poliétrico bimodal (com ocorrência de estro pós-parto) e um sistema de cópula



baseado na poliginia por defesa de recurso (DECHMANN *et al.*, 2005).

Lophostoma silvicolum ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária, capoeiras (REIS & PERACCHI, 1987), pastos, pomares e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Trata-se de uma das poucas espécies de morcegos capazes de construir seus próprios abrigos, o que é feito apenas pelos machos em ninhos arbóreos ativos de térmitas como *Nasutitermes corniger* (DECHMANN *et al.*, 2004, 2005). A temperatura nessas cavidades é bastante estável e quase 3% mais quente que em ninhos abandonados ou ocos de árvores (DECHMANN *et al.*, 2004), o que parece ser favorável para fêmeas em reprodução (DECHMANN *et al.*, 2005). O acesso a essas fêmeas, e o conseqüente sucesso reprodutivo dos machos, deve compensar o elevado gasto energético envolvido na escavação dos ninhos (DECHMANN *et al.*, 2005).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Macrophyllum* Gray, 1838

Macrophyllum macrophyllum (Schinz, 1821)

Essa espécie tem como localidade-tipo o rio Mucuri, Bahia, e ocorre do México ao Peru, Bolívia, sudeste do Brasil, Paraguai e nordeste da Argentina (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi observada no AC, AM, AP, BA, ES, GO, MG, PR, RJ e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie de porte pequeno, com comprimento cabeça-corpo variando entre 40 e 53 mm, cauda entre 37 e 53 mm, antebraço entre 32,9 e 40 mm e peso entre 7 e 11 g (TADDEI, 1975b;

EMMONS & FEER, 1990; REID, 1997). A coloração é pardo ferrugínea no dorso, ligeiramente mais clara no ventre. As orelhas são bem desenvolvidas, separadas e pontudas, ligeiramente mais longas que a cabeça, e a folha nasal é relativamente grande e com quilha mediana conspícua. *Macrophyllum macrophyllum* é facilmente reconhecida pela membrana interfemural bem desenvolvida (inclui totalmente a comprida cauda) e dotada, na face ventral, de fileiras longitudinais de denticulos dermais. Os pés são notavelmente longos e apresentam unhas bem desenvolvidas. Segundo REID (1997), dentre os morcegos do Novo Mundo, essa combinação envolvendo longos pés, unhas e membrana interfemural, acompanhada de uma ligação alta das asas nas pernas, é encontrada apenas em *M. macrophyllum* e no morcego-pescador, *Noctilio leporinus* (Noctilionidae). Assim como essa última espécie, *M. macrophyllum* também caça sobre a água (ver comentários abaixo), e deve capturar insetos arrastando os pés na lâmina d'água, ao invés de capturá-los com a boca (REID, 1997).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Diferentemente da maioria dos filostomíneos, *M. macrophyllum* parece ser estritamente insetívora (WETTERER *et al.*, 2000;



Macrophyllum macrophyllum (Foto: A.L. Peracchi).

GIANNINI & KALKO, 2005), havendo registro do consumo de coleópteros, quironomídeos, hemípteros aquáticos e aranhas (HOWELL & BURCH, 1974). MEYER *et al.* (2005), trabalhando em Barro Colorado, Panamá, constataram que essa espécie forrageia exclusivamente sobre a água, geralmente a menos de 50 cm da lâmina d'água. Em outras famílias de morcegos também há espécies que capturam insetos na lâmina d'água (*e.g.*, *Rhynchonycteris naso* - Emballonuridae; *Myotis allescens* - Vespertilionidae), mas dentre os filostomídeos esse comportamento parece ter evoluído apenas em *M. macrophyllum* (MEYER *et al.*, 2005). A área de vida em Barro Colorado variou de 7 a 151 ha (média de 24 ha), mas os indivíduos concentraram sua atividade de forrageio em áreas de menos de 10 ha. Dessa forma, apesar do pequeno tamanho, esses morcegos são ativos em áreas notavelmente grandes (MEYER *et al.*, 2005).

De acordo com LaVAL & RODRÍGUEZ-H. (2002), na América Central os registros de gravidez em *M. macrophyllum* vão de 13 de outubro a 23 de maio, sugerindo extenso período reprodutivo. No Peru, há evidência de reprodução durante a estação mais seca do ano (GRAHAM, 1987). MEYER *et al.* (2005) sugeriram para esse morcego organização social envolvendo a formação de haréns.

Macrophyllum macrophyllum ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO E SAZIMA, 1998). Tem sido encontrada em áreas de floresta primária e secundária (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS, 1998), capoeiras (REIS & PERACCHI, 1987) e pastos (HANDLEY-JR, 1976). Devido a sua estratégia de forrageio, é geralmente encontrada próximo à água (HARRISON, 1975). Abriga-se em cavernas (LINARES, 1966; FARIA *et al.*, 2006), ocos de árvores caídas (PATTERSON, 1992), túneis (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971) e outros tipos de construção humana, como prédios abandonados (HARRISON, 1975) e, mais

frequentemente, bueiros de estrada para passagem de igarapés (MARQUES, 1985a; REIS & PERACCHI, 1987; SIMMONS & VOSS, 1998). Pode formar colônias com, aproximadamente, 50 indivíduos (PERACCHI *et al.*, 1984).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Micronycteris* Gray, 1866

Em arranjo proposto por SANBORN (1949), o gênero *Micronycteris* passou a incluir seis subgêneros (*Micronycteris*, *Xenotenes*, *Trinycteris*, *Neonycteris*, *Lampronnycteris* e *Glyphonycteris*). Recentemente, entretanto, foi verificado que sob esse arranjo o gênero *Micronycteris* não é monofilético (WETTERER *et al.*, 2000). À exceção de *Xenotenes*, que permanece incluído em *Micronycteris* (SIMMONS, 1996), todos os demais subgêneros foram, então, elevados ao nível de gênero (SIMMONS & VOSS, 1998; WETTERER *et al.*, 2000). Nesse novo esquema, o gênero *Micronycteris* (*sensu stricto*) inclui 10 espécies: *M. brosetti* Simmons & Voss, 1998; *M. giovanniae* Baker & Fonseca, no prelo; *M. hirsuta* (Peters, 1869); *M. homezi* Pirlot, 1967; *M. mattsesi* Simmons, Voss & Fleck, 2002; *M. megalotis* (Gray, 1842); *M. microtis* Miller, 1898; *M. minuta* (Gervais, 1856); *M. schmidtorum* Sanborn, 1935; e *M. sanborni* Simmons, 1996. Dessas, oito ocorrem no Brasil.

Micronycteris brosetti Simmons & Voss, 1998

Descrita com base em material coletado em Paracou, Guiana Francesa, essa espécie tem registro ainda para o leste do Peru, Guiana e sudeste do Brasil (SIMMONS, 2005). O único registro disponível para o território brasileiro é procedente do Estado de São Paulo, com as seguintes informações adicionais disponibilizadas por SIMMONS & VOSS (1998): Rio Juquiá, Barra. Esse espécime está depositado no Field Museum,



em Chicago, USA (FMNH 92997).

Morcego de pequeno porte dentro do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 51 e 61 mm, cauda entre 10 e 14 mm, antebraço entre 31,5 e 34 mm e peso entre 4,3 e 5 g (SIMMONS & VOSS, 1998; LIM *et al.*, 1999). A pelagem dorsal é marrom-escura, e a ventral mais clara, variando entre o cinza-pálido e o amarelo-pálido. Pela coloração clara do ventre, *M. brosetti* alia-se a *M. homezi*, *M. minuta*, *M. sanborni* e *M. schmidtorum* (grupo de ventre claro; *sensu* SIMMONS & VOSS, 1998). As orelhas são grandes, arredondadas e conectadas por uma banda de pele. Nenhum outro gênero de filostomídeo brasileiro apresenta essa banda, mas deve ser notado que em *Lophostoma* há projeções dérmicas associadas às orelhas que chegam a alcançar o topo da cabeça e que são referidas por alguns autores como uma banda. A morfologia da banda de pele tem valor diagnóstico em *Micronycteris*. Em *M. brosetti* ela é baixa e apresenta um entalhe raso em sua região mediana, como também se observa em *M. microtis*, *M. megalotis* e *M. matses* (dado não disponível para *M. giovanniae*). Já em *M. homezi*, *M. minuta* e *M. sanborni*, essa banda é alta e o entalhe é profundo (SIMMONS, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998; SIMMONS *et al.*, 2002). Em *M. schmidtorum* a altura da banda é intermediária e o entalhe moderadamente profundo (TAVARES & TADDEI, 2003; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006). O tamanho do calcâneo é outro caracter importante em *Micronycteris*: ele é maior que o pé em *M. brosetti*, mesma condição vista em *M. schmidtorum* (pelo menos em parte dos indivíduos), *M. microtis* e *M. megalotis* (SIMMONS, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998; SIMMONS *et al.*, 2002). Por outro lado, em *M. minuta* e *M. homezi* o calcâneo é menor que o pé, e em *M. sanborni* essas estruturas têm aproximadamente o mesmo tamanho, o que também tem sido relatado para *M. schmidtorum* por alguns autores (ver comentários sobre essa espécie). *Micronycteris brosetti* se caracteriza ainda por apre-

sentar pêlos curtos (≤ 3 mm) no terço superior da borda interna das orelhas, o que ocorre também em *M. minuta* e *M. microtis*, mas pode ser usado para separar essa espécie de *M. homezi* e *M. megalotis* (5 a 8 mm). *Micronycteris schmidtorum* também é incluída nesse último grupo (SIMMONS & VOSS, 1998), mas dados apresentados por ESCOBEDO-CABRERA *et al.* (2006) revelaram maior variação nesse caracter, como já havia sido reportado para outras espécies por LIM *et al.* (1999) e LIM & ENGSTROM (2001). Embora possa haver superposição de tamanho, *M. brosetti* é usualmente menor que todas as demais espécies com as quais já foi registrada em simpatria, a exceção de *M. microtis* (SIMMONS & VOSS, 1998). Nessa última espécie, entretanto, a pelagem ventral é marrom.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Não há informações disponíveis sobre dieta dessa espécie, mas deve ser predominantemente insetívora, como as demais espécies do gênero, podendo fazer uso de frutos ocasionalmente. Também não há dados sobre reprodução.

Dentre os biomas brasileiros, *M. brosetti* está registrada apenas para Mata Atlântica, embora sua presença na Amazônia seja esperada em função dos registros marginais nas Guianas (SIMMONS & VOSS, 1998; LIM *et al.*, 1999). Todos os espécimes para os quais dados estão disponíveis foram obtidos em áreas de floresta primária (SIMMONS & VOSS, 1998; LIM *et al.*, 1999). Uma colônia formada por oito indivíduos, dos quais quatro eram machos adultos e três eram fêmeas, foi encontrada em oco de árvore com abertura de 20 cm de diâmetro e situada a 1 m do chão (SIMMONS & VOSS, 1998).

Encontra-se classificada como deficiente em dados (IUCN, 2006).

***Micronycteris hirsuta* (Peters, 1869)**

Descrita de Pozo Azul, Guanacaste, Cos-

ta Rica, essa espécie ocorre de Honduras até o Equador, Peru, sudeste do Brasil, Guiana Francesa e Trinidad (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1985, 1993; SIMMONS, 2005). No Brasil têm registro para o AC, AM, BA, ES, PA, RJ e RR (TAVARES *et al.*, no prelo).

Essa é a maior espécie do gênero, com comprimento cabeça-corpo variando entre 54 e 66 mm, cauda entre 9 e 19 mm, antebraço entre 40 e 46 mm e peso entre 10 e 18,4 g (REID, 1997; SIMMON *et al.*, 2002; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Apresenta o dorso variando de marrom-claro a marrom-escuro ou marrom-acinzentado, e o ventre marrom-acinzentado (REID, 1997; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Inclui-se no grupo de ventre escuro (*sensu* SIMMONS & VOSS, 1998), que compreende ainda *M. megalotis*, *M. microtis* e duas outras espécies não registradas no Brasil (*M. giovanniae* e *M. matses*). A pelagem é sedosa e longa, e um conspícuo topete pode ser observado em machos adultos (REID, 1997). Nenhuma outra espécie do gênero parece alcançar 40 mm de antebraço, como observado em *M. hirsuta* (SIMMON *et al.*, 2002). Outra característica única dessa espécie está na forma de seus incisivos inferiores, que são, aproximadamente, três vezes mais altos do que largos (SIMMONS *et al.*, 2002). As orelhas são longas e arredondadas como nas demais espécies do gênero, e a banda de pele que as une é baixa e com entalhe raso (REID, 1997) ou mesmo reportada como ausente (GENOWAYS & WILLIAMS, 1986).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A dieta de *M. hirsuta* inclui insetos de variadas ordens, tais como Coleoptera, Homoptera, Odonata, Diptera, Lepidoptera e Orthoptera (ESBÉRARD, 2004; GIANNINI & KALKO, 2005), além de frutos e pequenos vertebrados, que



Micronycteris hirsuta (Foto: M.R. Nogueira).

aparecem em menor proporção (WILSON, 1971a; HUMPHREY *et al.*, 1983; GIANNINI & KALKO, 1994). WILSON (1971a) mencionou o possível uso de folhas, mas as evidências obtidas não parecem consistentes (NOGUEIRA & PERACCHI, no prelo). Dois espécimes mantidos cativos se alimentaram de insetos vivos e mortos, bem como de camundongos jovens abatidos (ESBÉRARD, 2004).

M. hirsuta parece apresentar padrão bimodal de reprodução (WILSON, 1979), com partos possivelmente associados ao período das chuvas (LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002).

Em território brasileiro, *M. hirsuta* foi registrada apenas na Amazônia e na Mata Atlântica (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Ocorre em áreas de mata primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; BERNARD & FENTON, 2002) e secundária (GENOWAYS & WILLIAMS, 1986; BROSSET *et al.*, 1996), interior pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006), pomares (ESBÉRARD, 2004) e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Abriga-se em ocos de árvores (SIMMONS & VOSS, 1998; ESBÉRARD, 2004), pontes e outras construções humanas (GOODWIN & GREENHALL, 1961; WILSON, 1971a). Parece formar apenas colônias pequenas, com não mais do que cinco indivíduos (GOODWIN & GREENHALL, 1961;



SIMMONS & VOSS, 1998; ESBÉRARD, 2004).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Micronycteris homezi* Pirlot, 1967**

Essa espécie tem como localidade-tipo Fazenda El Cerro, rio Palmar, Bacia de Maracai-bo, Zulía, Venezuela, e ocorre ainda na Guiana, Guiana Francesa e Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro há registro apenas para o Pará (BERNARD, 2001a). *Micronycteris homezi* foi originalmente descrita como uma subespécie de *Micronycteris megalotis*, mas claramente integra o grupo das espécies de ventre claro, conforme argumentado por SIMMONS (1996). Com base em um espécime coletado na Guiana Francesa e que, dentre outras características, apresenta uma conspícua fossa cutânea no topo da cabeça (reportada por PIRLOT para *M. m. homezi*), SIMMON & VOSS (1998) propuseram a elevação de *M. homezi* ao nível específico. Embora haja dificuldade de separar essa espécie de *M. minuta* com base na morfologia (LIM & ENGSTRON, 2001; OCHOA & SANCHEZ, 2005), dados moleculares parecem suportar a validade de ambos os táxons (FONSECA *et al.*, no prelo).

Espécie de porte relativamente pequeno dentro do gênero. As medidas a seguir são do espécime reportado por SIMMON & VOSS (1998): comprimento total (cabeça, corpo e cauda) 59 mm, cauda 11 mm, antebraço 36,5 mm e peso 6,8 g. Cinco espécimes capturados na Guiana apresentaram o comprimento do antebraço variando entre 34 e 37 mm (LIM & ENGSTRON, 2001). O dorso é marrom-escuro (pêlos com bases brancas) e o ventre cinza-pálido ou amarelado-pálido (SIMMON & VOSS, 1998). Espécie similar a *M. minuta* em quase todos os aspectos. Dos caracteres listados por SIMMON & VOSS (1998) para a separação dessas espécies, apenas a altura dos pêlos

na borda interna superior das orelhas parece útil (NOGUEIRA & PERACCHI, dados não publicados). Em *M. homezi* esses pêlos são longos (7 a 8 mm), ao passo que em *M. minuta* são reportados por SIMMON & VOSS (1998) como muito mais curtos (≤ 3 mm). LIM & ENGSTRON (2001), entretanto, reportam variação nesse caracter e conseqüente dificuldade na separação entre *M. homezi* e *M. minuta*. As orelhas em *M. homezi* são grandes, arredondadas e conectadas por banda de pele alta e dotada de entalhe profundo. O calcâneo, por sua vez, é mais curto que o pé. Além de *M. homezi* e *M. minuta*, essa combinação de características (envolvendo a forma da banda e tamanho do calcâneo) é vista apenas em *M. sanborni*. Dessa última espécie, entretanto, *M. homezi* pode ser prontamente diferenciada por sua coloração ventral, que não alcança o branco-puro visto em *M. sanborni* até a região do queixo, e pelo tamanho do polegar, consistentemente maior em *M. homezi* (8,1 *vs.* 7,0 a 7,3 mm) (SIMMON & VOSS, 1998; SIMMON, 1996). A presença de uma fossa cutânea no topo da cabeça, citada por SIMMONS & VOSS (1998) como o mais distintivo caracter de *M. homezi*, tem se mostrado de limitado uso, já que não é exclusiva dessa espécie e está relacionada ao sexo (aparece apenas em machos adultos) (OCHOA & SANCHEZ, 2005).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Não há dados sobre a dieta dessa espécie, mas deve ser predominantemente insetívora e ocasionalmente frugívora, como as demais espécies do gênero que apresentam porte similar. Aspectos reprodutivos também são desconhecidos. Todos os exemplares reportados na literatura até o presente momento são machos (SIMMONS & VOSS, 1998; BERNARD, 2001a; LIM & ENGSTRON, 2001).

Conhecida no Brasil apenas para o bioma amazônico (BERNARD, 2001a). O único espécime coletado por SIMMONS & VOSS (1998) foi

obtido em rede elevada (entre 18 e 21 m) em área de floresta primária. Os espécimes reportados por LIM & ENGSTRON (2001) parecem ter sido também coletados em floresta primária, ao passo que o exemplar reportado por BERNARD (2001a) foi obtido em área de vegetação mais aberta, de savana amazônica.

Essa espécie ainda não teve seu estado de conservação avaliado pela IUCN. No Brasil está classificada como deficiente em dados (MACHADO *et al.*, 2005).

***Micronycteris megalotis* (Gray, 1842)**

Tal como referido aqui, esse táxon não inclui *M. microtis*, *M. mexicana* nem *M. homezi* (SIMMONS, 1996; 2005). Excluimos, portanto, os dados de *M. megalotis* da América Central, onde apenas *M. microtis* parece ocorrer (SIMMONS, 1996, 2005). Deve-se considerar ainda, que parte das informações aqui apresentadas tem como base estudos realizados na América do Sul e publicados antes da revisão de SIMMONS (1996), o que leva a crer que podem dizer respeito à *M. microtis*.

A localidade-tipo de *M. megalotis* é Perequê, São Paulo, Brasil, e sua distribuição vai da Colômbia até o Peru, Bolívia e sul do Brasil, incluindo também Venezuela, Guianas, Trinidad e Tobago, e as ilhas Margarida, Granada e São Vicente (SIMMONS, 2005). No Brasil há registro para o AC, AM, AP, CE, DF, ES, MA, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de porte relativamente pequeno dentro do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) variando entre 55 e 66 mm, cauda entre 10 e 16 mm, antebraço entre 31,9 e 36 mm e peso entre 5 e 6,3 g (TADDEI, 1975b; SIMMONS *et al.*, 2002). *M. megalotis* é membro do grupo dos *Micronycteris* de ventre escuro (ver comentário em *M. hirsuta*), apresentando pelagem marrom tanto no dorso quanto no ventre. Como nas demais espécies do gênero, os pêlos dorsais

são bicoloridos, com a base branca. *Micronycteris megalotis* é similar à *M. microtis* em quase todos os aspectos, e a diferenciação através da morfologia parece depender da altura dos pêlos na borda interna superior das orelhas, caracter também empregado para separar *M. minuta* de *M. homezi*. SIMMONS *et al.* (2002) reportaram medidas que permitem uma distinção relativamente clara dessas espécies (5 a 8 mm em *M. megalotis* vs. ≤ 3 mm em *M. microtis*), mas também nesse grupo tais limites têm se mostrado sujeitos a variação. ESCOBEDO-CABRERA *et al.* (2006), por exemplo, apresentaram média de 4,03 mm (3,2 a 5,3 mm) para uma série de *M. microtis* proveniente do México, e LIM & ENGSTROM (2001) propuseram um valor limítrofe (4 mm), tendo-se acima disso *M. megalotis* e abaixo *M. microtis*. Essa aparente ausência de descontinuidade pode tornar difícil a diferenciação morfológica dessas espécies (LIM *et al.*, 1999). *Micronycteris megalotis* apresenta, ainda, calcâneo maior que o pé e orelhas longas e arredondadas, conectadas por banda de pele baixa e dotada de entalhe raso. *Micronycteris matses*, assinalada apenas no Peru, também apresenta essas características e tem ventre escuro, mas é maior que *M. megalotis* (antebraço entre 37,7 e 39,4 mm) e apresenta pêlos curtos na borda da orelha (SIMMONS *et al.*, 2002). Pode haver confusão entre *M. megalotis* e *Lophostoma brasiliense*, mas nessa última o entalhe no queixo é margeado por fileiras de pequenas papilas dérmicas, ao passo que em *M. megalotis* há duas almofadas dispostas em “V” (REID, 1997). A fossa cutânea cefálica, citada por SIMMONS & VOSS (1998) para *M. homezi*, também pode estar presente em machos adultos de *M. megalotis*, nos quais assume uma forma mais triangular (OCHOA & SANCHEZ, 2005).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A dieta de *M. megalotis* inclui principalmente insetos, com aparente predominância de coleópteros e lepidópteros (LASSO & JARRÍN-



V., 2005). Diversas outras ordens de insetos (RIVAS-PAVA *et al.*, 1996; LASSO & JARRÍN-V., 2005), além de frutos (REIS & PERACCHI, 1987; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996), também podem ser exploradas por essa espécie. Dados obtidos por LASSO & JARRÍN-V. (2005) demonstraram que a dieta de *M. megalotis* pode variar de um habitat para outro (e.g., área de pasto com fragmentos de floresta secundária vs. floresta primária). Em área de Mata Atlântica no sudeste do Brasil, FENTON *et al.* (1999) verificaram preferência por coleópteros sobre lepidópteros.

WILSON (1979) sugeriu que dois ciclos reprodutivos, ambos associados às chuvas, devem caracterizar *M. megalotis*. No Peru, entretanto, partos foram registrados tanto na estação seca quanto na chuvosa (GRAHAM, 1987). Em área de caatinga, WILLIG (1985) encontrou três fêmeas grávidas em agosto.

No Brasil, *M. megalotis* tem registro apenas para os biomas Amazônia e Mata Atlântica (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Ocorre em áreas de mata primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; REIS *et al.*, 2000; SAMPAIO *et al.*, 2003) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996), fragmentos florestais (BERNARD & FENTON, 2002), pastos, pomares (HANDLEY-JR, 1976), áreas rurais (BREDT & UIEDA, 1996) e em meio urbano (BROSSET *et al.*, 1996). Abriga-se em cavernas (BREDT *et al.*, 1999; ESBÉRARD *et al.*, 2005), locas de pedra (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971), ocos de árvores (SIMMONS & VOSS, 1998; LASSO & JARRÍN-V., 2005), cupinzeiros (PATTERSON, 1992), bueiros e outras construções humanas (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1986; ESBÉRARD *et al.*, 1996a). Tem sido encontrada em pequenas colônias, com não mais do que dez indivíduos (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS, 1998).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Micronycteris microtis* Miller, 1898**

Essa espécie tem como localidade-tipo Graytown, San Juan del Norte, Nicarágua, e ocorre do México até a Bolívia e sudeste do Brasil, incluindo a Venezuela e as Guianas (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi registrada no AM, AP, BA, PA, RJ e SP (MARTINS *et al.*, 2006; PERACCHI & NOGUEIRA, no prelo; TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de porte relativamente pequeno dentro do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) variando entre 54 e 65 mm, cauda entre 10 e 17 mm, antebraço entre 32,5 e 36,6 mm e peso entre 5 e 9,3 g (SIMMONS *et al.*, 2002). *Micronycteris microtis* faz parte do grupo dos *Micronycteris* de ventre escuro (ver comentários em *M. hirsuta*), e é similar a *M. megalotis* na maioria nos aspectos (SIMMONS, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998; LIM & ENGSTRON, 2001; SIMMONS *et al.*, 2002). Ver comentários sobre essa última espécie, da qual *M. microtis* diferencia-se, aparentemente, apenas pela altura dos pêlos na borda interna superior das orelhas (LIM *et al.*, 1999). A fossa cutânea cefálica, citada por SIMMONS & VOSS (1998) para *M. homezi*, também pode estar presente em machos adultos de *M. microtis* (OCHOA & SANCHEZ, 2005). Assim como em *M. megalotis*, entretanto, em *M. microtis* ela também assume forma mais triangular (NOGUEIRA & PERACCHI, dados não publicados).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Sua dieta consiste principalmente de insetos, incluindo coleópteros, ortópteros, lepidópteros (adultos e lagartas), odonatas, dípteros e homópteros (LaVAL & LaVAL, 1980; GIANNINI & KALKO, 2005; KALKA & KALKO, 2006). *Micronycteris microtis* pode consumir até 84% do seu peso em artrópodes por dia, e provavelmente desempenha um importante papel no controle populacional de insetos herbívoros (KALKA & KALKO, 2006). Além dos insetos,

outros artrópodes (*e.g.*, aranhas) e frutos também são consumidos, embora em menor proporção (HOWELL & BURCH, 1974; HUMPHREY *et al.*, 1983; KALKA & KALKO, 2006). Já foi verificado que esse morcego evita consumir certas partes do abdômen de insetos herbívoros, o que pode estar relacionado à reduzida quantidade de nutrientes nessas partes ou mesmo à presença de compostos secundários tóxicos nas plantas consumidas por esses herbívoros (KALKA & KALKO, 2006).

Registros compilados por WILSON (1979) para a América Central mostram a ocorrência de fêmeas grávidas de *M. microtis* (citada como *M. megalotis*) no início do período chuvoso. Não foram encontrados registros de atividade reprodutiva para a América do Sul.

Há registro dessa espécie apenas para Amazônia (SAMPAIO *et al.*, 2003) e Mata Atlântica (PEDRO *et al.*, 2001). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (PEDRO *et al.*, 2001; SAMPAIO *et al.*, 2003) e secundária (SIMMONS & VOSS, 1998), bordas de pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006), pastos e arredores de domicílios (HANDLEY-JR, 1976). Abriga-se em ocos de árvores, buracos no chão (feitos por tatuz), troncos caídos (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS *et al.*, 2002), sob rochas (HANDLEY-JR, 1976) e em bueiros (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS, 1998) e casas (LaVAL & LaVAL, 1980). Colônias dessa espécie variam de poucos indivíduos até algumas dezenas (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990).

Essa espécie ainda não teve seu estado de conservação formalmente avaliado.

***Micronycteris minuta* (Gervais, 1856)**

Espécie descrita de Capela Nova, Bahia, Brasil e com ampla distribuição, ocorrendo de Honduras até o sul do Brasil, incluindo Trinidad (SIMMONS, 2005). Há registros em território bra-

sileiro para o AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PE e RJ (TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie de porte relativamente pequeno dentro do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 52 e 73 mm, cauda entre 9 e 14 mm, antebraço entre 31,3 e 36,8 mm e peso 6,5 g e 8,5 g (SIMMONS, 1996; LÓPEZ-GONZÁLEZ, 1998). O dorso é marrom, com os pêlos de base branca, e o ventre é claro (grupo dos *Micronycteris* de ventre claro; ver comentários em *M. brosetti*), variando entre branco, cinza-pálido e amarelo-pálido (REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). Espécie similar a *M. homezi* em quase todos os aspectos. Ver comentários sobre essa última espécie, da qual *M. minuta* diferencia-se, aparentemente, apenas pela altura dos pêlos na borda interna superior das orelhas. Em respeito à diferenciação entre *M. minuta* e *M. sanborni*, os caracteres diagnósticos são os mesmos citados nos comentários sobre *M. homezi*, mas vale destacar a amplitude de variação conhecida para o tamanho do polegar em *M. minuta*, que está entre 7,7 e 9,1 mm (menor que 7,5 em *M. sanborni*). A fossa cutânea cefálica, citada por SIMMONS & VOSS (1998) para *M. homezi*, também pode estar presente em machos adultos de *M. minuta* (OCHOA & SANCHEZ, 2005).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

A dieta dessa espécie é composta predominantemente por insetos, incluindo coleópteros, hemípteros e lepidópteros (WHITAKER & FINDLEY, 1980; TEIXEIRA & PERACCHI, 1996). Frutos, entretanto, também podem ser consumidos (FLEMING *et al.*, 1972).

Dados compilados por WILSON (1979) se ajustam a um esperado padrão reprodutivo associado ao período chuvoso. O mesmo pode ser dito sobre os dados obtidos por TEIXEIRA & PERACCHI (1996) no sudeste do Brasil, onde foram capturadas quatro fêmeas grávidas em setembro e uma lactante em fevereiro.



Micronycteris minuta está assinalada para todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; BERNARD & FENTON, 2002; SAMPAIO *et al.*, 2003) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996; ESBÉRARD, 2003), fragmentos florestais (BERNARD & FENTON, 2002), pastos, pomares, arredores de domicílios (HANDLEY-JR, 1976) e áreas rurais (BREDT & UIEDA, 1996). Abriga-se em cavernas (ESBÉRARD *et al.*, 2005) e ocos de árvores (HANDLEY-JR, 1976).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Micronycteris sanborni* Simmons, 1996**

Espécie descrita com base em material coletado no Sítio Luanda, Itaítera, Ceará, Brasil (SIMMONS, 1996). Além de ocorrer no nordeste do Brasil e em parte do sudeste (NOGUEIRA *et al.*, em prep.), *M. sanborni* está presente também em área de cerrado na Bolívia (BROOKS *et al.*, 2002). No Brasil, há registro para o Ceará, Minas Gerais e Pernambuco.

Espécie pequena dentro gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 55,5 e 65 mm, cauda entre 12 e 14 mm, antebraço entre 32 e 34 mm e peso 5,5 e 8 g (SIMMONS, 1996). Espécie do grupo dos *Micronycteris* de ventre claro (ver comentários em *M. brosseti*), mas distinta de todas as demais pela seguinte combinação de caracteres: coloração ventral verdadeiramente branca e se estendendo pela garganta e queixo, polegares pequenos (< 7,5 mm *vs.* > 7,5 nas demais espécies) e calcâneo aproximadamente do mesmo tamanho do pé. As orelhas são grandes e arredondadas e apresentam banda de pele alta, dotada de entalhe profundo. A fossa cutânea cefálica, citada por SIMMONS & VOSS (1998) para *M. homezi*, também pode estar presente em

machos adultos de *M. sanborni* (NOGUEIRA & PERACCHI, dados não publicados).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

Nada se sabe sobre a dieta dessa espécie na natureza. Em cativeiro, aceitou prontamente pequenos ortópteros e lepidópteros (NOGUEIRA & PERACCHI, dados não publicados). Além de insetos, que devem constituir sua principal fonte de alimento, é possível que consuma também frutos.

Os poucos dados disponíveis estão de acordo com uma esperada atividade reprodutiva associada ao período chuvoso (SIMMONS, 1996).

Micronycteris sanborni é a única espécie do gênero ainda não registrada em áreas de clima úmido, estando, aparentemente, restrita à diagonal de áreas secas que corta a América do Sul. No Brasil, permanece registrada apenas para o bioma Caatinga, embora ocorra, dentro desse, no chamado cerrado edáfico (SIMMONS, 1996). A maioria dos espécimes da série-tipo foi, ao que tudo indica, obtida em serrotes e lajeiros, habitats com condições mais méxicas dentro da caatinga. Em concordância, o holótipo, procedente do cerrado edáfico, foi obtido em encosta da Chapada do Araripe, onde há mais umidade e vegetação méxica (SIMMONS, 1996). A possibilidade de *M. sanborni* explorar seletivamente habitats mais méxicos foi aventada por SIMMONS (1996) e está de acordo com dados obtidos no sudeste do Brasil, onde essa espécie foi encontrada apenas em afloramento de calcário (NOGUEIRA *et al.*, em prep.). Na Bolívia, a área de cerrado amostrada por BROOKS *et al.* (2002) também continha afloramentos rochosos. Provavelmente abriga-se em cavernas, como outras espécies relacionadas.

Encontra-se classificada como deficiente em dados (IUCN, 2006).

***Micronycteris schmidtorum* Sanborn, 1935**

Espécie descrita de Bobos, Izabal,

Guatemala, e com distribuição que vai do México até as Guianas, incluindo também o nordeste do Peru e o Brasil (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi registrada no AM, AP, BA, CE, MG, PA, PE e TO (NUNES *et al.*, 2005; TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie relativamente pequena dentro do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) variando entre 53,3 e 67 mm, cauda entre 10 e 17 mm, antebraço entre 33 e 37,8 mm e peso entre 5 e 7,5 g (SIMMONS, 1996; TAVARES & TADDEI, 2003; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006). O dorso é marrom, com os pêlos de base branca, e o ventre é claro (grupo dos *Micronycteris* de ventre claro; ver comentários em *M. brosetti*), variando do branco (REID, 1997) ao cinza-pálido, amarelo-pálido (SIMMONS & VOSS, 1998; TAVARES & TADDEI, 2003; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006) ou mesmo marrom-pálido (ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006). As orelhas são grandes, arredondadas e ligadas por banda de pele com altura intermediária e entalhe moderadamente profundo (ver comentários em *M. brosetti*). Essas características da banda são únicas dentro do gênero. *Micronycteris schmidtorum* se caracteriza ainda por apresentar o calcâneo menor ou aproximadamente igual ao pé, e pêlos na margem superior interna das orelhas geralmente entre 5 e 8 mm (SIMMONS & VOSS, 1998; TAVARES & TADDEI, 2003; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006). Na série reportada por ESCOBEDO-CABRERA *et al.* (2006), entretanto, esse último caracter variou entre 3,49 a 6,1 mm, com notável sobreposição em relação a *M. microtis* da mesma região (3,2 a 5,3 mm). Nessa mesma série, alguns espécimes apresentaram ainda coloração mais escura que o usual (marrom pálido, ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006), o que evidencia a necessidade de uma eventual comparação também com membros do grupo de ventre escuro. O tamanho relativo dos premolares inferiores pode ser usado nessa comparação, pois em *M. schmidtorum* o segundo pré-molar inferior é conspicuamente menor que o

primeiro e o terceiro, ao passo que em *M. microtis* e *M. megalotis* os três dentes têm tamanho similar (SIMMONS, 1996; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 34$$

A dieta dessa espécie é composta por insetos (BERNARD, 2002; ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006), incluindo lepidópteros (HOWELL & BURCH, 1974), e possivelmente frutos (GARDNER, 1977a).

Não foram encontrados registros de atividade reprodutiva.

Micronycteris schmidtorum tem registro para apenas dois biomas brasileiros: a Amazônia e Mata Atlântica (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Já foi amostrada em áreas de mata primária (TAVARES & TADDEI, 2003; BERNARD & FENTON, 2002; NUNES *et al.*, 2005), interior de pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006), pastos e pomares (HANDLEY-JR, 1976). Abriga-se em ocos de árvores (HANDLEY-JR, 1967; FENTON *et al.*, 2001) e já foi encontrada formando colônia com oito indivíduos no interior de cômodo dentro de uma pirâmide (ESCOBEDO-CABRERA *et al.*, 2006).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Mimon* Gray, 1847

Esse gênero inclui quatro espécies: *M. bennettii* (Gray, 1838); *M. cozumelae* Goldman, 1914; *M. crenulatum* (E. Geoffroy, 1810); e *M. koepckeae* Gardner & Patton, 1972. Dessas, duas ocorrem no Brasil.

Mimon bennettii (Gray, 1838)

Considerada aqui distinta de *M. cozumelae* (SIMMONS & VOSS, 1998), essa espécie tem Ipanema, São Paulo, Brasil, como localidade-tipo,

e ocorre nas Guianas e no Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro é conhecida do AP, BA, DF, ES, GO, MG, MS, PI, PR, RJ, SC e SP (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de tamanho médio para um filostomídeo. Poucos dados de medidas estão disponíveis na literatura. O comprimento do antebraço pode variar entre 51,4 e 58,5 mm (VIEIRA, 1942; HUSSON, 1962; GENOWAYS *et al.*, 1981; MOLINA *et al.*, 1995; SIMMONS & VOSS, 1998) e a cauda entre 10 e 25 (VIEIRA, 1942; HUSSON, 1962; SIMMONS & VOSS, 1998). *Mimon bennettii* tem pelagem longa e densa, de coloração geral castanho-clara. Apresenta orelhas grandes e ligeiramente pontiagudas (arredondadas em *Micronycteris*, *Lophostoma* e *Tonatia*; REID, 1997), folha nasal muito longa, estreita e lisa nos bordos (crenulada em *M. crenulatum*), e uropatágio mais longo que as patas. A distinção entre *M. bennettii* e *M. cozumelae*, que ocorre na América Central e avança até a

Colômbia (não assinalada para o Brasil), requer exame cuidadoso. De acordo com SIMMONS & VOSS (1998), os seguintes caracteres externos e relativos à dentição anterior permitem essa distinção: coloração do dorso (mais avermelhado em *M. bennettii*), coloração da ponta das asas (escuras em *M. bennettii* vs. brancas em *M. cozumelae*), forma dos incisivos superiores internos (mais cônicos em *M. bennettii* vs. mais espatulados em *M. cozumelae*) e forma dos incisivos inferiores (mais estreitos em *M. bennettii*).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 30$$

Os poucos registros disponíveis apontam para o consumo de insetos (REIS *et al.*, 1999), com aparente preferência por coleópteros em detrimento de lepidópteros (FENTON *et al.*, 1999). Como *M. cozumelae* e *M. crenulatum*, deve utilizar também frutos e pequenos vertebrados.

Uma fêmea grávida foi capturada em área de Mata Atlântica, no sudeste do Brasil, em junho (DIAS *et al.*, 2002), e duas foram observadas em área de cerrado, no Brasil central, em agosto (BREDT *et al.*, 1999).

Mimon bennettii está assinalada para todos os biomas brasileiros, à exceção do Pantanal (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (BROSSET *et al.*, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996; ESBÉRARD, 2003), pomares (ESBÉRARD *et al.*, 1996a) e áreas rurais (BREDT & UIEDA, 1996). Abriga-se em cavernas (BREDT *et al.*, 1999; ESBÉRARD *et al.*, 2005; MIRANDA & BERNARDI, 2006) ou frestas entre grandes blocos de rocha (GENOWAYS *et al.*, 1981), mas também já foi encontrada em túnel de terra em área de mata (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1986) e em câmara Maia subterrânea (FENTON *et al.*, 2001). Grupos com até 20 indivíduos têm sido encontrados (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990), embora formações com



Mimon bennettii (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).

menos de dez indivíduos pareçam mais frequentes (TRAJANO, 1984; BREDT *et al.*, 1999; MIRANDA & BERNARDI, 2006).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Mimon crenulatum* (E. Geoffroy, 1803).**

Essa espécie tem Belém, Pará, Brasil, como localidade-tipo, e ocorre do México às Guianas, Trinidad, Bolívia, Equador, leste do Peru e leste do Brasil (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro é encontrada no AM, AP, BA, ES, MG, PA, PE, RJ, RO e RR (TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie de porte médio para um filostomídeo, com comprimento cabeça-corpo variando entre 55 e 69 mm, cauda entre 15 e 29 mm, antebraço entre 46 e 55 mm e peso entre 9,8 e 18 g (PEDRO *et al.*, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). *Mimon crenulatum* apresenta o dorso castanho-enechado, com uma listra pálida longitudinal. O ventre é marrom-amarelado, sendo a base dos pêlos escura (HUSSON, 1962; REID, 1997). As orelhas são grandes e pontiagudas (arredondadas em *Lophostoma*, *Micronycteris* e *Tonatia*; REID, 1997), o trago é estreito e também pontiagudo, e o uropatágio é mais longo que as patas. A característica mais distintiva de *M. crenulatum*, entretanto, está em sua folha nasal, muito longa e com bordas densamente pilosas e crenuladas (razão do nome específico).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 30$

A dieta desse morcego inclui insetos, tais como coleópteros, lepidópteros, dípteros, hemípteros e ortópteros (WHITAKER & FINDLEY, 1980; HUMPHREY *et al.*, 1983; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996), e, em menor quantidade, néctar, pólen (PEDRO *et al.*, 1994), pequenos vertebrados (*e.g.*, lagartos; HUMPHREY *et al.*, 1983) e possivelmente frutos.

No Peru, partos foram registrados apenas durante a estação chuvosa (GRAHAM, 1987), o

que também tem sido observado no sudeste do Brasil (PEDRO *et al.*, 1994; MELLO & POL, 2006). Na Venezuela e no México, entretanto, há registro de reprodução no período seco (WILSON, 1979).

Mimon crenulatum está assinalada para todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998; CAMARGO & FISCHER, 2005). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; RODRÍGUEZ-H. & MONTERO, 2001) e secundária, (BROSSET *et al.*, 1996; RODRÍGUEZ-H. & MONTERO, 2001; MELLO & POL, 2006), fragmentos florestais, savanas (BERNARD & FENTON, 2002), pastos e pomares (HANDLEY-JR, 1976). Abriga-se em ocos de árvores (HANDLEY-JR, 1976; BERNARD & FENTON, 2003) e construções humanas (GOODWIN & GREENHALL, 1961). Quinze indivíduos foram retirados de um oco de árvore, o que sugere a ocorrência de colônias não muito pequenas (GOODWIN & GREENHALL, 1961). *Mimon crenulatum* parece restringir suas atividades de forrageio a áreas nos arredores de seu abrigo diurno, raramente se distanciando por mais de 500 m (BERNARD & FENTON, 2003).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Neonycteris* Sanborn, 1949

***Neonycteris pusilla* (Sanborn, 1949)**

Essa espécie tem como localidade-tipo o rio Vaupes, em Tahuapunta, Amazonas, Brasil, e é conhecida apenas do leste da Colômbia e norte do Brasil (SIMMONS, 2005). Nessa última região encontra-se registrada no Amazonas e no Pará (TAVARES *et al.*, no prelo). Assim como *Glyphonycteris*, *Lampronnycteris*, *Micronycteris* (*sensu stricto*) e *Trinycteris*, *Neonycteris* vinha sendo considerado subgênero de *Micronycteris* (*sensu lato*), até que SIMMONS & VOSS (1998) propuseram sua elevação ao nível genérico, tomando como base

dados posteriormente publicados por WETTERER *et al.* (2000).

Trata-se de morcego de porte relativamente pequeno, com antebraço variando entre 33 e 35 mm (SANBORN, 1949; KOOPMAN, 1994). De acordo com dados apresentados por SIMMONS (1996), *N. pusilla* apresenta as seguintes características externas: pêlos ventrais escuros; pêlos sobre a margem interna superior das orelhas relativamente curtos (menor ou igual a 4 mm); orelhas pontudas; banda interauricular ausente; borda inferior da cela da folha nasal bem demarcada, se destacando do lábio superior; quarto metacarpo mais curto, terceiro mais longo; segunda falange dos dedos III e IV da asa mais longa do que a primeira falange desses mesmos dedos; e calcâneo marcadamente mais curto que o pé. Na dentição anterior, SIMMONS (1996) reporta que os caninos superiores são muito menores do que o dobro da altura dos incisivos superiores internos, os incisivos superiores externos estão localizados em posição oclusa entre o incisivo interno e o canino, e os incisivos inferiores são trilobados.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$$

Nada se sabe sobre a história natural de *N. pusilla*, que é conhecida apenas da série-tipo e de material cujos dados ainda não foram publicados (TAVARES *et al.*, no prelo). A julgar por aspectos morfológicos e pela proximidade filogenética com *Glyphoncteris* (SIMMONS, 1996), deve também capturar insetos pousados, explorando material vegetal de forma complementar.

Encontra-se classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Phylloderma* Peters, 1865

Com base em dados genéticos, BAKER *et al.* (1988) propuseram a sinonimização de *Phylloderma* com *Phyllostomus*. De acordo com WETTERER *et al.* (2000), entretanto, esse arran-

jo implicaria em significativa alteração da diagnose de *Phyllostomus* (ver diferenças morfológicas abaixo) e nada acrescentaria à compreensão da monofilia desse grupo. Em filogenias mais recentes dos filostomídeos, BAKER *et al.* (2000, 2003) mantiveram a validade de ambos os gêneros.

Phylloderma stenops Peters, 1865

Essa espécie tem Caiena, Guiana Francesa, como localidade-tipo, e é encontrada do sul do México ao sudeste do Brasil, Bolívia e Peru (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro já foi observada no AM, AP, BA, DF, MG, MS, MT, PA, PI, PE, RJ, RO e SP (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de porte grande, com comprimento cabeça-corpo variando entre 82 e 115 mm, cauda entre 12 e 24,6 mm, antebraço entre 65 e 83 mm, e peso entre 41 e 65 g (BARQUEZ & OJEDA, 1979; GUERRA, 1980; KOOPMAN, 1994; EMMONS & FEER, 1990; REID, 1997). O dorso varia de pardo a castanho-avermelhado e a face ventral é acinzentada. Trata-se de morcego bastante semelhante às espécies de *Phyllostomus*, das quais pode ser distinguido por apresentar a folha nasal fundida ao lábio superior, abaixo das narinas (REID, 1997), a pele da face clara (*vs.* escura em *Phyllostomus*; LIM & ENGSTRON, 2001) e os incisivos superiores médios bilobados (NOWAK, 1994). Com respeito ao tamanho, *Phylloderma stenops* é menor que *Phyllostomus hastatus* (antebraço 80 a 97 mm) e maior que *Phyllostomus latifolius* (56 a 60 mm) e *Phyllostomus discolor* (56 a 69 mm). *Phylloderma stenops* apresenta ampla faixa de sobreposição com *Phyllostomus elongatus* no tamanho do antebraço, mas essas espécies podem ser prontamente separadas não só pelas características já mencionadas, como também pela forma e tamanho da folha nasal, que é mais curta e larga em *P. stenops* (HUSSON, 1962). Há uma evidente despigmentação nas pontas das asas em *P. stenops*.

(EISENBERG & REDFORD, 1999), e REID (1997) chega a descrevê-las como brancas. *Phyllostomus elongatus* também pode apresentar as pontas das asas muito claras, conforme descrito por VIEIRA (1942).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

A maioria dos autores classifica *P. stenops* como espécie onívora (e.g., LaVAL & FITCH, 1977; SIMMONS, & VOSS, 1998). Trabalhando na Costa Rica, LaVAL (1977) relatou que uma fêmea defecou sementes grandes de uma Anonácea, enquanto, em cativeiro, ingeriu banana, avidamente, e bebeu água açucarada. KALKO *et al.* (1996) reportaram especialização em frutos de Cucurbitaceae, e BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE (1990) encontraram escamas de um pequeno réptil nas fezes um espécime. Na Colômbia, RIVAS-PAVA *et al.* (1996) incluíram *P. stenops* em duas categorias tróficas: a dos frugívoros sedentários (utilizaram frutos de produção contínua ao longo do ano) e dos insetívoros catadores (consumiram coleópteros). No Brasil, há registro do consumo de larvas e pupas retiradas de um ni-

nho de vespas (JEANNE, 1970), além de coleópteros e frutos de espécies de *Passiflora* (BERNARD, 2002).

A fêmea capturada por LaVAL (1977), no mês de fevereiro, estava grávida e continha um único embrião grande.

MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998) assinalaram esse morcego para três dos cinco principais biomas brasileiros (Amazônia, Mata Atlântica e Cerrado), e há ainda registro para o Pantanal (PULCHÉRIO-LEITE *et al.*, 1998). Segundo HANDLEY-JR (1976), é uma espécie fortemente associada a florestas tropicais, mas é bastante tolerante a clareiras abertas pelo homem. Tem sido capturada em formações primárias e secundárias (SIMMONS, & VOSS, 1998; ESBÉRARD & FARIA, 2006), pomares, pastos e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Redes distendidas sobre ou próximas a cursos d'água parecem efetivas para captura dessa espécie (HANDLEY-JR, 1976; ESBÉRARD & FARIA, 2006). É um morcego pouco comum ao longo de sua distribuição, estando usualmente representa-

do em inventários locais por um reduzido número de indivíduos (SIMMONS, & VOSS, 1998; MEDELLÍN *et al.*, 2000; ESBÉRARD & FARIA, 2006). Emprega cavernas e bueiros como refúgio e provavelmente se abriga solitário ou em pequenas colônias (TRAJANO & GIMENEZ, 1998; BREDT *et al.*, 1999; HICE *et al.*, 2004; ESBÉRARD *et al.*, 2005).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).



Phyloderma stenops (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).

Gênero *Phyllostomus* Lacépède, 1799

O gênero *Phyllostomus* engloba quatro espécies, todas com representantes no Brasil.

Phyllostomus discolor Wagner, 1843

Essa espécie tem Cuiabá, Mato Grosso, Brasil, como localidade-tipo, e está distribuída do México às Guianas, Brasil, Bolívia, Paraguai, norte da Argentina e Peru, Trinidad e ilha Margarida (Venezuela) (SIMMONS, 2005). No Brasil, está registrada no AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RR e SP (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie de tamanho médio dentro do gênero, com comprimento cabeça-corpo variando entre 66 e 97 mm, cauda entre 12 e 21 mm, antebraço entre 55 e 69 mm e peso entre 26 e 51 g (TADDEI, 1975b; KOOPMAN, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). A pelagem é macia e densa, com região dorsal de aspecto geral marrom-escuro, onde a base do pêlo é branca, a banda intermediária (mais larga) é marrom-escura e o ápice acinzentado. O ventre é conspicuamen-

te mais claro que o dorso, podendo variar do creme-esbranquiçado até o laranja-avermelhado ou acinzentado. Pode haver sobreposição de tamanho com *P. elongatus* e *P. latifolius*, mas nessas últimas espécies o calcâneo é mais comprido que o pé (VIEIRA, 1942; HUSSON, 1962; KOOPMAN, 1994) e não há o contraste de cor observado na pelagem de *P. discolor* (EISENBERG & REDFORD, 1999). Adicionalmente, as orelhas de *P. discolor* são mais curtas que a cabeça e a folha nasal é mais larga do que comprida, o que é observado também em *P. hastatus*, mas não em *P. elongatus* (VIEIRA, 1942).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Assim como as demais espécies do gênero, *P. discolor* tem sido classificada como espécie onívora (*e.g.*, SIMMONS & VOSS, 1998; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Ao longo de sua distribuição, entretanto, pode haver predominância de determinados itens em sua dieta, e conseqüente inclusão em diferentes conjuntos funcionais tróficos (guildas). No Panamá, por exemplo, KALKO *et al.* (1996) a incluíram na guilda dos nectarívoros (*ca.* 80% pólen/néctar na dieta), ao passo que em área de cerrado edáfico no Brasil, WILLIG *et al.* (1993) a classificaram como insetívora (100% de insetos na dieta). Há ainda o consumo de frutos (GARDNER, 1977a; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996) e pelo menos um registro envolvendo carnivorina na natureza (UIEDA & HAYASHY, 1996). Dentre os insetos consumidos estão ortópteros, coleópteros, lepidópteros e formicídeos (WILLIG *et al.*, 1993; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996). Há dados de visitação às flores de cerca de 30 espécies de plantas (GIANNINI & KALKO, 2005), incluindo diversas bombacáceas, das quais pode ser



Phyllostomus discolor (Foto: Fábio Falcão).

um importante polinizador (GRIBEL *et al.*, 1999). Forrageia em grupo (SAZIMA & SAZIMA, 1977), o que pode levar a captura de vários indivíduos em uma mesma rede em curto espaço de tempo.

Dados compilados por WILSON (1979) sugerem variação geográfica no padrão reprodutivo de *P. discolor*. Na América Central, por exemplo, há evidências de monoestria sazonal (ESTRADA & COATES-ESTRADA, 2001) e de poliestria sazonal (FLEMING *et al.*, 1972). No sudeste do Brasil essa espécie parece ter um longo período de reprodução, que acontece durante os meses mais chuvosos do ano (TADDEI, 1976). Seu sistema de cópula envolve a formação de haréns anuais, com instabilidade na composição do grupo (as fêmeas se movem entre grupos) (MCCRACKEN & WILKINSON, 2000).

Phyllostomus discolor está presente em todos os biomas brasileiros (MARINHO FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; BERNARD & FENTON, 2002; SAMPAIO *et al.*, 2003) e secundária (ESBÉRARD, 2003), além de ambientes bastante alterados, como plantações de banana (MARES *et al.*, 1981) e áreas urbanizadas (SAZIMA & SAZIMA, 1977; UIEDA & HAYASHY, 1996). Abriga-se em cavernas (HANDLEY-JR, 1976), ocos de árvores (GOODWIN & GREENHALL, 1961; KALKO *et al.*, 1996) e construções humanas (UIEDA & HAYASHY, 1996), formando grupos de até 25 indivíduos (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Phyllostomus elongatus* (E. Geoffroy, 1810)**

Tem o Rio Branco, Mato Grosso, Brasil,



Phyllostomus elongatus (Foto: M.R. Nogueira).

como localidade-tipo, e ocorre na Bolívia, leste do Peru e Equador, e da Colômbia às Guianas e Brasil. Em território brasileiro já foi encontrada no AC, AL, AM, AP, BA, MT, PA, PE, RJ, RO e RR (TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie pouco maior que a anterior, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) variando entre 99 e 115 mm, cauda entre 14 e 27 mm, antebraço entre 61 e 71 mm e peso entre 30 e 57 g (VIEIRA, 1942; KOOPMAN, 1994; SIMMONS & VOSS, 1998). O dorso pode variar de marrom avermelhado até cinza enegrecido, enquanto o ventre apresenta pelagem levemente mais clara (HUSSON, 1962). PATTERSON (1992) menciona polimorfismo na coloração da pelagem em populações brasileiras, com possível correlação com variação em caracteres cranianos e dentários. As orelhas são um pouco mais longas que a cabeça (mais curtas em *P. discolor* e *P. hastatus*) e de extremidade arredondada. A folha nasal é bem desenvolvida e tem extremidade aguçada (mais larga em *P. discolor* e *P. hastatus*). O calcâneo é distintamente mais longo que o pé (mais curto em *P. discolor* e *P. hastatus*) e as asas apresentam a ponta branca (VIEIRA, 1942; HUSSON, 1962; KOOPMAN, 1994). Pode ser separada de *P. latifolius*, com quem parece ter mais afinidade (HUSSON, 1962), com



base no tamanho do antebraço (até 60 mm nessa espécie) e em medidas do crânio (KOOPMAN, 1994; SANTOS *et al.*, 2003).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

A dieta de *P. elongatus* inclui néctar (TUTTLE, 1970), insetos (*e.g.*, coleópteros; BERNARD, 2002; REIS & PERACCHI, 1987), frutos (*e.g.*, *Rollinia mucosa*; REIS & PERACCHI, 1987) e provavelmente pequenos vertebrados (GARDNER, 1977a).

MARQUES (1985b) reportou a captura de fêmeas simultaneamente grávidas e lactantes no início do período chuvoso no norte do Brasil, indicando padrão poliétrico e ocorrência de estro pós-parto.

MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998) assinalaram a ocorrência *P. elongatus* em todos os biomas brasileiros, inclusive na caatinga, para onde essa espécie também se encontra assinalada por OLIVEIRA *et al.* (2003). Contudo, nenhum dos registros encontrados para o nordeste do Brasil é proveniente de áreas de caatinga (VIEIRA, 1953; SOUZA *et al.*, 2004; FARIA *et al.*, 2006), embora a espécie ocorra nos chamados brejos de altitudes, que são enclaves de mata atlântica dentro do bioma Caatinga (SOUZA *et al.*, 2004). *Phyllostomus elongatus* tem sido capturada em áreas de floresta primária e secundária (REIS & PERACCHI, 1987; BERNARD & FENTON, 2002; SIMMONS & VOSS, 1998), interior de pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006), pomares (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990), pastos e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Abriga-se em ocos de árvores, bueiros (SIMMONS & VOSS, 1998; HANDLEY-JR, 1976) e sob pontes de concreto (REIS & PERACCHI, 1987). Em ocos de árvores pode formar colônias de 7 a 15 indivíduos (TUTTLE, 1970).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Phyllostomus hastatus (Pallas, 1767)

Na descrição original a localidade-tipo é “Amérique”, sendo posteriormente restringida ao Suriname por ALLEN (1904). Já foi registrada na Guatemala e em Belize, bem como do norte de Honduras até o Peru, Brasil, Paraguai, Bolívia e norte da Argentina (SANTOS *et al.*, 2003). No Brasil existe registro para o AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RR e SP (BORDIGNON, 2006a; TAVARES *et al.*, no prelo).

Essa é a maior espécie do gênero e está entre os maiores morcegos das Américas, possuindo comprimento cabeça-corpo entre 94 e 124 mm, cauda entre 10 e 29 mm, antebraço entre 77,5 e 94 mm e peso entre 64 e 112 g (TADDEI, 1975B; KOOPMAN, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). A pelagem é curta e aveludada e, geralmente, dorso e ventre possuem coloração bastante similar, variando entre o marrom-escuro e o marrom-avermelhado (SANTOS *et al.*, 2003), podendo chegar ao alaranjado (BREDT *et al.*, 1999). Nenhuma outra espécie do gênero alcança *P. hastatus* em tamanho. Pode haver superposição de medidas com *Phylloderma stenops*, mas nessa última a cela da folha nasal não é livre como em *P. hastatus*, e a pele da face é rosa, e não escura (REID, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Phyllostomus hastatus é geralmente classificada como onívora (*e.g.*, SIMMONS, & VOSS, 1998; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Assim como *P. discolor*, entretanto, dependendo da região essa espécie pode integrar diferentes guildas. Em área de cerrado edáfico no nordeste do Brasil, por exemplo, ela foi classificada como insetívora, tendo consumido ortópteros, isópteros, hemípteros, coleópteros, lepidópteros e himenópteros (WILLIG *et al.*, 1993). Já no Peru, WILSON *et al.* (1996) classificaram-na como frugívora, registrando predominância do consumo de frutos, principalmente *Cecropia*. A lista de frutos empregados por *P. hastatus*

é bastante extensa (GARDNER, 1977a; SANTOS *et al.*, 2003; GIANNINI & KALKO, 2005), e essa espécie parece ser a principal dispersora de *Gurania spinulosa* (KALKO & CONDON, 1998) e *Lecythis* spp. (GREENHALL, 1965; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971). *Phyllostomus hastatus* também consome pequenos vertebrados (GOODWIN & GREENHALL, 1961; OPREA *et al.*, 2006) e faz uso freqüente de néctar, podendo atuar como importante polinizadora (GRIBEL *et al.*, 1999).

O padrão reprodutivo de *P. hastatus* parece variar geograficamente (WILSON, 1979). No Brasil há evidências tanto de monoestria sazonal (WILLIG, 1985), quanto de poliestria (MARCQUES, 1985b). As fêmeas atingem a maturidade sexual por volta de 16 meses de idade, e durante a amamentação agrupam seus filhotes em colônias-maternidade (MCCRACKEN & BRADBURY, 1981). Seu sistema de cópula envolve a formação de haréns anuais, como em *P. discolor*, mas nesse caso a composição do grupo de fêmeas é estável (elas não se movem entre grupos) (MCCRACKEN & WILKINSON, 2000).

Phyllostomus hastatus ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Está presente em ambientes que vão desde formações florestais primárias (REIS & PERACCHI, 1987; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; SAMPAIO *et al.*, 2003) até áreas urbanizadas (PERACCHI *et al.*, 1984). Abriga-se em cavernas (BREDET *et al.*, 1999; ESBÉRARD *et al.*, 2005), ocos de árvores (PATTERSON, 1992), folhas grandes e secas da palmeiras (ASCORRA *et al.*, 1996), cupinzeiros (REIS & PERACCHI, 1987) e construções humanas (PERACCHI *et al.*, 1984). Em uma mesma caverna podem ser encontrados vários haréns, cada um deles com um macho e entre 10 e 100 fêmeas, e grupos de 20 a 50 machos solteiros (BRADBURY, 1977; MCCRACKEN & BRADBURY, 1981).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Phyllostomus latifolius* (Thomas, 1901)**

Espécie encontrada apenas no sudeste da Colômbia, Guianas e norte do Brasil, com localidade-tipo em Monte Kanuku, Prov. Essequibo, Guiana (SIMMONS, 2005). No Brasil é conhecida apenas do Amazonas e do Pará (TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se da menor forma do gênero, com comprimento total (cabeça, corpo e cauda) entre 91 e 95 mm, cauda entre 13 e 17 mm, antebraço entre 56 e 60 mm e peso entre 24 e 31 g (WILLIAMS & GENOWAYS, 1980a; KOOPMAN, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999). No aspecto geral, essa espécie é bastante similar a *P. elongatus*, o que já levou à suspeita de que fossem coespecíficas (JONES & CARTER, 1976). No Suriname, entretanto, essas espécies ocorrem em sintopia e, de acordo com WILLIAMS & GENOWAYS (1980a), podem ser separadas facilmente com base no tamanho do antebraço (menor em *P. latifolius*) e em medidas cranianas. Examinando espécimes brasileiros, SAMPAIO *et al.* (2003) chegaram à mesma conclusão. LIM & ENGSTRON (2001) acrescentaram ainda que a pelagem ventral de *P. latifolius* é marrom, como em *P. elongatus*, mas não é uniforme como nessa última, apresentando a extremidade dos pêlos pálida (aparência de que foi coberto por geada).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Não parece haver registros disponíveis sobre a dieta desse morcego, mas provavelmente se alimenta de insetos, frutos, néctar e pequenos vertebrados, como as demais espécies do gênero (GARDNER, 1977a).

Duas fêmeas coletadas no Suriname entre 27 de setembro e 4 de outubro estavam lactantes

(WILLIAMS & GENOWAYS, 1980a).

No Brasil, *P. latifolius* parece ocorrer apenas no bioma amazônico (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido encontrada em áreas de floresta primária (BROSSET *et al.*, 1996; SIMMONS *et al.*, 2000) e secundária (WILLIAMS & GENOWAYS, 1980a), e emprega cavernas como abrigo (MARINKELLE & CADENA, 1972; SAMPAIO *et al.*, 2003). BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE (1990) encontraram um grupo de cerca de 50 morcegos dessa espécie abrigado em uma caverna em meio a cerca de 300 *Lonchobatina inusitata* (citado como *L. marinkellei*). A associação de *P. latifolius* com esse tipo de abrigo parece ser mais forte que nas demais espécies do gênero (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Tonatia* Gray, 1827

Nesse gênero eram incluídas as espécies que atualmente integram o gênero *Lophostoma*. A partir da separação, proposta por LEE-JR *et al.* (2002) em respeito às afinidades filogenéticas dos táxons envolvidos, *Tonatia* passou a ser formado por apenas duas espécies, ambas com registro para o Brasil.

Tonatia bidens (Spix, 1823)

Tem como localidade-tipo o rio São Francisco, Bahia, Brasil, e distribui-se do nordeste do Brasil ao norte da Argentina e Paraguai (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro há registro para BA, CE, ES, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, SC e SP (WILLIAMS *et al.*, 1995; TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie de porte médio, com comprimento do antebraço variando entre 48,8 e 59,3 mm (WILLIAMS *et al.*, 1995; BARQUEZ *et al.*, 1993; ESBÉRARD &

BERGALLO, 2004), cauda entre 12 e 21 mm (espécimes da Argentina; BARQUEZ *et al.*, 1993) e peso entre 18 e 38 g (espécimes do sudeste do Brasil; ESBÉRARD & BERGALLO, 2004). A pelagem é marrom-acinzentada, mais clara no ventre (WILLIAMS *et al.*, 1995; BARQUEZ *et al.*, 1993). As orelhas são grandes e arredondadas, mas não tão grandes (< 30 mm) quanto em *L. silvicolum*. Adicionalmente, o antebraço apresenta densa pilosidade na metade proximal, ao passo que é nu em *L. silvicolum* (REID, 1997; WILLIAMS *et al.*, 1995). Diferencia-se externamente de *T. saurophila* pela ausência de listra no topo da cabeça, entre as orelhas (WILLIAMS *et al.*, 1995).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 32$

Sua dieta inclui uma ampla variedade de insetos, tais como lepidópteros, ortópteros, coleópteros, hemípteros, odonatas e tisanópteros (ESBÉRARD & BERGALLO, 2004), pequenos vertebrados, como anfíbios, répteis, aves entre 4 e 24 g, morcegos (MARTUSCELLI, 1995; BARQUEZ *et al.*, 1999; ESBÉRARD & BERGALLO, 2004) e possivelmente frutos. Forrageia durante toda a noite, embora haja concentração da atividade nas primeiras horas após o



Tonatia bidens (Foto: M.A. Nogueira).

pôr do sol (ESBÉRARD & BERGALLO, 2004).

No sudeste do Brasil, foram registrados nascimentos ocorrendo de novembro a janeiro, bem como fêmeas em final de lactação até maio (ESBÉRARD & BERGALLO, 2004).

Essa espécie está presente nos biomas Mata Atlântica, Cerrado, Pantanal e Caatinga (WILLIAMS *et al.*, 1995; TRAJANO & GIMENEZ, 1998). Ocorre em áreas de floresta primária e secundária (SEKIAMA *et al.*, 2001; ESBÉRARD & BERGALLO, 2004), bem como em áreas de vegetação mais aberta (*e.g.*, restinga) e plantações de banana, desde que associados a florestas (ESBÉRARD & BERGALLO, 2004). Abrija-se em grutas, ocos de árvores, minas d'água, manilhas e residências (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1986; MARTUSCELLI, 1995; ESBÉRARD & BERGALLO, 2004).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Tonatia saurophila* Koopman & Williams, 1951**

Sua localidade-tipo é Balaclava, St. Elizabeth Parish, Jamaica, e distribui-se do México até o Peru, Bolívia, Venezuela, Guianas, Trinidad e Brasil (SIMMONS, 2005). Duas subespécies, além da forma nominal, restrita à Jamaica, foram reconhecidas por WILLIAMS *et al.* (1995): *T. s. bakeri* e *T. s. maresi*. No Brasil, apenas a última tem registro, ocorrendo no AC, AM, AP, BA, PA, PE e RR (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). O registro para o Mato Grosso do Sul, assinalado por TAVARES *et al.* (no prelo) com base em WILLIAMS *et al.* (1995) não procede, pois a localidade listada por esses últimos autores refere-se a *T. bidens*.

Morcego de porte médio para um filostomíneo. Na subespécie registrada no Brasil, o comprimento total (cabeça, corpo e cauda) varia entre 84 e 103 mm, a cauda entre 15 e 23 mm,

o antebrço entre 51,8 e 59 mm e o peso entre 21,4 e 33 g (WILLIAMS *et al.*, 1995; SIMMONS & VOSS, 1998). A coloração geral é marrom acinzentada, mais clara no ventre, onde a extremidade dos pêlos pode ser pálida (WILLIAMS *et al.*, 1995; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002). Diferencia-se externamente de *T. bidens* pela presença de uma listra no topo da cabeça, entre as orelhas (WILLIAMS *et al.*, 1995). Essa característica, em adição às mencionadas nos comentários sobre *T. bidens*, ajuda também na diferenciação entre *T. saurophila* e *L. silvicolum*.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{1} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Esse morcego consome uma ampla variedade de insetos, tais como ortópteros, coleópteros, lepidópteros, homópteros e dípteros (HUMPHREY *et al.*, 1983; REIS & PERACCHI, 1987; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996), e, em menor proporção, frutos (*e.g.*, *Vismia* e *Ficus*; BERNARD, 2002; GIANNINI & KALKO, 2004) e pequenos vertebrados (HUMPHREY *et al.*, 1983).

Na Amazônia brasileira, REIS & PERACCHI (1987) encontraram fêmeas grávidas em outubro e novembro, e uma lactante em janeiro. Já na Costa Rica, há registro de fêmeas grávidas em janeiro, fevereiro, maio e julho, com ocorrência de dois períodos reprodutivos por ano (LaVAL & RODRIGUEZ-H., 2002).

No Brasil, ocorre nos biomas Amazônia, Caatinga e Mata Atlântica (WILLIAMS *et al.*, 1995; FARIA *et al.*, 2006). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (REIS & PERACCHI, 1987; SAMPAIO *et al.*, 2003) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996; SIMMONS & VOSS, 1998), savanas (BERNARD & FENTON, 2002), pastos, pomares e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Pode atravessar grandes distâncias entre o abrigo e o local de forrageio, empregando área que pode alcançar 330 ha (BERNARD & FENTON, 2003). Abrija-se em ocos de árvores, onde forma pequenos grupos (BERNARD & FENTON, 2003).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Trachops* Gray, 1847

***Trachops cirrhosus* (Spix, 1823)**

Essa espécie tem o Pará como localidade-tipo e é encontrada do México às Guianas, sudeste do Brasil, Bolívia, Equador e Trinidad (SIMMONS, 2005). No Brasil já foi registrada no AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, MG, PA, PB, PE, PI, RJ, RO, RR e SP (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

Morcego de porte médio, com comprimento cabeça-corpo variando entre 65 e 88 mm, cauda entre 10 e 29 mm, antebraço entre 57 e 66 mm, e peso entre 24 e 44,6 g (REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998). A pelagem é longa e felpuda, pardo-ferrugínea no dorso, mais clara nas partes inferiores. Espécie facilmente identificada pela presença de numerosas protuberâncias cilíndricas, em forma de verrugas, nos lábios e no mento. A folha nasal apresenta bordas serrilhadas e as orelhas são grandes e arredondadas, mais longas que a cabeça

(NOWAK, 1994). A cauda é curta e projeta-se no dorso da membrana interfemural, que é bem desenvolvida.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Trachops cirrhosus é amplamente conhecida por seu hábito de predação de pequenos anfíbios (TUTTLE & RYAN, 1981), mas também consome pequenos lagartos (GOODWIN & GREENHALL, 1961), aves (RODRIGUES *et al.*, 2004) e mamíferos, tais como ratos (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1982), marsupiais (FERRER *et al.*, 2000) e morcegos (ARIAS *et al.*, 1999; BONATO & FACURE, 2000). Além disso, esse morcego pode predação uma ampla variedade de insetos, incluindo coleópteros, ortópteros, homópteros e dípteros (HUMPHREY *et al.*, 1983; REIS & PERACCHI, 1987; RIVAS-PAVA *et al.*, 1996), e complementar sua dieta com frutos (RIVAS-PAVA *et al.*, 1996). *Trachops cirrhosus* identifica os anfíbios de que se alimenta pelas vocalizações que eles emitem, sendo capaz de diferenciar espécies venenosas de palatáveis, e espécies pequenas das que são muito grandes para serem predadas (TUTTLE & RYAN, 1981).

Foi verificado ainda, que esse morcego é capaz de adquirir rapidamente novas associações acústicas via aprendizado social, o que pode ser de grande importância frente a alterações na comunidade de presas (PAGE & RYAN, 2006).

TRAJANO (1984) encontrou uma fêmea simultaneamente grávida e lactante em agosto, no sudeste do Brasil, tendo sugerido padrão poliétrico para essa espécie. No norte do Brasil, fêmeas lactantes também foram coletadas em agosto, evidenciando atividade durante o período chuvoso (REIS & PERACCHI, 1987). Na América Central, entretanto, há dados apontando reprodução no período seco (WILSON, 1979).



Trachops cirrhosus (Foto: Marco A. R. Mello - www.casadosmorcegos.org).

Trachops cirrhosus ocorre em todos os biomas brasileiros (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Pode ser encontrada em áreas de floresta primária (REIS & PERACCHI, 1987; PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993) e secundária (BROSSET *et al.*, 1996; RODRIGUES *et al.*, 2004), interior de pequenos fragmentos florestais (FARIA, 2006), savanas, pastos, pomares e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Em áreas de vegetação de caatinga, foi capturada apenas junto a afloramentos rochosos, que oferecem condições mais úmidas (WILLIG, 1983). Parece mais freqüente nas proximidades de rios, brejos e lagoas, o que pode ter relação com seu hábito de pregar anfíbios (EMMONS & FEER, 1990; LaVAL & RODRÍGUEZ-H, 2002). Assim como *Tonatia saurophila*, *T. cirrhosus* pode atravessar longas distâncias entre o abrigo e o local de forrageio, ocupando grandes áreas (*e.g.*, 456 ha; BERNARD & FENTON, 2003). Abriga-se em árvores ocas (BERNARD & FENTON, 2003), cavernas (ESBÉRARD *et al.*, 2005), bueiros (MARQUES, 1985a; SIMMONS & VOSS, 1998), túneis (ARIAS *et al.*, 1999) e construções abandonadas (RODRIGUES *et al.*, 2004). Tem sido encontrada com maior freqüência em agrupamentos compostos por poucos indivíduos (GOODWIN & GREENHALL, 1961; TRAJANO, 1984; SIMMONS & VOSS, 1998), embora haja registro envolvendo colônias com até 50 morcegos (CRAMER *et al.*, 2001). Segundo REID (1997), colônias-maternidade relativamente grandes são às vezes encontradas em cavernas profundas.

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Trinycteris* Sanborn, 1949

Trinycteris nicefori (Sanborn, 1949)

Espécie descrita com base em material procedente da Colômbia, norte de

Santander, Cucuta. Ocorre de Belize até a Bolívia e sudeste do Brasil, além de Trinidad (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro já foi registrada no AC, AM, AP, BA, ES, MT, PA, RR e TO (NUNES *et al.*, 2005; MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Como apenas recentemente *Trinycteris* foi reconhecido como gênero válido (SIMMONS & VOSS, 1998; WETTERER *et al.*, 2000), em muitos trabalhos *T. nicefori* é reportada sob o binômio *Micronycteris nicefori*.

Morcego pequeno, com cabeça-corpo variando entre 51 e 58 mm, cauda entre 8 e 15 mm, antebraço entre 35 e 41 mm e peso entre 7 e 11 g (KOOPMAN, 1994; REID, 1997; SIMMONS & VOSS, 1998; LaVAL & RODRÍGUEZ-H, 2002). *Trinycteris nicefori* pode apresentar notável variação cromática, com duas fases bem distintas: uma cinza e outra vermelha (SANBORN, 1949; SIMMONS & VOSS, 1998). Além disso, apresenta as seguintes características: presença de uma listra dorsal acinzentada, pouco conspicua; pêlos dorsais tricoloridos (embora o bandejamento não seja tão evidente quanto em *G. sylvestris*; REID, 1997), com base e ápice mais escuros; pêlos ventrais escuros; pêlos sobre a margem interna superior das orelhas relativamente curtos (menor ou



Trinycteris nicefori (Foto: M.R. Nogueira).



igual a 4 mm); orelhas pontiagudas e com concavidade na borda posterior; banda interauricular ausente; margem ventral da ferradura da folha nasal fundindo-se gradualmente ao lábio superior; queixo com um par de almofadas dermais arranjadas em “V”, e sem a papila central; quarto metacarpo mais curto, terceiro mais longo (em *Glyphonhycteris* o quinto é mais longo); e calcâneo marcadamente mais curto que o pé (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 34$

A alimentação de *T. nicefori* se baseia em artrópodes (predominantemente) e material vegetal, incluindo frutos de *Piper* (REIS & PERACCHI, 1987; GIANNINI & KALKO, 2004).

Uma fêmea lactante foi encontrada em julho na Nicarágua (BAKER & JONES, 1975).

Trinycteris nicefori tem registro para a Mata Atlântica e para a Amazônia (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1985), ocorrendo também em área de transição entre esse último bioma e o Cerrado (NUNES *et al.*, 2005). Essa espécie tem sido encontrada em florestas úmidas primárias e secundárias (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1993; SIMMONS & VOSS, 1998; NOGUEIRA *et al.*, 1999), florestas decíduas (HANDLEY-JR, 1976;

NUNES *et al.*, 2005), áreas com plantação de cacau sob vegetação nativa (cabruças; FARIA *et al.*, 2006) e, mais raramente, em capoeiras (REIS & PERACCHI, 1987) e pomares (HANDLEY-JR, 1976). Forma grupos pequenos e usa ocos de árvores, minas e construções humanas como abrigo (HANDLEY-JR, 1976; REID, 1997; LaVAL & RODRÍGUEZ-H., 2002).

Encontra-se classificada em baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Vampyrum* Rafinesque, 1815 *Vampyrum spectrum* (Linnaeus, 1758)

Essa espécie tem o Suriname como localidade-tipo e é encontrada do México ao Equador, Peru, Bolívia, Brasil, Guianas e Trinidad (SIMMONS, 2005). Em território brasileiro já foi registrada no AC, AM, AP, MT, PI, RR e TO (NUNES *et al.*, 2005; MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo).

Trata-se da maior espécie já encontrada no Novo Mundo, com envergadura variando, aproximadamente, de 70 a 90 cm, embora alguns indivíduos possam alcançar cerca de 1 m (NOWAK, 1994). O comprimento cabeça-corpo varia entre



Vampyrum spectrum (Foto: E. Bernard).

125 e 158 mm, o antebraço entre 88 e 110 mm, e o peso entre 135 e 235 g (EMMONS & FEER, 1990; NOWAK, 1994; REID, 1997). A cor da pelagem varia do castanho-escuro ao pardo-ferrugíneo no dorso, sendo mais clara ventralmente. No dorso, há ainda uma listra pálida longitudinal (REID, 1997). Essa espécie é facilmente reconhecida pelo grande tamanho, e por apresentar orelhas grandes, longas e arredondadas, focinho robusto, longo e estreito, e ausência de cauda. A cela da folha nasal em forma de taça é outra importante característica dessa espécie, só compartilhada com *C. auritus* (REID, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Registros apontam que *V. spectrum* preda pássaros, roedores, morcegos e insetos (MCCARTHY, 1987; NAVARRO & WILSON, 1982). BONATO *et al.* (2004), examinando o conteúdo gastrointestinal de 10 exemplares depositados em diversas coleções, verificaram que pequenos mamíferos e aves foram ingeridos com a mesma frequência, entrando os insetos numa fração menor. GARDNER (1977a) sugeriu que frutos também fariam parte da dieta desse morcego, o que foi evidenciado por NAVARRO (1979). Segundo NAVARRO & WILSON (1982), aves capturadas por essa espécie pesam de 20 a 150 g, algumas vezes sendo tão grandes quanto o predador. Como esses quirópteros freqüentemente carregam a presa capturada para o refúgio, supõe-se que os mesmos provêem os filhotes.

Por se tratar de espécie pouco colecionada, são escassos os dados sobre reprodução. GREENHALL (1968) registrou a parição de um filhote em junho e DITMARS (1936) em julho.

Uma fêmea lactante foi capturada em Trinidad no mês de maio (GOODWIN & GREENHALL, 1961). De acordo com LaVAL & RODRÍGUEZ-H. (2002), os nascimentos devem ocorrer no final da estação seca ou início da chuvosa. *Vampyrus spectrum* é uma das poucas espécies de morcegos reconhecidas como monógamas (são 17 ao total; MCCracken & WILKINSON, 2000), e a única na qual são formados casais duradouros e grupos familiares que permanecem juntos por longo tempo (MCCracken & WILKINSON, 2000). Há evidência de que crias de até três gerações sucessivas podem permanecer com os pais (MCCracken & WILKINSON, 2000).

No Brasil, *V. spectrum* ocorre no bioma amazônico e no Pantanal (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). Tem sido capturada em áreas de floresta primária (REIS & PERACCHI, 1987; SAMPAIO *et al.*, 2003; NUNES *et al.*, 2005), cultivos sombreados, corredores de vegetação residual (ESTRADA & COATES-ESTRADA, 2001), savanas (BERNARD & FENTON, 2002) e áreas peridomiciliares (HANDLEY-JR, 1976). Estudo com radiotelemetria mostrou uso de área relativamente pequena (3,2 ha) e forrageio sobre mata decídua, floresta secundária e pastos (VEHRENCAMP *et al.*, 1977). Abriga-se em árvores ocas (*e.g.*, *Ceiba pentandra*) e forma pequenos grupos de um a cinco indivíduos.

Agradecimentos

Somos gratos aos colegas que gentilmente cederam fotografias para ilustrar o presente capítulo, e à FAPERJ (ALP e MRN), ao CNPq (ALP) e à CAPES (RM) pelo apoio financeiro.

Subfamília Carollinae

Henrique Ortêncio Filho

Doutorando em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais - Universidade Estadual de Maringá (UEM)
Professor Adjunto do Curso de Ciências Biológicas - Universidade Paranaense (UNIPAR), Campus Cianorte

Isaac Passos de Lima

Doutorando do Curso de Biologia Animal - Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Fabio Nascimento Oliveira Fogaça

Professor Assistente do Curso de Tecnologia em Meio Ambiente
Universidade Estadual de Maringá (UEM), Campus Umuarama

A subfamília Carollinae é composta por animais robustos, de cauda variando de 3 a 14 mm de comprimento e medidas de cabeça e corpo de 48 a 65 mm de comprimento (NOWAK, 1994). Esses morcegos são desprovidos do arco zigomático, os molares superiores são estreitos e não possuem o padrão em “W” como nos outros grupos, e apresentam focinho reduzido (BARQUEZ *et al.*, 1999). Carollinae é formada por dois gêneros e nove espécies descritas (SIMMONS, 2005). No Brasil, são encontrados representantes dos dois gêneros, totalizando sete espécies.

Gênero *Carollia* Gray, 1838

De acordo com MCLELLAN (1984), entre os mamíferos mais freqüentes da América tropical estão os morcegos deste gênero e, segundo SIMMONS (2005), quatro espécies foram identificadas no Brasil.

MCLELLAN (1984) relata que os morcegos do gênero *Carollia* são dotados de incisivos

superiores robustos e de tamanho considerável. GOODWIN & GREENHALL (1961), ressaltam que os caninos inferiores são fortes e de formato simples e os pré-molares caracterizam-se por serem estreitos e de bordas cortantes. NOWAK (1994) destaca que os morcegos do gênero *Carollia* apresentam comprimento corpóreo de 48 a 65 mm, comprimento de antebraço variando entre 34 e 45 mm, comprimento de cauda de 3 a 14 mm, peso entre 10 e 20 g e coloração variando de marrom-escuro a ferruginosa, embora já tenham sido encontrados na América Central exemplares de cor alaranjada-pálida. De acordo com THOMAS (2006a), são dotados de verruga central no queixo rodeada por uma fileira de pequenas verrugas em forma de U.

Os componentes da dieta englobam várias espécies de frutos e insetos (GARDNER, 1977a). O gênero, em geral, apresenta um padrão de poliestria bimodal (WILSON, 1977).

Esses morcegos ocorrem em áreas florestais, utilizando como abrigos: cavernas, minas, fendas de rochas, ocos de árvores, tubulações, além

de edificações urbanas e podem abrigar-se solitariamente, formar grupos de poucos indivíduos ou, ainda, colônias que podem totalizar milhares de espécimes (NOWAK, 1994).

***Carollia benkeithi* Solari & Baker, 2006**

Espécie recentemente descrita por SOLARI & BAKER (2006), com holótipo colecionado na Província de Leoncio Prado, a 2 Km de Tingo Maria no Peru, sua distribuição geográfica está registrada para o Peru, Bolívia e Sul do rio Amazonas, no Brasil (SOLARI & BAKER, 2006).

Carollia benkeithi possui pelagem dorsal que varia de marrom acinzentado ao castanho, não possuindo forma definida no bandejamento de cor. O antebraço é curto com média de 35,7 mm e nu, havendo um tufo de pêlos na base do polegar. As pernas são curtas e aparentemente desprovidas de pêlos, o uropatágio é estreito e com um pequeno entalhe arredondado na porção distal. O comprimento cabeça e corpo possui média de 60,85 mm e o comprimento médio da cauda é de 9,26 mm. O crânio é relativamente largo e com uma cristal sagital baixa em alguns indivíduos. A constrição interorbital é bem definida, dando uma aparência inflada à região orbital anterior (SOLARI & BAKER, 2006).

Carollia benkeithi é facilmente distinguida das outras espécies do mesmo gênero devido ao seu pequeno tamanho, pelagem e traços crânio-dental (PACHECO et al., 2004; SOLARI & BAKER, 2006). A espécie apresenta grande semelhança com *C. castanea*, haja vista que ambas as espécies possuem variações na pelagem, podendo ser marrom claro ou castanho (SOLARI & BAKER, 2006).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

De acordo com SOLARI & BAKER (2006) *C. benkeithi* é encontrada em florestas tropicais de baixa altitude (abaixo de 1000 metros). Além de apresentar dados ecológicos e

reprodutivos muito similares aos de *C. castanea*.

Esta espécie ainda não possui estado de conservação de acordo com a IUCN (2006).

***Carollia brevicauda* (Schinz, 1821)**

Segundo SIMMONS (2005), há registro da espécie nas seguintes localidades: Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana, Guiana Francesa, Panamá, Peru, Suriname, Trinidad e Venezuela. Localidade tipo: Rio Jucu, Fazenda de Coroaba, no estado do Espírito Santo, Brasil. Segundo PERACCHI et al. (2006), a espécie encontra-se distribuída nos seguintes estados brasileiros: AC, AM, BA, ES, MG, MT, PA e RO.

Apresentam pelagem longa, densa e suave, notando-se uma maior concentração de pêlos no antebraço e na região da nuca, sendo que nesta última há uma faixa basal escura e larga contrastando fortemente com a banda esbranquiçada distal a ela (CLOUTIER & THOMAS, 1992). De acordo com THOMAS (2006a), a região dorsal é de coloração marrom acinzentada e o ventre mais claro. *C. brevicauda* possui orelhas pontiagudas, a cauda é curta e cerca de um terço da membrana da cauda é nua. O antebraço apresenta comprimento variando de 27 a 42 mm. Indivíduos desta espécie são frequentemente confundidos com *C. perspicillata*, que é maior. No entanto, nota-se sobreposição no tamanho dos animais. Exemplares de grande porte de *C. brevicauda* podem apresentar medidas semelhantes a pequenos espécimes de *C. perspicillata* (SAMPAIO, com. pess.). O crânio, quando posicionado no sentido crânio-caudal, possibilita facilmente a visualização de i2. Além disso, nota-se uma fileira superior de dentes arqueada lingualmente ou com uma distinta chanfradura ou degrau no contorno labial, dando um contorno em forma de U ao maxilar inferior (CLOUTIER & THOMAS, 1992).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

De acordo com GARDNER (1977a), alimentam-se de frutos e insetos.

Segundo LaVAL & FITCH (1977), a espécie é caracterizada como estacionalmente poliestra e, de acordo com WILSON (1977), fêmeas prenhes foram observadas de dezembro a agosto no México e América Central e, em outubro, no Peru.

Habitam florestas perenes e semidecíduas de baixada, sendo tolerantes a áreas reflorestadas e áreas degradadas. São animais menos frequentes em florestas maduras (THOMAS, 2006a).

O estado de conservação da espécie é considerado de baixo risco (IUCN, 2006).

***Carollia castanea* H. Allen, 1890**

Esta espécie tem registros de captura em: Bolívia, Brasil, Honduras, Peru e Venezuela, com localidade tipo Angostura, Costa Rica (SIMMONS, 2005). No Brasil, PERACCHI *et al.* (2006) descrevem a ocorrência de *C. castanea* para os seguintes estados brasileiros: AC, AM, MT, PA e RO.

Conforme THOMAS (2006b), esses morcegos apresentam tamanho reduzido, a região dorsal é tipicamente marrom avermelhada ou acastanhada, com tons de verde-oliva, e ventre pálido. Possuem pêlos com comprimento entre 5 e 6 mm fracamente tricolor. A folha nasal caracteriza-se por ser livre lateralmente e não fundida ao focinho. As orelhas apresentam aspecto pontiagudo, a cauda é curta e cerca de um terço da membrana da cauda é nua. O comprimento do antebraço, caracterizado pela ausência de pêlos, varia entre 34 e 38 mm. Os i2 são facilmente visíveis se o crânio encontrar-se posicionado no sentido crânio-caudal. As maxilas superiores possuem contorno labial da fileira de dentes com chanfradura distinta ou de grau; p2 apresenta duas vezes a altura do molar e superfície de oclusão de molar com perfil reto.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

São morcegos frugívoros com marcante

preferência por frutos do gênero *Piper*, que podem ser coletados tanto no interior quanto em regiões de bordas e clareiras de mata (THIES & KALKO, 2004), sendo considerados juntamente com *C. perspicillata*, os principais dispersores de sementes do gênero na maior parte da região neotropical (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

A espécie apresenta poliestria estacional (FLEMING *et al.*, 1972). De acordo com WILSON (1977), há registros de fêmeas prenhes para a América Central entre os meses de janeiro e maio e entre julho e agosto, enquanto para a América do Sul, animais encontrados em tais condições foram capturados de janeiro a abril e de setembro a novembro.

Habitam áreas de florestas perenes e semidecíduas de baixada, tolerando áreas reflorestadas e áreas degradadas. Formam pequenas colônias em cavernas, árvores com aberturas, fendas, túneis, sob a vegetação e em construções (REID, 1997).

A espécie apresenta um estado de conservação considerado de baixo risco (IUCN, 2006).

***Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758)**

De acordo com SIMMONS (2005), esta espécie está distribuída nos seguintes países: Bolívia, Brasil, Guianas, México, Paraguai, Peru, Tobago e Trinidad, provavelmente Jamaica, nas Antilhas. A localidade tipo é no Suriname, localidade não específica. No Brasil a espécie tem uma distribuição ampla, com registro para os Estados: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC e SP (PERACCHI *et al.*, 2006).

Em relação às outras espécies de morcegos neotropicais, possui tamanho médio, com antebraço variando de 38,0 a 44,0 mm, envergadura (extensão de uma ponta a outra da asa) aproximada de 25 cm, massa média de 18,5 g (CLOUTIER & THOMAS, 1992) e comprimento total (cabeça-corpo e cauda) entre 66 e 95 mm (VIZOTTO



& TADDEI, 1973; CLOUTIER & THOMAS, 1992). Possui arco zigomático incompleto, uma cauda curta (11 a 14 mm) e totalmente contida na membrana interfemural (LIM & ENGSTROM, 1998). Apresenta calcâneo do tamanho dos pés, orelhas curtas e menores que a cabeça. A folha nasal é bastante curta e triangular. O lábio inferior possui formato de “V” com uma verruga centro-marginal, ornada por várias papilas pequenas. Apresenta coloração variando de marrom quase negro a um marrom ferruginoso ou cinza (CLOUTIER & THOMAS, 1992), embora haja registro de espécimes de cor laranja-pálido na América Central (NOWAK, 1994). A mandíbula, vista no sentido crânio-caudal, apresenta o segundo incisivo quase completamente obscurecido pelo cingulo do canino, na maxila, a fileira de dentes é reta, em forma de V, e não em forma de U como nas espécies anteriores. Além disso, a mandíbula inferior geralmente apresenta forma de V (CLOUTIER & THOMAS, 1992).

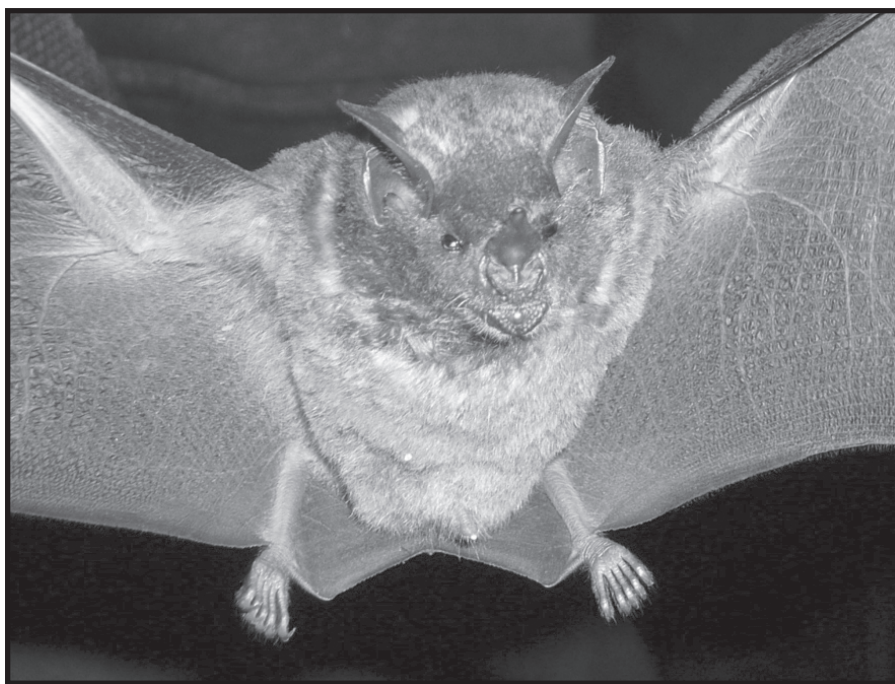
Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Na alimentação de *C. perspicillata* destaca-se a forte preferência por plantas da família

Piperaceae (PERACCHI *et al.*, 2006), especialmente do gênero *Piper*, que ocorrem, na maioria das vezes, em áreas abertas, como clareiras, bordas de mata e capoeiras (LIMA, 2003; LIMA & REIS, 2004; MELLO *et al.*, 2004; THIES & KALKO, 2004). Em menor quantidade outros gêneros vegetais como *Cecropia*, *Eugenia*, *Ficus*, *Passiflora*, *Solanum* e *Vismia* (FLEMING, 1985; 1986; CHARLES-DOMINIQUE, 1991; MARINHO-FILHO, 1991; NOWAK, 1994; BIZERRIL & RAW, 1998; GALINDO-GONZÁLEZ, 1998) além de insetos e néctar (SAZIMA, 1976) fazem parte da sua dieta.

C. perspicillata apresenta poliestria estacional e a maturidade sexual é atingida pelas fêmeas com cerca de um ano, enquanto que nos machos pode levar de um a dois anos (FLEMING *et al.*, 1972; FLEMING, 1988). PORTER (1978, 1979) ressalta a ocorrência de divisão por sexo em colônias da espécie ou, ainda, a formação de haréns. As fêmeas atingem a maturidade sexual com um ano de idade, já, entre machos, o tempo pode variar de um a dois anos. Há registros de fêmeas adultas formando pequenos grupos em abrigos, os quais são defendidos

pelos machos, condição que pode perdurar por mais de quatro anos (FLEMING, 1988). No Brasil, LIMA (2003) observou quatro recém-nascidos agarrados ao corpo da mãe em uma colônia no Paraná entre outubro e dezembro. Esse mesmo período de nascimentos foi observado por TRAJANO & GIMENEZ (1998), em Minas Gerais, por BREDT *et al.* (1999), no Distrito Federal e por MELLO & FERNANDEZ (2000) no



Carollia perspicillata (Foto: Henrique Ortêncio-Filho)

Rio de Janeiro. TRAJANO & GIMENEZ (1998) sugerem que *C. perspicillata* possui pico reprodutivo no período de transição entre a estação seca e a chuvosa.

Colônias de *C. perspicillata* podem ser encontradas em cavernas, bueiros, galerias pluviais e edificações abandonadas (TRAJANO & GIMENEZ, 1998; BREDT *et al.*, 1999; LIMA, 2003).

O estado de conservação da espécie é de baixo risco (IUCN, 2006).

***Carollia subrufa* (Hahn, 1905)**

Carollia subrufa estão distribuídos do México até a Nicarágua, sendo sua localidade-tipo: Santa Efigenia, 12 km a noroeste de Tapanatepec, em Oaxaca, México (SIMMONS, 2005). HANDLEY-JR (1967) registrou a ocorrência desta espécie no Brasil para o estado do PA. Contudo, TAVARES *et al.* (no prelo) relatam a necessidade de uma reanálise do material coletado por HANDLEY-JR (1967), uma vez que este é o único registro encontrado na literatura deste táxon para o Brasil.

A espécie apresenta pelagem curta, esparsa e grossa, o antebraço pode ser nu ou apresentar poucos pêlos, além dos pêlos na nuca, terem a banda basal estreita geralmente indistinta (CLOUTIER & THOMAS, 1992); os pêlos da região central das costas possuem pouco contraste entre as bandas basal e central (MEDELLÍN *et al.*, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Como todos os representantes do gênero, alimentam-se preferencialmente de piperáceas, além de outros frutos (PERACCHI *et al.*, 2006).

Fêmeas prenhes foram capturadas na América Central nos meses de dezembro a maio e de julho a outubro (WILSON, 1977) e são encontrados em áreas mais secas da floresta decidual (HANDLEY-JR, 1976; PINE, 1972), habitando

o interior de cavernas, minas, tubulações, ocos de árvores, fendas de rochas, bem como edificações urbanas (NOWAK, 1994).

A espécie enquadra-se no estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

Gênero *Rhinophylla* Peters, 1865

São os menores membros da subfamília Caroliinae, com três espécies reconhecidas atualmente: *Rhinophylla alethina* Handley, 1966; *Rhinophylla fischeriae* Carter, 1966 e *Rhinophylla pumilio* Peters, 1865. Até o momento foram registradas ocorrências das duas últimas no Brasil (PERACCHI *et al.*, 2006).

***Rhinophylla fischeriae* Carter, 1966**

Há registros desta espécie para o Brasil, Colômbia, Equador, Peru e Venezuela. A localidade de tipo encontra-se no Peru (SIMMONS, 2005). No Brasil, a espécie foi registrada nos Estados do AC, AM, PA e RO (PERACCHI *et al.*, 2006).

Rhinophylla fischeriae possui medida do antebraço variando de 29,0 a 34,0 mm (BURTON & ENGSTRON, 2001), folha nasal bem desenvolvida (comprimento duas vezes maior que a largura) e lanceolada, membrana interfemural estendendo-se até o meio da tíbia, com pêlos conspicuos nas bordas (RINEHART & KUNZ, 2006), calcâneo medindo aproximadamente 5 mm, sem cauda, pêlos dorsais de coloração marrom claro, com a base esbranquiçada, pêlos ventrais de coloração marrom acinzentada, com a base esbranquiçada e peso corporal variando de 5 a 11g (BURTON & ENGSTRON, 2001). É a única espécie do gênero com um diastema entre o incisivo lateral superior e o canino superior (RINEHART & KUNZ, 2006).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$
GARDNER (1977a) sugere que a dieta

da espécie seja composta principalmente por frutos e, ocasionalmente, insetos.

GRAHAM (1987) capturou fêmeas prenhes de *R. fischeriae* entre junho e julho na Amazônia peruana.

BERNARD *et al.* (2001) e BERNARD & FENTON (2002) obtiveram uma boa taxa de captura da espécie na Amazônia Central, relatando uma maior frequência de captura em fragmentos florestais e uma frequência menor em áreas de savana e de floresta contínua primária.

O estado de conservação atual para *R. fischeriae* é de baixo risco, mas a espécie está próxima (nt) de ser considerada vulnerável (IUCN, 2006).

***Rhinophylla pumilio* Peters, 1865**

Há registros da espécie para os seguintes países: Brasil, Colômbia, Equador, Guianas, Peru, Suriname e Venezuela (SIMMONS, 2005). A localidade tipo da espécie encontra-se no Estado da Bahia, Brasil (SIMMONS, 2005). No Brasil, *R. pumilio* foi capturada nos seguintes estados: AC, AM, PA, BA, ES, MT, RO e RR (PERACCHI *et al.*, 2006).

A descrição de *R. pumilio* foi baseada em HUSSON (1978) e SIMMONS & VOSS (1998), sendo: comprimento cabeça-corpo de 41,0 a 54,0 mm, medida do antebraço variando de 33,0 a 36,0 mm, folha nasal bem desenvolvida (comprimento duas vezes maior que a largura) e lanceolada, membrana interfemural estendendo-se até o meio da tíbia, sem pêlos conspicuos, calcâneo medindo aproximadamente 5 mm, sem cauda, pêlos dorsais de coloração marrom, com a base esbranquiçada, pêlos ventrais de coloração marrom acinzentada, com a base esbranquiçada, coloração negra das asas contrastando fortemente com os metacarpos e falanges esbranquiçadas. Os exemplares examinados por SIMMONS & VOSS (1998) apresentaram peso corporal

variando de 7,0 a 13,5g.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$$

Rhinophylla pumilio foi classificado por diversos autores como frugívoro (REIS & PERACCHI, 1987; WILSON *et al.*, 1996; BURTON & ENGSTROM, 2001; BERNARD, 2002; FARIA, 2006).

WILSON *et al.* (1996), BERNARD (2002) e FARIA (2006) relataram que esta espécie é bastante comum em formações florestais alteradas, sendo que WILSON *et al.* (1996) propuseram a utilização de *R. pumilio*, junto com os outros taxa da subfamília Carollinae, como bioindicadores de áreas degradadas. Segundo BERNARD (2002) e FARIA (2006), esta elevada densidade em áreas de floresta secundária pode estar associada à maior disponibilidade de alimento, visto que *R. pumilio* ingere preferencialmente frutos de espécies vegetais pioneiras, tais como *Vismia* spp. (Clusiaceae), *Piper* spp. (Piperaceae), *Solanum* spp. (Solanaceae), *Miconia* spp. (Melastomataceae) e *Cecropia* spp (Cecropiaceae).

A dieta parece influenciar a distribuição vertical da espécie, visto que a vegetação pioneira normalmente possui porte arbustivo. Analisando a ocupação espacial, BURTON & ENGSTROM



Rhinophylla sp. (Foto: Luciano F.A. Montag)

(2001) e BERNARD (2002) verificaram que *R. pumilio* possui o hábito de voar a baixas altitudes, explorando o ambiente principalmente no nível do sub-bosque, tendo incluído a espécie na guilda dos frugívoros de sub-bosque (*understorey frugivore*).

Rhinophylla pumilio possui o hábito de abrigar-se em tendas formadas pela dobradura de folhas de árvores (CHARLES-DOMINIQUE, 1993; ZORTÉA, 1995; SIMMONS & VOSS, 1998). CHARLES-DOMINIQUE (1993) e SIMMONS & VOSS (1998), trabalhando na Guiana Francesa, encontraram *R. pumilio* em folhas de *Atalea* sp., *Astrocaryon* sp., *Philodendron* sp., *Rhodospatha* sp., *Sterculia* sp. e *Phenakospermum* sp. Já ZORTÉA (1995), trabalhando no Estado do Espírito Santo, encontrou *R. pumilio* abrigando-se em folhas de *Musa* sp. e *Heliconia* sp. O número de morcegos utilizando os abrigos variou de um a cinco, tendo sido observadas diversas composições da colônia em relação ao sexo e à idade dos indivíduos (ZORTÉA, 1995; SIMMONS & VOSS, 1998). Os autores supra citados não puderam concluir se *R. pumilio* era a espécie responsável pela modificação das folhas, ou se utilizava as tendas formadas por outras espécies de morcegos.

Na Amazônia foram encontradas fêmeas

grávidas nos meses de março e julho (REIS & PERACCHI, 1987) e janeiro e agosto (BERNARD, 2002). Fêmeas lactantes foram capturadas no mês de agosto (REIS & PERACCHI, 1987) e nos meses de outubro, novembro, fevereiro e abril (BERNARD, 2002). Segundo BERNARD (2002), este fato é um indicativo de poliestria bimodal da espécie, com os períodos de maior atividade reprodutiva ocorrendo no meio da estação chuvosa (bimestre janeiro/fevereiro) e no final da estação seca (bimestre julho/agosto).

O estado de conservação para *R. pumilio* é de baixo risco (IUCN, 2006).

Agradecimentos

Agradecemos ao Dr. Nélcio Roberto dos Reis pela oportunidade de conduzirmos este capítulo, à PhD. Érica Marisa Sampaio-Czubayko e ao Biólogo Marcos Magalhães pelas críticas e sugestões que melhoraram a clareza do manuscrito, à FAPERJ pelo apoio financeiro na concessão de bolsa de estudo (processo E-26/152.621/2005) durante o desenvolvimento deste trabalho (IPL), ao Luciano F. A. Montag pela cessão da foto deste capítulo e ao Dr. Miguel Fecchio pela revisão do texto.

Subfamília Stenodermatinae

Marlon Zortéa

Professor do departamento de Biologia
Universidade Federal de Goiás

Os estenodermatíneos formam um grupo monofilético (WETTERER *et al.*, 2000) e compõem a subfamília mais numerosa com 67 espécies das 161 descritas para a família Phyllostomidae (SIMMONS, 2005). Mais uma espécie deve ser acrescida à subfamília em virtude do restabelecimento de *Artibeus planirostris* como táxon válido.

SIMMONS (2005) reconhece duas tribos dentro da subfamília: a Sturnirini que inclui os morcegos do gênero *Sturnira* e a Stenodermatini englobando as demais espécies.

Dos 17 gêneros conhecidos dentro da subfamília, 12 ocorrem no Brasil, totalizando 33 espécies que são comentadas abaixo.

Os estenodermatíneos apresentam tamanho pequeno a grande com a amplitude do antebraço que vai de 25 mm em *Ametrida* até 75 mm em grandes *Artibeus*. Apresentam geralmente listas claras faciais. Em algumas espécies as listas faciais podem ser desde bastante evidentes a fracamente perceptível. Nos morcegos do gênero *Sturnira*, *Centurio*, *Ametrida*, *Pygoderma*, *Sphaeronycteris*

e em *Artibeus concolor* estas listas são ausentes. Algumas espécies apresentam ainda uma lista mediana mais clara percorrendo o dorso. Apresentam folha nasal de tamanho mediano; não apresentam cauda; o uropatágio não ultrapassa o comprimento das pernas ou mesmo podendo estar ausente em algumas espécies.

Os morcegos desta subfamília são predominantemente frugívoros com algumas espécies completando sua dieta com outros itens, como recursos florais, insetos e folhas. A preferência por frutos, aliado ao seu comportamento de subtraí-los da planta mãe, levando-os a um abrigo para consumi-los, tornam estes animais excelentes dispersores de sementes de várias espécies de plantas na região Neotropical, efetuando um papel crucial na recuperação de florestas após perturbação.

Algumas espécies desta subfamília apresentam um comportamento peculiar que envolve a modificação de folhas de várias espécies (geralmente folhas largas e grandes) em tendas que utilizam como abrigo. No entanto, a maioria das es-

pécies utiliza outros tipos de abrigos como a vegetação das copas das árvores, grutas, ocos de árvores e edificações para se abrigarem.

O padrão reprodutivo deste grupo pode variar entre as diferentes estratégias descritas, mas há uma predominância de um padrão de poliestria bimodal, embora haja dados consistentes apenas para poucas espécies.

Gênero *Ametrida* Gray, 1847

Gênero com apenas uma espécie, *A. centurio*. Frequentemente relacionado a *Sphaeronycteris*, *Centurio*, *Pygoderma*, e a outros quatro gêneros que não tem representantes registrados no Brasil *Ariteus*, *Ardops*, *Phyllops* e *Stenoderma* (LIM, 1993).

Ametrida centurio Gray, 1847

Ocorre da América Central, no Panamá, até a Amazônia Brasileira, Andes venezuelanos, Guianas, Trinidad e Tobago e Antilhas Holandesas (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS, 2005; LEE-JR & DOMINGUEZ, 2000). Sua localidade-tipo é Belém, no Pará, Brasil. No Brasil está restrita à Bacia Amazônica, nos estados do Amapá, Pará e Amazonas e ainda na porção norte de Mato Grosso (PINE *et al.*, 1970; BERNARD & SAMPAIO, no prelo).

É um morcego de pequeno porte com pronunciado dimorfismo sexual, sendo as fêmeas bem maiores que os machos (antebraço e peso dos machos: 26 mm e 8,0 g; fêmeas: 32 mm e 12,6 g) (EISENBERG & REDFORD, 1999). Apresenta um focinho curto e uma boca grande; olhos grandes e pronunciados, com uma íris amarelada (REID, 1997). Nos machos ocorre ainda uma protuberância sob os olhos, ressaltando o dimorfismo sexual (LEE-JR & DOMINGUEZ, 2000). As orelhas são pequenas e triangulares. O uropatágio é curto e peludo apresentando franja



Ametrida centurio (Foto: Bernal Rodríguez Herrera)

(EMMONS & FEER, 1997). Seus pêlos são tricolores apresentando uma coloração geral marrom-pálida. Apresenta mancha branca nos ombros em ambos os sexos.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Espécie frugívora e de hábitos alimentares praticamente desconhecidos. BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE (1990) coletaram esta espécie em redes próximas a inflorescência de uma Mimosaceae, o que sugere fazer parte da sua dieta.

O único registro sobre a reprodução de *A. centurio* foi apresentado por CARTER *et al.*, (1981), que observaram fêmeas grávidas nos meses de julho e agosto em Trinidad.

Espécie pouco capturada em inventários. Segundo HANDLEY-JR (1976), *A. centurio* está associada a áreas de florestas úmidas. Encontrada também em vegetação secundária e floresta decídua (REID, 1997). No Brasil, a espécie foi também capturada em capoeira (REIS & PERACCHI, 1987). Um estudo recente realizado na Amazônia por BERNARD & FENTON (2002) indicou uma pronunciada preferência des-

ta espécie por áreas de cerrado.

Segundo a União Internacional para Conservação da Natureza, *Ametrida centurio* apresenta baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Artibeus* Leach, 1821

Três subgêneros são reconhecidos que inclui espécies de pequeno porte (*Dermanura* e *Koopmania*) a médio e grande porte (*Artibeus*). Nove das 18 espécies do gênero ocorrem no Brasil, sendo quatro de *Dermanura*, quatro de *Artibeus* e uma espécie do subgênero monotípico *Koopmania*. Uma certa confusão vem acompanhando a identidade de *Artibeus planirostris* que, mais recentemente, vem sendo tratada como um táxon válido (ver LIM *et al.*, 2004; HOLLIS, 2005). Desta forma, pelo menos boa parte dos registros no Brasil, assinalados como *A. jamaicensis*, deve ser creditada a *A. planirostris*.

Artibeus anderseni Osgood, 1916

Espécie endêmica à América do Sul encontrada na Bolívia, Equador, Peru e oeste brasileiro (SIMMONS, 2005). Sua localidade-tipo é Rondônia, Porto Velho, Brasil. No Brasil, há registro da espécie para as regiões norte (melhor documentado) e o centro-oeste (Mato Grosso) (ver TAVARES *et al.*, no prelo).

Espécie pequena de *Artibeus* citada às vezes como subespécie de *A. cinereus*. No entanto, *A. anderseni* é uma espécie menor e as características craniais separam bem as duas espécies (GONÇALVES & GREGORIN, 2004). Apresenta tamanho similar a *A. gnomus* (HANDLEY-JR, 1987), podendo, no entanto, ser separada desta por uma notável concavidade na região posterior do rostro (GONÇALVES & GREGORIN, 2004).

Uma fêmea lactante, coletada em outubro na Estação Ecológica da Serra das Araras, no Mato Grosso, mediu 38,45 mm de antebraço

(GONÇALVES & GREGORIN, 2004). ANDERSON *et al.*, (1982) forneceram dados do tamanho de antebraço de quatro fêmeas com variação de 39 a 40,2 mm.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{2}{2} = 28$$

Dados bioecológicos da espécie são raros. Apresenta hábito alimentar frugívoro. Utiliza folhas modificadas em tendas como abrigo (KUNZ *et al.*, 1994). No Brasil, sua presença foi registrada em áreas de floresta, cerrado e vereda (BERNARD & FENTON, 2002; GONÇALVES & GREGORIN, 2004).

Espécie não ameaçada e com baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Artibeus cinereus (Gervais, 1856)

Espécie endêmica à América do Sul, com distribuição na porção norte do continente que inclui as Guianas, Venezuela, Brasil, Peru e Trinidad e Tobago (SIMMONS, 2005). Dentre os *Artibeus* de pequeno porte, é a espécie mais comumente encontrada em vários habitats brasileiros. No Brasil, só não foi registrada na região sul. Sua localidade-tipo é Belém, Estado do Pará, Brasil.

De pequeno porte com o tamanho do antebraço variando de 37 a 42 mm e peso médio em torno de 12 g para as fêmeas e 11 g para os machos (SIMMONS & VOSS, 1998). Apresenta uma coloração homogênea marrom-clara (ventre e dorso). As orelhas são arredondadas com uma coloração que vai do creme-pálido ao amarronzado, com as margens mais claras. Possui conspicuas listas faciais na cabeça.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{2}{2} = 28$$

Alimenta-se de uma variedade de pequenos frutos, atuando como dispersora de sementes como os “mata-paus” e outras figueiras (*Ficus* spp.).

Registros provindos da Colômbia indicam um padrão de poliestria bimodal como estratégia reprodutiva (WILSON, 1979). Esta espécie for-



ma pequenos grupos que utilizam a vegetação como abrigo, incluindo modificação de folhas em tendas (SIMMONS & VOSS, 1998). Habita áreas de mata primária, fragmentos florestais, matas ripárias e cerrado.

Espécie com baixo risco de extinção (IUCN, 2006), categorizada como “vulnerável” na lista das espécies ameaçadas de extinção no Estado do Rio de Janeiro (BERGALLO *et al.*, 2000).

***Artibeus concolor* Peters, 1865**

Espécie endêmica à América do Sul com distribuição no Peru, Guianas, Venezuela, Colômbia e Brasil (SIMMONS, 2005). No Brasil, sua ocorrência é mais frequentemente registrada na região norte, com alguns registros ainda no Piauí e Ceará (TAVARES *et al.*, no prelo). Recentemente, esta espécie foi registrada para a região centro-oeste no Estado de Goiás (ZORTÉA & TOMAZ, no prelo). Localidade-tipo: Paramaribo, Suriname.

Possui uma coloração pardo-enegrecida com listas faciais indistintas. Fêmeas parecem ser maiores que os machos (EISENBERG & REDFORD, 1999). Espécie de identificação relativamente fácil, com dimensões intermediárias entre os pequenos *Artibeus* (*Dermanura*) e os grandes *Artibeus* (*Artibeus*). Menor que *A. obscurus*, o qual mais se assemelha em coloração. Dentre outras características, destaca-se: patágio preto com regiões despigmentadas entre o segundo e terceiro dedo; orelhas escuras; trago branco; pele da região nasal, labial e ocular escura; molares 3/3; Pêlos do dorso longo (8-10 mm); uropatágio sem pêlos na parte ventral (ACOSTA & OWEN, 1993). O antebraço pode variar de 43 a 52 mm. Peso médio de 15,7 para os machos e 19,3 para fêmeas da Guiana Francesa (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie de hábito alimentar frugívoro que

pode complementar sua dieta com folhas (BERNARD, 1997).

No nordeste brasileiro foram relatadas fêmeas grávidas em agosto e setembro e concomitantemente fêmeas grávidas e lactantes em março e julho (WILLIG, 1985a), indicando uma poliestria bimodal para a espécie.

Encontrada em floresta primária e em clareiras na vegetação e em áreas de cerrado relativamente alterado (SIMMONS & VOSS, 1998; ZORTÉA & TOMAZ, no prelo).

Espécie relacionada como quase ameaçada na lista da IUCN (2006).

***Artibeus fimbriatus* Gray, 1838**

Espécie endêmica à América do Sul, com ocorrência em apenas três países, Brasil, Paraguai e Argentina (BARQUEZ *et al.*, 1999; SIMMONS, 2005). No Brasil, só não há registro da espécie para a região norte (TAVARES *et al.*, no prelo). Sua localidade-tipo é Morretes na Serra do Mar do Estado do Paraná, Brasil.

Apresenta grande porte com as dimensões externas intermediárias a *A. planirostris* e *A. lituratus*. O tamanho do antebraço varia de 59,4 a 71 mm (TADDEI *et al.*, 1998) com o peso médio de 54 g (EISENBERG & REDFORD, 1999). Sua coloração é acinzentada com as extremidades dos pêlos mais claras na parte ventral. As listas claras faciais são pouco evidentes, característica esta que ajuda a diferenciá-la de *A. lituratus* no campo. Possui folha nasal com a borda inferior soldada medianamente ao lábio, com as extremidades laterais livres e as bordas geralmente onduladas (RUI *et al.*, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{3} = 30^{(1)}$

Alimenta-se primariamente de frutos, embora insetos e recursos florais possam compor sua alimentação. No Brasil, um estudo da dieta da espécie revelou o consumo mais frequente de frutos de

¹ Registrado caso de atavismo na espécie com ocorrência de dentes extranumerários (ver RUI & DREHMER, 2004).

Cecropiaceae, Moraceae, além de Solanaceae, Piperaceae e Curcubitaceae (PASSOS *et al.*, 2003).

Dados da floresta atlântica indicam um padrão de poliestria bimodal para a espécie, com dois nascimentos por período reprodutivo (FAZZOLARI-CORREA, 1995).

Ocorre em áreas de florestas, especialmente da Mata Atlântica, ocorrendo raramente em áreas urbanas.

Posicionada na categoria de baixo risco de extinção, mas quase ameaçada (IUCN, 2006).

***Artibeus glaucus* Thomas, 1893**

Distribui-se desde o sul do México até o Peru, Bolívia, Guianas, Granada e Brasil (BERNARD & FENTON, 2002; SIMMONS, 2005). No Brasil, há poucos registros da espécie, sendo observada uma distribuição disjunta com uma mancha na região Amazônica (Pará e Roraima - BERNARD & SAMPAIO, no prelo) e outra no sul do Brasil (Santa Catarina e Rio Grande do Sul - MARINHO-FILHO, 1996). Localidade-tipo: Chauchamayo, Junín, Peru.

É uma das menores espécies do gênero com antebraço aproximadamente entre 37 a 42 mm (SWANEPOEL & GENOWAYS, 1979; HANDLEY-JR, 1987). Há uma grande sobreposição de tamanho com *A. cinereus*.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Dados bioecológicos da espécie praticamente ausentes. Assim como os demais membros do subgênero *Dermanura*, deve se alimentar de frutos e se abrigar em folhagem na mata. Um espécime da Venezuela estava lactante em agosto (WILSON, 1979).

Segundo IUCN (2006) a espécie não está ameaçada de extinção.

***Artibeus gnomus* Handley, 1987**

Endêmica à América do Sul esta espécie

foi registrada no Equador, Peru, Bolívia, Venezuela, Brasil e Guianas (BERNARD & FENTON, 2002; SIMMONS, 2005). No Brasil, só não foi registrada na região sul (TAVARES *et al.*, no prelo). Sua distribuição mais austral é o Estado do Espírito Santo (AGUIAR *et al.*, 1995). Localidade-tipo: El Manaco, Bolívar, Venezuela.

Esta espécie, descrita relativamente recente, foi considerada um sinônimo de *A. glaucus* por KOOPMAN (1993). Porém, apresenta características realmente distintas que lhe garante a validade taxonômica.

Este morcego possui uma pelagem dorsal castanho-clara, com o ventre mais claro; as listas faciais não são muito evidentes; no campo destaca-se pela coloração amarela das orelhas, do trago e da base da folha nasal. É a menor espécie de *Artibeus* do Brasil com antebraço variando de 34,0-38,3 mm (AGUIAR *et al.*, 1995).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{3} = 30$

Espécie de hábito frugívoro com dieta pouco conhecida. No Brasil, esta espécie se alimenta de frutos de figueiras (AGUIAR *et al.*, 1995). *Artibeus gnomus* abriga-se em folhas modificadas (tendas) de várias espécies (TIMM, 1987; CHARLES-DOMINIQUE, 1993).

Não foram encontrados dados reprodutivos sobre este morcego.

Ocorre em ambientes florestais (mata primária, secundária e áreas em recuperação) e ainda em cerrado (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMON & VOSS, 1998; BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie sem avaliação do *status* de conservação (IUCN, 2006).

***Artibeus lituratus* (Olfers, 1818)**

Esta espécie é largamente distribuída na região Neotropical ocorrendo do México até o norte da Argentina, Bolívia, Trinidad e Tobago,



Pequenas Antilhas, Ilhas Três Marias e em todas as regiões do Brasil (SIMMONS, 2005; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: Assunção, Paraguai.

É uma das espécies mais conhecidas no Brasil devido a sua alta abundância em quase toda área de distribuição, com presença destacada em ambientes urbanos. Apresenta grande porte com antebraço podendo passar de 75 cm (VIZOTTO & TADDEI, 1973) e peso acima de 75 g (obs. pes.). Apresenta uma coloração predominantemente marrom-chocolate, embora possa ocorrer variação regional com indivíduos mais acinzentados. As listas brancas faciais são conspicuas.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{2}{3} = 30^{(2)}$

Apresenta uma dieta variada, embora a frugivoria predomine como hábito principal, consumindo frutos de várias espécies (GARDNER, 1977a). Alimenta-se ainda de insetos como besouros, recursos florais e ainda folhas (ZORTÉA & MENDES, 1993; ZORTÉA & CHIARELLO, 1994).

Formam agrupamentos poligínicos. Segundo WILSON (1979), o período reprodutivo de *A. lituratus* varia geograficamente e, no Brasil, pode apresentar um padrão de poliestria bimodal com um pico de fevereiro a março e outro de outubro a novembro (BREDT *et al.*, 1996).

Abriga-se nas copas das árvores, sob folhas de palmeiras e outras plantas. Encontrada em ambientes conservados, embora seja uma das espécies mais bem adaptadas a ambientes alterados e urbanos (ZORTÉA & CHIARELLO, 1994; BREDT & UIEDA, 1996).

Espécie não considerada ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

***Artibeus obscurus* (Schinz, 1821)**

Espécie descrita da Bahia (Rio Peruhype,

Villa Viçosa), Brasil. Endêmica à América do Sul, com ocorrência na Venezuela, Colômbia, Guianas, Equador, Bolívia, Peru e Brasil (SIMMONS, 2005). No Brasil é encontrada em pelo menos 18 estados de todas as macro-regiões (TAVARES *et al.*, no prelo).

Possui coloração uniforme enegrecida e listas faciais imperceptíveis ou mesmo ausentes. Pêlo do dorso escuro e maior que 8 mm. A folha nasal é alta e larga; antebraço peludo; asa mais escura entre o segundo e o terceiro dedo; poucas e pequenas verrugas ornamentais no queixo (HAYNES & LEE-JR, 2004).

Dados biométricos da espécie são escassos. SIMMONS & VOSS (1998) fornecem medidas de 25 fêmeas e nove machos da Guiana Francesa. O antebraço variou de 55,4 a 65,0 mm em ambos os sexos e o peso dos machos variou de 30,5 a 39,2 g.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32^{(3)}$

Possui hábitos frugívoros, embora pouco se conheça de sua dieta. Igualmente pouco conhecida são suas estratégias reprodutivas. DAVIS & DIXON (1976) relata atividade reprodutiva de outubro a novembro em exemplares do Peru. Fêmeas grávidas foram observadas nos primeiros meses do ano no Equador com nascimentos ocorrendo em abril (ALBUJA, 1999).

Esta espécie parece estar bem associada a ambientes de floresta primária e a ambientes úmidos (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS 1998), embora possa ser observada também em áreas urbanas de pequenos vilarejos costeiros no sudeste brasileiro (observação pessoal). MARES *et al.*, (1981) assinala a espécie para a Caatinga. Abriga-se sob folhagem e em saliências de cascas de troncos não totalmente desprendidas das árvores (SIMMONS & VOSS 1998).

Espécie com baixo risco de extinção, mas considerada quase ameaçada (IUCN, 2006).

² Há registros de ocorrência de dentes extranumerários, incluindo um terceiro molar, o que torna este caráter frágil na identificação da espécie (ver RUI & DREHMER, 2004). ³ Pode ocorrer polimorfismo com ausência do terceiro molar (SIMMONS & VOSS 1998).

***Artibeus planirostris* Spix, 1823**

A validade do nome *A. planirostris* é motivo atual de controvérsia (ver TAVARES et al., no prelo). Neste trabalho seguimos recomendações de LIM et al., (2004a) que considera *A. planirostris* um táxon válido. Sua distribuição abarca desde a porção ao sul do Rio Orinoco (Venezuela) e leste dos Andes até o norte da Argentina. Localidade-tipo; Cidade da Baía, (hoje Salvador), Bahia.

É um *Artibeus* de tamanho médio. HOLLIS (2005) fornece uma amplitude de 62 a 73 mm para o antebraço e BARQUEZ et al., (1993) um peso de 40 a 69 g. Espécimes do Cerrado brasileiro podem apresentar antebraço menor que 62 mm (observação pessoal). Possui coloração acinzentada e listas faciais quase imperceptíveis. As orelhas são pequenas de pontas arredondadas; o trago é curto. Apresenta folha nasal bem desenvolvida com porção médio-basal livre; uropatágio com poucos pêlos e sem cauda (HOLLIS, 2005).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Apresenta hábito predominantemente

frugívoro, embora consuma menos frequentemente recursos florais (pólen/néctar) e insetos.

Estudos com *A. jamaicensis* (= *A. planirostris*) no Brasil indicam um padrão poliestrico para a espécie (TADDEI, 1976; WILLIG, 1985b).

Habita áreas florestadas, fragmentos de mata e ambientes xeromórficos como o cerrado e a caatinga (HOLLIS, 2005). Esta espécie é muito abundante no Cerrado e na Amazônia (ZORTÉA, 2002; BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie relativamente comum e não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Chiroderma* Peters, 1860

Gênero com cinco espécies conhecidas, das quais, três espécies ocorrem no Brasil. Apresenta como característica peculiar a ausência dos ossos nasais.

***Chiroderma doriae* Thomas, 1891**

Espécie endêmica à América do Sul com ocorrência no Brasil e Paraguai. Descrita de Minas Gerais, sua distribuição abrange as regiões sul, sudeste, centro-oeste e nordeste no Brasil (TAVARES et al., no prelo). Conhecida preliminarmente da Mata Atlântica, esta espécie tem sido registrada também no Pantanal de Mato Grosso (BORDIGNON, 2005b), no Mato Grosso do Sul (GREGORIN, 1998a) e em ambientes mais secos do Cerrado de Minas Gerais (PEDRO & TADDEI, 1997).

Apresenta quatro listas faciais bem distintas com pêlos totalmente brancos. Uma lista branca se estende da base da cabeça a toda região dorsal do corpo. Coloração geral pardo-acinzentada com pêlos tricolores. Os



Artibeus planirostris (Foto: Marlon Zortéa)

olhos são proeminentes e o uropatágio é bem desenvolvido. O tamanho do antebraço varia de 49,5 a 55,5 mm (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Espécie frugívora com especialização morfológica para o consumo de frutos de figueiras, incluindo polpa e conteúdo das sementes (NOGUEIRA & PERACCHI, 2002; 2003).

Apesar de não haver dados reprodutivos consistentes e de longo prazo em populações de *C. doriae*, é sugerido um padrão sazonal poliétrico bimodal para a espécie (TADDEI, 1980; PERACCHI *et al.*, 2006).

Está relacionada a ambientes florestais de mata primária e secundária a ambientes xeromórficos, ocorrendo também em áreas urbanas (ESBÉRARD *et al.*, 1996b; PEDRO & TADDEI, 1997).

Espécie considerada ameaçada de extinção pela IUCN (2006), categorizada como “vulnerável”. Considerada ainda como “vulnerável”

nas listas regionais dos estados do Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná (ZORTÉA & AGUIAR, no prelo), considerada ainda quase ameaçada em Minas Gerais (lista atualizada em elaboração).

Chiroderma trinitatum Goodwin, 1958

Ocorre do Panamá até a Amazônia brasileira, Bolívia, Peru e Trinidad e Tobago. No Brasil, está restrita a região norte dos estados do Acre, Amazonas, Mato Grosso e Pará (BERNARD & SAMPAIO, no prelo). Localidade-tipo: Cumaca, Trinidad, Trinidad e Tobago.

É a menor espécie do gênero com antebraço medindo entre 38 e 43 mm e o peso de 13 a 15 gramas (EMMONS & FEER, 1997). Apresenta as listas claras faciais e a dorsal conspícuas como em *C. doriae*. Apresenta uma coloração geral parda.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Muito pouco se conhece da história natural desta espécie. Como os demais membros do gênero, apresenta uma dieta baseada em frutos.

Não existem dados adequados sobre a reprodução desta espécie. WILSON (1979) relata fêmeas grávidas no final da estação seca e no início da estação chuvosa. Está associada a ambientes florestais principalmente de mata primária e clareiras na vegetação (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS 1998), ocorrendo também nos cerrados amazônicos (BERNARD & FENTON, 2002). Espécie muito rara no Brasil. Apenas um único indivíduo foi capturado numa amostra de quase quatro mil indivíduos, na região de Alter do Chão, no Pará (BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie considerada não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).



Chiroderma trinitatum (Foto: Ben Rinehart)

***Chiroderma villosum* Peters, 1860**

Espécie distribuída do sul do México ao sul do Brasil no Paraná, com ocorrência também na Venezuela, Colômbia, Suriname, Bolívia, Peru, Guiana Francesa, Trinidad e Tobago. No Brasil, ocorrem em pelo menos 18 estados de todas as macro-regiões (TAVARES *et al.*, no prelo). A localidade-tipo deste táxon está designada apenas como “Brasil”.

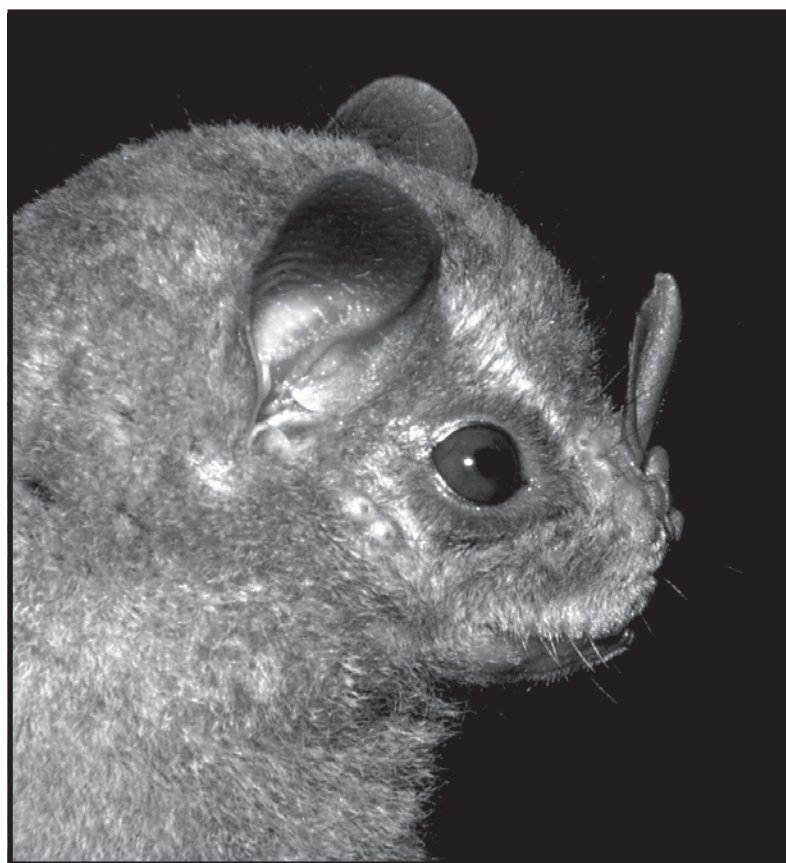
Pelagem dorsal longa com coloração parda que não contrasta com os pêlos do ventre. As listas faciais são indistintas ou ausentes. Apresenta tamanho intermediário entre *C. doriae* e *C. trinitatum* com amplitude do antebraço de 44 a 49 mm (SWANEPOEL & GENOWAYS, 1979; SIMMONS & VOSS, 1998). Espécimes da Guiana Francesa apresentaram peso entre 20 e 27 gramas, com fêmeas mais pesadas que os machos (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{2}{2} \ m \frac{2}{2} = 28$

Espécie frugívora, e assim como *C. doriae*, apresenta uma estratégia diferenciada de predação de sementes de *Ficus* (NOGUEIRA & PERACCHI, 2003). Os dados reprodutivos da espécie não são conclusivos quanto ao tipo de padrão, porém TADDEI (1980) sugere uma poliestria para a espécie.

Ocorrem em vários habitats estando associada a ambientes úmidos de florestas e áreas de Cerrado como o cerrado *stricto sensu*, veredas e cerrado amazônico (HANDLEY-JR, 1976; SIMMONS & VOSS, 1996; BERNARD & FENTON, 2002; GONÇALVES & GREGORIN, 2004).

Espécie não ameaçada segundo a IUCN (2006), mas considerada presumivelmente ameaçada de extinção no Estado de São Paulo e categorizada em “Dados Deficientes” no Estado do Paraná (ZORTÉA & AGUIAR, no prelo).



Chiroderma villosum (Foto: Ben Rinehart)

Gênero *Enchisthenes* K.

Andersen, 1906

Gênero monotípico com apenas uma espécie (*E. bartii*). Classificada previamente dentro do gênero *Artibeus*, quando de sua descrição, foi removida e colocada num novo gênero (*Enchisthenes*) por ANDERSEN (1906); Mais recentemente, análises genéticas e morfométricas tem estabelecido *Enchisthenes* como táxon válido (ver ARROYO-CABRALES & OWEN, 1997).

***Enchisthenes bartii* (Thomas, 1892)**

Ocorre do sul dos Estados Unidos, passando por toda a América Central e norte da América do Sul até

o Brasil, Bolívia e Trinidad e Tobago (ARROYO-CABRALES & OWEN 1997; SIMMONS, 2005). No Brasil, esta espécie foi registrada apenas no estado de Rondônia (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: Port of Spain, Trinidad, Trinidad e Tobago.

Apresenta coloração geral escura; cabeça e orelhas enegrecidas com listas faciais curtas de tom marrom-pálido; folha nasal estreita e bem curta; uropatágio bem curto medindo no máximo 4 mm na porção mediana. De porte médio com as dimensões de antebraço e peso em torno de 39 mm e 17 g, respectivamente (EISENBERG & REDFORD, 1999). Os machos e as fêmeas são do mesmo tamanho.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Espécie de hábito frugívoro com preferência por frutos de *Ficus*.

Como boa parte das espécies de quirópteros, não há dados de longo prazo sobre a reprodução desta espécie. ARROYO-CABRALES & OWEN (1997) sugerem uma reprodução continuada ao longo do ano.

Esta espécie é mais comum na parte norte de sua área de distribuição. Na América do Sul esta espécie foi encontrada associada a áreas úmidas de floresta densa e também em matas secas decíduais. Este morcego tem sido capturado frequentemente em áreas abertas e sobre cursos d'água (ARROYO-CABRALES & OWEN 1997).

Espécie não considerada ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Mesophylla* Thomas, 1901

Gênero com apenas uma espécie (*M. macconnelli*). Várias discussões vêm sendo travadas acerca do posicionamento taxonômico da espécie, com sugestões de inclusão do

táxon específico dentro dos gêneros *Ectophylla* e *Vampyressa* (ver KUNZ & PENA, 1992 para uma discussão mais detalhada).

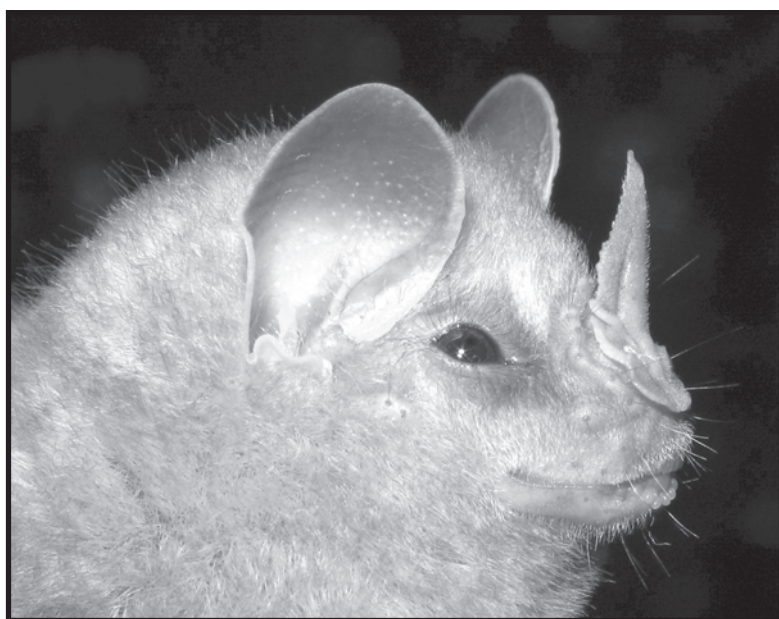
Mesophylla macconnelli Thomas, 1901

Este gênero é monotípico e sua distribuição inclui a América Central da Nicarágua até Trinidad e Tobago, Peru, Bolívia e Amazônia Brasileira (SIMMONS, 2005). No Brasil, os registros da espécie estão concentrados na região norte (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: Montes Kanuku, Distrito de Essequibo, Guiana.

Recentemente a espécie foi encontrada no Cerrado do Brasil Central (ZORTÉA & TOMAZ, no prelo). Dentre suas características morfológicas destaca-se a cor amarelo-brilhante das orelhas e da folha nasal. Apresenta coloração geral acinzentada no ventre e mais escura e parda no dorso. Possui pêlos esparsos e maiores na base do antebraço e no patágio próximo ao corpo (KUNZ & PENA, 1992). Morcego de pequeno porte com peso de 7 a 9 g e antebraço de 29 a 33 mm (EMMONS & FEER 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{3} = 30$

Apresenta uma dieta composta por fru-



Mesophylla macconnelli (Foto: Bernal Rodríguez Herrera)

tos, embora pouco se conheça sobre os itens alimentares que consome.

Dados fornecidos por KUNZ & PENA (1992) indicam um padrão poliestrico para a espécie.

Embora largamente distribuído, este morcego é localmente incomum em toda sua área de distribuição. A maior parte dos registros associa esta espécie à ambiente úmidos de florestas sempre-verdes, embora tenha sido registrada também em ambientes mais secos como os lhanos venezuelanos e os cerrados da Amazônia e da região centro-oeste do Brasil (KUNZ & PENA, 1992; BERNARD & FENTON, 2002; ZORTÉA & TOMAZ, no prelo).

Espécie não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Platyrrhinus* Saussure, 1860

Das quatorze espécies reconhecidas (VELAZCO, 2005), cinco ocorrem em território brasileiro. *Platyrrhinus* foi substituído por *Vampyrops* por Peters por acreditar que o nome estava preocupado por *Platyrrhinus* Schellenberg, 1798 (um “r” apenas), denominando um besouro. No entanto, o nome genérico *Platyrrhinus* foi revalidado por GARDNER & FERRELL (1990) dada sua prioridade.

Platyrrhinus brachycephalus (Rouk & Carter, 1972)

Espécie endêmica à América do Sul. Ocorrência registrada nos países da porção norte: Colômbia, Venezuela, Guianas, Equador e Peru, além de Bolívia e Brasil. Registrada em três estados brasileiros da região norte (Acre, Amazonas e Pará) (BERNARD & SAMPAIO, no prelo). Localidade-tipo: Huanaco, Peru.

Apresenta folha nasal desenvolvida e não possui cauda. Há uma grande variação individual na coloração que vai do marrom ao cinza na parte

dorsal, com o ventre um pouco mais claro (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990). Lista clara dorsal conspicua amarronzada; listas claras faciais presentes e perceptíveis; antebraço em torno de 40 mm e peso 16 g (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; EISENBERG & REDFORD, 1999).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Espécie predominantemente frugívora.

Seus hábitos alimentares são pouco conhecidos. Dados reprodutivos são escassos. Fêmeas grávidas foram observadas em fevereiro na Venezuela e em agosto no Peru. Sua ocorrência tem sido registrada em zonas costeiras da Guiana Francesa (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990) e em áreas de floresta, fragmentos de mata e cerrado na Amazônia (BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie considerada não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Platyrrhinus helleri (Peters, 1866)

Este morcego distribui-se do México (Oaxaca e Veracruz) até o Peru, Bolívia, Brasil, Guianas (FERREL & WILSON, 1991) e Trinidad (SIMMONS, 2005). No Brasil, só não há registro da espécie na região sul (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: México.

Platyrrhinus helleri e *P. brachycephalus* são os menores morcegos do gênero. A média do antebraço de *P. helleri* é entorno de 38 mm e o peso entre 13 e 16 g (EMMONS & FEER, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Apresenta coloração geral de pardo a bege; as listas faciais são conspícuas de cor branca ou creme; apresenta uma franja de pêlos na borda do uropatágio; orelhas arredondadas e folha nasal desenvolvida com proeminência mediana em forma de lança (FERREL & WILSON, 1991).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{2} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Encontrada com maior frequência em al-



titude inferior a 1000 metros (FERREL & WILSON, 1991). Esta espécie é considerada um frugívoro de copa especialista em figos silvestres (BONACCORSO, 1979), embora possa incluir outros frutos e também insetos em sua dieta (FERREL & WILSON, 1991).

Segundo FLEMING *et al.*, (1972), *P. helleri* possui poliestria bimodal como padrão reprodutivo.

Apresenta uma maior abundância em áreas de mata primária e ripária, embora ocorra também no cerrado (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS, 1998; BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie considerada não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).



Platyrrhinus infuscus (Foto: Ben Rinehart)

***Platyrrhinus infuscus* (Peters, 1880)**

Espécie endêmica à América do Sul de distribuição restrita a poucos países da porção norte (Colômbia, Equador, Peru e Bolívia), incluindo parte da bacia Amazônica no noroeste do Brasil (SIMMONS, 2005). BERNARD & SAMPAIO (no prelo) relatam registros desta espécie para os estados do Acre e Amazonas no Brasil. Localidade-tipo: Hac. Ninabamba, Hualgayac, Cajamarca, Peru.

Apresenta pelagem pálido-amarelada com o ventre mais claro; franja de pêlos da membrana interfemural pouco distinta; listas faciais e dorsal pouco perceptíveis (FERREL & WILSON, 1991). Maior espécie do gênero registrada para o Brasil, com a média do antebraço em torno de 55 mm (SWANEPOEL & GENOWAYS, 1979).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$
Pouco se sabe sobre a história natural da

espécie. Apresenta hábito alimentar frugívoro. Uma fêmea grávida e três lactantes foram observadas em março na Colômbia (WILSON, 1979).

Consta como em baixo risco de extinção, mas quase ameaçada na lista da IUCN (2006).

***Platyrrhinus lineatus* (E. Geoffroy, 1810)**

Espécie endêmica à América do Sul e de ampla distribuição no continente, com registros para Colômbia, Peru, Equador, Guiana Francesa, Suriname, Bolívia, Brasil, Uruguai Argentina e Paraguai (WILLIG & HOLLANDER, 1987; SIMMONS, 2005). No Brasil, ocorre em todos os biomas, sendo rara apenas na Amazônia. Nos outros biomas é a espécie do gênero mais comumente registrada nos levantamentos faunísticos. Localidade-tipo: Assunção, Paraguai.

Como característica morfológica externa, apresenta as listas faciais e a dorsal conspicuamente brancas; pelagem de coloração geral cinza escuro

a marrom-chocolate; orelhas arredondadas do mesmo tamanho da cabeça; folha nasal desenvolvida e lanceolada. As medidas de antebraço de espécimes brasileiros variam de 43 a 50 mm (VIZOTTO & TADDEI, 1973). Machos e fêmeas do Cerrado, no Ceará, apresentaram peso médio de 23 e 26,5 g, respectivamente (WILLIG, 1983).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Embora predominantemente frugívora, esta espécie se alimenta também de insetos, néctar, pólen e folhas (WILLIG & HOLLANDER, 1987; ZORTÉA, 1993). Dados de reprodução indicam uma reprodução prolongada com sugestão de um padrão poliestrico bimodal (TADDEI, 1980; WILLIG, 1985b).

Abriga-se em grutas e também sob a folhagem densa da floresta, incluindo folhas de palmeiras e outras plantas (WILLIG & HOLLANDER, 1987). Pode ser encontrada desde ambientes úmidos, como as matas ripárias e floresta atlântica, como em ambientes mais xeromórficos como a Caatinga e o Cerrado.

Espécie considerada não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Platyrrhinus recifinus (Thomas, 1901)

Espécie endêmica ao Brasil, tendo como localidade-tipo a cidade de Recife, Pernambuco, Brasil. Registrada para todos estados da região sudeste, além da Paraíba, Pernambuco, Alagoas e Bahia, na região nordeste (TAVARES *et al.*, no prelo). Uma extensão da distribuição da espécie está em curso, incluindo registro nos estados do Ceará e Santa Catarina (VICENTE *et al.*, submetido). Ocor-

re nos biomas Mata Atlântica e Cerrado.

Apresenta as listas faciais conspicuas com o par superior bem largo estendendo-se da base dorso-lateral da folha nasal até as orelhas. O par inferior é menos evidente. Lista dorsal branca estendendo-se das orelhas até a base do uropatágio. Folha nasal maior que *P. helleri* com margens crenuladas na base. Coloração geral do dorso marrom-escuro a cinza; ventre mais claro que o dorso. Apresenta tamanho intermediário entre *P. helleri* e *P. lineatus*, com medidas mais próximas a *P. lineatus*. Nesta espécie a amplitude do antebraço vai de 36,3 a 40,5 mm, com um indicativo de variação clinal (espécies mais a sul apresentando medidas maiores) (VICENTE *et al.*, submetido).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Pouco se sabe sobre a história natural da espécie, mas deve se tratar de um frugívoro com hábitos próximos aos demais morcegos do gênero.

Espécie ameaçada de extinção posicionada na categoria “vulnerável” (IUCN, 2006). Consta na lista das espécies ameaçadas de extinção no Brasil (MACHADO *et al.*, 2005) e nas listas regionais dos estados do Rio de Janeiro e São Paulo (ZORTÉA & AGUIAR, no prelo). Considerada quase ameaçada no estado de Minas Ge-



Platyrrhinus lineatus (Foto: Marlon Zortéa)

rais (lista atualizada em elaboração).

Gênero *Pygoderma* Peters, 1863

Gênero monoespecífico representado pela espécie *P. bilabiatum*. Frequentemente relacionado a *Ardops*, *Ariteus*, *Phyllops* e *Stenoderma* (WETTERER *et al.*, 2000).

Pygoderma bilabiatum (Wagner, 1843)

Espécie endêmica à América do Sul com ocorrência no Brasil, Bolívia, Paraguai e Argentina (SIMMONS, 2005). Sua localidade-tipo é Ipanema, São Paulo, Brasil. No Brasil, é mais frequentemente observada na porção sul, ocorrendo em todos os estados das regiões sul e sudeste e presente ainda nos estados de Pernambuco, Alagoas, Paraíba e Bahia.

Os dados de morfologia externa fornecidos por WEBSTER & OWEN (1984) e EMMONS & FEER (1997) assinalam as seguintes características para a espécie: olhos grandes com focinho curto e largo; trago amarelo e serrilhado inserido numa orelha arredondada de tamanho médio; uropatágio bastante piloso na parte dorsal

com franja na borda; apresenta dimorfismo sexual com as glândulas faciais e as glândulas sob o queixo, na região da garganta, bem desenvolvidas nos machos; pêlos dorsais longos tricolores com bandas escuras no topo e na base; ombros com manchas brancas na junção das asas. As fêmeas são maiores que os machos com o antebraço dos machos medindo, em média, 37 mm e o das fêmeas 40 mm (WEBSTER & OWEN, 1984). O peso varia de 15 a 22 g (EMMONS & FEER, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Espécie de hábitos alimentares e reprodutivos pouco conhecidos. Alimenta-se de frutos de várias espécies como *Maclura tinctoria*, *Ficus enormis* e *Solanum granuloso-leprosum* (FARIA, 1997), tendo sido captura ainda próxima a plantas de *Miconia brasiliensis* e *Lucuma caimito* (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971).

Fêmeas grávidas foram observadas em fevereiro em São Paulo (FAZZOLARI-CORRÊA, 1995) e em agosto no Rio de Janeiro (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971). FARIA (1997) observou no sudeste brasileiro que há, pelo menos, um pico de nascimento no fim da estação seca (novembro). Dados sobre reprodução não permitem definir o padrão reprodutivo da espécie, mas parece haver mais de um pico reprodutivo por ano.

Espécie considerada quase ameaçada de extinção, segundo a IUCN (2006).

Gênero *Sphaeronycteris* Peters, 1882

Gênero representado por apenas uma espécie (*S. toxophyllum*). Filogeneticamente associado a *Ametrida* e *Centurio* (WETTERER *et al.*, 2000).



Pygoderma bilabiatum (Foto: Isaac P. Lima)

***Sphaeronycteris toxophyllum* Peters, 1882**

Espécie endêmica à América do Sul com ocorrência na Colômbia, Equador, Venezuela, Peru, Bolívia e Amazônia brasileira (ALBUJA & MENA-V, 1991; SIMMONS, 2005). No Brasil só há registros para os estados do Acre e Amazonas (PERACCHI, 1986). Localidade tipo: Mérida, Venezuela (PERACCHI, 1986).

Morcego de aspecto exótico com grande dimorfismo sexual em medidas e formas. O macho apresenta como característica peculiar uma projeção carnosa horizontal na região da testa e entre os olhos, assemelhando-se a uma viseira. Na fêmea esta estrutura é rudimentar. A coloração do ventre é mais clara que a do dorso, que nos machos vai de castanha a cinza; os pêlos dorsais são tricolores com base e ápice mais escuros; o rostro é curto e largo apresentando uma boca grande e olhos salientes; folha nasal em forma de “U” invertido; apresenta o queixo nu com dobra de pele extensiva (EMMONS & FEER, 1997). As fêmeas são maiores que os machos. Antebraço de 37 a 42 mm e peso de 14 a 18 g (EMMONS & FEER, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie frugívora associada a áreas de floresta, incluindo matas ripárias e habitats mais secos (EISENBERG & REDFORD, 1999). Encontrada também em áreas antropizadas como plantações, pastos e pomares (EMMONS & FEER, 1997). Outros dados sobre a história natural de *S. toxophyllum* são praticamente inexistentes. Uma fêmea grávida foi observada em outubro na Bolívia (ANDERSON & WEBSTER, 1983).

Espécie com baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Sturnira* Gray, 1842

Gênero alocado anteriormente na subfamília Sturnirinae. No entanto, estudos recen-

tes não deram suporte a esta separação (LIM 1993; WETTERER *et al.*, 2000), e o táxon foi então reconhecido como uma tribo (Sturnirini) dentro de Stenodermatinae.

Dois subgêneros reconhecidos *Sturnira* e *Corvira*. SIMMONS (2005) lista quatorze espécies que foi aumentada por SÁNCHEZ-HERNÁNDEZ *et al.*, (2005) com a descrição de *S. sorianoi*. Quatro espécies são registradas para o Brasil.

***Sturnira bidens* Thomas, 1915**

Ocorre desde as regiões montanhosas dos Andes da Venezuela, Colômbia, Equador, Peru entrando pela Bacia Amazônica. No Brasil, há apenas um único registro da espécie para o Estado do Pará (MARQUES & OREN, 1987). Localidade-tipo: Baeza, Napo, Equador.

É a menor das quatro espécies de *Sturnira* que ocorrem em território brasileiro (An: 39-43mm). Pode ser facilmente diferenciada de suas congêneres brasileiras pela presença de apenas um par de incisivos inferiores. Apresenta coloração totalmente amarronzada a acinzentada com ventre mais claro que o dorso. Os pêlos do dorso são maiores que o da região ventral (8 mm e 6 mm, respectivamente).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 30$

Sua dieta é aparentemente restrita a frutos. Apresenta dois eventos reprodutivos por ano (poliestria bimodal) (MOLINARI & SORIANO, 1987).

Ocorre principalmente em áreas florestais mais preservadas, podendo também ser encontrada em vegetação secundária visitando plantas frutíferas em estágio de sucessão (MOLINARI & SORIANO, 1987).

Espécie classificada como quase ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

***Sturnira lilium* (E. Geoffroy, 1810)**

Esta espécie ocorre nas Pequenas Antilhas



Sturnira lilium (Foto: Ben Rinehart)

e do México até a região nordeste da Argentina, Uruguai e Paraguai que encerra sua localidade-tipo (SIMMONS, 2005). No Brasil, distribui-se por todo o território (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Apresenta variação na coloração dos pêlos que vai do pardo até o alaranjado. Alguns machos apresentam marcadamente pêlos com tom laranja-vivo na altura do ombro. É uma espécie de tamanho médio (antebraço: 42,0 mm; Peso: 21 g). Apresenta uma membrana interfemural muito reduzida e com muitos pêlos entre os membros posteriores. Os olhos são grandes. Apresenta verrugas organizadas em meia lua no lábio inferior.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie relativamente abundante e de hábito predominantemente frugívoro. Apresenta certa preferência por frutos de solanáceas (*Solanum* spp.), embora consuma outros frutos, especialmente os de espécies pioneiras como os “jaborandis” (*Piper* spp.). Apesar de ausência de adaptação

a nectarivoria, *S. lilium* pode atuar como polinizador de algumas espécies de plantas (VIEIRA & CARVALHO-OKANO, 1996).

Segundo WILSON (1979), apresenta uma poliestria bimodal com duas estações reprodutivas no ano, embora pareça que esta não seja a única estratégia, podendo haver variação regional (ZORTÉA, 2002).

Parece bem adaptada a modificações do hábitat, sendo encontrada em ambientes alterados em toda sua área de distribuição, incluindo fragmentos de florestas, campos e áreas desmatadas em estágio sucessional (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; REIS *et al.*, 2002; EVELYN & STILES, 2003). Seus abrigos incluem grutas, edificações humanas, folhagem e ocos de árvores (GANNON *et al.*, 1989; EVELYN & STILES, 2003).

Espécie considerada não ameaçada e com baixo risco de extinção (IUCN, 2006).

***Sturnira magna* de la Torre, 1966**

Espécie endêmica à América do Sul com ocorrência no Brasil, Colômbia, Equador, Peru e Bolívia (SIMMONS, 2005). O único registro desta espécie para o Brasil foi relatado por NOGUEIRA *et al.*, (1999) no Parque Nacional da Serra do Divisor no Acre. Possivelmente ocorre em outros em estados limítrofes, na bacia amazônica. Localidade-tipo: Santa Cecília, Rio Maniti, Iquitos, Loreto, Peru.

É a maior espécie do gênero que ocorre no Brasil, com antebraço entre 55 a 60 mm e peso podendo alcançar 50 g. A coloração da espécie pode variar, sendo descrito animais com pêlos amarelados a acinzentados. Apresenta o dorso do

antebraço, da tíbia, do propatágio e do uropatágio bastante peludo. O calcâneo é curto e os pés são longos (19-21 mm); não apresenta cauda e o uropatágio é bastante reduzido (TAMSITT & HÄUSER, 1985).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Os hábitos alimentares da espécie são desconhecidos, mas certamente trata-se de um morcego predominantemente frugívoro, como as outras espécies do gênero. Pouco se sabe sobre a estratégia reprodutiva de *S. magna*. Duas fêmeas lactantes e uma fêmea em estágio inicial de gravidez foram observadas em julho no Acre, indicando a ocorrência de dois eventos reprodutivos por ano (NOGUEIRA *et al.*, 1999). Esta espécie é encontrada em região de mata primária, borda de mata e ainda pomares (TAMSITT & HÄUSER, 1985).

Espécie considerada quase ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

***Sturnira tildae* de la Torre, 1959**

Este morcego é aparentemente endêmico à América do Sul, ocorrendo no Brasil, Guianas, Venezuela, Trinidad e Tobago, Colômbia, Equador, Bolívia e Peru (SIMMONS, 2005). No Brasil, esta espécie deve ocorrer na maior parte dos estados, embora tenha sido registrada em apenas dez deles (TAVARES *et al.*, no prelo). Provavelmente um maior número de inventários irá revelar novas localidades para a espécie. Localidade-tipo: Trinidad e Tobago.

Apresenta as orelhas pouco maiores que a cabeça. O antebraço é ligeiramente maior que *S. lilium* (44-48 mm), embora, no campo, a separação das duas espécies gere confusão (SIMMONS & VOSS, 1998). A morfologia das cúspides linguais do primeiro e segundo molar inferior parece ser uma boa característica distintiva entre as duas espécies, sendo que as cúspides de *S. lilium* se apre-

sentam elevadas e com notável entalhe, quando comparada com as cúspides baixas com entalhe mais raso de *S. tildae* (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Esta espécie possui hábito frugívoro. No Brasil, uma fêmea grávida foi observada em julho (WILSON, 1979). Está associada à subosque de áreas florestais, podendo ser encontrada também em habitats alterados como clareiras (BROSSET & CHARLES-DOMINIQUE, 1990; SIMMONS & VOSS, 1998). Os dados reprodutivos são escassos.

Classificada como espécie não ameaçada na lista da IUCN (2006). No Paraná foi categorizada em “dados deficientes” (MIKICH *et al.*, 2004), segundo os critérios para as listas regionais da IUCN.

Gênero *Uroderma* Peters, 1866

Duas espécies conhecidas e ambas com ocorrência no Brasil. Relacionada como grupo-irmão do clado de *Platyrrhinus* e *Vampyrodes* (WETTERER *et al.*, 2000).

***Uroderma bilobatum* Peters, 1866**

Espécie largamente distribuída, ocorrendo do México (Veracruz e Oaxaca) até o Peru, Bolívia, Guianas, Trinidad e Tobago e Brasil (SIMMONS, 2005). Registrada em todas as cinco macro-regiões brasileiras e com localidade-tipo em São Paulo, Brasil (TAVARES *et al.*, no prelo). Apresenta coloração geral cinza a marrom-escuro com as listras brancas faciais bem pronunciadas; a margem da orelha é amarelada; possui uma estreita lista na metade anterior do dorso que se inicia na região interescapular; olhos grandes; poucos pêlos no uropatágio (BAKER & CLARK, 1987; SIMMONS & VOSS, 1998). Baseado em medidas de espécimes da Guiana Francesa, o tamanho médio do antebraço ficou próximo de 43 mm e o peso variou de 14,5 a 22 g, com as fêmeas mais



Uroderma bilobatum (Foto: Bernal Rodríguez Herrera)

pesadas que os machos (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Espécie predominantemente frugívora que completa sua dieta com insetos e recursos florais (GARDNER, 1977a).

Dados de reprodução sugerem um padrão de poliestria bimodal com a fêmea dando a luz a dois filhotes por ano (WILSON, 1979).

Uroderma bilobatum possui o comportamento de modificar folhas formando tendas para se abrigar. Estas tendas asseguram proteção contra luz solar, chuvas e predadores (KUNZ *et al.*, 1994). A maior parte dos registros de *U. bilobatum* foi feita em altitude inferior a 600 m (BAKER & CLARK, 1987) em áreas de floresta primária, mata ciliar, clareiras e também no Cerrado (SIMMONS & VOSS, 1998; BERNARD & FENTON, 2002; GONÇALVES & GREGORIN, 2004).

Espécie não ameaçada de extinção (IUCN, 2006). Categorizada como “dados deficientes” no Estado do Paraná (MIKICH *et al.*, 2004).

Uroderma magnirostrum Davis, 1968

Ocorre do México até América do Sul na Venezuela, Colômbia, Guiana, Peru, Bolívia, Equador e Brasil (LIM *et al.*, 2004b; SIMMONS, 2005). No Brasil, é encontrada mais frequentemente na região norte, além de Ceará, Pernambuco, Mato Grosso, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro. Na região sudeste só há registros para o Estado de São Paulo e no sul ocorrem em todos os estados (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: 10 km a Leste de San Lorenzo, Valle, Honduras.

Espécie de tamanho semelhante a *U. bilobatum*. Há alta sobreposição no tamanho do antebraço com a média igual para as duas espécies (43 mm); o peso médio de *U. magnirostrum* é em torno de 16 e 18 g para machos e fêmeas, respectivamente (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Possui aspecto geral amarronzado, com a região ventral da cabeça, pescoço e ombros mais clara que o dorso; as listas faciais são menos perceptíveis que em *U. bilobatum*; as orelhas apresentam coloração uniforme (EMMONS & FEER, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 32$

Hábitos alimentares semelhantes a *U. bilobatum* consumindo frutos, recursos florais e insetos.

Os dados de reprodução são fornecidos por poucos registros pontuais em toda sua área de distribuição. Suspeita-se de um padrão poliestrico bimodal (WILSON, 1979).

Segundo EMMONS & FEER (1997), esta espécie está associada a florestas secas. No Brasil foi encontrada em ambientes xeromórficos na Caatinga e no Cerrado e méxicos na Mata Atlântica e Mata Amazônica (WILLIG, 1983; BERNARD & FENTON, 2002; NOGUEIRA *et al.*, 2003). Assim como seu congênere, *U. magnirostrum* foi observada se abrindo em tendas de folhas modifi-

cadadas de palmeiras (KUNZ *et al.*, 1994).

Espécie não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Gênero *Vampyressa* Thomas, 1900

Seis espécies conhecidas, das quais quatro com distribuição em território Brasileiro, incluindo *V. thyone* elevada recentemente a categoria específica por LIM *et al.*, (2003).

Segundo WETTERER *et al.*, (2000) *Vampyressa* pode não constituir um grupo monofilético.

Vampyressa bidens (Dobson, 1878)

Endêmica ao continente sul americano, esta espécie ocorre nos seguintes países: norte da Bolívia, leste do Peru e do Equador, Colômbia, Venezuela, Guianas e Brasil (LEE-JR *et al.*, 2001). No Brasil, a espécie está restrita a bacia amazônica nos estados do Amapá, Pará, Amazonas, Acre e Rondônia (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: Santa Cruz, Loreto, Peru.

Esta espécie é facilmente distinguida das demais do gênero por possuir apenas um par de incisivos inferiores. Possui uma pelagem dorsal marrom com os pêlos do pescoço e ombros mais pálidos que o restante do corpo. Apresenta quatro listas faciais brancas proeminentes e uma médio-dorsal que, às vezes, é pouco perceptível nos indivíduos de coloração mais clara. Apresenta calcâneo grande com ca. 50% do comprimento do pé; folha nasal desenvolvida; a base da orelha, trago e folha nasal tem cor amarelo brilhante (EMMONS & FEER 1997; LEE-JR *et al.*, 2001). As médias do tamanho do antebraço e do peso estão em torno de 36 mm e 12 g, respectivamente (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{2}{3} = 28$

Espécie predominantemente frugívora

observada próximo a figueiras e ingá no Peru (DAVIS & DIXON, 1976).

Dados reprodutivos da espécie são escassos e não permitem a definição do padrão. Fêmeas grávidas foram observadas de setembro a dezembro no Peru e na Bolívia (ver LEE-JR *et al.*, 2001).

Esta espécie é encontrada em florestas sempre-verdes, áreas úmidas, florestas decíduas, clareiras e matas em regeneração (LEE-JR *et al.*, 2001). Observada também no cerrado amazônico (BERNARD & FENTON, 2002).

Espécie considerada quase ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Vampyressa brocki Peterson, 1968

Apresenta distribuição restrita à América do Sul, nas Guianas, Amazônia Brasileira, Colômbia e Peru (SIMMONS, 2005). No Brasil, há registro da espécie apenas para região norte nos estados do Amazonas, Pará e Rondônia (BERNARD & SAMPAIO, no prelo; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: Kuitaro river, Rupununi, Guiana.

Espécie de pequeno tamanho com o antebraço em torno de 33 mm e o peso de 8 e 10 g para machos e fêmeas, respectivamente. Apresenta a coloração do dorso marrom-claro com o ventre cinza; lista dorsal fracamente visível; as listas faciais são conspícuas (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{2}{3} = 30$

Alimenta-se de frutos, embora pouco se saiba quais as espécies que utiliza. Igualmente são escassos os dados de reprodução que impedem a visualização do padrão reprodutivo da espécie (WILSON, 1979). Espécie capturada em florestas primárias, matas ripárias e em clareiras (SIMMONS & VOSS, 1998).

Espécie considerada quase ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

***Vampyressa pusilla* (Wagner, 1843)**

Espécie endêmica à América do Sul com ocorrência no Brasil, Paraguai e Argentina (SIMMONS, 2005). Sua localidade-tipo é Sepetiba, Rio de Janeiro, Brasil. Está presente em todos estados da região sul e sudeste, citada ainda para os estados da Bahia, Alagoas e para o Distrito Federal (TAVARES *et al.*, no prelo).

Recentemente as subespécies *V. pusilla pusilla* e *V. pusilla thyone* foram elevadas ao nível específico por LIM *et al.*, (2003). Muitas das características listadas na literatura para *V. pusilla* devem se tratar de *V. thyone* o que dificulta a caracterização dos dados morfológicos de cada espécie. Por exemplo, as medidas fornecidas por EISENBERG & REDFORD (1999), citadas para *V. pusilla*, provavelmente devem pertencer a *V. thyone*. *Vampyressa pusilla* apresenta coloração marrom-pálida com listas faciais visíveis; lista médio-

dorsal ausente. De pequeno tamanho, assemelha-se a *V. brocki*. Suas orelhas são pequenas e arredondadas com margem mais clara; uropatágio curto com uma franja formada pelos pêlos da parte dorsal; antebraço e pernas com mais pêlos que *V. thyone*; folha nasal uniformemente marrom. O tamanho do antebraço varia de 33 a 36 mm (LIM *et al.*, 2003). Uma fêmea inativa pesou 7 g e uma grávida 12 g no Estado de São Paulo (FAZZOLARI-CORRÊA, 1995).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Alimenta-se de frutos, provavelmente com preferência por figos silvestres (PEDRO *et al.*, 1997; ZORTÉA & BRITO, 2000).

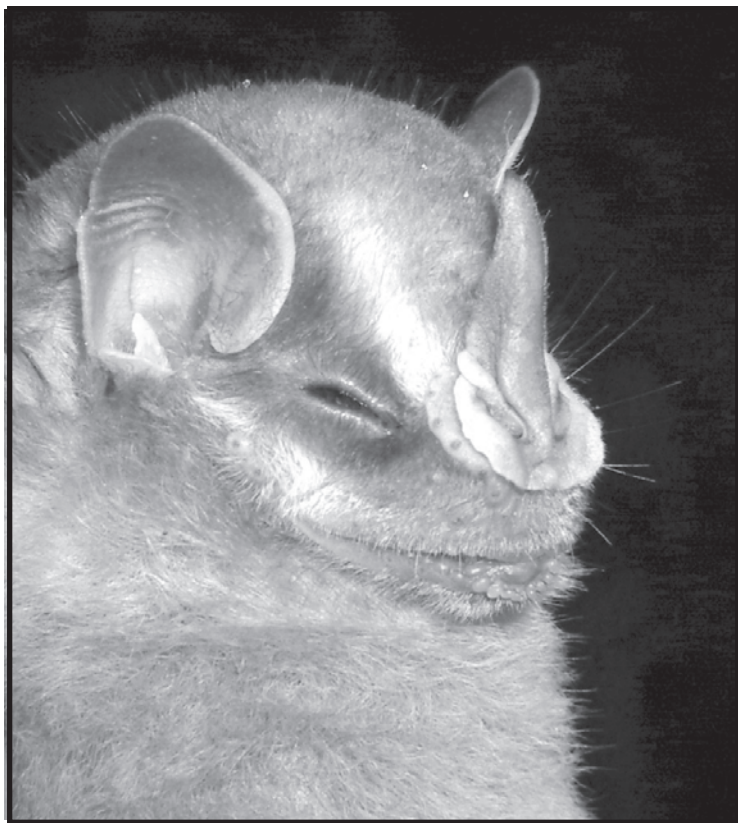
Os dados reprodutivos são escassos. Uma fêmea grávida foi observada em dezembro em São Paulo e uma em junho no Paraguai (MYERS *et al.*, 1983; FAZZOLARI-CORRÊA, 1995).

Esta espécie abriga-se em tendas e foi observada por ZORTÉA & BRITO (2000) utilizando folhas de *Heliconia* (Heliconiaceae) e *Simira* (Rubiaceae). Espécie naturalmente incomum e fortemente associada à habitats úmidos de floresta e ainda matas de sombra de cacau (cabruças) (ZORTÉA & BRITO, 2000; PEDRO *et al.*, 2001; FARIA *et al.*, 2006).

Espécie não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

***Vampyressa thyone* Thomas, 1909**

Ocorre da América Central no México (Oaxaca e Veracruz) até a Bolívia, Venezuela, Guiana e Guiana Francesa (SIMMONS, 2005). Recentemente, informações de sua inclusão no Brasil, nos estados do Amazonas, Acre e Rondônia, foram fornecidos por BERNARD & SAMPAIO (no prelo). Localidade-tipo: Chimbo, Bolívia, Equador.



Vampyressa thyone (Foto: Ben Rinehart)



Vampyroides caraccioli (Foto: Ben Rinehart)

De tamanho menor que *V. pusilla*, com antebraço medindo entre 30 e 34 mm. Antebraço e pernas relativamente menos pilosas que *V. pusilla*. Além disso, apresenta pêlos dorsais mais curtos que não ultrapassam a borda do uropatágio. Apresenta folha nasal e orelhas com borda amarelada (LIM *et al.*, 2003). As listas claras faciais estão presentes e a médio-dorsal ausente.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{2} = 28$

Espécie de hábito alimentar frugívoro. Observada na Costa Rica alimentando-se de frutos de *Acnistus* (Solanaceae) (HOWELL & BURCH, 1974) e, predominantemente, de frutos de figo no Panamá (BONACCORSO, 1979).

Espécie associada principalmente a florestas sempre-verdes, ocorrendo em matas ripárias e outras áreas úmidas; presente em menor intensidade em áreas mais secas (LEWIS & WILSON, 1987).

Os dados disponíveis não permitem uma boa definição do padrão reprodutivo da espécie, embora WILSON (1979) tenha sugerido poliestria bimodal. Fêmeas grávidas têm sido observadas em

vários meses do ano (LEWIS & WILSON, 1987).

Seu *status* de conservação não foi avaliado ainda, devido sua recente separação de *V. pusilla*.

Gênero *Vampyroides* Thomas, 1900.

Gênero monoespecífico representado por *V. caraccioli*. Apresenta-se como grupo irmão de *Platyrrhinus* em várias filogenias propostas (ver WETTERER *et al.*, 2000)

***Vampyroides caraccioli* (Thomas, 1889)**

Ocorre do México ao Peru, Bolívia, Guianas, Trinidad e Tobago e Brasil (SIMMONS, 2005). Os registros desta espécie no Brasil se restringem a região norte nos estados do Acre e do Pará (BERNARD & SAMPAIO, no prelo) e a Mata Atlântica da região nordeste no Estado da Bahia (FARIA *et al.*, 2006). Localidade-tipo: Trinidad, em Trinidad e Tobago.

Possui coloração marrom-clara avermelhada a acinzentada no dorso e um pouco mais clara no ventre. Apresenta quatro listas faciais brancas; a lista suborbital vai do canto da boca até a base da orelha e a superorbital da folha nasal a acima da porção da orelha; possui uma lista mediana dorsal evidente de cor branca que vai do topo da cabeça até a base do uropatágio; apresenta folha nasal bem desenvolvida. É um estenodermatíneo de grande porte com antebraço variando de 46,8 a 57,3 e peso de 27 a 30 g (WILLIS *et al.*, 1990; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{2}{3} = 30$

Alimenta-se de frutos de várias espécies com preferência por figos silvestres (WILLIS *et al.*,

1990). Abriga-se na vegetação em grupos pouco numerosos de dois a quatro indivíduos, mudando de abrigo constantemente (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Fêmeas grávidas já foram observadas em quase todos os meses do ano ao longo de toda sua vasta amplitude de distribuição (WILLIS *et al.*, 1990). Estes dados não refletem um padrão poliestrico sazonal para a espécie, devendo-se tratar apenas de diferentes estratégias adaptadas às peculiaridades ambientais locais. Esta espécie é encontrada mais facilmente em elevações inferiores

a 600 m e em habitats de florestas úmidas (WILLIS *et al.*, 1990; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Espécie não ameaçada de extinção (IUCN, 2006).

Agradecimentos

Agradeço aos colegas Bernal R. Herrera, Ben Rinehart e Isaac P. de Lima pela cessão das fotos que ilustraram este capítulo.

Dedico este trabalho aos amigos Binael S. Santos e Valdir A. Taddei, que nos deixaram muito cedo.

Família Mormoopidae

Cibele Maria Vianna Zanon

Doutoranda em Ecologia de Ambientes Aquáticos - Universidade Estadual de Maringá (UEM)

Nelio Roberto dos Reis

Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

A família Mormoopidae é composta pelos gêneros *Mormoops* e *Pteronotus*. Duas espécies do primeiro e seis do segundo são encontradas apenas na região neotropical (FINDLEY, 1993), distribuindo-se do sul do México ao nordeste do Brasil (EISENBERG & REDFORD, 1999). Só o gênero *Pteronotus* ocorre em território brasileiro.

Os morcegos dessa família eram classificados em uma subfamília de Phyllostomidae, denominada de Chilonycterinae, mas, recentemente, pesquisas envolvendo estrutura de cromossomos, aspectos morfológicos e características bioquímicas promoveram a elevação do grupo à categoria de família (SIMMONS & CONWAY, 2001; VAN DEN BUSSCHE *et al.*, 2002).

Os mormopídeos não possuem folha nasal, têm olhos pequenos (VAUGHAN *et al.*, 2000) e lábios expandidos e ornados com abas e dobras, que formam um funil quando a boca está aberta (NOWAK, 1994); além disso, apresentam pêlos espessos em torno do lábio superior, o que dá uma aparência de bigode (FENTON, 1992).

Gênero *Pteronotus* Gray, 1838

O gênero *Pteronotus*, segundo SIMMONS (2005), compreende sete espécies: *P. davyi* Gray, 1838; *P. gymnonotus* Natterer 1843; *P. macleayii* (Gray, 1839); *P. parnellii* (Gray, 1843); *P. personatus* (Wagner, 1843); *P. pristinus* Silva-Taboada, 1974 e *P. quadridens* (Gundlach, 1840). O grupo diferencia-se dos outros mormopídeos porque a membrana da sua asa está unida ao corpo na linha da coluna vertebral, o que dá a impressão de que não existem pêlos na região dorsal (EISENBERG & REDFORD, 1999).

No Brasil, são encontradas *P. davyi*, *P. gymnonotus*, *P. parnellii* e *P. personatus*.

Pteronotus davyi (Gray, 1838)

É observada do México às Pequenas Antilhas, Trinidad e Tobago, Peru e Venezuela. SIMMONS (2005), com base em WILLIG & MARES (1989), consideram errôneo o registro da espécie para o Brasil, mas TAVARES *et al.* (no prelo) sus-

tentam a sua ocorrência no país, onde teria sido encontrada nos estados do Amapá, Mato Grosso e Pará. Localidade tipo: Trinidad e Tobago.

É a menor espécie da família Mormoopidae. Os machos apresentam comprimento médio de cabeça e corpo de 56,4 mm e as fêmeas, de 57,9 mm; machos e fêmeas têm peso médio de 9,3 g e 9,6 g, respectivamente. Seu número cromossômico é $2n = 38$. A pelagem da região dorsal é marrom escura e a da ventral um pouco mais clara.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Insetívora, sua dieta consiste, principalmente, de Coleoptera e Lepidoptera. Ocupa uma variedade de habitats, de florestas úmidas a ambientes secos e abertos (HANDLEY-JR, 1976; NOWAK, 1991).

Segundo ADAMS (1989), *P. davyi* exibe padrão reprodutivo monoestro sazonal, e provavelmente acasala em janeiro ou fevereiro, com nascimentos em maio e a lactação estendendo-se até o final de julho.

Prefere abrigar-se em cavernas úmidas, juntamente com outras espécies, como *P. parnellii* e várias de filostomídeos (NOWAK, 1991).

***Pteronotus gymnonotus* (Natterer, 1843)**

Ocorre do México ao Peru, Bolívia, Guianas e Brasil, onde foi observada nos estados do Amazonas, Goiás, Mato Grosso, Pará, Piauí, Roraima e no Distrito Federal (SIMMONS, 2005; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade tipo: Cuiabá (Mato Grosso).

É maior que *P. davyi*. Os machos apresentam comprimento médio de cabeça e corpo de 64,3 mm e as fêmeas, de 64 mm; machos e fêmeas têm peso médio de 12,6 g e 13,6 g, respectivamente. Seu número cromossômico é $2n = 38$. A coloração da pelagem assemelha-se à de *P. davyi*.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

P. gymnonotus é menos freqüente do que as outras espécies da família Mormoopidae, mas pode

ser encontrada em abundância, principalmente em áreas abertas e secas (HANDLEY-JR, 1976; REID, 1997). Na Venezuela, foi encontrada nesse tipo de ambiente juntamente com *P. davyi* (NOWAK, 1991; EISENBERG & REDFORD, 1999). Refugia-se, de preferência, junto com outros mormopídeos, em cavernas, e as colônias podem chegar a mais de 1.000 indivíduos (VIZOTTO *et al.*, 1980).

Os dados sobre a sua dieta são escassos, mas alguns autores sugerem que consome principalmente besouros, moscas e mariposas (HOWEL & BURSH, 1974; WHITAKER-JR, & FINDLEY, 1980).



Pteronotus gymnonotus (Foto: J. S. Mikalauskas & P. A. da Rocha)

***Pteronotus parnellii* (Gray, 1843)**

Encontrada do México à Venezuela, Cuba, Jamaica, Porto Rico, Hispaniola, São Vicente, Trinidad e Tobago, Ilha La Gonave (Haiti), Guianas, Peru, Bolívia e Brasil, onde ocorre nos estados do Amazonas, Ceará, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Pará, Piauí, Rondônia, Roraima e no Distrito Federal (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade tipo: Jamaica.

É uma das maiores espécies do gênero. Os machos apresentam comprimento médio de cabeça e corpo de 71,7 mm e as fêmeas, de 70,4 mm; machos e fêmeas têm peso médio de 20,4 g e 19,6 g, respectivamente. Seu número cromossômico é $2n = 38$. A coloração do dorso varia do preto ao marrom claro, dependendo da idade (HERD, 1983; EISENBERG & REDFORD, 1999); o indivíduo, quando jovem, geralmente apresenta a pelagem escura, tornando-se clara com o avanço da idade e, posteriormente, brilhante (FENTON, 1992).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Insetívora, sua dieta consiste, principalmente, de Coleoptera e Lepidoptera, e forrageia em áreas de vegetação espessa e sub-bosque. Acasala no mês de janeiro, quando ambos os sexos são encontrados juntos, e o nascimento do filhote acontece em maio, quando há alimento em abundância (EISENBERG & REDFORD, 1999). A época do acasalamento é a mesma para outras regiões, como Costa Rica (LA VAL & FITCH, 1977) e México (WATKINS *et al.*, 1972).

Vive, geralmente, em áreas úmidas, mas tolera não só as florestas perenes como as decíduais (HANDLEY-JR, 1976). Habita cavernas, nas quais geralmente ocupa grandes câmaras em que a umidade é alta, e pode coexistir com outras espé-

cies de mormopídeos e com filostomídeos (EISENBERG & REDFORD, 1999). Há evidências de que voa continuamente, desde o momento em que deixa o refúgio até o seu retorno (FENTON, 1992).

***Pteronotus personatus* (Wagner, 1843)**

Ocorre do México à Colômbia, Peru, Bolívia, Suriname, Trinidad e Tobago, e Brasil, onde já foi observada nos estados do Amazonas, Amapá, Mato Grosso, Pará, Paraíba e Roraima (TAVARES *et al.*, no prelo).

Localidade tipo: São Vicente (Mato Grosso).

Apresenta semelhança com *P. parnellii* na morfologia, entretanto é menor. Os machos apresentam comprimento médio de cabeça e corpo de 53,5 mm e as fêmeas são maiores, com 58 mm; machos e fêmeas têm peso médio de 8 g e 7 g, respectivamente. Seu número cromossômico é $2n = 38$. Sua coloração é preta.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 34$

Assim como as demais espécies já citadas, é insetívora, e geralmente apanha os insetos próximo à água.

Tolera diferentes tipos de habitat, desde florestas tropicais até desertos áridos (NOWAK, 1994); é gregária, vive refugiada em cavernas e pode constituir colônias muito grandes, inclusive juntando-se com outras espécies.

Apresenta padrão reprodutivo igual ao das espécies anteriormente descritas.

De acordo com IUCN (2006), *P. parnellii*, *P. davyi*, *P. gymnonotus* e *P. personatus* possuem estado de conservação de baixo risco; entretanto, se não cessar o desmatamento desenfreado no território brasileiro, provavelmente também estarão ameaçadas.

Família Noctilionidae

Nelio Roberto dos Reis

Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Priscila Mara de Moraes Veduatto

Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Marcelo Oscar Bordignon

Professor Adjunto III do Departamento de Ciências do Ambiente
Universidade Federal do Mato Grosso do Sul (UFMS)

Esta família inclui um único gênero *Noctilio* e duas espécies simpátricas *N. albiventris* e *N. leporinus*. Possuem como características diagnósticas que os distinguem das outras famílias de morcegos Neotropicais, lábio superior leporino, três falanges no terceiro dedo, garras dos pés e calcâneo desenvolvidos. Além disso, a cauda é consideravelmente mais curta do que a membrana interfemural, que é bem desenvolvida (HOOD & PITOCHELLI, 1983; HOOD & JONES-JR, 1984; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Gênero *Noctilio* Linnaeus, 1766

Noctilio albiventris Desmarest, 1818

A distribuição geográfica de *Noctilio albiventris* é bem ampla, iniciando-se pelo sul do México, costa do Pacífico em Honduras, Guatemala e Nicarágua na América Central, e estendendo-se até o sul da América do Sul, desde as Guianas,

pelo Paraguai, Peru, Bolívia, norte da Argentina e costa leste do Brasil (HOOD & PITOCHELLI, 1983; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999; SIMMONS, 2005). No Brasil, a espécie distribui-se tanto em áreas litorâneas quanto continentais, ocorrendo nos Estados do AC, AM, AP, BA, CE, MG, MS, MT, PA, PI, PR, RR e SP. Localidade tipo: Rio São Francisco, Bahia.

A espécie possui a pelagem bem curta, com a coloração bem variável. O dorso é mais escuro, variando em escala de marrom acinzentado, claro, ou dourado, a cabeça e os ombros são avermelhados e o ventre é mais claro, variando do cinza ao laranja. A coloração é sexualmente dimórfica, sendo machos mais avermelhados e fêmeas mais escuras ou pardas (HOOD & PITOCHELLI, 1983; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999). O comprimento da cabeça e corpo de *Noctilio albiventris* varia entre 57-92 mm, o comprimento do antebraço entre 54-70 mm (NOWAK, 1994) e o peso entre 18-44 g (HOOD & PITOCHELLI, 1983;



NOWAK, 1994). Esta espécie possui o focinho pontudo e ausência de folha nasal; os lábios cheios, sendo o superior um “lábio leporino” e o inferior possui dobras de pele no queixo, assemelhando-se a um “*bulldog*”. As orelhas são grandes, delgadas, pontudas e separadas. A cauda é longa e sua ponta é livre. O calcâneo é grande, mas não tanto quanto em *N. leporinus*, que, assim como seus membros posteriores, é adaptado para pescar. Possui um odor almiscarado, característico da Família (HOOD & PITOCHELLI, 1983; NOWAK, 1994; HOOD & JONES-JR, 1984).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 28$

Noctilio albiventris é insetívoro (GARDNER, 1977a) e usa ecolocalização para encontrar os insetos na superfície ou próximo da água. Os animais forrageiam em pequenos bandos e seu padrão de atividade inclui dois picos, um após o pôr-do-sol e outro após a meia-noite (HOOD & PITOCHELLI, 1983; NOWAK, 1994; NOGUEIRA & POL, 1998; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Quanto à reprodução, a espécie possui ciclo poliestro bimodal, tendo sido encontradas fêmeas lactantes em Minas Gerais no período de abril e outubro e nascimentos no início e no final do período chuvoso (NOGUEIRA & POL, 1998), sendo um filhote por gestação (HOOD & PITOCHELLI, 1983; EISENBERG & REDFORD, 1999). Os jovens começam a voar após 35 a 40 dias de vida e se tornam independentes da mãe após o desmame, entre 75 a 90 dias (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Parece estar associado primariamente a florestas tropicais úmidas e habitats próximos a cursos d'água, abrigando-se em ocos de árvores, folhagens e construções (HOOD & PITOCHELLI, 1983; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Noctilio albiventris não se encontra na lista das espécies ameaçadas, para o território nacio-

nal, de acordo com dados do MMA (2003) e da IUCN (2003,2006).

***Noctilio leporinus* (Linnaeus, 1758)**

Noctilio leporinus distribui-se desde o leste e oeste do México, na América do Norte, e se estende ao sul, para a América do Sul, desde as Guianas e o Peru, até o norte da Argentina e Sudeste do Brasil, e compreendendo, ainda, as Bahamas e a maioria das ilhas do Caribe na América Central (HOOD & JONES-Jr, 1984; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999; SIMMONS, 2005). No Brasil, assim como *Noctilio albiventris*, distribui-se tanto em áreas litôrneas quanto continentais, ocorrendo nos Estados do AM, AP, BA, CE, ES, GO, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC e SP. Localidade tipo: Suriname.

Esta espécie possui a pelagem curta, com a coloração variando do laranja claro ao escuro, ou laranja acinzentado e marrom-avermelhado ou ferrugíneo, com uma faixa mediana e dorsal mais clara. O ventre é mais claro do que o dorso, variando do amarelo claro ao cinza ou laranja claro (HOOD & JONES-Jr, 1984; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999). De acordo com BORDIGNON & FRANÇA (2004), os machos possuem uma variação mais ampla na coloração da pelagem do que as fêmeas e, independente do sexo, há um escurecimento nos matizes de cor, nos indivíduos adultos em relação aos jovens.

O comprimento da cabeça e corpo em *Noctilio leporinus* varia entre 98-132 mm, o comprimento do antebraço entre 70-92 mm (NOWAK, 1994) e possui peso sempre acima de 50 g (HOOD & JONES-JR, 1984; NOWAK, 1994). É, portanto, maior que *N. albiventris* e suas características externas também se assemelham às desta espécie, com exceção de seus membros posteriores, que são maiores e mais robustos, e de suas garras e pés, que são bem mais desenvolvidos e fortes, adapta-

dos para a pesca (HOOD & PITOCHELLI, 1983; HOOD & JONES-JR, 1984; NOWAK, 1994). De acordo com FISH *et al.* (1991) as modificações nos membros posteriores de *N. leporinus* surgiram a partir de adaptações dos morcegos insetívoros primitivos. Em um estudo utilizando análises de DNA mitocondrial, LEWIS-ORITT *et al.* (2001) chegaram à conclusão de que a piscivoria em *N. leporinus* é recente (entre 280 e 700 mil anos atrás), tendo ocorrido a partir de um processo de especiação de um ancestral insetívoro, hábito este que se mantém em *N. albiventris*.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{1} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 28$$

Noctilio leporinus é piscívoro (GARDNER, 1977a) e utiliza as longas garras de seus pés para

capturar os peixes na superfície da água, com auxílio da ecolocalização, através da agitação que os cardumes causam na água pelos seus movimentos. Seu padrão de atividade é semelhante ao de *N. albiventris*, com dois picos, um após o pôr-do-sol e outro após a meia-noite, forrageando individualmente ou em grupos de 5 a 15 indivíduos (HOOD & JONES-JR, 1984; FISH *et al.*, 1991; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999; BORDIGNON, 2006b). BORDIGNON (2006b), estudando sua dieta, encontrou oito espécies de peixes, além de insetos, crustáceos e aracnídeos, que complementam sua alimentação, conforme a disponibilidade de recursos durante as estações. Neste mesmo estudo, foi observado que os hábitos alimentares dos machos e das fêmeas são diferenciados, sendo que estas podem incluir mais insetos em sua dieta, do que os machos.

Em outro estudo, BORDIGNON (2006c) observou que o deslocamento dos cardumes de pequenos peixes de superfície, tais como o peixe-rei (*Atherinella brasiliensis*), a sardinha (*Harengula clupeola*) e a manjuba (*Cetengraulis edentulus*) influenciam a atividade de forrageamento, na medida em que procuram deslocar-se pelo ambiente, conforme o ciclo da maré.

Assim como observado em *N. albiventris*, esta espécie também tem ciclo poliestro. A gestação ocorre no período entre verão e outono e inverno e primavera e os nascimentos nos meses de abril a junho e de outubro a dezembro, com um filhote por gestação (HOOD & JONES-Jr, 1984).

São encontrados, sobretudo, em habitats de planícies tropicais, preferencialmente associados a cursos d'água. Abrigam-se em colônias de dezenas e até centenas de indivíduos, geralmente em ocos de árvores, cavernas e fissuras de rochas (HOOD &



Noctilio leporinus (Foto: A.L. Peracchi).

JONES-JR, 1984; NOWAK, 1994; EISENBERG & REDFORD, 1999).

Noctilio leporinus não se encontra na lista das espécies ameaçadas, para o território nacional, de acordo com dados do MMA (2003) e da IUCN (2003,2006).



Família Furipteridae

Nelio Roberto dos Reis

Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Janaina Gazarini

Mestranda do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

É considerada uma família pequena, composta por dois gêneros monoespecíficos, sendo que no Brasil há registro apenas para o gênero *Furipterus* (NOWAK, 1994). Esta família encontra-se distribuída do sul da Costa Rica até o sul do Brasil e norte do Chile e em Trindad, sendo endêmica da região Neotropical (SLAUGHTER & WALTON, 1970; EMMONS & FEER, 1990; NOWAK, 1994; VAUGHAN *et al.* 2000). Estes morcegos são também conhecidos como “*smoky bats*” (SLAUGHTER & WALTON, 1970) por apresentarem uma pelagem acinzentada. São pequenos e de aparência delicada, assemelhando-se, em muitas características, aos Natalidae e Thyropteridae. Os furipterídeos apresentam polegar reduzido e não possuem apêndice nasal. São morcegos estritamente insetívoros, encontrados em cavernas e construções (VAUGHAN *et al.* 2000).

Gênero *Furipterus* Bonaparte, 1837 ***Furipterus horrens* Cuvier, 1828**

Esta espécie ocorre do Sul da Costa Rica ao Peru, Guianas, Trinidad e Brasil. Sua localidade tipo é o Rio Mana, na Guiana Francesa. No Brasil, foi observada nos estados do PA, AM, PI, CE, PE, BA, DF, MG, RJ, SP e SC. (TAVARES *et al.*, no prelo)

O comprimento do corpo dos indivíduos varia de 59 a 76 mm, o comprimento da cauda de 24 a 36 mm, o comprimento de antebraço de 30 a 40 mm, pesando em média 3 g (NOWAK, 1994). Sua coloração é marrom acinzentada ou cinza escuro (VAUGHAN *et al.*, 2000; EMMONS & FEER, 1990; NOWAK, 1994; CABRERA & YEPES, 1960; VIEIRA, 1942). Apresentam o focinho truncado, com a extremidade em forma de disco e ausência de folha nasal. As orelhas são arredondadas e largas, semelhantes a um funil, apresentando o *tragus* curto e de base estreita, com formato triangular (CABRERA & YEPES, 1960, NOWAK, 1994; VIEIRA, 1942). Pêlos compri-



dos e espessos recobrem toda a cabeça até a ponta do focinho, quase ocultando a boca (VIEIRA, 1942). Possuem lábios não sulcados, com oito protuberâncias semelhantes a verrugas no lábio inferior. As asas são relativamente longas, ligadas ao tarso e o patágio é inteiramente recoberto por pêlos. O polegar reduzido está incluso na membrana antebraquial, ficando livre apenas uma pequena e fraca unha (VAUGHAN *et al.*, 2000, EMMONS & FEER, 1990; NOWAK, 1994; CABRERA & YEPES, 1960; VIEIRA, 1942), sendo a primeira falange do dedo médio muito curta. O calcâneo é longo e cartilaginoso, tão comprido quanto a tíbia, os pés são pequenos, com longas unhas recurvas, sendo o terceiro e quarto dedos ligados entre si. Apresentam o uropatágio largo e comprido de coloração marrom escura, envolvendo a cauda em quase toda sua extensão, excedendo os pés (CABRERA & YEPES, 1960). As fêmeas podem ser significativamente maior que os machos e apresentam mamas abdominais com função lactífera (UIEDA *et al.*, 1980).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 36$

Abrigam-se em cavernas, ocos de árvore e



Furipterus borrens (Foto: André Pol)

dentro ou sob árvores caídas em vários estágios de decomposição, dando preferência às áreas próximas a riachos e áreas úmidas no interior da floresta.

Alimentam-se exclusivamente de insetos aéreos (WILSON, 1973; UIEDA *et al.*, 1980; SIMMONS & VOSS, 1998) e, segundo NOWAK (1994), as análises de amostras fecais sugerem que indivíduos dessa espécie capturem principalmente lepidópteros. UIEDA *et al.* (1980), ao estudarem duas colônias no nordeste brasileiro, registraram 150 indivíduos em uma delas e 250 na outra, com grupos isolados de 4 a 30 indivíduos dentro de uma caverna. Seu estado de conservação é de baixo risco (IUCN, 2006).



Família Thyropteridae

Isaac Passos de Lima

Doutorando do Curso de Biologia Animal do Instituto de Biologia
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Renato Gregorin

Professor do Departamento de Biologia
Universidade Federal de Lavras (UFLA)

A família Thyropteridae é monotípica e endêmica da Região Neotropical sendo representada pelo gênero *Thyroptera* (HUTSON *et al.*, 2001). Os morcegos desta família são pequenos e delicados, apresentam discos adesivos na base dos polegares e nos pés (NOWAK, 1994; RISKIN & FENTON, 2001; BARNETT, 2003). A capacidade de aderir em folhas não é exclusividade dessa família, pois algumas espécies de morcegos africanos tais como *Myotis bocagei*, *Glishropus nanus* e *Myzopoda aurita* também utilizam as folhas enroladas da bananeira como abrigo. A espécie *M. aurita*, endêmica de Madagascar, também possui discos adesivos, mas com origem histológica e anatômica diferentes (pulsos e tornozelos), sugerindo uma origem evolucionária independente (NOWAK, 1994). Porém, nestas espécies, os discos adesivos não são tão especializados quanto nos tiropterídeos (BARNETT, 2003).

Nos tiropterídeos a sucção dos discos não é gerada passivamente; neles existem glândulas de

suor modificadas que produzem uma secreção pegajosa e também pela presença de um tendão que liga uma estrutura cartilaginosa do disco a músculos externos, o que ajuda a manter a forma apropriada do disco. Estes morcegos também lambem seus discos para auxiliar na adesão. A combinação de sucção e adesão molhada diminui gastos energéticos e torna a adesão mais eficiente, possibilitando que um único disco suporte o peso inteiro do morcego (BARNETT, 2003). Assim como em Furipteridae, ocorre o sindactilismo, que é a fusão entre os dedos, no caso aqui, entre o terceiro e o quarto dedo dos pés (NOWAK, 1994).

No curso da evolução, a especialização em utilizar abrigos com superfícies lisas fez com que os tiropterídeos perdessem a habilidade de utilizar poleiros com superfícies ásperas como a maioria dos morcegos, além de ficarem aderidos nos abrigos com a cabeça voltada para cima (RISKIN & FENTON, 2001; BARNETT, 2003).

Gênero *Thyroptera* Spix, 1823

As quatro espécies atualmente reconhecidas são: *Thyroptera devivoi* Gregorin *et al.*, 2006; *Thyroptera discifera* (Lichtenstein & Peters, 1855); *Thyroptera lavalii* Pine 1993 e *Thyroptera tricolor* Spix, 1823 (TAVARES *et al.*, no prelo; PERACCHI *et al.*, 2006), todas ocorrendo no Brasil (GREGORIN *et al.*, 2006).

Thyroptera devivoi Gregorin *et al.*, 2006

Thyroptera devivoi - descrita recentemente por GREGORIN *et al.* (2006) possui distribuição para a porção nordeste do Brasil e sudeste das Guianas. No Brasil há apenas dois registros, sendo eles nos Estados do Tocantins e Piauí. A localidade-tipo da espécie é Uruçuí-Una, Piauí, Brasil.

O pouco que se conhece desta espécie, até o momento, está baseado no estudo de quatro espécimes examinados por GREGORIN *et al.* (2006). *Thyroptera devivoi* apresenta comprimento cabeça-corpo entre 38,4 e 46,0 mm; comprimento da cauda entre 24,6 e 29,0 mm; antebraço de 35,0 a 38,0 mm. Um calcâneo longo com comprimento entre 7,9 a 11,0 mm. A pelagem dorsal é castanho escuro, podendo alguns pêlos apresentar duas bandas onde a sua terça parte basal é enegrecida. Os pêlos ventrais apresentam duas bandas, com a metade basal castanho claro e a superior esbranquiçada, dando uma aparência grisalha à pelagem. O contraste entre a pelagem dorsal e ventral é evidente, mas menos acentuado que em *T. tricolor*. Entre os ombros os pêlos são curtos e densos, já no cotovelo e na terça parte basal do antebraço são esparsamente providos de pêlos. O patágio é marrom escuro acinzentado. O plagiopatágio e o uropatágio possuem linhas transversas pontilhadas, os pontos são semelhantes a pequenas verrugas. As membranas possuem, em quase toda a sua extensão, pêlos curtos e esbranquiçados esparsos, exceto na porção ventro-

medial da membrana interfemoral que possui uma franja de longos pêlos marrom avermelhados. O disco adesivo do polegar de *T. devivoi* é ovalado (semelhante ao de *T. lavalii*) e suas dimensões médias são de 4,1-3,4 mm (GREGORIN *et al.*, 2006).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{3} m \frac{3}{3} = 36$

De acordo com WILSON (1973), os tiropterídeos são exclusivamente insetívoros.

No Brasil, embora os espécimes de *T. devivoi* tenham sido registrados somente para o bioma Cerrado, eles foram capturados em áreas místicas, sendo na Estação Ecológica de Uruçuí-Una numa vegetação de mata ripária e na Estação Ecológica Serra Geral do Tocantins (Jalapão), na vereda (GREGORIN *et al.*, 2006).

Thyroptera discifera (Lichtenstein & Peters, 1855)

Thyroptera discifera é encontrado na Nicarágua, Panamá e Colômbia até as Guianas, Amazônia brasileira, Peru e Bolívia. A localidade-tipo é Puerto Cabello, Carabobo, Venezuela. No Brasil há registro para os Estados do Amazonas, Bahia, Mato Grosso e Pará (BEZERRA *et al.*, 2005; PERACCHI *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Recentemente, BEZERRA *et al.* (2005) registraram *T. discifera* para o cerrado da Usina Hidrelétrica de Manso, Mato Grosso, e GREGORIN *et al.* (2006) observaram que alguns exemplares identificados como *T. tricolor* eram na verdade *T. discifera*, o que caracterizou uma ampliação na distribuição até Salvador, Estado da Bahia, sendo também o primeiro registro de *T. discifera* para a Floresta Atlântica no Brasil.

A coloração do pêlo dorsal varia de castanho escuro a avermelhada, enquanto que o ventre apresenta pelagem castanho-acinzentado ou amarelada. Assim, o contraste entre as porções dorsal e ventral é incipiente. As orelhas possuem um formato afunilado, não são ligadas pela base e os pê-

los são amarelados. A metade basal do uropatágio é pilosa. *Thyroptera discifera* é a menor espécie dentro do gênero, com comprimento cabeça-corpo entre 37 a 47 mm, o comprimento da cauda varia de 24 a 33 mm, sendo que as duas últimas vértebras estendem-se além da borda do uropatágio cerca de 4 mm (WILSON, 1978; BARNETT, 2003). O comprimento do antebraço varia de 31,0 a 38,3 mm e o comprimento côndilo-basal no crânio de 13,8 a 14,2 (BEZERRA *et al.*, 2005). O polegar é livre e relativamente curto, com a base mais larga, onde apresenta o disco adesivo. Esses discos são circulares e possuem cerca de 3,5 mm de diâmetro nos polegares. Os pés são pequenos e os discos adesivos menores que os encontrados nos polegares. O primeiro dedo do pé possui ligação com a membrana da asa, sendo que o terceiro e quarto dedos são praticamente sindáctilos. Cada dedo possui duas falanges. Geralmente, o calcâneo possui uma projeção cartilaginosa simples na borda distal do uropatágio, o que não acontece, por exemplo, com *Thyroptera tricolor*, que possui duas projeções cartilaginosas (WILSON, 1978; PINE, 1993).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 36$

Estes morcegos são especializados em capturar insetos em pleno vôo na vegetação densa (EISENBERG, 1989; EMMONS & FEER, 1997). Contudo, HERRERA *et al.* (1999) capturaram espécimes de *T. discifera* a 30 cm do solo e o conteúdo estomacal dos espécimes continha pernas de aranhas e tarsos de ácaros Oribatida.

HERRERA *et al.* (1999) capturaram, próximo a Manaus, Estado do Amazonas, uma fêmea lactante em setembro. Os recém nascidos possuem garras e discos adesivos pouco desenvolvidos, além de serem incapazes de voar. Eles permanecem agarrados à mãe até poderem voar, utilizando para isto, as pequenas garras dos polegares e os dentes, segurando no pescoço e nas tetas, respectivamente (WILSON, 1978; BARNETT, 2003).

Thyroptera discifera vive em grupos com jo-

vens e adultos de ambos os sexos. Os abrigos utilizados, geralmente, são constituídos por folhas jovens, ainda enroladas, de bananeiras e *Heliconia*. Quando estas folhas se desenrolam eles a abandonam e procuram um novo abrigo (KENNEDY, 2002).

O estado de conservação para *T. discifera* é de baixo risco (HUTSON *et al.*, 2001; IUCN, 2006).

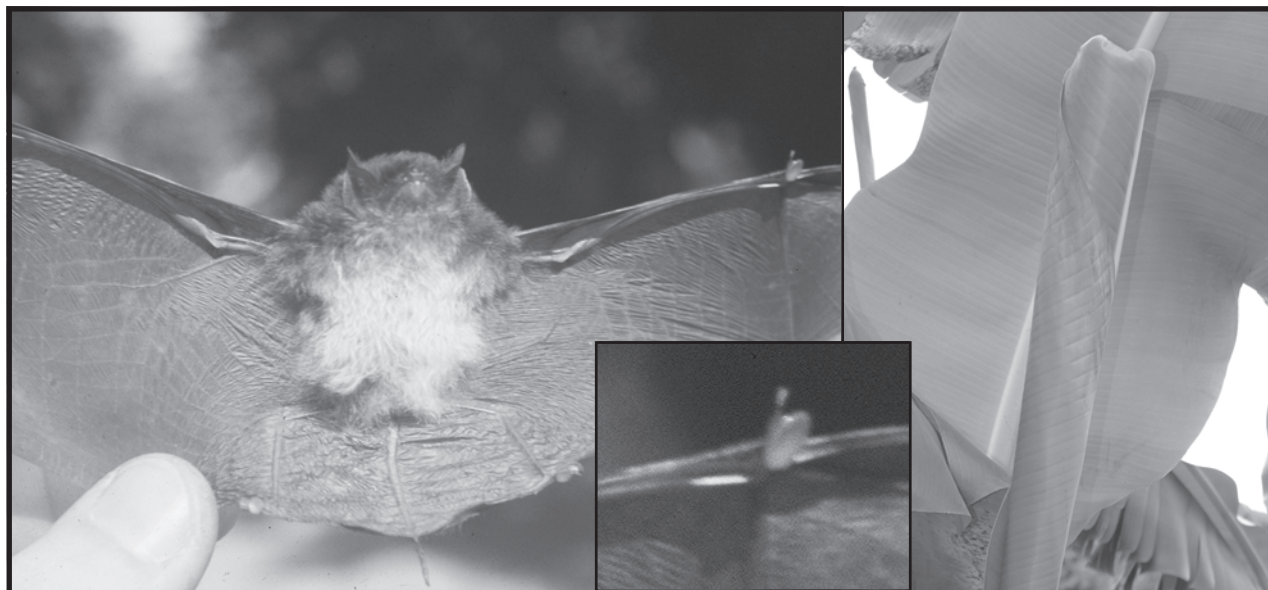
***Thyroptera lavalii* Pine 1993**

Thyroptera lavalii - É uma espécie rara com apenas 10 espécimes colecionados em apenas cinco localidades, todas dentro do perímetro da Floresta Amazônica no Peru, Equador, Venezuela e Brasil (PINE, 1993; SOLARI *et al.*, 2004). No Brasil, *T. lavalii* foi registrado apenas para Alter do Chão, Estado do Pará (BERNARD & FENTON, 2002; SOLARI *et al.*, 2004; TAVARES *et al.*, no prelo).

A coloração da pelagem dorsal é chocolate e a ventral levemente mais clara variando ao amarelado, semelhante a *T. discifera*. Neste caso, o contraste entre a pelagem dorsal e ventral é incipiente. A cauda projeta-se bastante além do uropatágio: entre 4,8-7,2 mm (PINE, 1993; SOLARI *et al.*, 2004). O comprimento do antebraço varia de 38,0 a 40,7 mm e comprimento total do crânio de 15,7 a 16,1 mm (PINE, 1993). Possui uma projeção cartilaginosa evidente no calcâneo. O disco adesivo nos polegares são maiores (5 x 4 mm) e ovalados (SOLARI *et al.*, 2004; GREGORIN *et al.*, 2006). Possuem características semelhantes a *T. tricolor* como pêlos pretos longos próximos a margem central do uropatágio e o terceiro incisivo inferior maior que o primeiro e o segundo (SOLARI *et al.*, 2004).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 36$

Podem ser encontrados em florestas primárias, próximos a riachos, utilizando como abrigo folhas de palmeiras (SOLARI *et al.*, 2004).



Thyroptera tricolor e detalhe do disco adesivo (Foto: A.L. Peracchi). Folha jovem de babaneira enrolada, o principal tipo de abrigo utilizado por *Thyroptera* (Foto: Isaac P. Lima).

Os poucos registros sobre os dados reprodutivos relatam capturas de uma fêmea grávida em outubro, duas fêmeas lactantes em janeiro e fevereiro, para a região nordeste do Equador (REID *et al.*, 2000). Entretanto no Peru, uma fêmea foi capturada carregando um recém nascido em setembro. Esta variação pode estar relacionada a uma sazonalidade latitudinal em que os nascimentos ocorram no início da estação chuvosa (SOLARI *et al.*, 2004).

Thyroptera lavalii possui estado de conservação vulnerável (HUTSON *et al.*, 2001; IUCN, 2006).

***Thyroptera tricolor* Spix, 1823**

Thyroptera tricolor - é encontrado desde Veracruz no México até as Guianas, leste do Brasil, Bolívia, Peru e Trinidad. A localidade-tipo é Rio Amazonas, Brasil. No Brasil, há registro para os Estados do Acre, Amazonas, Amapá, Bahia, Espírito Santo, Pará, Rio de Janeiro e São Paulo (TAVARES *et al.*, no prelo; PERACCHI *et al.*, 2006).

A pelagem dorsal varia de castanho escuro a castanho-avermelhado, enquanto que o ventre apresenta coloração branca (nas populações

setentrionais) ou levemente amarelada (nas populações do sudeste do Brasil), com os flancos assumindo uma coloração intermediária. Este padrão resulta em um contraste acentuado na coloração entre o dorso e o ventre. As orelhas possuem um formato afunilado, não são ligadas pela base e os pêlos são pretos. O trago é curvado para dentro com um pequeno lóbulo próximo à base. A membrana do uropatágio é recoberta por pêlos esparsos até os pés e uma franja de pêlos recobre a borda livre do uropatágio. O comprimento do antebraço varia entre 33,5 a 37,5 mm e apresenta peso médio de 3,5 g. Possui uma pequena cauda livre onde as últimas vértebras estendem-se além da borda do uropatágio por cerca de 5 a 8 mm (WILSON & FINDLEY, 1977; RISKIN & FENTON, 2001; BARNETT, 2003). Os pés são pequenos, medindo cerca de 5 mm, cada dedo é composto por duas falanges. O calcâneo possui duas projeções cartilaginosas na borda distal do uropatágio (WILSON & FINDLEY, 1977).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{3} \text{ m } \frac{3}{3} = 36$$

Thyroptera tricolor apresenta agilidade em um vôo lento e tremulado em baixa altura, o que indica uma dieta de insetos capturados próximos

ao chão. Pequenos besouros e moscas constituem a dieta principal desses morcegos, que podem em uma única noite consumir cerca de 25% do seu peso em insetos (1 g) (BARNETT, 2003).

Aparentemente, *T. tricolor* dá a luz no início da estação chuvosa (FINDLEY & WILSON, 1974).

Os abrigos utilizados estão próximos a fontes de água e fora da incidência direta do sol. Utilizam folhas jovens de *Heliconia* (Heliconiaceae) ou *Calathea* (Marantaceae), ainda enroladas na vertical que tenham cerca de 50 a 100 mm de diâmetro. *Thyroptera tricolor* permanece com a cabeça voltada para cima (BARNETT, 2003; VONHOF, *et al.*, 2004). As colônias contêm de um a nove indivíduos (FINDLEY & WILSON, 1974). Quando

esta folha se desenrola eles a abandonam e procuram um novo abrigo (KENNEDY, 2002).

Thyroptera tricolor apresenta estado de conservação de baixo risco (HUTSON *et al.*, 2001; IUCN, 2006).

Agradecimentos:

À Dr^a Margareth L. Sekiama pela revisão do manuscrito; à Prof^a. Angélica Torres pela revisão gramatical; à FAPERJ pela concessão de bolsa de estudo (processo E-26/152.621/2005) durante o desenvolvimento deste trabalho (IPL) e à FAPESP (processo 98/05075-7, Programa Biota), a Ernest Mayr Grant e Field Museum Grants (RG).

Família Natalidae

Nelio Roberto dos Reis

Professor Titular do Departamento de Biologia Animal e Vegetal
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Gisele Aparecida da Silva Doratti dos Santos

Laboratório de Mastozoologia
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Renata Issa Rickli

Mestranda do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas
Universidade Estadual de Londrina (UEL)

Depois de muito tempo sendo considerada monogenérica (YALDEN & MORRIS, 1975; NOWAK, 1994; KOOPMAN, 1993), a família Natalidae é hoje dividida nos gêneros *Natalus*, com seis espécies, *Chilonatalus*, com duas espécies, e *Nyctiellus*, monoespecífico (MORGAN & CZAPLEWSKI, 2003; SIMMONS, 2005; TEJEDOR, 2005). Essa família é restrita à região neotropical, distribuindo-se pelo México, América Central (incluindo as Antilhas) e América do Sul.

Os morcegos da família Natalidae são pequenos, com cauda e membros longos, orelhas em forma de funil com um trago, sem folha nasal, grande uropatágio envolvendo toda a cauda e pelagem longa e macia (GOODWIN & GREENHALL, 1961; FINDLEY, 1993; VAUGHAN *et al.*, 2000). Apresentam como apomorfia o órgão natalídeo, uma estrutura glandular localizada no dorso do focinho de machos adultos (SIMMONS, 1998).

Entre os representantes dessa família, apenas a espécie *Natalus stramineus* Gray, 1838 é en-

contrada no Brasil, com a ocorrência, possivelmente, de duas subespécies: *N. stramineus natalensis* Goodwin, 1959, com indivíduos menores, que habitam o nordeste, e *N. stramineus espiritosantensis* (Ruschi, 1951), com indivíduos maiores, que se distribuem pelas regiões norte, leste e central (TADDEI & UIEDA, 2001; SIMMONS, 2005).

Gênero *Natalus* Gray, 1838

Natalus stramineus Gray, 1838

Natalus stramineus é a espécie mais amplamente distribuída da família, ocorrendo nas Pequenas Antilhas e da Baixa Califórnia e Sonora (norte do México) até o sudeste do Brasil, além do leste da Bolívia e do Paraguai (KOOPMAN, 1993; TADDEI & UIEDA, 2001; DÁVALOS, 2005). No Brasil, ocorre nos estados da PB, RR, PE, CE, BA, GO, DF, ES, MG, RJ, MS e SP (TAVARES *et al.*, no prelo), sendo Iporanga (SP) o seu registro mais ao sul.

É um morcego pequeno, com comprimen-



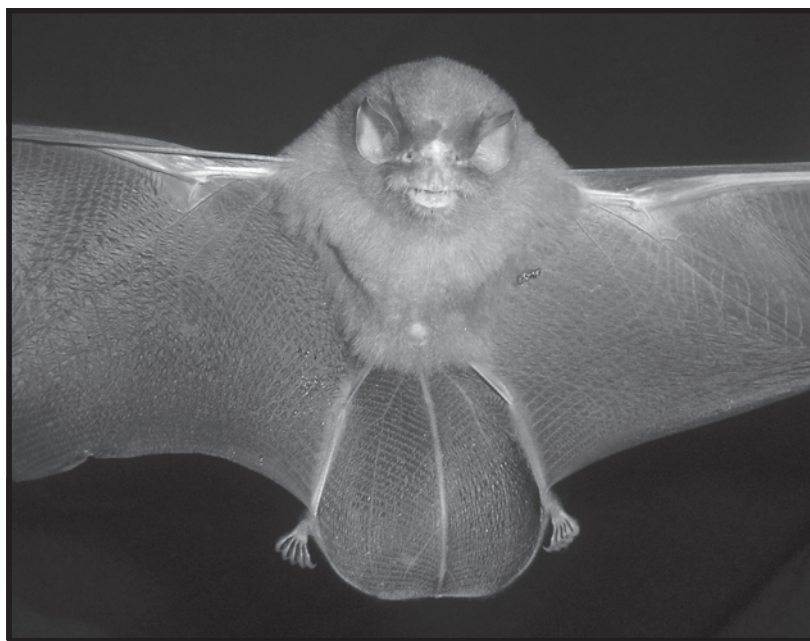
to total entre 85 e 115 mm, comprimento do antebraço entre 36,7 e 40,5 mm e peso médio de 4-10 g (NOWAK, 1994; TADDEI & UIEDA, 2001; PERACCHI *et al.*, 2006). Apresenta asas, pernas e cauda longas e delgadas. As orelhas são largas, separadas, com forma de funil, extremidades pontuadas, tendo a margem interna convexa, a margem externa com concavidade no centro e com papilas glandulares na superfície; trago curto, de base larga e extremidade aguçada, mais ou menos de forma triangular. Olhos pequenos, fronte côncava muito elevada sobre o focinho, que se apresenta alongado, sem folha nasal, com narinas ovais, bem juntas, abrindo-se para baixo, perto da margem do lábio. Lábio inferior largo com sulco no centro, marginado por papilas nuas de cada lado. Polegar curto, ligado à asa por uma membrana, provido de unha bem desenvolvida. As membranas das asas são ligadas à base do calcâneo curto, e a cauda é totalmente contida no uropatágio. Os pêlos são longos, macios, e cobrem também a face, formando sobre o lábio superior um tufo semelhante a um bigode; a coloração varia do castanho amarelado ao avermelhado, com a região ventral mais clara (VIEIRA, 1942; NOWAK, 1994;

CERVANTES *et al.*, 2004; PERACCHI *et al.*, 2006).

É insetívoro, capturando apenas presas muito pequenas, um hábito talvez correlacionado com a alta frequência (maior que 85 kHz) de sua emissão ultra-sônica (YALDEN & MORRIS, 1975; REID, 1997). Apresenta maior atividade entre 30 min e duas horas após o pôr-do-sol (REID, 1997). Seu vôo de forrageio é vagaroso, delicado e possui a capacidade de fazer grandes manobras e a de pairar (VAUGHAN *et al.*, 2000; JENNINGS *et al.*, 2004). Embora os vôos sejam geralmente baixos, raramente é capturado em redes de neblina, mesmo quando as redes são posicionadas próximas a entrada dos abrigos (REID, 1997).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{3}{3} m \frac{3}{3} = 38$

As fêmeas possuem um ciclo de procriação anual com apenas um filhote a cada gestação (CARTER, 1970). Fêmeas grávidas geralmente são encontradas nos meses de janeiro, abril, maio e junho. Durante o período de nascimento dos filhotes ocorre segregação dos sexos, com formação de colônias separadas durante a maternidade (NOWAK, 1994; REID, 1997). Há evidências de que existe um período de retardo no desenvolvimento embrionário (RACEY, 1982).



Natalus stramineus (Foto: Wilson Uieda).

Natalus stramineus apresenta baixa tolerância à dessecação e é encontrada principalmente em cavernas, túneis e minas, preferencialmente nos locais mais profundos, quentes e úmidos desses abrigos; por esse motivo, sua distribuição se encontra limitada pela disponibilidade de sistemas cavernícolas (NOWAK, 1994; ARITA & VARGAS, 1995; TADDEI & UIEDA, 2001; MORGAN & CZAPLEWSKI, 2003). É comumente registrada em florestas secas e semidecíduas e em matas secundárias, ocasionalmente em flo-

restas perenes (REID, 1997). No México central, alguns espécimes foram coletados em cavernas durante o dia e a noite, e, em minas, apenas durante o dia (ÁVILA-FLORES & MEDELLÍN, 2004). Frequentemente ocorre em grandes grupos (mais de 300 indivíduos), mas algumas vezes com menos de 12 indivíduos e associada com uma variedade de outras espécies de morcegos. No Brasil foi encontrada associada com 21 espécies: *Peropteryx kappleri*, *Peropteryx macrotis* (Emballonuridae), *Pteronotus gymnonotus*, *Pteronotus parnellii* (Mormoopidae), *Anoura caudifer*, *Anoura geoffroyi*, *Artibeus jamaicensis*, *Carollia perspicillata*, *Chrotopterus auritus*, *Desmodus rotundus*, *Diphylla ecaudata*, *Glossophaga soricina*, *Lonchophylla mordax*, *Lonchorhina aurita*, *Lionycteris spurrelli*, *Macrophyllum*

macrophyllum, *Micronycteris megalotis*, *Micronycteris minuta*, *Phylloderma stenops*, *Platyrrhinus lineatus*, *Tonatia bidens* (Phyllostomidae) (NOWAK, 1994; ARITA & VARGAS, 1995; TADDEI & UIEDA, 2001).

Seu estado de conservação é de baixo risco (IUCN, 2006), provavelmente devido à sua ampla distribuição geográfica e ao hábito de abrigar-se em cavernas, habitats pouco afetados pelo processo de expansão das áreas urbanas e dos sistemas agropecuários.

Agradecimentos

Agradecemos aos revisores Dr. Wilson Uieda e M.Sc. Sérgio Luiz Althoff, e a Ivani Cocus pelas valiosas sugestões e críticas ao manuscrito.

Família Molossidae

Marta Elena Fabian

Professora Adjunta do Departamento de Zoologia
Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS)

Renato Gregorin

Professor do Departamento de Biologia
Universidade Federal de Lavras (UFLA)

Os morcegos desta família caracterizam-se por apresentar “cauda espessa e livre”, isto é, a cauda ultrapassa a borda distal do uropatágio (membrana interfemural) e projeta-se livremente em pelo menos um terço de seu comprimento total. Apresentam asas longas e estreitas, cuja envergadura varia entre 240 mm e 450 mm. Esta característica morfológica corresponde a adaptação ao voo rápido e manobrável. Apresentam pêlo curto, com aspecto aveludado, com coloração que varia de diversas tonalidades de castanho ao enegrecido. O focinho é largo e de aspecto truncado. Os lábios podem apresentar pregas ou sulcos diminutos em algumas espécies. As orelhas são largas, mas variáveis em tamanho e forma.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1-3} c \frac{1}{1} pm \frac{1-2}{2} m \frac{3}{3} = 26-32$
(VAUGHAN, 1972; FREEMAN, 1981).

Em molossídeos, geralmente, há dimorfismo sexual em relação ao tamanho do corpo, como os machos maiores que as fêmeas. São morcegos exclusivamente insetívoros.

Gênero *Cynomops* Thomas, 1920

Este gênero é constituído de cinco espécies, das quais quatro ocorrem no Brasil. *Cynomops* foi considerado subgênero de *Molossops* e reconhecido como gênero por BARQUEZ (1999), GREGORIN (2000) e PETERS *et al.* (2002). Como características diagnósticas pode-se citar a face lisa, sem dobramentos cutâneos; rinário liso, sem verrugas ou pêlos contornando a região; orelhas triangulares e separadas entre si; incisivos 1/2; pré-molares 1/2; Incisivos superiores cônicos, robustos e se tocando até a metade de seu comprimento e separados na região apical; crânio robusto, achatado, com região rostral larga devido a presença de uma crista infraorbital bem desenvolvida (GREGORIN, 2000).

Cynomops abrasus (Temminckii, 1827)

Cynomops abrasus ocorre desde o norte da América do Sul (Colômbia, Guianas) até a Argen-



tina e centro-leste do Brasil (UIEDA & TADDEI, 1980; KOOPMAN, 1994). No Brasil há registro para os estados do AM, DF, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PI, PR, RJ e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Brasil.

Coloração da pelagem dorsal castanho escuro e ventral levemente mais clara; orelhas espessas, triangulares e separadas por um espaço entre 2,0 e 4,5 mm; face lisa, sem protuberâncias ou fincos verticais; narinas sem verrugas marginais pontiagudas. Segunda falange do dedo IV cerca de 1/3 ou metade da primeira. Crânio achatado e largo, com cristas infra-orbitais bem desenvolvidas. Incisivos superiores cônicos e divergentes no ápice; último molar superior sem a terceira comissura (em forma de V, quando visto oclusalmente). Antebraço 40 - 51,2 mm; Comprimento total do crânio 19,3 - 23,9 mm. Há grande variação regional quanto às dimensões corpóreas, com os espécimes do norte da distribuição maiores.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 26$

Sua dieta consiste de insetos (Coleoptera)

(REIS & PERACCHI, 1987).

A espécie é provavelmente monoestra (TADDEI, 1980). *Cynomops abrasus* se abriga em ocos de postes e folhas de palmeiras (TADDEI *et al.*, 1976; UIEDA & TADDEI, 1980; REIS & PERACCHI, 1987).

Cynomops abrasus apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006).

***Cynomops greenhalli* Goodwin, 1958**

Ocorre do Panamá até o norte da América do Sul (incluindo Trinidad), e norte (Pará) e nordeste brasileiro (MARES *et al.*, 1981; BERNARD, 2001b).

A localidade-tipo é Port of Spain, Trinidad, Trinidad & Tobago.

Coloração da pelagem dorsal castanho-avermelhado escuro e ventral castanho mais claro. Morfologia externa e crânio-dentária, de forma geral, semelhante a *C. abrasus*, exceto pela caixa craniana mais abaulada e arredondada, e o rostró mais estreito que as demais espécies do gênero; crista sagital baixa. Comprimento do antebraço de 33,5 - 38,2 mm, e comprimento total do crânio de 16,8 - 18,5 mm (JONES & GENOWAYS, 1967). Geralmente um par de incisivos inferiores, mas pode ocorrer variação (GOODWIN, 1958).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1-2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 26-28$

Sua dieta consiste de insetos.

Em Trinidad, espécimes de *C. greenhalli* foram coletados em oco de árvore. Destes, quatro fêmeas grávidas foram coletadas em junho (estação chuvosa) (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Na Caatinga nordestina, espécimes foram capturados somente em áreas florestadas de Mata Atlântica (MARES *et al.*, 1981).

Cynomops greenhalli apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006).

***Cynomops paranus* (Thomas 1901)**

Cynomops paranus ocorre ao norte da América do Sul, na bacia amazônica e no Brasil central. No Brasil há registro para os estados do AM, MT e PA (TAVARES *et al.*, no prelo).

BARQUEZ *et al.* (1999) registraram a espécie para o nordeste da Argentina. Devido ao recente reconhecimento do táxon ao nível específico (SIMMONS & VOSS, 1998), muitos dos espécimes amazônicos identificados como *C. planirostris* podem ser *C. paranus*.

A localidade-tipo é Pará, Brasil.

Espécie semelhante a *C. planirostris*, exceto pelas dimensões levemente maiores e pela coloração da pelagem mais escura e homogênea em coloração. A pelagem dorsal em *C. paranus* é casta-

nho-acinzentado escuro e brilhante; pelagem ventral quase que da mesma cor que a dorsal, geralmente mais acinzentada (SIMMONS & VOSS, 1998; R. Gregorin, obs. pes.) e com a região peitoral esbranquiçada incipiente. Comprimento do antebraço 29,9 - 36,3 mm e comprimento total do crânio de 15,5 - 18,1 mm (SIMMONS & VOSS, 1998). Os machos são maiores que as fêmeas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 26$

Sua dieta consiste de insetos.

Cynomops paranus apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com TIRIRA (2006).

***Cynomops planirostris* (Peters 1866)**

Distribui-se do Panamá a Argentina (KOOPMAN, 1994). No Brasil, *C. planirostris* ocorre desde a região Norte até o Estado do Paraná (MARES *et al.*, 1981; BERNARD & FENTON, 2002; MIRETZKI, 2003). No Brasil há registro para os estados do AM, BA, ES, MG, MS, MT, PA, PE, PR e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Caiene, Guiana Francesa.

Morfologia externa como descrita para *C. abrasus*. Coloração da pelagem dorsal castanho-avermelhado claro e opaco; pelagem ventral variando de levemente mais clara que a dorsal ou com uma área esbranquiçada no peito e barriga. Crânio como em *C. abrasus*, porém menor. Comprimento do antebraço 29,0 - 35,0 mm e comprimento total do crânio de 14,1 - 17,5 mm (SIMMONS & VOSS, 1998). Os machos são maiores que as fêmeas (VIZOTTO & TADDEI, 1976).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 26$

Sua dieta consiste de insetos.

Fêmeas grávidas foram registradas, no Estado de São Paulo, em maio a outubro, mas também registros esporádicos de fêmeas com estágio avançado de prenhez em janeiro e lactantes em

fevereiro (VIZOTTO & TADDEI, 1976).

Cynomops planirostris forma pequenas colônias de cerca de oito indivíduos e se abriga em oco de árvore e frestas de postes e mourões de cerca, cuja abertura fica entre 1,5 e 5 m do solo (VIZOTTO & TADDEI, 1976). ESBÉRARD *et al.* (2005) registraram a espécie para cavernas em Goiás.

Cynomops planirostris apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006).

Gênero *Eumops* Miller, 1906

Este gênero é constituído de 10 espécies, das quais oito ocorrem no Brasil (SIMMONS, 2005). Como características diagnósticas pode-se citar a face lisa, sem dobramentos cutâneos, exceto *E. bonariensis* e *E. hansae* que têm diminutos sulcos nos lábios superiores; rinário contornado por pequenas verrugas arredondadas e pêlos ou somente por pêlos no caso de *E. hansae*; orelhas amplas, arredondadas e unidas em um ponto comum sobre a cabeça e com quilha membranosa desenvolvida; borda dos lábios superiores com pêlos direcionados para baixo formando uma espécie de escova; incisivos 1/2; pré-molares 2/2; incisivos superiores cônicos, robustos e se tocando até a metade de seu comprimento e separados na região apical; crânio geralmente robusto, levemente achatado, com região rostral variando desde afilada a muito larga; fossa basiesfenóide variando desde ovalada e rasa até levemente quadrangular e muito profunda (GREGORIN, 2000).

***Eumops auripendulus* (Shaw, 1800)**

Eumops auripendulus se distribui do sul do México até o norte da Argentina. No Brasil, *E. auripendulus* tem distribuição disjunta: uma população ocorre na Floresta Amazônica e Pantanal (*E. a. auripendulus*) e outra se estende por uma faixa ao longo de toda a costa leste, desde a região Nor-



deste até a Sul (*E. a. major*) (EGER, 1977). Há registro para a espécie nos estados do AC, AM, BA, CE, ES, MG, MS, PA, PE, PR, RJ, RO, RS e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Guiana Francesa.

Espécie de médio porte, pelagem aveludada e escura, geralmente enegrecida e raramente castanha; pelagem central levemente mais clara; orelhas espessas, arredondadas, e unidas entre si em um ponto comum sobre a cabeça; há uma dobra membranosa bem desenvolvida na orelha; face lisa; narinas envolvidas por uma fileira de verrugas grandes e pontiagudas; trago pontiagudo; glândula gular desenvolvida nos machos, principalmente na estação reprodutiva. Segunda falange do quarto dedo cerca de metade ou 2/3 do comprimento da primeira. Crânio abaulado em vista lateral, com crista sagital evidente e crista infra-orbital reduzida; rostro curto e relativamente largo; fossas basiesfenóides ovaladas medianamente profundas. Incisivos superiores cônicos e divergentes no ápice; último molar superior com a terceira comissura rudimentar.

Peso entre 23,0 e 35,0 g. Comprimento total do crânio entre 25,0 e 30 mm e do antebraço 59,6 a 67,7 mm nas populações do leste, e 23,1 - 24,5 mm e 54,9 a 60,0 mm nas populações amazônicas. Os machos são maiores que as fêmeas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 28$

Sua dieta consiste de insetos.

O período reprodutivo da espécie é no verão, com fêmeas grávidas e amamentando em em novembro na Argentina (BARQUEZ *et al.*, 1999) e no Rio de Janeiro (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971).

Na Guiana Francesa, espécimes de *E. auripendulus* foram capturados em redes armadas entre 17 e 23 m do solo (SIMMONS & VOSS, 1998). Espécie comum em forros de construções (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971).

Eumops auripendulus apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006).

Eumops bonariensis (Peters, 1874)

Eumops bonariensis ocorre desde o México até a Argentina, porém em populações aparentemente disjuntas e referidas por subespécies. No Brasil, *E. bonariensis* ocorre na bacia Amazônica, Brasil central e na região Sudeste (*E. b. delticus*), e na região Sul (*E. b. bonariensis*) (EGER, 1977; R. Gregorin, obs. pes.). Com registro desta espécie para os estados do AM, BA, PA, PR, RS e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Buenos Aires, Argentina.

Eumops bonariensis é a menor espécie do gênero (*E. b. nanus*). A pelagem dorsal é variável, desde castanho claro até acinzentada; ventre grisalho. As orelhas são amplas, unidas entre si em um ponto comum, porém, com verrugas pontiagudas na sua borda superior. A face apresenta vincos rasos e distribuídos de forma irregular; narinas como para as outras espécies. Trago levemente pontiagudo. Crânio alongado, levemente ondulado em perfil; fossas basiesfenóides amplas, levemente ovaladas, profundas e separadas entre si por uma lâmina óssea larga. Dentição, em geral, como para as outras espécies; exceto a comissura do terceiro molar superior longa (em forma de N invertido, oclusalmente), como em *E. patagonicus* e *E. hansae*. Comprimento do antebraço 46,0 a 49,5 mm e comprimento total do crânio entre 18,7 a 19,7 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 28$

A espécie se alimenta de insetos.

Na Argentina, *E. bonariensis* parece se reproduzir no final do outono e início do verão, pois espécimes foram capturados lactantes em dezembro (BARQUEZ *et al.*, 1999).

Espécimes de *E. bonariensis* foram encontrados em áreas florestadas, perturbadas e em áreas urbanas (embaixo de pontes, em construções e bananeiras).

Eumops bonariensis apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Eumops glaucinus* (Wagner, 1843)**

Eumops glaucinus apresenta populações disjuntas na Flórida (Estados Unidos), Cuba e na América Latina continental, desde o México central até o sul do Brasil (Estado do Paraná) e Paraguai (EGER, 1977).

A localidade-tipo é Cuiabá, Mato Grosso, Brasil.

Eumops glaucinus é uma espécie de porte médio para o gênero, semelhante a *E. auripendulus* e *E. maurus*. A morfologia externa é semelhante às outras espécies do gênero. A pelagem é castanho claro a acinzentada no dorso e mais pálido ventralmente. O trago é quadrado. A face é lisa. Basicrânio e rostro largos, fossas basiesfenóides bem definidas e medianamente profundas. Primeiro pré-molar superior diminuto e alinhado com a série de dentes; comissura do terceiro molar superior ausente ou muito reduzida (em forma de V, oclusalmente).

As dimensões para espécimes do Brasil são: comprimento do antebraço 56,0 a 65,0 mm e comprimento total do crânio 23,0 a 26,0 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 28$

Eumops glaucinus preda insetos no ar (Coleoptera, Diptera, Orthoptera e Hemiptera).

Eumops glaucinus é poliestro e usualmente produz apenas um filhote por gestação. Dados de populações do Hemisfério Norte indicam que não há uma estação reprodutiva bem definida e a espécie aparentemente se reproduz ao longo de todo o ano (SILVA TABOADA, 1965; BEST *et al.*, 1997). No Chaco, MYERS & WETZEL (1983) registraram uma única fêmea grávida em setembro.

Eumops glaucinus aparentemente é uma espécie florestal, mas pode se abrigar em frestas em rochas, ocos de árvores e construções. A espécie forma colônias pequenas (entre 9 - 32 indivíduos) (BEST *et al.*, 1997).

Eumops glaucinus apresenta estado de

conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Eumops hansae* Sanborn, 1932**

Eumops hansae se distribui de forma disjunta, como uma população ocorrendo desde o México até o norte da América do Sul e bacia Amazônica e outra população com registros esporádicos desde Santa Catarina até Minas Gerais (SANBORN, 1932; EGER, 1977; GREGORIN 2001; STUTZ *et al.*, 2004). Para as populações amazônicas, HANDLEY (1955) se referiu a *E. amazonicus*, mas atualmente este é considerado um sinônimo júnior de *E. hansae* (EGER, 1977). Há registro para os estados do AM, MG, PR, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Colônia Hansa (atual Corupá), Santa Catarina, Brasil.

Espécie de pequeno porte e externamente semelhante a *E. bonariensis*, exceto pela presença de verrugas arredondadas na face ântero-superior das orelhas de alguns indivíduos e estas unidas por uma faixa membranosa sobre a cabeça. Orelhas grandes também com verrugas pontiagudas na borda superior como em *E. bonariensis*. Lábios superiores levemente fincados e face com vincos membranosos. Coloração da pelagem dorsal castanho-escuro e ventre mais claro. Crânio alongado; fossas basiesfenóides grandes, quadrangulares e muito profundas, como em *E. perotis*. Incisivos superiores cônicos e com ápices bem separados entre si; terceira comissura do último molar superior tão ou mais longa que a segunda (N invertido, em vista oclusal). Comprimento do antebraço: 37 - 41,6 mm; comprimento total do crânio: 18 - 21,5 mm. Peso entre 13 a 17,3 g (BEST *et al.*, 2001a).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 28$

Eumops hansae é insetívora e fragmentos da ordem Orthoptera foram encontrados em seu estômago (ANDERSON, 1997).



Aparentemente é uma espécie florestal (BEST *et al.*, 2001a), mas foi capturada em áreas abertas na Bolívia (IBÁNEZ & OCHOA, 1989). Na Venezuela, HANDLEY (1976) capturou espécimes de *E. hansae* em floresta úmida sobre uma poça de água em clareira e em oco de árvore. A espécie voa no dossel e foi capturada em redes armadas entre 10-13m de altura cruzando uma trilha (SIMMONS & VOSS, 1998).

Eumops hansae apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

***Eumops maurus* (Thomas 1901)**

Eumops maurus se distribui ao norte da América do Sul, com registros esporádicos para a Guiana, Venezuela e Equador (EGER, 1977; REID *et al.*, 2000). No Brasil, a espécie foi recentemente registrada no Cerrado dos Estados do Tocantins e Goiás (M. Guimarães, com. pes.).

A localidade-tipo é Montanhas Kanuku, Guiana.

Eumops de médio porte com a morfologia externa semelhante a *E. auripendulus*. A coloração da pelagem dorsal e ventral marrom chocolate brilhante, praticamente sem contraste; ventralmente, há uma faixa branca de pêlos com cerca de 5 mm de largura ao longo dos flancos, diagnóstica da espécie. Crânio levemente abaulado em vista lateral, semelhante a *E. bonariensis*. Fossas basiesfenóides moderadamente profundas e ovadas como em *E. auripendulus*. Um ou dois pré-molares superiores. Último molar superior sem a terceira comissura (em forma de V, visto oclusalmente). Comprimento do antebraço variando de 51,9 - 53,0 mm, e comprimento total do crânio 20,7 - 21,7 mm (BEST *et al.*, 2001b).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \frac{1-2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 28-30$

A espécie se alimenta de insetos.

Na Venezuela e Brasil, *Eumops maurus* foi capturado em áreas abertas (Lhanos e Cerrado, res-

pectivamente) ricas em palmeiras e florestas ripárias (SANCHÉZ H. *et al.*, 1992). No Cerrado, os espécimes foram capturados em folhas de palmeiras.

Eumops maurus apresenta estado de conservação como vulnerável de acordo com a IUCN (2006).

***Eumops patagonicus* Thomas, 1924**

A espécie ocorre no sul da América do Sul: norte da Argentina, Paraguai, Bolívia e no Brasil, a leste do Estado do Rio Grande do Sul (EGER, 1977; BARQUEZ *et al.*, 1999; R. Gregorin, obs. pes.). Este táxon, foi por longo período de tempo referido como *E. bonariensis beckeri* Sanborn, 1932.

A localidade-tipo é Buenos Aires, Argentina.

Espécie semelhante a *E. bonariensis*, porém de tamanho intermediário entre as populações mais setentrionais (*E. b. nanus*) e menos que as meridionais (*E. b. bonariensis*). Coloração da pelagem castanho-acinzentado no dorso e ventre agrisalhado; orelhas como em *E. bonariensis*, porém mais estreitas; face levemente fínada, com sulcos rasos e dispostos irregularmente. Crânio curto e basicrânio globoso; fossas basiesfenóides usualmente separadas por uma lâmina óssea estreita; dentição como em *E. bonariensis*. Comprimento do antebraço entre 40,0 - 47,0 mm e comprimento total do crânio 16, 0 a 18,6 mm (BARQUEZ *et al.*, 1999; GREGORIN & TADDEI, 2002).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 28$

A espécie se alimenta de insetos.

Fêmeas grávidas foram capturadas na primavera (setembro e outubro) na Argentina (BARQUEZ *et al.*, 1999), mas uma macho escrotado foi capturado em abril (outono).

Eumops patagonicus é abundante em sua área de ocorrência e se abriga em construções e

ocos de árvores.

Eumops patagonicus não apresenta estado de conservação (IUCN, 2006).

***Eumops perotis* (Schinz, 1821)**

Eumops perotis apresenta ampla distribuição desde o sudoeste dos Estados Unidos até o sul da América do Sul, na Argentina e Paraguai. No Brasil, *E. perotis* se distribui desde a região sul por uma extensa faixa nas porções leste e central do país, contornando a bacia amazônica (EGER, 1977; BEST *et al.*, 1996). A população da América Central e do Norte (*E. p. californicus*) é isolada daquela que se distribui desde o Panamá até o sul da América do Sul (*E. p. perotis*). No Brasil há registro para os estados do AM, MA, MG, PA, RJ, RS e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é Campos dos Goitacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

Morfologia externa semelhante às demais espécies mas com as maiores dimensões corpóreas para o gênero. Pelagem dorsal castanho claro e ventral levemente mais clara. Orelhas muito de-

envolvidas, trago quadrado, face lisa com um tufo subnasal de pêlos muito longos. Crânio longo, plano em vista lateral, e com crista sagital reduzida; rostró afilado e longo, com crista infra-orbital incipiente; fossas basiesfenóides quadrangulares e profundas. Primeiro pré-molar superior alinhado com a fileira de dentes e terceira comissura do último molar superior cerca de 1/4 da segunda (GREGORIN & TADDEI, 2002).

Esta espécie se distingue das demais, exceto *E. trumbulli*, pelo seu porte maior e grau acentuado de desenvolvimento das orelhas (comprimento total da pina maior que 28 mm). Comprimento do antebraço: 75,6 a 83,4 mm e comprimento total do crânio: 27 a 34 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{1}{2} \ m \frac{3}{3} = 28$

Sua dieta consiste de insetos das ordens Lepidoptera, Orthoptera, Homoptera, Hymenoptera, Coleoptera, Odonata e Hemiptera (FREEMAN, 1979). Nos Estados Unidos, *E. perotis* se reproduz no começo da primavera e colônias maternidade grandes foram encontradas em agosto (verão) (BARBOUR & DAVIS, 1969). No Chaco, MYERS & WETZEL (1993) registraram uma única fêmea grávida no mês de outubro. No Rio de Janeiro, machos escrotados foram registrados em junho e julho (PERACCHI & ALBUQUERQUE, 1971). *Eumops perotis* produz apenas um filhote por gestação e eventualmente dois (BEST *et al.*, 1996).

Eumops perotis é comumente encontrado em áreas mais abertas e xéricas, mas podem ocorrer em florestas secas e semidecíduas. A espécie se abriga em frestas em rochas e árvores, mas é facilmente encontrada se abrindo em forro de construções. Os indivíduos se abrigam em locais altos pois necessitam de, no mínimo, 2 m de que-



Eumops perotis (Foto: Isaac P. Lima).

da para alçar o voo (BEST *et al.*, 1996).

Eumops perotis apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006).

Eumops trumbulli Thomas, 1901

Eumops trumbulli é restrita à bacia amazônica (EGER, 1977; REIS & PERACCHI, 1987), com registro para os estados do AM, AP e PA (TAVARES *et al.*, no prelo).

A Localidade-tipo é Pará, Brasil.

A morfologia externa e crânio-dentária é semelhante a *E. perotis*, exceto pelo tamanho levemente menor, o primeiro pré-molar superior levemente deslocado para o lado lingual e a terceira comissura do último molar superior cerca de metade da segunda (GREGORIN & TADDEI, 2002).

Comprimento do antebraço: 58 a 73 mm e comprimento total do crânio: 27 a 34 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 28$

A espécie se alimenta de insetos.

Na Amazônia, espécimes foram capturados em folhas secas de buriti (REIS & PERACCHI, 1987).

Eumops trumbulli não apresenta estado de conservação (IUCN, 2006).

Gênero *Molossops* Peters, 1866

Este gênero é constituído de três subgêneros (*Molossops*, *Cabreramops* e *Neoplatymops*) e quatro espécies, das quais três ocorrem no Brasil. PETERSON (1965) considerou *Neoplatymops* como gênero distinto. Como características diagnósticas podem-se citar a face lisa, sem dobramentos cutâneos; rinário circundado por verrugas diminutas; orelhas triangulares e bem separadas entre si, com as bordas internas inseridas praticamente na lateral da cabeça; incisivos 1/1 e pré-molares 1/2; incisivos superiores cônicos e se tocando até a metade de seu comprimento e sepa-

rados na região apical; crânio robusto, achatado e com região rostral larga devido a presença de uma crista infraorbital bem desenvolvida.

Molossops (Neoplatymops) mattogrossensis (Vieira, 1942)

Molossops (Neoplatymops) mattogrossensis ocorre na Venezuela, Colômbia, Guiana e Brasil, na Floresta Amazônica, Cerrado, Caatinga e Floresta Atlântica do Rio de Janeiro (GREGORIN, 1998b, LINARES & ESCALANTE, 1992; ÁVILLA *et al.*, 2001). Há registro dessa espécie para os estados do AC, AM, BA, CE, GO, PA, PB, PE, RJ e RO (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é São Simão, Rio Jurueña, Mato Grosso, Brasil.

Externamente *M. mattogrossensis* é semelhante a *M. temminckii*, exceto pela presença de pequenas verrugas arredondadas na superfície dorsal do antebraço e o ventre mais esbranquiçado contrastando bem com a coloração dorsal castanho escuro. Crânio muito achatado, com crista infra-orbital menos proeminente que no subgênero *Molossops*. Incisivos superiores cônicos e divergentes no ápice; geralmente dois pré-molares superiores. Fêmeas pesam em média 5,4 g e machos 6,1 g. Antebraço de 27,5 a 32,5 mm e comprimento total do crânio entre 14,0 e 17,0 mm (WILLIG, 1983). Os machos são maiores que as fêmeas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{1-2} m \frac{3}{3} = 28-30$

A dieta consiste de insetos, majoritariamente das ordens Coleoptera e Diptera, mas também inclui Hemiptera, Lepidoptera, Homoptera, Hymenoptera e Orthoptera (WILLIG, 1985).

Dados para a Caatinga indicam que *Molossops mattogrossensis* é monoestro, com gravidez no mês de agosto (inverno) e nascimento entre o final da estação seca e início do verão (novembro-dezembro) (WILLIG, 1985).

Molossops mattogrossensis usualmente se

abriga em frestas horizontais e verticais em rochas, entre 0,5 a 5 m do solo (WILLIG, 1985). As granulações no antebraço podem auxiliar os animais na abrasão e dificultar sua retirada do abrigo, uma convergência com *Platymops* na África (ROBERTS, 1951).

A espécie foi alocada em um gênero a parte, *Neoplatymops*, por PETERSON (1965) mas recentemente considerada ao nível subespecífico pelos autores.

Molossops mattogrossensis apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Molossops (Molossops) neglectus* Williams
& Genoways, 1980**

Molossops (M.) neglectus ocorre no norte da América do Sul, Argentina, e norte (Pará) e sudeste (Estados do Rio de Janeiro e São Paulo) do Brasil (WILLIAMS & GENOWAYS, 1980b; ASCORRA *et al.*, 1991b; GREGORIN *et al.*, 2004).

A localidade-tipo é Powaka, Suriname.

Espécie semelhante à anterior exceto pelo colorido dorsal da pelagem geralmente mais escuro (marrom chocolate a enegrecido) e pelo tama-

ngo corpóreo maior: antebraço entre 34 e 37 mm e comprimento craniano entre 15 e 17 mm. Indivíduos do norte da América do Sul são maiores que do sudeste do Brasil (GREGORIN *et al.*, 2004). Os machos são maiores que as fêmeas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 26$

Sua dieta consiste de insetos.

A espécie habita regiões de floresta ombrófila e semidecídua (GREGORIN *et al.*, 2004).

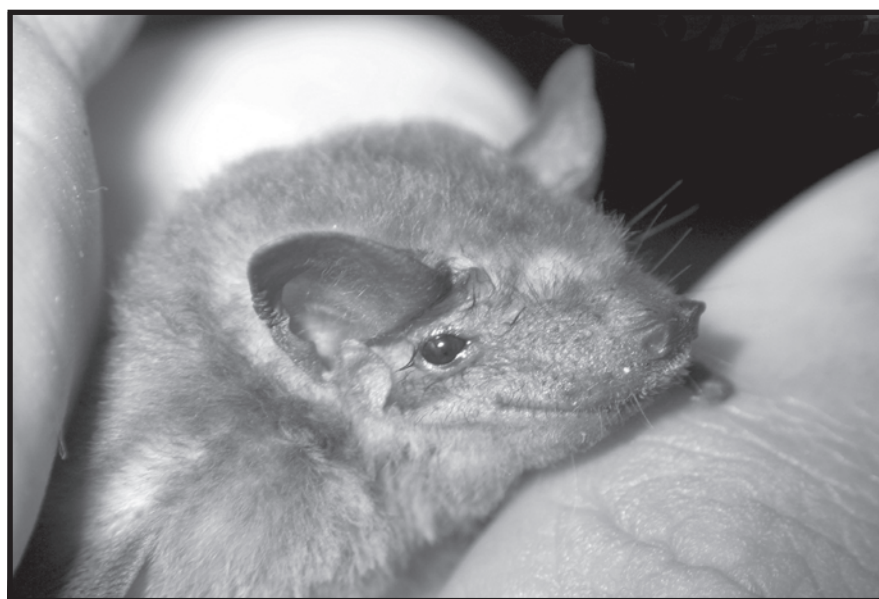
Molossops neglectus apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Molossops (Molossops) temminckii*
(Burmeister, 1854)**

Distribui-se por toda a América do Sul, desde a Venezuela e Colômbia até o Uruguai, contornando a bacia amazônica (KOOPMAN, 1994). A localidade-tipo é Lagoa Santa, Minas Gerais, Brasil.

Pelagem dorsal aveludada, castanha claro a chocolate, e coloração ventral levemente mais clara e agrisalhada; orelhas delgadas, triangulares, e bem separadas entre si (cerca de 4,5 mm ou mais); lateral da face com protuberâncias arredondadas

com um pêlo emergindo do centro; narinas envolvidas por uma fileira de verrugas pequenas e pontiagudas; primeira e segunda falanges do quarto dedo de comprimento semelhante; crânio bem achatado, sem crista sagital e uma crista infra-orbital desenvolvida; incisivos superiores cônicos e divergentes no ápice; último molar superior com a terceira comissura bem desenvolvida (em forma de N invertido, quando visto oclusalmente).



Molossops temminckii (Foto: Sávio Drummond).



Peso entre 5-7 g, antebraço cerca de 30 mm (27,0 - 33,5 mm) e comprimento total do crânio de 12,5 a 18,0 mm (GREGORIN & TADDEI, 2002). Os machos são maiores que as fêmeas e os espécimes provenientes das áreas ao norte da distribuição são maiores que os meridionais.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 26$

A dieta consiste de insetos (majoritariamente Coleoptera e Lepidoptera, mas também Hemiptera, Hymenoptera e Orthoptera) (IBÁÑEZ & OCHOA, 1985). Indivíduos foram observados forrageando ao redor de postes de iluminação (R. Gregorin, obs. pes.).

Molossops temminckii se reproduz no mês de julho na Venezuela (IBÁÑEZ & OCHOA, 1985). No Brasil, VIZOTTO & TADDEI (1976) e GARGAGLIONI *et al.* (1998) registraram o período reprodutivo de julho a setembro no sudeste do Brasil, e GONÇALVES & GREGORIN (2004) em outubro, no nordeste do Estado do Tocantins.

A espécie se abriga em ocos de árvore, postes e mourões de cerca.

Molossops temminckii apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

Gênero *Molossus* E. Geoffroy, 1805

É um gênero que ocorre na América do Sul. No Brasil são reconhecidas quatro espécies. Como características do gênero pode-se citar crânio com crista sagital anterior geralmente desenvolvida, palato raso não em domo, incisivos superiores triangulares, não “caniniformes”, incisivos 1/1 e pré-molares 1/2 (GREGORIN & TADDEI (2002).

Molossus coibensis Allen, 1904

Distribui-se por toda a América Central, principalmente na vertente pacífica, desde Chiapas

(México) até norte da América do Sul (Equador, Colômbia, Venezuela, Peru e Guiana) e sudoeste do Brasil, no Mato Grosso (DOLAN, 1989; SIMMONS, 2005).

A localidade-tipo é Ilha de Coiba, Panamá.

A pelagem é aveludada, variando de enegrecida a castanho-avermelhado. Os pêlos dorsais são relativamente curtos (3,9 - 4,4 mm) (REID *et al.*, 2000) com o terço basal não contrastando muito com a porção apical como em *M. molossus*, geralmente acastanhado ou cinza, mas raramente esbranquiçado. O crânio é curto rostralmente e com caixa craniana mais globosa que *M. molossus*, com os forames ântero-orbitais voltados externamente (Gregorin, obs. pes) e incisivos superiores mais espatulados e curtos que cônicos (DOLAN, 1989). Comprimento total do crânio em machos (15,9 - 19 mm) e em fêmeas (15,6 - 17,7 mm); antebraço em machos (34,1 - 36,8 mm) e em fêmeas (32,6 - 35,6 mm). Devido às suas dimensões menores e a taxonomia incerta do gênero *Molossus* na América do Sul, muitos espécimes de *M. molossus* do Brasil podem ser *M. coibensis*.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 26$

O único registro da espécie para o Brasil foi baseado em um espécime (apenas pele) proveniente do Mato Grosso, descrito inicialmente como *Molossus cherriei* e corretamente sinonimizado com *M. coibensis* por DOLAN (1989). No Equador, *M. coibensis* foi capturado próximo ao nível do solo dentro de floresta de terra firme (REID *et al.*, 2000).

Molossus coibensis apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

Molossus currentium Thomas, 1901

A espécie distribui-se desde Honduras em direção sul, leste do Panamá, Caribe, Colômbia, Equador, Venezuela, Brasil, Paraguai e norte da Argentina. No Brasil há registros para os estados

de Amazonas, Minas Gerais, Pará e Mato Grosso do Sul (GREGORIN & TADDEI, 2000; LOPEZ-GONZÁLEZ & PRESLEY, 2001).

A localidade-tipo é Goya, Corrientes, Argentina.

Apresenta pelagem dorsal castanho escuro a castanho-avermelhado, com os pêlos levemente mais claros na base. A pelagem ventral pode ser um pouco mais clara que a dorsal. As membranas alares, focinho e orelhas são enegrecidas. As orelhas são semi-circulares e unidas na linha média sobre a cabeça. Segundo LOPEZ-GONZÁLEZ & PRESLEY (2001) haveria três subespécies de *M. currentium*, caracterizadas por variações nos tamanhos corporais, sendo *M. currentium bondae* e *M. currentium currentium* as subespécies que ocorrem na América do Sul. Nos exemplares encontrados no Brasil, o comprimento do antebraço varia de 41,1 a 39,2 mm. Nos machos, o comprimento total do crânio varia 18,7 - 20,4 e a largura zigomática de 11,4 - 12,6 mm. Nas fêmeas, o comprimento total do crânio varia de 18,0 - 19,4 mm; a largura zigomática de 11,2 - 12,2 mm (GREGORIN & TADDEI, 2002).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{1}{2} \ m \frac{3}{3} = 26$

São insetívoros.

As fêmeas normalmente apresentam um filhote por parto (BURNETT *et al.*, 2001).

Molossus currentium não apresenta estado de conservação (IUCN, 2006).

***Molossus molossus* (Pallas, 1766)**

Esta espécie é encontrada na Flórida (EUA), México, América Central e Caribe, Colômbia, Equador, Venezuela, Suriname, Peru, Brasil, Paraguai, Uruguai e norte da Argentina (HUSSON, 1962; GONZÁLEZ, 1989; KOOPMAN, 1993; BARQUEZ *et al.*, 1999). No Brasil está amplamente distribuída, com registros para os estados do AM, BA, CE, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PA,

PE, PR, RJ, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente em cinco grandes biomas (Amazônia, Floresta Atlântica, Cerrado, Caatinga e Pantanal).

A localidade-tipo é France, Martinica, Pequenas Antilhas.

A pelagem dorsal é aveludada e a coloração varia desde castanho escuro a enegrecida, no entanto, alguns morcegos podem se apresentar marrom-avermelhados. A base dos pêlos é mais clara. A pelagem ventral é um pouco mais clara que a dorsal. As orelhas são arredondadas e unidas na linha média sobre a cabeça. O antitrágo é bem desenvolvido, com pequena constrição na base. Apresentam quilha na região mediana do focinho. Presença de pêlos hirsutos sobre o lábio superior.

O comprimento do antebraço varia de 38,0 a 42,0 mm (HUSSON, 1962; BARQUEZ *et al.*, 1999). O crânio é robusto, com crista sagital alta e focinho curto. Nos machos, o comprimento total do crânio varia de 16,0 - 19,4 mm e a largura zigomática de 10,2 - 11,7 mm; nas fêmeas, o comprimento total do crânio varia de 15,5 - 18,4 mm e a largura zigomática: 9,5 - 11,1 mm. (GREGORIN & TADDEI, 2000).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{1}{2} \ m \frac{3}{3} = 26$

São exclusivamente insetívoros.

As fêmeas apresentam dois períodos reprodutivos por ano, na estação úmida e desenvolvem apenas um filhote por gestação (FABIAN & MARQUES, 1989).

Estes morcegos podem ser encontrados tanto em áreas urbanas ocupando forros de residências ou outras construções, quanto em áreas não urbanizadas, ocupando ocos de árvores. Observações realizadas tanto no nordeste quanto no sul do Brasil (M. Fabian obs. pes.) parecem indicar que a espécie não realiza migrações.

Molossus molossus apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Molossus pretiosus* Miller, 1902**

A distribuição geográfica estende-se da Nicarágua, Colômbia, Venezuela e Guiana (DOLAN, 1989, EISENBERG, 1989) ao Brasil, no Estado de Mato Grosso do Sul (GREGORIN & TADDEI, 2000).

A localidade-tipo é La Guaira, Caracas, Venezuela.

O pêlo é curto, sendo a pelagem aveludada e de coloração muito escura, quase preta, uniforme no dorso, enquanto no ventre é levemente mais claro. Caracterizam-se por apresentar os incisivos superiores mais cônicos que espatulados, quando comparados com *M. rufus* e *M. bondae*. Dados obtidos por GREGORIN & TADDEI (2000) indicam que os machos são maiores que as fêmeas, com antebraço entre 45,2 e 47,7 mm, enquanto nas fêmeas varia entre 42,6 e 45,5 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{1}{2} \ m \frac{3}{3} = 26$
DOLAN (1989) refere, para exemplares

da América Central e México que, nos machos, o comprimento total do crânio varia entre 21,5 e 22 mm, o comprimento da série de dentes superiores de 7,1 a 7,5 mm e o antebraço, de 43,3 a 47,8 mm e para as fêmeas o comprimento total do crânio varia entre 18,8 e 20,9 mm, o comprimento da série de dentes superiores de 6,3 a 7,4 mm e o antebraço entre 41,6 e 46 mm.

Tanto DOLAN (1989) quanto GREGORIN & TADDEI (2000) tiveram disponíveis amostras pequenas, o que não permite conclusões sobre a variabilidade das medidas obtidas.

São morcegos insetívoros.

Molossus pretiosus apresenta estado de conservação de baixo risco segundo a IUCN (2006).

***Molossus rufus* E. Geoffroy, 1805**

Distribuem-se em Sinaloa (México), e por toda a América Central e América do Sul, com exceção do Uruguai e Chile (BARQUEZ *et al.*, 1999). No Brasil há registros para os estados de AM, AP, BA, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente em cinco grandes biomas (Amazônia, Floresta Atlântica, Cerrado, Caatinga e Pantanal).

A localidade-tipo é Caiene, Guiana Francesa

Espécie de tamanho corporal grande dentro do gênero. O dorso apresenta pêlos de coloração castanho escuro, quase preto ou castanho-avermelhado, com as porções basais um pouco mais claras. A base do uropatágio é reboberta de pêlos. Apresentam quilha



Molossus rufus (Foto: Fábio Falcão).

rostral não tão elevada quanto em *Promops*. As orelhas são arredondadas e unidas na linha média sobre a cabeça. Os incisivos superiores são curtos e espatulados, com os ápices convergentes. Nos machos, o comprimento do antebraço varia de 46,1 - 53,0 mm e o comprimento total do crânio, de 21,6 a 23,7 mm. Nas fêmeas, o antebraço varia de 46,3 a 51,8 mm e o comprimento total do crânio de 20,6 - 20,7 mm (GREGORIN & TADDEI, 2000).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{1} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 26$

São morcegos insetívoros. Segundo REIS *et al.* (2002b) esta espécie inicia sua atividade de forrageamento 15 minutos antes que *Molossus molossus*, com a qual pode dividir o abrigo.

No norte do Brasil, foram encontradas fêmeas grávidas em quase todos os meses do ano, caracterizando-as como poliétricas (MARQUES, 1986).

Molossus rufus apresenta estado de conservação de baixo risco de acordo com a IUCN (2006), ainda com o sinônimo de *Molossus ater*.

Gênero *Nyctinomops* Miller, 1902

Este gênero é constituído de quatro espécies, das quais três ocorrem no Brasil. Foi considerado, no passado, como sub-gênero de *Tadarida*. FREEMAN (1981) considerou *Nyctinomops* como gênero válido. Como características diagnósticas pode-se citar incisivos 1/2, bordas internas das orelhas unidas na linha mediana sobre a cabeça, face com pêlos maleáveis e delgados, não espiniformes, dígito IV com a segunda falange geralmente com menos de 1/4 do tamanho da primeira e reentrância palatal estreita, de 0,2 a 0,6 mm (GREGORIN & TADDEI, 2002).

Nyctinomops aurispinosus (Peale, 1848)

Distribuem-se do México, em direção ao

sul através da América Central e, na América do Sul, até o sul do Peru e Bolívia e Brasil. No Brasil há registros para os estados de MG, RN e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente em quatro biomas (Amazônia, Floresta Atlântica, Cerrado e Caatinga).

A localidade-tipo é 161 km do Cabo São Roque, Rio Grande do Norte, Brasil.

Esta espécie, entre as deste gênero que ocorrem no Brasil, é a de tamanho intermediário; é menor que *N. macrotis* e maior que *N. laticaudatus*. O antebraço dos machos varia entre 50,0 e 51,0 mm e o das fêmeas, de 50,4 a 52,2 mm (GREGORIN & TADDEI, 2002). A coloração dorsal é predominantemente castanho, mas pode variar entre os tons avermelhado e acinzentado. A base dos pêlos dorsais pode ser esbranquiçada. A coloração ventral é um pouco mais clara que a dorsal e levemente acinzentada (KNOX JONES & ARROYO-CABRALES, 1990). As orelhas são grandes, rugosas, apresentam pequenas verrugas pontiagudas na borda superior e se unem na linha mediana da cabeça, características estas comuns a todas as espécies do gênero. Os lábios superiores são acentuadamente pregueados. Crânio levemente achatado, com crista sagital baixa; há uma reentrância palatal estreita separando bem os incisivos superiores, que são pontiagudos. As fossas basiesfenóides são quadrangulares e profundas. O comprimento total do crânio varia de 20,1 a 20,8 mm, nas fêmeas e é de 21,6 mm, nos machos. Todas as características crânio-dentária também estão presentes nas espécies do gênero (GREGORIN & TADDEI, 2002; Gregorin obs. pes.).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

São insetívoros.

Dados sobre reprodução são escassos e esparsos. KNOX JONES & ARROYO-CABRALES (1990) mencionam que estes morce-



gos, possivelmente, apresentem apenas um período reprodutivo anual e que os nascimentos ocorrem na primavera-verão, com apenas um filhote por parto.

Há registros de predação por corujas no México (KNOX JONES & ARROYO-CABRALES, 1990).

Nyctinomops aurispinosus apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, (2006).

***Nyctinomops laticaudatus* (E. Geoffroy, 1805)**

Distribui-se desde o centro do México, por toda a América Central, incluindo algumas ilhas caribenhas, e por quase toda a América do Sul, no noroeste do Peru, Colômbia, Venezuela, Guianas, Suriname, Brasil, Paraguai, Bolívia e nordeste da Argentina (ÁVILA-FLORES *et al.*, 2002). No Brasil há registros para os estados do AM, BA, CE, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente nos biomas Amazônia, Cerrado, Caatinga e Pantanal.

A localidade-tipo é Assunção, Paraguai

Esta é a menor espécie do gênero que ocorre no Brasil. Apresenta a pelagem dorsal de coloração castanho escuro e a ventral levemente mais clara. A base dos pêlos é mais clara que a extremidade distal. O lábio superior é pregueado, formando sulcos verticais. As orelhas projetam-se para a frente e são unidas na linha mediana sobre a cabeça. A segunda falange do 4º dedo mede menos que 5 mm. Nos machos, o antebraço varia de 42,3 - 47,3 mm e o comprimento do crânio, de 17,7 - 19,2 mm. Nas fêmeas, o antebraço varia 43,2 - 46,6 mm e o comprimento total do crânio de 17,3 - 18,1 mm. Os incisivos superiores são distintamen-

te separados entre si devido a uma reentrância palatal.

N. laticaudatus difere de *N. aurispinosus* e de *N. macrotis* por apresentar o crânio e os dentes proporcionalmente menores e constrição pós-orbital mais larga.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} c \frac{1}{1} pm \frac{2}{2} m \frac{3}{3} = 30$

São animais insetívoros que se alimentam preferencialmente de Coleoptera e Lepidoptera (SILVA-TABOADA, 1979).

O nascimento de filhotes ocorre no período da primavera-verão.

Na Argentina, *N. laticaudatus* foi capturado em áreas florestadas e áreas encharcadas com palmeiras e arbustos (BARQUEZ *et al.*, 1999), embora a espécie habite vários tipos de habitats (ÁVILA-FLORES *et al.*, 2002). *Nyctinomops laticaudatus* se abriga preferencialmente em cavernas e frestas em rochas, mas pode se abrigar em construções, cujas populações, no Hemisfério Norte, chegam a milhares de indivíduos (ÁVILA-FLORES *et al.*, 2002). No Brasil, a espécie aparentemente ocorre em pequenos grupos.

Nyctinomops laticaudatus apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).



Nyctinomops macrotis (Foto: R.R. Rufino).

***Nyctinomops macrotis* (Gray, 1840)**

Distribuem-se na América do Norte, desde os 42° N, Trinidad, Hispaniola, Jamaica e Cuba, México, América Central e América do Sul até noroeste da Argentina (provincias de Jujuy, Salta, La Rioja, Tucumán e Misiones) e Uruguai (GUERRERO, 1985; MILNER *et al.*, 1990). No Brasil, há registros para os estados do MA, MG, MS, PA, PR, RJ, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo). Considerando seu registro para o Uruguai, é possível que ocorra também no RS. Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente nos biomas Amazônia, Floresta Atlântica, Cerrado, Caatinga e Pantanal.

A localidade-tipo é Cuba.

Apresentam a pelagem dorsal de coloração que varia do castanho-avermelhado ao castanho escuro, quase preto. A porção basal dos pêlos é esbranquiçada. As orelhas são grandes e unidas sobre a região mediana da cabeça. O lábio apresenta pregas profundas. O focinho é afilado. As narinas abrem-se lateralmente, entre estas há um eixo vertical na região mediana. Esta espécie é a maior dentre as espécies deste gênero que ocorrem no Brasil. O antebraço dos machos varia de 59,8 a 64,7 mm e o das fêmeas, de 58,2 - 61,1 mm (GREGORIN & TADDEI, 2002). Os incisivos superiores são paralelos entre si. O crânio é largo, com rosto estreito e alongado; apresenta crista sagital pequena, porém conspicua. O comprimento palatal medido entre a borda posterior dos incisivos e a chanfradura palatal é maior que 7 mm.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

Alimentam-se exclusivamente de insetos em voo.

Dados sobre reprodução indicam que as fêmeas apresentam relativo sincronismo em relação ao nascimento de filhotes, que ocorre entre o final da primavera e o início do verão. Formam colônias maternidade, com segregação dos

machos. As fêmeas têm um filhote por parto.

Nyctinomops macrotis apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

Gênero *Promops* Gervais, 1856

Este gênero distribui-se do México à Argentina. Até o momento são reconhecidas duas espécies (KOOPMAN, 1993; BARQUEZ *et al.*, 1999), ambas de ocorrência no Brasil. Os morcegos deste gênero apresentam orelhas curtas e arredondadas, crânio com crista sagital anterior reduzida, palato muito profundo, em domo, incisivos superiores cônicos “caniniformes”, curvos e divergentes no ápice, incisivos 1/2, pré-molares 2/2, primeiro pré-molar superior de tamanho reduzido, quase vestigial (GREGORIN & TADDEI, 2002).

***Promops centralis* Thomas, 1915**

Esta espécie distribui-se do México (Jalisco e Yucatán) até o Equador, Suriname e Trinidad, Peru, Bolívia, Paraguai, norte da Argentina. No Brasil está registrada para os estados do Acre e Pará (NOGUEIRA *et al.*, 1999; GREGORIN & TADDEI, 2000).

A localidade-tipo é norte de Yucatan, México.

Promops centralis apresenta coloração castanho escura. A porção basal do pêlo é mais clara. No seu aspecto geral, é muito semelhante a *P. nasutus*, porém o crânio é mais robusto e a crista sagital é mais desenvolvida, especialmente nos machos (BARQUEZ *et al.*, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{2}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

Alimentam-se de insetos.

Segundo BARQUEZ *et al.* (*op.cit.*) foi encontrada uma fêmea grávida no início do mês de maio (outono), na Argentina.

Promops centralis apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).



***Promops nasutus* (Spix, 1823)**

A distribuição da espécie abrange Trinidad, Venezuela, Guiana, Suriname, Equador, Bolívia, Paraguai, norte da Argentina. No Brasil está registrada para os estados do AM, AP, BA, MG, PA, PI, PR, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

A localidade-tipo é rio São Francisco, Bahia, Brasil.

Apresenta o pêlo de coloração castanha, sendo mais escura em exemplares de florestas úmidas. A base dos pêlos pode ser mais clara. A cor da pelagem ventral é mais clara que a dorsal (BARQUEZ *et al.*, 1999). As orelhas são curtas e arredondadas, unidas na linha média sobre a cabeça. Antitrigo ovalado, com constrição acentuada na base. Quilha nasal membranosa. Presença de diminutos pêlos rígidos, curvos e com ápice dilatado, na região subnasal. O crânio apresenta crista sagital anterior reduzida, palato muito profundo, em domo, incisivos superiores cônicos, “caniniformes”, curvos e divergentes no ápice (GREGORIN & TADDEI, 2002). Esta espécie apresenta antebraço variando entre 48,5 e 50,3 mm, nos machos e entre 45,7 e 51,8 mm nas fêmeas.

Fórmula dentária: $i \frac{1}{2} \quad c \frac{1}{1} \quad pm \frac{2}{2} \quad m \frac{3}{3} = 30$



Promops sp. (Foto: A. L. Peracchi).

Alimentam-se de insetos.

Na Argentina e no Paraguai (MYERS & WETZEL, 1983; BARQUEZ *et al.*, 1999) foram encontradas fêmeas grávidas nos meses de outubro e novembro (primavera), o que permite afirmar que os nascimentos ocorram no início do verão. Não foram encontrados exemplares sexualmente ativos nos meses de julho e agosto (inverno), no Paraguai.

SILVA (1975) refere a presença de *P. nasutus* em telhados e sótãos, no Rio Grande do Sul. Segundo este autor, as colônias permaneceram ocupando os mesmos abrigos ao longo de todo o ano.

Promops nasutus apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

Gênero *Tadarida* Rafinesque, 1814

Este gênero apresenta ampla distribuição mundial. Contém sete espécies, das quais apenas uma ocorre na América do Sul, incluindo o Brasil. Das oito espécies referidas por KOOPMAN (1993), o status taxonômico de *Tadarida espiritosantensis* foi revisado por ZORTÉA & TADDEI (1995) os quais concluíram que se trata de sinônimo júnior de *Nyctinomops laticaudatus*. Entre as características morfológicas mais relevantes podem-se citar o lábio superior acentuadamente

preguedo, formado por sulcos verticais profundos, crânio com a porção pré-maxilar ausente e incisivos superiores distintamente separados na base, devido à separação dos ramos nasais dos pré-maxilares.

***Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824)**

A distribuição estende-se dos Estados Unidos, aproximadamente 45° N, em direção ao sul, através do Mé-

xico, América Central e América do Sul incluindo Brasil, Uruguai, Chile e Argentina, até aproximadamente 45° S (WILKINS, 1989). No Brasil, a distribuição da espécie não é uniforme. Não há registros para a Amazônia (NOGUEIRA *et al.*, 1999), verificam-se baixas densidades no Sudeste e Centro-Oeste e altas densidades na Região Sul, em especial no Rio Grande do Sul. Os estados brasileiros com registros são: MG, PR, RJ, RR, RS, SC e SP (TAVARES *et al.*, no prelo).

Segundo MARINHO-FILHO & SAZIMA (1998), no Brasil, a espécie está presente nos biomas Floresta Atlântica e Cerrado.

A localidade-tipo é Curitiba, Paraná, Brasil.

São animais com pelagem de coloração uniforme no dorso, variando de castanho escuro a castanho-acinzentado e coloração mais clara na região ventral. Caracterizam-se por apresentar lábio superior com sulcos bem definidos (pregas) e pêlos negros e rígidos espalhados pela face. Orelhas grandes e arredondadas que se projetam antero-dorsalmente, com sulcos paralelos na face interna e verrugas pontiagudas na sua borda superior. As orelhas são separadas na linha mediana sobre a cabeça e entre elas geralmente há tufo de pelos que não deixa visível esta separação. O focinho é relativamente largo, com depressão em forma de sulco, entre as narinas. As membranas alares ligam-se ao corpo acima do tornozelo. O antebraço varia de 41,0 a 45,0 mm e o comprimento total do crânio de 16,0 a 17,6 mm.

O crânio apresenta uma constrição palatal ampla (tão larga quanto longa) separando bem



Tadarida brasiliensis (Foto: Marta Fabian & A. Witt).

os incisivos pontiagudos superiores.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{1}{3} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{2}{2} \ m \frac{3}{3} = 32$$

No Cone Sul da América do Sul e nos EUA, as colônias apresentam marcada flutuação sazonal (FABIAN & MARQUES, 1996). No sul do Brasil, *T. brasiliensis* mostra preferência por coleópteros e lepidópteros na sua dieta, mesmo nos meses de inverno quando as temperaturas são bastante baixas e a densidade e diversidade de insetos é baixa. (FABIAN *et al.*, 1990).

O pico de nascimento de filhotes ocorre entre o final da primavera e início do verão (CAGLE, 1950; TWENTE, 1956; GLASS, 1958; MARQUES & FABIAN, 1994). Formam-se grandes colônias maternidade, onde os filhotes permanecem todos juntos com fêmeas adultas no seu entorno.

No Brasil, esta espécie adaptou-se às áreas urbanas, ocupando telhados, forros e outras construções humanas. Em parte de sua distribuição, é conhecida por ocupar cavernas.

Tadarida brasiliensis apresenta estado de conservação de baixo risco (IUCN, 2006).

Família Vespertilionidae

Gledson Vigiano Bianconi

Doutorando em Ciências Biológicas em Zoologia
Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP - Rio Claro-SP)

Wagner André Pedro

Professor Livre Docente
Laboratório de Chiroptera, Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal
Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” - (UNESP - Araçatuba-SP).

Vespertilionidae Gray, 1821 é a família com maior diversidade e distribuição geográfica entre os Chiroptera, incluindo atualmente 48 gêneros e 407 espécies nas regiões tropicais e temperadas do globo (NOWAK, 1999; SIMMONS, 2005). SIMMONS (2005) reconheceu seis subfamílias para essa família (Vespertilioninae, Antrozoinae, Myotinae, Miniopterinae, Murininae e Kerivoulinae), das quais apenas Vespertilioninae (tribos Eptesicini, Lasiurini, Nycticeiini e Vespertilionini) e Myotinae possuem representantes no Brasil. Dados corológicos disponíveis para o país indicam uma riqueza de 24 espécies pertencentes a cinco gêneros (*Eptesicus*, *Lasiurus*, *Rhogeessa*, *Histiotus* e *Myotis*), a maioria com ampla distribuição (PERACCHI *et al.*, 2006).

Caracterizam-se por olhos pequenos e ausência de folha nasal ou qualquer outro ornamento facial (EISENBERG & REDFORD, 1999). As orelhas variam bastante de forma e tamanho, sendo um bom parâmetro para a separação dos gêneros. A cauda, bem desenvolvida, é contida no

uropatágio, raramente ultrapassando sua borda distal em uma vértebra, formando um “V” bem definido (GOODWIN & GREENHALL, 1961; VIZOTTO & TADDEI, 1973). Os dentes incisivos são pequenos e separados medianamente; os molares apresentam um padrão de cúspides e sulcos em forma de “W” bem definida (NOWAK, 1994). O sistema dentário varia entre trinta e trinta e oito dentes, e o crânio apresenta tamanhos e formas diferentes, embora em alguns sejam encontrados numerosos caracteres em comum (ACOSTA Y LARA, 1950).

Todos os vespertilionídeos do Brasil se alimentam de insetos, em geral capturando-os em voo (LaVAL & FITCH, 1977; BARCLAY & BRIGHAM, 1991). O período de gestação varia entre 40 e 90 dias (ou um pouco mais) e as fêmeas dão à luz a um ou, ocasionalmente, dois a cinco filhotes por evento reprodutivo (WILSON & FINDLEY, 1970; KURTA & LEHR, 1995; NEUWEILER, 2000). No Hemisfério Norte, muitas espécies realizam movimentos migratóri-

os e hibernação (BARBOUR & DAVIS, 1969), comportamentos que, embora não comprovados, são sugeridos na América do Sul (ACOSTA Y LARA, 1950; VAN DEUSEN, 1961; SILVA, 1985). Podem ser encontrados sozinhos ou em grupos pequenos ou extremamente grandes (de centenas a milhares de indivíduos), ocupando toda sorte de abrigos, como grutas, cavernas, fendas em rochas, árvores (folhagens, ocos e cascas), folhas secas de palmeiras, barrancos de rios, construções humanas ou outros locais protegidos (*e.g.* PERACCHI, 1968; PATTERSON, 1992; ALMEIDA *et al.*, 2002; FALCÃO *et al.*, 2003).

Subfamília Vespertilioninae Gray, 1821

Tribo Eptesicini Volleth & Heller, 1994

Gênero *Eptesicus* Rafinesque, 1820

Espécie-tipo: *Eptesicus melanops* Rafinesque, 1820 (= *Vespertilio fuscus* Beauvois, 1796) (SIMMONS, 2005). É representado por 23 espécies no mundo (SIMMONS, 2005), das quais sete foram registradas para o Brasil: *E. andinus* J. A. Allen, 1914, *E. brasiliensis* (Desmarest, 1819), *E. chiriquinus* Thomas, 1920, *E. diminutus* Osgood, 1915, *E. furinalis* (d'Orbigny, 1847), *E. fuscus* (Beauvois, 1796) e *E. taddeii* (Miranda, Bernardi & Passos, 2006).

As espécies brasileiras deste gênero são de tamanho pequeno a médio (antebraço geralmente variando de 30 a 50 mm) e de coloração bastante variada (castanho em diferentes tons, enegrecida ou acinzentada). Diferenciam-se de *Myotis* pela ausência de pêlos na base do uropatágio, número reduzido de pré-molares (pm 1/2) e pela menor distância entre o canino e o primeiro molar. Possuem dois incisivos superiores de cada lado dos pré-maxilares, sendo os externos cerca de metade do tamanho dos internos; a orelha é pouco desenvolvida e a região rostral mostra-se inflada.

Eptesicus andinus J. A. Allen, 1914

Distribui-se por Colômbia, Equador, Peru, Venezuela, possivelmente Bolívia, e Brasil (SIMMONS, 2005), onde possui registros para os estados do Mato Grosso (BERNARD & SAMPAIO, *no prelo*) e Goiás (DAVIS, 1965; SIMMONS & VOSS, 1998, ambos em referência ao espécime AMNH 134910). A localidade-tipo é “Valle de las Papas”, na Colômbia.

A coloração dorsal é castanho-escuro, podendo apresentar pêlos (*ca.* 9 mm) com as pontas ligeiramente pálidas; ventralmente os pêlos são bicolors, de bases escuras e pontas castanho-amareladas. O crânio é menos achatado em vista lateral, com a crista sagital pouco desenvolvida (SIMMONS & VOSS, 1998). *Eptesicus andinus* é uma espécie relativamente grande para o gênero, como comprovam algumas das medidas aqui apresentadas: antebraço de 37,2 a 44,4 mm, comprimento do crânio de 14,1 a 16,1 mm, largura zigomática de 9,7 a 10,8 mm, largura da caixa craniana de 7,1 a 7,9 mm e comprimento da série de dentes maxilares de 5,5 a 6,0 mm (SIMMONS & VOSS, 1998).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Possui hábito alimentar insetívoro, fazendo a captura de presas em voo (LaVAL & FITCH, 1977). Os poucos dados sobre reprodução indicam a captura de fêmeas grávidas no mês de agosto, no Peru (GRAHAM, 1987); não há informações sobre preferência de habitat para esta espécie.

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

Eptesicus brasiliensis (Desmarest, 1819)

Ocorre do sul do México (Veracruz) ao norte da Argentina, Paraguai, Uruguai e Trinidad e Tobago (SIMMONS, 2005). Considerando as



Eptesicus brasiliensis (Foto: Rexford D. Lord).

subespécies reconhecidas por DAVIS (1966), a distribuição geográfica no Brasil se dá da seguinte maneira: *E. b. brasiliensis* (Desmarest 1819), com registros para os estados da BA, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC e SP (PERACCHI *et al.*, 2006); e as subespécies *E. b. melanopterus* Jentink 1904 e *E. b. thomasi* Davis 1966, com registros para a região Norte, nos estados do Amazonas, Amapá e Pará (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Goias”, no Brasil.

Seus caracteres externos e cranianos são bastante similares aos de *E. furinalis*, com quem costuma ser confundida. Possui molares grandes em comparação às outras espécies do gênero (DAVIS, 1966), bem como uma coloração mais clara em comparação àquelas de maior tamanho (*E. andinus*, *E. chiriquinus* e *E. fuscus*). Segundo GONÇALVES (2000), os exemplares colecionados no Brasil apresentam uma pelagem dorsal castanho-escuro a castanho-avermelhado. Geralmente têm os dois terços basais escuros e o terço apical avermelhado ou amarelado, dando uma impressão mesclada. Coloração ventral amarelada a esbranquiçada. Embora alguns autores sugiram pêlos dorsais relativamente curtos (SIMMONS & VOSS, 1998; LIM & ENGSTROM, 2001), espécimes da região Sul demonstram variações acentuadas nesse caráter (comprimento de 8 a 12 mm) (G.V. BIANCONI, obs. pess.), por vezes corroborando a descrição de REID (1997) para a América Central (7 a 9 mm). As orelhas são

triangulares, o trago geralmente curvado para frente, e o lado do focinho levemente distendido. A pele do rosto é rosada e as membranas são escuras. Algumas das medidas disponíveis para a espécie são: antebraço de 40,0 a 46,1 mm, comprimento do crânio de 16,7 a 18,7 mm, largura zigomática de 11,9 a 12,9 mm, largura da caixa craniana de 7,5 a 8,4 mm, e comprimento da série de dentes maxilares de 6,0 a 6,7 mm (DAVIS, 1966; BARQUEZ *et al.*, 1999; G. V. BIANCONI obs. pess.).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

A dieta deste vespertilionídeo é insetívora, capturando suas presas em vôos rápidos e em alturas variadas. Segundo REID (1997), podem ser vistos forrageando ao redor de iluminação artificial, repetindo uma rota circular; sua atividade noturna começa cerca de meia hora a uma hora após o ocaso. REIS & PERACCHI (1987), analisando amostras fecais de indivíduos capturados na região de Manaus, estado do Amazonas, observaram fragmentos de coleópteros, restos de lepidópteros e outros insetos não identificados. Em cativeiro é receptivo a vários insetos e, quando alimentado com besouros do gênero *Dermestes*, descarta os élitros deixando-os cair inteiros no chão, e não fragmentados, como seria esperado (GONZÁLEZ, 1989).

As fêmeas podem ter duas gestações no ano, que duram cerca de três meses, quando dão à luz a um filhote. GARGAGLIONI *et al.* (1998) capturaram duas fêmeas grávidas no mês de outubro na Estação Ecológica de Jataí (SP); REIS & PERACCHI (1987) observaram dois machos em fase reprodutiva no mês de julho na região de Manaus.

Os artrópodos ectoparasitos de *E. brasiliensis* no Brasil incluem o carrapato Argasidae *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford & Jones, 1969 e os dípteros nictéribídeos *Basilia carteri* Scott, 1936, *B. mirandaribeiroi* Guimarães, 1938, *B. plaumanni* Scott, 1940, *B. speiseri* (Miranda-Ribeiroi).



ro, 1907) e *B. quadrosae* Graciolli & Moura, 2005 (GRACIOLLI & MOURA, 2005; GRACIOLLI *et al.*, 2006; GRACIOLLI *et al.*, no prelo). Cabe ainda destacar o registro recente e inédito do Trichobiinae *Anatrichobius passosi* Graciolli, 2003 sobre *E. brasiliensis*, o qual pode representar uma baixa especificidade deste estreblídeo (anteriormente citado apenas sobre morcegos do gênero *Myotis*), ou uma ocorrência temporária ou acidental (GRACIOLLI & BIANCONI, 2007).

Para o Brasil existem informações de captura tanto em florestas primárias como em capoeiras na região de Manaus (REIS & PERACCHI, 1987); na Floresta Atlântica tem sido capturada no sub-bosque ou borda florestal, algumas vezes sobre riachos. BERNARD (2001b), trabalhando em floresta primária na Amazônia Central, capturou dois indivíduos em redes instaladas no dossel da floresta (altura entre 17 e 30 m) e um indivíduo no estrato inferior.

Eptesicus brasiliensis busca abrigo em ocos e sob cascas de árvores, grutas, cavernas, telhados de residências (SILVA, 1985; ALMEIDA *et al.*, 2002), dentre outros refúgios naturais e artificiais. REIS *et al.* (2002a) relatam a presença de uma colônia de 14 indivíduos em nicho de ar condicionado, na periferia da cidade de Londrina, estado do Paraná. No sul do Brasil há registros de coabitação com *Molossus molossus* e *Myotis nigricans* (G. V. BIANCONI, obs. pess.).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Eptesicus chiriquinus* Thomas, 1920**

Distribui-se pelos seguintes países: Costa Rica, Panamá, Colômbia, Equador, Venezuela, Guiana, Guiana Francesa e Brasil (SIMMONS, 2005), com registros para os estados do Pará (BERNARD & FENTON, 2002) e Amazonas (SAMPAIO *et al.*, 2003). Localidade-tipo:

“Boquete, Chiriquí”, no Panamá.

Dorsalmente apresenta uma pelagem longa (8 a 10 mm) de coloração castanho-escuro ou enegrecida; ventralmente os pêlos são bicolores, de base castanho-escuro e ponta mais clara. O crânio é mais achatado em vista lateral, com crista sagital e nugal bem desenvolvidas; o rostró é pouco proeminente lateralmente (SIMMONS & VOSS, 1998). *Eptesicus chiriquinus* é considerada uma espécie grande para o gênero, com antebraço variando de 42,5 a 48,9 mm, comprimento do crânio de 15,8 a 17,5 mm, largura zigomática de 10,7 a 12,4 mm, largura da caixa craniana de 7,3 a 8,5 mm, e comprimento da série de dentes maxilares de 6,1 a 7,1 mm – medidas em geral maiores do que *E. andinus*.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Embora não haja dados sobre a sua dieta, sugere-se o hábito insetívoro.

Há registros de captura desta espécie em habitat modificado (estrada e clareira) no Paracou, Guiana Francesa, onde SIMMONS & VOSS (1998) coletaram dois indivíduos ao nível do solo e quatro em redes instaladas entre 4 e 23 m. No Brasil foi capturada em redes instaladas entre 17 e 30 m de altura em áreas de floresta primária dos estados do Pará (n = 3) (KALKO & HANDLEY, 2001; BERNARD, 2001b) e Amazonas (n = 1) (SAMPAIO *et al.*, 2003), sendo que neste último também houve no sub-bosque florestal (n = 1).

Não há informações sobre a reprodução e o status de conservação deste vespertilionídeo.

***Eptesicus diminutus* Osgood, 1915**

Ocorre na Venezuela, Paraguai, Uruguai, norte da Argentina e Brasil (SIMMONS, 2005), no Distrito Federal e nos estados da BA, ES, MA, MG, PR, RS, SC e SP (PERACCHI *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “São Marcello, Rio Preto, Bahia”, no Brasil.

A coloração geral é castanha em diferentes tonalidades, podendo apresentar o ventre acinzentado, num padrão que lembra muito o usualmente encontrado em *E. furinalis* (VIEIRA, 1942; DAVIS, 1966; BARQUEZ *et al.*, 1999). Alguns exemplares têm os pêlos dorsais de pontas pardas e a porção basal escura, resultando em uma pelagem castanho-amarelada. A crista sagital é usualmente pouco desenvolvida nesta espécie, que é a menor dentre as representantes brasileiras do gênero. As seguintes medidas, proporcionalmente pequenas, podem ser observadas: antebraço de 30,0 a 36,5 mm, comprimento do crânio de 12,9 a 13,8 mm, largura zigomática de 8,6 a 9,3 mm, largura da caixa craniana de 6,5 a 7,1 mm e comprimento da série de dentes maxilares de 4,6 a 5,0 mm (VIEIRA, 1942; VIZOTTO & TADDEI, 1973; SILVA, 1985; MARES *et al.*, 1996; BARQUEZ *et al.*, 1999; GONZÁLEZ, 2001).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Este vespertilionídeo é classificado como insetívoro aéreo (OJEDA & MARES, 1989). Uma análise de conteúdo estomacal na Argentina indicou o consumo preferencial de coleópteros (BARQUEZ *et al.* 1999), e no Brasil (Fazenda Monte Alegre, estado do Paraná), REIS *et al.* (1999) registraram lepidópteros e dípteros.

Poucas são as informações sobre seus padrões reprodutivos. Há o registro de fêmeas lactantes no final de janeiro para a Fazenda Monte Alegre (REIS *et al.*, 1999).

No Brasil, o único ectoparasito encontrado nesta espécie é o díptero nictéribídeo *Basilia ortizi* Machado-Allison, 1963 (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Eptesicus diminutus pode ser capturada tanto em áreas secundárias quanto primárias, no interior ou na borda de florestas; na bacia do rio Tibagi (PR) é a espécie mais encontrada do gênero (REIS *et al.*, 2002b). Como abrigo utiliza cascas e ocos de árvores, bem como construções humanas

(GONZÁLEZ, 1989; BARQUEZ *et al.*, 1999; EISENBERG & REDFORD, 1999). No Uruguai há relatos de abrigos em *Erythrina crista-galli* (L.) Kuntze, e outras árvores nativas (ACOSTA Y LARA, 1951 *apud* GONZÁLEZ, 1989, p. 26).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Eptesicus furinalis* (d'Orbigny, 1847)**

Distribui-se do México (norte de Jalisco e Tamaulipas) ao norte da Argentina, Paraguai, Bolívia, Brasil, Guianas e leste do Peru (MIES *et al.*, 1996; SIMMONS, 2005). Em território brasileiro há registro para o AM, AP, CE, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP, TO, (SCHNEIDER, 2000; CHEREM *et al.*, 2004; PERACCHI *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo; R. GREGORIN, com. pess.). Sua localidade-tipo é “Corrientes”, na Argentina.

A coloração é castanho-escuro no dorso, tendo pêlos de base escura e ponta castanho-amarelada no ventre (em alguns indivíduos o padrão dorsal se repete no ventre). Em muitos aspectos esses morcegos são pequenas réplicas de *E. brasiliensis* e, em algumas regiões, como na Bacia Amazônica, são de difícil distinção (DAVIS, 1966). Ademais, indivíduos pequenos de *E. furinalis* (geralmente machos) podem também ser confundidos com *E. diminutus* (s. BARQUEZ *et al.*, 1999). As medidas de antebraço disponíveis para esta espécie variam de 36,5 a 42,5 mm. Outros caracteres são: presença de pequenos molares, com a série de dentes maxilares variando de 5,3 a 6,3 mm, crânio pequeno (maior comprimento entre 14,3 e 16,3 mm) com crista sagital por vezes pouco desenvolvida, porém distinta, largura da caixa craniana de 6,7 a 8,0 mm, largura zigomática de 9,8 a 11,8 mm (SIMMONS & VOSS, 1998; BARQUEZ *et al.*, 1999; G. V. BIANCONI, obs. pess.).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Assim como os demais *Eptesicus*, tem dieta insetívora, com a captura de presas em vôo (LaVAL & FITCH, 1977). Nada se conhece sobre a composição da sua dieta.

As informações reprodutivas indicam duas gestações no ano, com duração pouco superior a dois meses (um ou dois filhotes) (GONZÁLEZ, 2001). Na estação reprodutiva, em Belize, formam haréns, com o macho abrigando-se à parte do grupo de fêmeas (MCCARTHY, 1980). Segundo esse autor, os nascimentos ocorrem no final de maio (geralmente dois filhotes), embora algumas fêmeas reproduzam novamente em julho-agosto, quando têm apenas um filhote. No Paraguai, o primeiro período corresponderia aos meses de julho e agosto, e o segundo, mais curto, ao mês de janeiro (MYERS, 1977). Na Argentina, BARQUEZ *et al.* (1999) registraram estro pós-parto (fêmeas prenhas amamentando em novembro) e a captura de machos com escroto aparente nos meses de maio e novembro; VARELA *et al.* (2004) colecionaram um exemplar jovem no mês de dezembro.

O único ectoparasito citado para *E. furinalis* no Brasil é o díptero nictერიბიდეო *Basilia bughscotti* Guimarães, 1946 (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Segundo REID (1997), esse vespertilionídeo ocorre desde terras baixas até 1.800 m, mas geralmente abaixo de 500 m. Um grupo excepcionalmente grande, contendo aproximadamente 100.000 indivíduos, foi encontrado abrigando-se numa caverna mexicana (VILLA-R., 1966). MARES *et al.* (1995) registraram *E. furinalis* para diferentes ambientes na Argentina; GONZÁLEZ (2001) sugere que seja comum em áreas rurais e menos freqüente em zonas urbanas e suburbanas do Uruguai. No Paracou (Guiana Francesa), foram realizadas capturas (n = 23) tanto em redes baixas como elevadas (entre 5 e 20 m) instaladas em clareiras artificiais e estradas de ter-

ra; apenas um indivíduo foi capturado entre 34 e 37 m, na floresta primária (SIMMONS & VOSS, 1998).

Seus registros para o Brasil são para florestas primárias e secundárias, nas bordas da vegetação (e.g. REIS *et al.*, 1992; PERACCHI *et al.*, 2005) e em edificações humanas, como verificado na Chapada do Araripe, estado do Ceará (MARES *et al.*, 1981). Tem sido observado com relativa freqüência em áreas urbanas de vários municípios brasileiros, como em São Paulo, estado de São Paulo (SODRÉ & ROSA, 2006), Londrina, Paraná, e Florianópolis, Santa Catarina (PACHECO *et al.*, no prelo). Outros abrigos citados na literatura incluem cavernas, ocos e cascas de árvores (p. ex.: eucalipto) (VILLA-R., 1966; BARQUEZ & OJEDA, 1992; GONZÁLEZ, 2001).

A espécie é citada como presa da coruja *Asio stygius* (Wagler, 1832) no Cerrado brasileiro (MOTTA-JÚNIOR & TADDEI, 1992) e possui diagnóstico positivo para a raiva no país (CUNHA *et al.*, 2006).

Seu *status* de conservação é de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Eptesicus fuscus* (Beauvois, 1796)**

Ocorre do Alasca e sul do Canadá até a Colômbia, Grandes Antilhas, Bahamas, Dominica, Barbados e norte do Brasil, com um único registro para o estado do Amapá (PICCININI, 1974; SIMMONS 2005). THEODOR (1967), em referência a ectoparasitas de morcegos colecionados por Franco Grillo no sul do Brasil, cita a espécie para o município de Palmeira, estado do Paraná. Este exemplar, assim como outros recentemente capturados no sul do Brasil (que se assemelham em forma e tamanho a *E. fuscus*), merecem revisão. Havendo sua confirmação, poderão representar uma ampliação significativa na distribuição desta espécie. Sua localidade-tipo é “Philadelphia,



Eptesicus fuscus (Foto: Rexford D. Lord).

Pennsylvania”, nos Estados Unidos.

A pelagem é de textura macia e brilhante (ca. 10 mm no dorso), de coloração variando do castanho-amarelado ao castanho-escuro ou mesmo avermelhado, sendo ventralmente mais clara. As partes desprovidas de pêlos no rosto, orelhas, asas e uropatágio são quase negras. As orelhas são triangulares com o trago curvado para frente; os lados do focinho são expandidos. É o maior representante brasileiro do gênero, com antebraço variando de 39,0 a 56,6 mm (em geral > 45,0 mm), comprimento do crânio de 15,1 a 23,0 mm, largura zigomática de 11,1 a 14,2 mm, largura da caixa craniana de 7,5 a 9,6, e comprimento da série de dentes maxilares de 7,0 a 9,8 mm (TATE, 1943; KURTA & BAKER, 1990).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Embora seja uma das espécies melhor estudadas na América do Norte, pouco se conhece sobre sua biologia na América do Sul (EISENBERG & REDFORD, 1999). Assim, as informações apresentadas abaixo se referem à forma norte-americana do táxon.

A atividade de forrageio (com dois ou três indivíduos ocasionalmente juntos em vôo diretos) começa 30 minutos após o pôr-do-sol e ocorre geralmente em áreas abertas com árvores esparsas. Nesses locais, os chamados de ecolocalização têm intensidade máxima de 30-35 kHz e a emissão de

sons audíveis, rápidos, são freqüentemente dados em vôo (BARBOUR & DAVIS, 1969). Estudos sobre sua dieta indicam hábito fortemente insetívoro, com consumo comum de coleópteros (Scarabaeidae em particular) e, raramente, de lepidópteros (BARBOUR & DAVIS, 1969; JONES & RYDELL, 2003).

O número de filhotes por fêmea varia geograficamente na América do Norte. Embora costumem gerar um ou dois filhotes por evento reprodutivo, podem ter implantado no útero até sete embriões, ocorrendo reabsorção destes de acordo com a disponibilidade de recursos no ambiente (CZAPLEWSKI *et al.*, 1979; NEUWEILER, 2000). A taxa de mortalidade dos filhotes, normalmente ocasionada quando exploram as paredes do abrigo ou tentam voar (caíndo ao chão), costuma ser inferior (ca. 7%) à da maioria dos Chiroptera (ca. 33%) (NEUWEILER, 2000). As mães são capazes de reconhecer suas crias, resgatando-as quando caem no chão do abrigo (BARBOUR & DAVIS, 1969), e não costumam carregar os filhotes durante a atividade de forrageio (DAVIS, 1970b); estes alcançam o tamanho adulto dentro de aproximadamente 60 dias (EISENBERG & REDFORD, 1999).

Embora a identificação do hospedeiro seja duvidosa (vide comentário na distribuição), há o registro para o Brasil do ectoparasito nictერიბიდეო *Basilia plaumanni* Scott, 1940 (THEODOR, 1967).

Ocorre desde terras baixas até 2.700 m; é rara no sudeste mexicano, e na América Central ocorre primariamente em maiores elevações, em clareiras e plantações. É comum e amplamente distribuída nos Estados Unidos e no Canadá, onde as populações das partes mais setentrionais não migram, porém hibernam durante os meses mais frios do ano (BARBOUR & DAVIS, 1969). Durante a hibernação podem ficar junto com outras espécies, mas nunca em grupos grandes de sua própria espécie (EISENBERG & REDFORD, 1999). Abriga-se geralmente em cascas de árvores



ou cavernas, embora possa ocupar uma variedade de estruturas feitas pelo homem, como construções abandonadas, sótãos de residências, torres de igrejas, dentre outros, assim como fissuras em rochas e ocos de árvores (CZAPLEWSKI *et al.*, 1979). É comumente associada com construções humanas no leste da América do Norte, mas aparenta depender mais de cavidades em árvores no oeste (KUNZ & LUMSDEN, 2003).

Alguns abrigos são temporários, outros são utilizados durante o ano todo, pois servem também para hibernação. O tamanho médio das colônias no Canadá, é de 11 a 100 indivíduos e a fidelidade é móvel, de 3 a 10 dias; a área de ocupação (média da distância entre os abrigos consecutivos) é menor do que 400 m (KUNZ & LUMSDEN, 2003).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Eptesicus taddeii* Miranda, Bernardi & Passos, 2006**

Espécie recentemente descrita e conhecida apenas por sua série-tipo ($n = 24$), com os exemplares oriundos dos estados brasileiros de São Paulo, Paraná e Santa Catarina (MIRANDA *et al.*, 2006a). Localidade-tipo: Fazenda Monjolo, distrito de São Luiz do Purunã, município de Balsa Nova, estado do Paraná, no Brasil. Segundo os autores, este vespertilionídeo tem *E. brasiliensis* como o seu congêner mais similar; no entanto, é notável também sua semelhança externa e craniana com outros grandes *Eptesicus* (*E. chiriquinus* e *E. fuscus*, vide descrições acima, bem como TATE, 1943, DAVIS, 1966, KURTA & BAKER, 1990 e SIMMONS & VOSS, 1998), o que reforça a necessidade de uma revisão sistemática do gênero, que poderá revelar ampliações consideráveis na distribuição de alguns táxons no Brasil.

Com base em MIRANDA *et al.* (2006a), as seguintes características podem ser destacadas

para os exemplares: tamanho médio com focinho mais inflado e orelhas mais redondas que *E. brasiliensis*; coloração variando do castanho-avermelhado ao vermelho; pêlos dorsais bicolores (dois terços basais castanhos e as pontas avermelhadas) com cerca de 7 mm de comprimento; região ventral mais pálida; as partes desprovidas de pêlos no rosto, orelhas e membranas são negras. Algumas medidas da série-tipo: comprimento do antebraço de 44,1 a 48,7 mm, largura zigomática de 11,7 a 12,9 mm, largura da caixa craniana de 7,7 a 8,5 mm, maior comprimento do crânio de 17,3 a 18,4 mm, comprimento da série de dentes maxilares de 6,4 a 7,1 mm.

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Não há informações sobre sua biologia, incluindo dados reprodutivos. Assim como seus congêneres, deve incluir uma grande variedade de insetos em sua dieta.

Os exemplares citados por MIRANDA *et al.* (2006a) foram capturados com uso de redes-de-neblina em horários variados na noite, em áreas de floresta primária e em regeneração, bem como suas bordas. Outras espécies do gênero, registradas para a localidade-tipo, foram *E. brasiliensis* e *E. furinalis*.

O *status* de conservação deste vespertilionídeo também é desconhecido.

Tribo Lasiurini Tate, 1942

Gênero *Lasiurus* Gray, 1831

Espécie-tipo: *Vespertilio borealis* Müller, 1776. Gênero exclusivo das Américas, constituído por 17 espécies, cinco das quais com registros para o Brasil. Dois subgêneros são considerados: *L.* (*Lasiurus*), no país representado por *L. blossevillii* (Lesson & Garnot, 1826), *L. cinereus* (Palisot de Beauvois, 1796) e *L. ebenus* Fazzolari-Corrêa, 1994; e *L.* (*Dasypterus*), representado por *L. ega* (Gervais, 1856) e *L. egregius* (Peters, 1870)

(TAVARES *et al.*, no prelo). Segundo ressaltado por esses autores, as informações corológicas sobre o gênero no Brasil são precárias, dificultando traçar a real distribuição das espécies.

Caracteriza-se pela presença de pêlos, no uropatágio, que se estendem, na maioria das espécies, até sua margem distal. A coloração é variada (tons avermelhados, amarelados, acinzentados ou enegrecidos), sendo, juntamente com a fórmula dentária e dimensões corpóreas, um bom caráter na identificação dos subgêneros e espécies. Como características diagnósticas do gênero e que o separa dos demais no Brasil, estão a forma pontiaguda (cônica) dos incisivos superiores (único em cada hemimaxila), a reentrância palatal acentuada, e o crânio curto e abaulado. As orelhas são pequenas e arredondadas. As fêmeas costumam apresentar quatro mamas, podendo dar à luz cinco filhotes por evento reprodutivo. Das cinco espécies brasileiras, *L. cinereus* é a que apresenta o maior antebraço (geralmente > 50 mm).

***Lasiurus blossevillii* (Lesson & Garnot, 1826)**

Ocorre em Trinidad e Tobago, Equador (incluindo as Ilhas Galápagos), Bolívia, Chile, norte da Argentina, Uruguai e Brasil (REID, 1997; SIMMONS, 2005). Em território brasileiro há registros para o AM, AP, CE, DF, ES, GO, MG, PA, PI, PR, RJ, RS, SC e SP (MARTINS *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Montevideo”, no Uruguai, mas Buenos Aires, na Argentina, foi sugerida por Allen (ANDERSON, 1997).

Lasiurus blossevillii é similar a *L. borealis* e por muito tempo foi ‘sinonimizada’ com esta. Estudos genéticos de BAKER *et al.* (1998) e de MORALES & BICKHAM (1995) indicam que *L. borealis* limita-se ao centro-oeste dos EUA e Canadá, e nordeste do México. Todas as outras populações, com exceção das Antilhas (que podem representar uma outra espécie) estariam incluídas em

L. blossevillii (REID, 1997).

O colorido geral é pardo-avermelhado (machos usualmente com a coloração mais brilhante do que as fêmeas) com tons difusos de cinza (pêlos com pontas esbranquiçadas), e o ventre ligeiramente mais pálido, com tons amarelados (VIZOTTO & TADDEI, 1973; SHUMP-JR & SHUMP, 1982a) e a face ferrugínea. Pode apresentar manchas claras (castanho-amareladas) na base do polegar e na altura da porção anterior do carpo (REID, 1997). As orelhas são curtas e arredondadas e a pele do rosto e das orelhas é rosada. Segundo FAZZOLARI-CORRÊA (1995), observa-se grande variação na cor da pelagem (longa e densa), sendo as populações da região Nordeste do Brasil mais avermelhadas, enquanto as populações da região Sul são tingidas com preto em diferentes intensidades. O uropatágio é densamente piloso em sua face dorsal, exceto na borda posterior, onde os pêlos são mais esparsos (BARQUEZ *et al.*, 1993; BARQUEZ *et al.*, 1999). O antebraço varia de 36 a 42 mm (VIZOTTO & TADDEI, 1973; G. V. BIANCONI, obs. pess.). Apresenta crânio curto e largo, com a superfície do rosto quase alinhada com a caixa craniana, que é arredondada. O diâmetro de cada bula timpânica é aproximadamente igual ao espaço entre elas (SHUMP-JR & SHUMP, 1982a). Possui dois pré-molares superiores (pm 2/2), sendo o primeiro minúsculo (de difícil visualização e ocasionalmente ausente) em comparação com o segundo. Os incisivos inferiores (i 1/3) são trifidos e dispostos em linhas um tanto sobrepostas (ACOSTA Y LARA, 1950).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{1}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

A alimentação desta espécie é basicamente insetívora, capturando suas presas em vôos rápidos e em elevadas altitudes (SHUMP-JR & SHUMP, 1982a) – por esse motivo é raramente amostrada em redes no sub-bosque. O forrageio começa de uma a duas horas após o ocaso e, quando em área antropizada, a atividade



freqüentemente se concentra próximo a lâmpadas (REID, 1997). As populações dos Estados Unidos incluem, em sua dieta, dípteros, homópteros, coleópteros, himenópteros e lepidópteros (SHUMP-JR & SHUMP, 1982a). REIS & PERACCHI (1987), em análise do tubo digestivo de um exemplar colecionado nos arredores de Manaus, encontraram restos de lepidópteros.

Na América do Norte o período de gestação dura cerca de 90 dias e as fêmeas podem dar à luz até cinco filhotes, embora três seja o número usual (SHUMP-JR & SHUMP, 1982a; NEUWEILER, 2000). Segundo NEUWEILER (2000), quando há poucos recursos disponíveis pode ocorrer a reabsorção do excesso de embriões, assim como relatado para *E. fuscus*. Em geral, as fêmeas não carregam os filhotes durante a atividade de forrageio (DAVIS, 1970b), nem os congregam em creches (SHUMP-JR & SHUMP, 1982a).

Os poucos dados reprodutivos disponíveis para América do Sul indicam a captura de fêmeas lactantes em janeiro e novembro para Argentina, bem como de jovens em fevereiro (BARQUEZ *et al.*, 1999). Fêmeas com filhotes também foram encontradas em novembro e dezembro no Uruguai (GONZÁLEZ, 1989). No Brasil, REIS & PERACCHI (1987) relatam a captura de uma fêmea grávida no mês de outubro nos arredores de Manaus e SIPINSKI & REIS (1995) a de uma fêmea jovem no mês de agosto na Reserva Volta Velha, estado de Santa Catarina.

Seus ectoparasitos no Brasil incluem os dípteros nictერიბიდეос *Basilia ferruginea* Miranda-Ribeiro, 1903 e *B. speiseri* (Miranda-Ribeiro, 1907) (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Lasiurus blossevillii é tida como migratória na América do Norte, mas para a região meridional poucos são os dados disponíveis sobre este comportamento. ACOSTA Y LARA (1950) reporta para o Uruguai grandes grupos que aparecem em

março e desaparecem em abril. SILVA (1985) se refere à espécie como uma provável migrante do norte que frequenta o estado do Rio Grande do Sul na primavera e verão.

Este vespertilionídeo, em geral solitário, costuma ser coletado em locais com diferentes níveis de alteração nos mais variados ecossistemas brasileiros, não sendo raros registros até mesmo em áreas urbanas (MARES *et al.*, 1981; MARTORELLI *et al.*, 1996; GARGAGLIONI *et al.*, 1998; FÉLIX *et al.*, 2001; PEDRO *et al.*, 2001; REIS *et al.*, 2002a; BERNARD & FENTON, 2002; FALCÃO *et al.*, 2003; BIANCONI *et al.*, 2004).

Lasiurus blossevillii utiliza uma grande variedade de poleiros, como troncos, forquilhas e as folhagens mais densas das árvores (incluindo o pinus, onde pode ser confundido com as pinhas), epífitas, palmeiras, bananeiras, capim denso e edificações humanas (ACOSTA Y LARA, 1950; SILVA, 1985; GONZÁLEZ, 1989; GARGAGLIONI *et al.*, 1998; GONZÁLEZ, 2001; MAGER & NELSON, 2001; F.C. STRAUBE, com. pess). Estudos conduzidos na América do Norte indicam a utilização de abrigos em folhagens (ca. 5 m acima do solo), de forma a ter poucos obstáculos ao voo (cf. KUNZ & LUMSDEN, 2003). Ademais, mostram fidelidade aos locais dentro de uma área geográfica pequena, mas não demonstram particularidade no uso dos abrigos, utilizando raramente o mesmo abrigo em dias consecutivos.

A espécie possui diagnóstico positivo para a raiva no Brasil (UIEDA *et al.*, 1996; BREDT *et al.*, 1996; MARTORELLI *et al.*, 1996) e, assim como *E. furinalis*, é citada como presa da coruja *Asio stygius* (Wagler, 1832) no Cerrado brasileiro (MOTTA-JUNIOR & TADDEI, 1992).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Lasiurus cinereus* (Palisot de Beauvois, 1796)**

Espécie de ampla distribuição, incluindo Colômbia e Venezuela até a região central de Chile, Bolívia, Uruguai, e Argentina; Havaí (Estados Unidos), Guatemala e México, ao longo dos Estados Unidos até a Columbia Britânica, sudeste de Mackenzie, baía de Hudson e sul de Quebec (Canadá); Ilhas Galápagos (Equador) e Bermudas (SIMMONS, 2005). Há registros de *Lasiurus cinereus* para a Islândia (KRZANOWSKI, 1977), com indivíduos chegando voando e não em barcos, no entanto, as identificações merecem ser revistas. No Brasil há registros para os estados de MG, MS, MT, PI, PR, RJ, RS, SC e SP (CHEREM *et al.*, 2004; PERACCHI *et al.*, 2006; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Philadelphia, Pennsylvania”, nos Estados Unidos.

Lasiurus cinereus possui coloração cinza esbranquiçada que lhe confere um caráter geral grisalho – efeito causado pelas pontas dos pêlos, quase brancas. As orelhas são pequenas e arredondadas, com pêlos amarelos nas margens internas e na metade de sua superfície externa (BARQUEZ *et al.*, 1999). Observam-se pêlos amarelados também na região gular, na base do polegar e na face dorsal do plagiopatágio. Ali se estendem do metacarpo do quinto dedo até o cotovelo, na face externa do antebraço. Ventralmente, até a metade basal do uropatágio, predomina uma pelagem mais amarelada, com tendência ao pardo; os pêlos do abdômen são bicolores, com a base castanho-escura e a ponta clara (GONZÁLEZ, 1989). Dorsalmente os pêlos são pardos esbranquiçados, com sombras de amarelo (base escura – *ca.* 1,5 mm, seguida por uma faixa amarela ou creme – *ca.* 6 mm, seguida por uma faixa castanho-escura e ponta branca) (ACOSTA Y LARA, 1950; BARQUEZ *et al.*, 1999); todo o uropatágio é recoberto de pêlos (por vezes pardos-avermelhados), que se tornam menos densos em sua borda posterior. É a maior espécie brasileira do gênero, com um antebraço

variando de 50 a 57 mm (VIZOTTO & TADDEI, 1973; LIM & ENGSTROM, 2001). O crânio é semelhante ao de *L. blossevillii*, porém maior. Possui dois pré-molares superiores (pm 2/2), sendo o primeiro minúsculo (proporcionalmente menor do que o de *L. blossevillii*) e, ocasionalmente, ausente (SHUMP-JR & SHUMP, 1982b).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{1}{3} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{2}{2} \ m \frac{3}{3} = 32$$

Este vespertilionídeo é considerado um insetívoro aéreo e sua dieta é composta por uma ampla variedade de insetos. Realiza vôos rápidos e retilíneos ao longo de áreas abertas, com chamadas de ecolocalização projetadas de forma a detectar insetos a longas distâncias (BARCLAY, 1985). Sabe-se que nos Estados Unidos possui uma dieta oportunista, constituída primariamente por lepidópteros, coleópteros e odonatas (SHUMP-JR & SHUMP, 1982b; BARCLAY, 1985). No Paraguai, a análise do conteúdo estomacal de um indivíduo revelou a presença de Hymenoptera (Formicidae) (VALERA *et al.*, 2004).

As fêmeas podem gerar de um a quatro filhotes (em média dois), que nascem com o corpo recoberto por uma fina pelagem cinza (GONZÁLEZ, 2001; G. V. BIANCONI, obs. pess.). Os recém-nascidos permanecem com os olhos fechados até o 12º dia e as fêmeas não costumam carregá-los durante a atividade de forrageio; vôos intencionais são iniciados com um pouco mais de 30 dias (SHUMP-JR & SHUMP, 1982b). São poucas as informações reprodutivas disponíveis para a América do Sul, cabendo destacar a captura de indivíduos jovens em dezembro e machos ativamente reprodutivos em meados de novembro, na Argentina (BARQUEZ *et al.*, 1999), bem como o registro de uma fêmea com dois filhotes recém-nascidos (casal) no final de novembro, no município de Foz do Iguaçu, estado do Paraná (G. V. BIANCONI, obs. pess.).

Esta espécie realiza movimentos migratórios e hibernação no Hemisfério Norte, mas não



há evidências sobre esse comportamento na América do Sul. Para o Brasil, destaca-se apenas a citação de SILVA (1985) para o Rio Grande do Sul, considerando-a provável migrante do norte que chega até as regiões do planalto, campos serranos e depressão central desse estado.

Seus hábitos são bastante similares aos de *L. blossevillii*, ou seja, em geral solitários – ainda que grupos possam freqüentar a mesma árvore (s. GONZÁLEZ, 2001), fazendo uso de uma infinidade de abrigos, como copas de palmeiras e bananeiras, ocos de árvores, troncos com líquens e musgos, ramagens e folhagens secas de árvores frutíferas (p. ex.: ameixeiras, pessegueiros e macieiras) ou não (p. ex.: pinus e eucalipto), com os quais se confundem (ACOSTA Y LARA, 1950; SILVA, 1985; GONZÁLEZ, 1989; PACHECO *et al.*, no prelo). No Brasil também é capturada com relativa freqüência em áreas urbanas, como nas cidades de Foz do Iguaçu, Londrina, estado do Paraná (BIANCONI *et al.*, 2005) e Belo Horizonte, estado de Minas Gerais (PERINI *et al.*, 2003).

Assim como *L. blossevillii*, esta espécie também é citada como presa de *Asio stygius* Wagler, 1832 no Cerrado brasileiro (MOTTA-JUNIOR & TADDEI, 1992); possui diagnóstico positivo para raiva no Brasil (CUNHA *et al.*, 2006).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc) e citada como “presumivelmente ameaçada” no estado do Rio de Janeiro (BERGALLO *et al.*, 2000).

***Lasiurus ebenus* Fazzolari-Corrêa, 1994**

Espécie conhecida apenas por seu holótipo, procedente do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil (FAZZOLARI-CORRÊA, 1994), embora sua distribuição deva incluir áreas similares do sudeste brasileiro.

Lasiurus ebenus difere de seus congêneres

brasileiros por ser quase inteiramente negro, incluindo a face, as orelhas, os lábios e as membranas – embora essas últimas apresentem pêlos um pouco mais claros no uropatágio e na parte ventral da asa (FAZZOLARI-CORRÊA, 1994). Segundo a autora, dorsalmente percebe-se um padrão tricolor nos pêlos, que têm as bases e as pontas pretas, com uma faixa mediana castanho-escura; ventralmente possui pêlos bicolores, com dois terços basais marrons e pontas pretas. Outras características da espécie: terço distal do uropatágio sem pêlos; orelhas largas e arredondadas e trago curto e triangular; rostró curto, crista sagital pouco desenvolvida, primeiro pré-molar superior presente e segundo pré-molar com raiz dupla. Medidas do holótipo, macho: antebraço 45,7 mm; tíbia 21,2 mm; calcâneo 15,3 mm; comprimento total 115,0 mm; maior comprimento do crânio 13,0 mm; largura zigomática 10,3 mm; largura interorbital 4,6 mm; peso 14 g (FAZZOLARI-CORRÊA, 1994).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{1}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{2}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Não há informações sobre sua dieta, embora deva incluir uma grande variedade de insetos.

O holótipo foi coletado em junho de 1991 com o uso de rede-de-neblina instalada sobre um riacho em área de floresta; apresentava testículos com 3 mm de comprimento e 2 mm de largura (FAZZOLARI-CORRÊA, 1994). Sobre este indivíduo foram coletados ectoparasitos nictერიბიდეოს, descritos como *Basilia insularis* Graciolli, 2003.

Devido à sua área limitada de ocorrência e conseqüente fragilidade às pressões antrópicas (ou a eventos estocásticos), este táxon é considerado “vulnerável” (VU: B1+2c, D2) pela IUCN (2006), na Lista da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (MACHADO *et al.*, 2005) e na lista da fauna ameaçada no estado de São Paulo (SÃO PAULO, 1998).

***Lasiurus ega* (Gervais, 1856)**

Ocorre do sul dos Estados Unidos ao sul da Bolívia, Argentina, Paraguai, Uruguai, Trinidad e Brasil (SIMMONS, 2005), em todos os estados das regiões Centro-Oeste, Sudeste e Sul, bem como no AC, AM, CE, PA, PE, PI e Bacia Amazônica (MARES *et al.*, 1981; TAVARES *et al.*, no prelo). Embora alguns autores (*e.g.* VIEIRA, 1955; VOSS, 1973; VIZOTTO & TADDEI, 1973) diferenciem duas subespécies de *L. ega* no Brasil (*L. e. ega* e *L. e. argentinus*), não apresentamos aqui suas distribuições, concordando com TAVARES *et al.* (no prelo), que sugerem não haver elementos para julgar a validade desses táxons. Localidade-tipo: “Ega” (atualmente Tefê), estado do Amazonas, no Brasil.

Lasiurus ega possui coloração que varia do pardo-amarelado ao fulvo-oliváceo. A base dos pêlos é castanho-escuro ou negra, embora nas laterais do corpo (flancos) e no uropatágio estes são amarelos desde sua base até a ponta (ACOSTA Y LARA, 1950). As orelhas, ainda que arredondadas, terminam em ponta, enquanto que o trago é comparativamente mais largo do que em *L. cinereus* (GONZÁLEZ, 1989). Outro detalhe distinto a *L. cinereus* são as unhas dos polegares, usualmente menores em *L. ega*. De forma geral, as membranas são de um colorido pálido, levemente transparente e, assim como em outros representantes do gênero, as partes ventrais são recobertas por pêlos. Estes surgem no cotovelo e avançam gradativamente pelo plagiopatágio externamente ao antebraço, terminando no metacarpo do quinto dedo (dorsalmente nesses locais nota-se uma pigmentação marrom). O uropatágio é recoberto por pêlos em sua superfície dorsal até a metade ou um terço de sua porção anterior; a partir daí, os pêlos tornam-se bastante esparsos. Pode ser considerada uma espécie relativamente grande, com um antebraço variando geo-

graficamente de 40,5 a 52,0 mm (VIZOTTO & TADDEI, 1973; SILVA, 1985; G. V. BIANCONI, obs. pess.). Algum dimorfismo sexual tem sido relatado para América do Sul, com fêmeas maiores que os machos, embora as diferenças não sejam significativas (*v.* BARQUEZ *et al.*, 1999). A cabeça é curta e larga, com a caixa craniana fortemente arredondada; o rosto é inclinado, com a superfície dorsal quase alinhada à caixa craniana; as bulas timpânicas são bem desenvolvidas, tendo o diâmetro aproximadamente igual à distância entre elas (KURTA & LEHR, 1995). Possui apenas um pré-molar superior (pm 1/2); incisivos inferiores trifidos (i 1/3) e dispostos em uma linha quase perpendicularmente ao sentido das maxilas (ACOSTA Y LARA, 1950; KURTA & LEHR, 1995).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \quad c \frac{1}{1} \quad pm \frac{1}{2} \quad m \frac{3}{3} = 30$

No que se refere à dieta, um estudo conduzido no México (Yucatan) observou o consumo freqüente de coleópteros, seguidos por outras presas potenciais (GAUMER, 1917 *apud* KURTA & LEHR, 1995, p. 4). No Paraguai, a análise do con-



Lasiurus ega (Foto: A. L. Peracchi).



teúdo estomacal de um indivíduo revelou a presença de Diptera (Brachycera), Lepidoptera (Pyrilidae), Coleoptera (Chrysomelidae) e Heteroptera (Miridae) (VALERA *et al.*, 2004). No Brasil, o mesmo tipo de análise para um indivíduo procedente do município de Foz do Iguaçu (PR) indicou a ingestão de lepidópteros e coleópteros (G. V. BIANCONI, obs. pess.). REIS *et al.* (2002b) encontraram insetos em todas as fezes desta espécie procedentes da bacia do rio Tibagi, estado do Paraná.

As fêmeas podem gerar de um a quatro filhotes por ciclo reprodutivo (monoestral), sendo a gestação de 3 a 3,5 meses; o período mínimo de lactação é de dois meses e os primeiros vôos intencionais dos jovens ocorrem após 30 dias (KURTA & LEHR, 1995). MYERS (1977) observou, no leste do Paraguai, cópulas sem ovulação no mês de maio, sugerindo que as fêmeas armazenam os espermatozoides viáveis por aproximadamente três meses. Outras anotações para a América do Sul indicam o nascimento de filhotes durante a primavera no Uruguai (GONZÁLEZ, 2001), e a captura de três fêmeas grávidas (dois embriões cada; *ca.* 20 mm) em novembro, e um recém-nascido no final de janeiro, na Argentina (BARQUEZ & OJEDA, 1992; BARQUEZ *et al.*, 1999). Adicionalmente há o registro, para o Brasil, de uma fêmea grávida em novembro, na Caa-tinga (WILLIG, 1985a), e outra, no mesmo mês, em Itaúna do Sul, estado do Paraná (três embriões; *ca.* 22 mm) (G. V. BIANCONI, obs. pess.).

Pouco se conhece sobre seus hábitos, mas se sugere que sejam similares aos de *L. blossevillii* (GOODWIN & GREENHALL, 1961). A distribuição geográfica é bastante ampla e inclui os mais variados habitats; no Brasil ocorre em todos os biomas (VIEIRA, 1955; VOSS, 1973; MARES *et al.*, 1981; MOK *et al.*, 1982; NOGUEIRA *et al.*, 1999; MIRETZKI, 2003; CHEREM *et al.*, 2004). Embora não comprovado, o comportamento migratório tem sido sugerido para a América do Sul: VAN DEUSEN (1961) registrou um indivíduo

macho voando sobre o Oceano Atlântico e pousando em um navio a cerca de 335 km da terra mais próxima (entre as ilhas Falkland e Buenos Aires, na Argentina), em março de 1960. Mais recentemente, ESBÉRARD & MOREIRA (2006) relataram o caso de um macho adulto pousando em uma embarcação localizada a 145 km da costa sudeste brasileira, em abril de 2002.

Lasiurus ega é freqüentemente observado em meio a folhas secas de palmeiras e, ao contrário de outras espécies que se agarram utilizando somente as patas, ele pode se prender às nervuras das folhas valendo-se também das unhas dos polegares (GONZÁLEZ, 1989). Os registros para a Argentina são tanto de indivíduos sozinhos quanto em grupos relativamente grandes (> 20) abrigados em folhas de palmeiras, algumas vezes na zona urbana; há também relatos da ocupação de casas com cobertura de palha ou palmeira (BARQUEZ *et al.*, 1999). No Uruguai, utiliza as copas de Arecaceae dos gêneros *Washingtonia* e *Tritbrinax* (que também ocorrem no Brasil) (GONZÁLEZ, 2001) e os ninhos abandonados do pequeno psitacídeo caturrita *Myiopsitta monachus* (Boddaert, 1783) (ACOSTA Y LARA, 1950): amontoados de pequenos gravetos, galhos secos e espinhosos pendurados em árvores, geralmente acima de um metro (SICK, 1997). Para o Brasil há relatos de coletas desse morcego em folhas secas e retorcidas de palmeiras-de-leque no Rio Grande do Sul (SILVA, 1985), na área urbana de Porto Alegre e no vale do rio Taquari, onde grupos com aproximadamente 12 indivíduos foram registrados (PACHECO *et al.*, no prelo). A espécie tem sido capturada com relativa freqüência em abrigos naturais ou artificiais em outras cidades, como Lajeado, no Rio Grande do Sul, Florianópolis, Londrina, Itaúna do Sul, Foz do Iguaçu, São Paulo, dentre outras (SODRÉ & ROSA, 2006; PACHECO *et al.*, no prelo; G. V. BIANCONI, obs. pess.). Em Minas Gerais foi encontrada em abrigos cársticos coabitando com *Desmodus rotundus* e formando

colônias de quatro a oito indivíduos (ALMEIDA *et al.*, 2002). Neste mesmo estado foi relatada a captura de três espécimes ao redor de bananeiras, na Serra da Canastra (GLASS & ENCARNÇÃO, 1982). PATTERSON (1992) relata a captura para o estado do Pará de três indivíduos em folha de bananeira.

Foi citada como presa de *Asio stygius* (Wagler, 1832) no Cerrado brasileiro (MOTTA-JUNIOR & TADDEI, 1992), e possui diagnóstico positivo para a raiva (UIEDA *et al.*, 1996; CUNHA *et al.*, 2006).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Lasiurus egregius* (Peters, 1870)**

Ocorre no Panamá, Guiana Francesa e Brasil (SIMMONS, 2005), onde possui registros para Pará, Pernambuco e Santa Catarina (VOSS *et al.*, 1973; CHEREM *et al.*, 2004; SOUZA *et al.*, 2004; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Santa Catarina”, no Brasil.

Sua coloração é avermelhada, com os pêlos das partes superiores escuros na base, amarelados na parte mediana e avermelhados na ponta; nas partes inferiores esses são pardo-escuros na base e vermelho brilhante na extremidade (VIEIRA, 1942). Segundo este autor, as orelhas são romboidais, mais longas que largas; o trago tem a margem interna reta e a externa formando um ângulo bem acentuado. As membranas das asas são escuras, exceto próximas ao polegar e na base dos metacarpos, quando atingem um tom mais pálido. Observam-se pêlos na base dos polegares e na face dorsal do plagiopatágio, formando uma faixa estreita que se estende do cotovelo até o metacarpo do quinto dedo. De forma mais esparsa, esses ocorrem entre as bases do terceiro e quinto dedo e no propatágio. O uropatágio é dorsalmente revestido por uma pelagem avermelhada em sua parte anterior, tornando-se menos densa em sua porção pos-

terior. *Lasiurus egregius* é relativamente grande, com um comprimento total de 127 mm e antebraccio variando de 48 a 50 mm (EMMONS & FERR, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999; LIM & ENGSTROM, 2001). Assim como a espécie precedente, não possui os pequenos pré-molares superiores (pm 1/2).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} c \frac{1}{1} pm \frac{1}{2} m \frac{3}{3} = 30$

Não há informações sobre os hábitos alimentares e a reprodução desta espécie, embora em muitos aspectos deva ser similar aos seus congêneres.

É um animal com poucos registros para o Brasil. Na descrição da espécie, PETERS (1870) cita como localidade-tipo apenas “Santa Catarina”, não especificando o local exato da coleta. Este era o único registro disponível para o país até o final da década de 1960, quando um estudo conduzido no estado do Pará, por KALKO & HANDLEY (2001), revelou sua ocorrência também para a Floresta Amazônica. Mais recentemente *L. egregius* foi capturada nos brejos de altitude de Pernambuco (SOUZA *et al.*, 2004). Tais ampliações na distribuição deixam clara a necessidade de maior cuidado na identificação dos espécimes colecionados, bem como daqueles obtidos e liberados em campo. Sugere-se ainda uma revisão sistemática do gênero no Brasil.

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “quase ameaçada” (LR/nt) (*i.e.* não está ameaçada no presente, mas corre o risco de se tornar vulnerável num futuro próximo). No Brasil é citada como “deficiente em dados” (MACHADO *et al.*, 2005).

Tribo Nycticeiini Gervais, 1855 **Gênero *Rhogeessa* H. Allen, 1866**

Espécie-tipo: *Rhogeessa tumida* H. Allen, 1866. Gênero representado por dez espécies exclusivas da América Latina, das quais duas ocor-



rem no Brasil: *Rhogeessa hussoni* Genoways & Baker, 1996 e *Rhogeessa io* Thomas, 1903 (SIMMONS, 2005). TAVARES *et al.* (no prelo) recomendam uma revisão dos exemplares de *Rhogeessa* colecionados no país, uma vez que muitos indivíduos do gênero foram primariamente identificados como *R. tumida* – espécie hoje considerada restrita à América Central (GENOWAYS & BAKER, 1996).

Este pequeno vespertilionídeo possui membrana alar nua e espessa, e uropatágio extenso e quase desprovido de pêlos, exceto na sua base (VONHOF, 2000). A coloração acastanhada contrasta com a base dos pêlos, que é mais clara (PERACCHI *et al.*, 2006). Os machos apresentam uma área glandular (função odorífera) localizada na superfície dorsal da base da orelha (SCULLY, 1977). O comprimento da cabeça e corpo varia de 37 a 50 mm, o antebraço de 25 a 34 mm e as orelhas em geral são menores que 15,0 mm (VIZOTTO & TADDEI, 1973; EISENBERG & REDFORD, 1999). A largura de cada bula timpânica é menor do que o espaço entre elas. Difere de *Eptesicus*, *Histiotus* e *Myotis* por seu único incisivo superior, que apresenta uma pequena cúspide próxima à extremidade (i 1/3); os incisivos laterais inferiores são reduzidos (GOODWIN & GREENHALL, 1961; KOOPMAN, 1994).

***Rhogeessa hussoni* Genoways & Baker, 1996**

Ocorre no sul do Suriname e no Brasil (SIMMONS, 2005), onde possui registros para os estados da Bahia (GENOWAYS & BAKER, 1996; FARIA *et al.*, 2006), Minas Gerais e Paraná (TAVARES *et al.*, no prelo). GENOWAYS & BAKER (1996) consideram sua distribuição também para o alto rio Paranaíba, estado do Maranhão, ainda que baseado num único exemplar (só pele) depositado no *Field Museum* de Chicago, Estados Unidos. Há relatos de espécimes para os estados do Mato Grosso (Xavantina) (PINE *et al.*, 1970;

LaVAL, 1973a), Paraíba e Pernambuco (SOUZA *et al.*, 2004), os quais, segundo TAVARES *et al.* (no prelo), necessitam confirmação por ocorrerem em áreas intermediárias entre *R. hussoni* e *R. io*. Localidade-tipo: “Nickerie District”, no Suriname.

Possui coloração castanha com tons difusos de cinza. Os pêlos dorsais apresentam a porção distal mais escura e a base mais clara; a pelagem ventral segue o mesmo padrão, embora a base dos pêlos costume ser mais pálida. A face é triangular, com o focinho afilado e evidente; os olhos são pequenos e as orelhas são triangulares e escuras na ponta, com o trago formando uma lâmina longa e estreita (s. EMMONS & FEER, 1997). As membranas alares são escuras e em geral nuas; dorsalmente o uropatágio possui pêlos esparsos que raramente excedem a altura do joelho. *Rhogeessa hussoni* é um pouco maior que seu congênere brasileiro; algumas das medidas observadas para o holótipo são: comprimento do antebraço 30,2 mm; metacarpo do terceiro dedo 29,0 mm; metacarpo do quinto dedo 28,2 mm; comprimento do crânio 13,2 mm; largura externa entre os caninos superiores 3,8 mm (GENOWAYS & BAKER, 1996).

Fórmula dentária: i $\frac{1}{3}$ c $\frac{1}{1}$ pm $\frac{1}{2}$ m $\frac{3}{3}$ = 30

Pouco se conhece sobre sua biologia, incluindo dados reprodutivos. Sugere-se, a exemplo de outros representantes do gênero, hábitos insetívoros com a captura de presas aéreas, provavelmente utilizando rotas de voo bem estabelecidas (s. GOODWIN & GREENHALL, 1961; BARCLAY & BRIGHAM, 1991).

Embora raramente capturada (REIS *et al.*, 2002b), parece estar associada a uma grande variedade de ecossistemas em diferentes biomas brasileiros.

O *status* de conservação desta espécie não foi avaliado pela IUCN (2006). Citada como *Rhogeessa tumida*, recebe a categoria “dados insuficientes” no estado do Paraná (MARGARIDO & BRAGA, 2004).

***Rhogeessa io* Thomas, 1903**

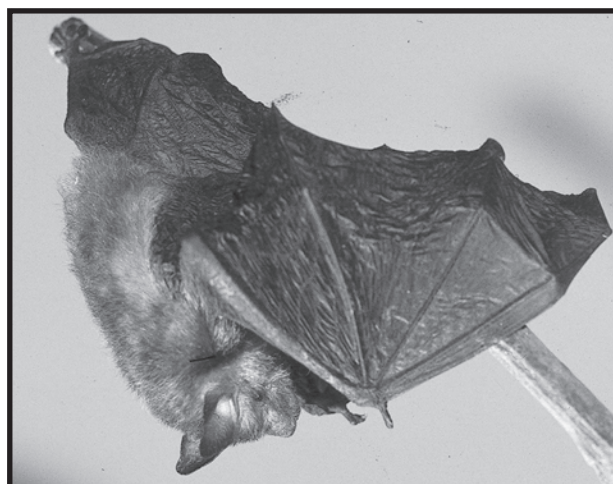
Distribui-se desde a região central e sul da Nicarágua ao norte da Colômbia e oeste do Equador, Venezuela, Trinidad e Tobago, Guiana e Brasil, onde possui registros apenas para a Bacia Amazônica (PINE *et al.*, 1970; SIMMONS, 2005; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Valencia”, no estado de Carabobo, Venezuela.

De forma geral, *R. io* possui coloração castanho-amarelada ou ferrugínea com tons difusos de cinza. Dorsalmente, a base dos pêlos é amarello-pálida tendendo a cinza, e a porção distal varia do marrom-cinza a acastanhada, semelhante à cor da canela em pó. No ventre predominam os tons mais brilhantes, ainda que a base dos pêlos seja pálida. Assemelha-se à espécie precedente no que diz respeito à face triangular, aos olhos pequenos, ao rostro afilado e evidente, às orelhas triangulares (quase inteiramente negras), e ao trago longo e laminiforme. As membranas são escuras e desprovidas de pêlos, exceto em uma pequena porção do uropatágio, onde estes se distribuem de forma esparsa até a altura do joelho. É menor do que *R. bussoni* em várias medidas, dentre as quais no comprimento do antebraço (< 30 mm), do metacarpo do terceiro dedo (26,2 a 28,4 mm), do metacarpo do quinto dedo (26,3 a 27,8 mm), do comprimento do crânio (11,7 a 12,6 mm), e da largura externa entre os caninos superiores (3,4 a 3,6 mm) (HERSHKOVITZ, 1949; GENOWAYS & BAKER, 1996; LIM & ENGSTROM, 2001).

Fórmula dentária: $i \frac{1}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 30$

Ainda que suas preferências alimentares sejam desconhecidas, sabe-se que é insetívora aérea e, supostamente, estabelece rotas de caça (GOODWIN & GREENHALL, 1961; BARCLAY & BRIGHAM, 1991). Segundo EMMONS & FEER (1997), inicia sua atividade de forrageio ao anoitecer, saindo do abrigo em vôos rápidos.

As poucas informações reprodutivas in-



Rhogeessa io (Foto: Rexford D. Lord).

dicam a geração de dois filhotes por ciclo (GOODWIN & GREENHALL, 1961). Na Nicarágua foram capturadas fêmeas grávidas no início de março e uma lactante em meados de julho (JONES *et al.*, 1971; LaVAL, 1973a).

Há relatos de abrigos em folhas de palmeiras, casas com telhado de palha, tábuas justapostas e, principalmente, árvores ocas, podendo formar colônias relativamente grandes (GOODWIN & GREENHALL, 1961; EMMONS & FEER, 1997; EISENBERG & REDFORD, 1999). Na Nicarágua, exemplares deste gênero (citados como *R. tumida*) foram observados numa torre de igreja em associação com *Molossus bondae*, *M. sinaloae*, *Eptesicus furinalis*, *Glossophaga* sp., *Myotis nigricans* e *Noctilio albiventris* (BURNETT *et al.*, 2001).

Assim como seu congênere brasileiro, o status de conservação de *R. io* não foi avaliado pela IUCN (2006).

Tribo Vespertilionini Gray, 1821

Gênero *Histiotus* Gervais, 1856

Espécie-tipo: *Plecotus velatus* I. Geoffroy, 1824. Gênero exclusivo da América do Sul, representado por sete espécies, quatro delas com registro no Brasil: *Histiotus alienus* Thomas, 1916, *H. macrotus* (Poeppig, 1835), *H. montanus* (Philippi &

Landbeck, 1861) e *H. velatus* (I. Geoffroy, 1824) (POL *et al.*, 1998; SIMMONS, 2005).

As diferenças de morfometria, crânio e dentição são bastante discretas entre as espécies de *Histiotus*. Alguns dos caracteres utilizados em sua identificação são os padrões de coloração e a forma e a variação no tamanho das orelhas, compridas e largas (marcantes no gênero). A pelagem é castanha em diferentes intensidades, por vezes com tons difusos de cinza. No crânio chama a atenção o grande diâmetro das bulas timpânicas, consideravelmente maiores do que o espaço entre elas. O gênero apresenta a mesma fórmula dentária de *Eptesicus*, porém os incisivos superiores externos são muito reduzidos e dispostos lateralmente aos superiores internos (KOOPMAN, 1994).

***Histiotus alienus* Thomas, 1916**

Distribui-se pelo Uruguai e sul do Brasil, onde é citada apenas para o estado de Santa Catarina (CHEREM *et al.*, 2004; SIMMONS, 2005). GONZÁLEZ (2006) recentemente questionou a sua ocorrência para o Uruguai, após revisar o provável exemplar testemunho (depositado no *Field Museum*) e identificá-lo como *Histiotus montanus*. Localidade-tipo: “Joinville, Santa Catarina”, no Brasil.

Possui coloração geral castanho-escura, com orelhas e membranas intensamente acinzentadas. O formato das orelhas é aproximadamente oval (altura 29 mm; largura 20 mm), com ligação membranosa sobre a fronte pouco perceptível (altura da ligação *ca.* 2 mm) (THOMAS, 1916). As medidas observadas para o holótipo são: comprimento do antebraço 45,0 mm, comprimento do crânio 18,3 mm, largura do zigomático 11,4 mm, largura interorbital 6,5 mm, e comprimento da série de dentes maxilares 6,4 mm (THOMAS, 1916).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$
Não constam informações sobre reprodu-

ção e preferências de alimento e habitats para esta espécie. Com base no que se conhece para o gênero, sugere-se uma dieta insetívora com a captura de presas em voo.

É considerada “vulnerável” (VU: A2c) pela IUCN (2006) e “deficiente em dados” no Brasil (MACHADO *et al.*, 2005).

***Histiotus macrotus* (Poeyppig, 1835)**

Ocorre no Chile, Argentina, Paraguai e Brasil, com registro apenas para o estado de Goiás (POL *et al.*, 1998; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 1998). Localidade-tipo: “Antuco, Bio-Bio”, no Chile.

A pelagem é densa, macia e bicolor, com pêlos dorsais castanho-escuros ou enegrecidos na base e amarelados na ponta; ventralmente os pêlos são castanho-escuros na base e com tendências ao branco nas pontas (BARQUEZ *et al.*, 1999; ACOSTA & VENEGAS, 2006). Possui orelhas muito grandes (27 a 38 mm, em geral maior que 30 mm) conectadas sobre a fronte por uma faixa membranosa. O trago é bem desenvolvido, podendo alcançar metade do comprimento da orelha, e o antitrigo é pequeno e arredondado. De forma geral, as membranas são cinza pálidas, levemente transparentes, e o trago e as orelhas possuem tons amarelados (POL *et al.*, 1998; BARQUEZ *et al.*, 1999). Embora bastante similar a *H. montanus* (espécie com a qual costuma ser confundida), possui o rosto mais largo, o crânio mais robusto e uma maior largura externa entre os molares superiores (> 7 mm) (BARQUEZ *et al.*, 1999). Algumas das medidas observadas para a espécie na Argentina são: antebraço 44,0 a 48,9 mm; comprimento do crânio 16,7 a 19,3 mm; largura da caixa craniana 8,3 a 8,9 mm; largura do zigomático 10,1 a 11,2 mm; constrição pós-orbital 3,8 a 4,8 mm; comprimento da série de dentes maxilares 5,5 a 6,7 mm (MARES *et al.*, 1996; BARQUEZ *et al.*, 1999).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Sugere-se uma dieta insetívora com a captura de insetos em voo.

Poucas são as informações sobre a biologia desta espécie; nada se conhece para o Brasil. No Peru foram capturadas fêmeas grávidas no mês de outubro (GRAHAM, 1987). Na Argentina há registros de fêmeas grávidas e lactantes no mês de dezembro, sugerindo uma reprodução sincronizada (PEARSON & PEARSON, 1989; MARES *et al.*, 1995). Segundo PEARSON & PEARSON (1989), as fêmeas parecem ter o embrião implantado somente na tuba uterina direita.

Utiliza grande variedade de abrigos, como sótãos e telhados de residências, frestas de rochas, minas abandonadas, grutas, cavernas, entre outros locais protegidos (PEARSON & PEARSON, 1989; BARQUEZ *et al.*, 1999). Há o registro de abrigo conjunto com *Tadarida brasiliensis* e *Myotis* sp. em caverna na Argentina, bem como de uma colônia de 20 indivíduos em sótão de residência (PEARSON & PEARSON, 1989; BARQUEZ *et al.*, 1999).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “quase ameaçada” (LR/nt) (*i.e.* não está ameaçada no presente, mas corre o risco de se tornar vulnerável num futuro próximo).

***Histiotus montanus* (Philippi & Landbeck, 1861)**

Espécie com registros para a Bolívia, onde ocorre em grandes altitudes (ANDERSON, 1997), norte do Chile, Argentina, Uruguai, Peru, Equador, Colômbia, Venezuela e sul do Brasil (SIMMONS, 2005), nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (SILVA, 1985; CHEREM *et al.*, 2004; FABIÁN *et al.* 2006; MIRANDA *et al.* 2006b). Localidade-tipo: “Cordillera, Santiago”, no Chile.

Em geral, a coloração é bastante similar à

de *H. macrotus*, ou seja, os pêlos dorsais têm a base castanho-escuro com a ponta amarelada, e os ventrais a base castanho-escuro com a ponta esbranquiçada. Percebe-se em alguns exemplares tons mais claros, geralmente no ventre, conferindo um padrão acinzentado (ACOSTA Y LARA, 1950; BARQUEZ *et al.*, 1999). As orelhas são relativamente mais curtas (26 a 28 mm) e arredondadas do que na espécie precedente, e a ligação membranosa entre elas pode estar ausente ou pouco perceptível (VIZOTTO & TADDEI, 1973; ANDERSON, 1997; BARQUEZ *et al.*, 1999). O trago é bem desenvolvido, podendo alcançar até a metade da altura da orelha. As membranas, a face e as orelhas são escuras ou marrom-claras em alguns indivíduos (ACOSTA Y LARA, 1950). Algumas medidas anotadas para a espécie: antebraço 42,5 a 49,0 mm, comprimento do crânio 17,0 a 18,6 mm, largura da caixa craniana 8,0 a 8,5 mm, largura do zigomático 10,7 a 12,2 mm, constrição pós-orbital 4,1 a 4,6 mm, comprimento da série de dentes maxilares 5,9 a 6,8 mm (ACOSTA Y LARA, 1950; BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{1}{2} \ m \ \frac{3}{3} = 32$

Alimenta-se de insetos e, segundo GONZÁLEZ (1989), é uma das espécies que melhor se adapta ao cativeiro, sendo receptiva a pequenos coleópteros, lepidópteros e ortópteros, dentre outras presas vivas.

Estima-se que as fêmeas iniciam a reprodução com cerca de um ano de vida, gerando um filhote por ciclo (PEARSON & PEARSON, 1989); segundo esses autores, a implantação do embrião ocorre geralmente na tuba uterina direita. Na Argentina, grávidas têm sido colecionadas entre agosto e novembro (PEARSON & PEARSON, 1989). Não há informações reprodutivas para o Brasil.

Embora rara no país, inclui diferentes habitats ao longo de sua distribuição pela América do Sul. Geralmente forma pequenas colônias



em frestas de rocha, ocos de árvores, grutas, cavernas e toda sorte de abrigos artificiais (ACOSTA Y LARA, 1950; PEARSON & PEARSON, 1989; GONZÁLEZ, 2001; BARQUEZ *et al.*, 1999). No Uruguai foi capturada ($n = 8$) utilizando o mesmo galpão que *Tadarida brasiliensis* e *Myotis ruber*. No estado do Paraná há registros de coabitação de telhado de residência com *Tadarida brasiliensis* e *Myotis levis* (MIRANDA *et al.*, 2006b). SILVA (1985) reporta como hábitat preferencial para a espécie, no Rio Grande do Sul, cavernas rochosas de regiões serranas.

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Histiotus velatus* (I. Geoffroy, 1824)**

Distribui-se na Bolívia, Paraguai, noroeste da Argentina e Brasil (SIMMONS, 2005), onde há registros para o Piauí, Ceará, Mato Grosso, Distrito Federal e todos os estados das regiões Sudeste e Sul (TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Curitiba, Parana”, no Brasil.

A coloração dorsal varia do castanho-claro ao escuro, incluindo tons grisalhos; o ventre pode ser castanho-acinzentado, cinza-esbranquiçado ou castanho-escuro. As orelhas são de formato aproximadamente triangular (altura 28 a 30 mm, largura 22 a 25 mm), com ligação membranosa sobre a fronte mais desenvolvida do que em *H. alienus* (altura da ligação: 3,0 a 3,5 mm) (VIZOTTO & TADDEI, 1973) – nas outras espécies esse último caráter é bastante variado. As membranas e as orelhas são escuras, geralmente marrons. O crânio é levemente mais estreito do que em seus congêneres (padrão verificado na análise da região pós-orbital e palatal) (s. THOMAS, 1916; ANDERSON, 1997). Algumas me-

didadas anotadas: antebraço 42 a 50 mm, comprimento do crânio 14,5 a 18,0 mm, largura da caixa craniana 8,1 a 9,3 mm, largura do zigomático 11,0 a 11,5 mm, constrição pós-orbital 3,8 a 4,0 mm, comprimento da série de dentes maxilares 6,5 a 7,0 mm (VIEIRA, 1942; SILVA, 1985; G. V. BIANCONI, obs. pess.).

$$\text{Fórmula dentária: } i \frac{2}{3} \text{ c } \frac{1}{1} \text{ pm } \frac{1}{2} \text{ m } \frac{3}{3} = 32$$

Histiotus velatus é insetívoro e captura suas presas em voo. A análise de amostras fecais obtidas no Parque Estadual da Cantareira, São Paulo, indicou o consumo de lepidópteros, himenópteros e aranhas Pholcidae e Araneoidea (NORA & CHAVES, 2006).

Dados biológicos levantados para alguns exemplares no estado do Rio de Janeiro apontam setembro como o início do período reprodutivo (PERACCHI, 1968). Embora a composição sexual não tenha sido anotada durante o evento reprodutivo, foi comum nas colônias uma maior proporção de fêmeas. Em um dos abrigos foram capturadas quatro fêmeas e seis filhotes. Segundo descrições do autor, os mais jovens, agarrados às mães (*ca.* 10 dias de vida), tinham coloração rósea, com raros pêlos esparsos, asas escuras e orelhas relativamente pequenas; os filhotes mais velhos (25 a 30 dias) tinham orelhas mais desenvolvidas,



Histiotus velatus (Foto: Isaac P. Lima).

pele ventral acinzentada e dorsal enegrecida, recoberta por pêlos curtos e densos.

Seus ectoparasitos no Brasil incluem os ácaros *Mesostigmata* (Macronyssidae) *Chiroptonyssus haematophagus* (Fonseca, 1935) e *Steatonyssus* sp., o carrapato (Argasidae) *Ornithodoros talage* Guérin-Méneville, 1949, os dípteros nictéribídeos *Basilia andersoni* Peterson & Maa, 1970 e *B. plaumanni* Scott, 1940, o estreblídeo (Trichobiinae) *Megistopoda aranea* (Coquillett, 1899), e a pulga (Tungidae) *Hectopsylla pulex* (Haller, 1880) (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Parece capaz de se adaptar com sucesso às mais variadas estruturas feitas pelo homem – seu registro em áreas urbanas no Brasil não é raro (e.g. PERINI *et al.*, 2003; ROSA *et al.*, 2006; SODRÉ & ROSA, 2006). *Histiotus velatus*, juntamente com *Myotis nigricans*, são os morcegos sinantrópicos mais comuns no Rio Grande do Sul, habitando preferencialmente telhados, caixas de persianas, nichos de ar condicionado ou vãos entre edifícios (PACHECO & MARQUES, 2006). As colônias têm tamanho variado, como comprovam as observações feitas em telhados de residências no Rio Grande do Sul (ca. 50 indivíduos), Paraná (10 a 65 indivíduos), Rio de Janeiro (12 a 50 indivíduos) e Minas Gerais (seis a 12 indivíduos) (PERACCHI, 1968; REIS *et al.*, 1999; MUMFORD & KNUDSON, 1978 *apud* PERACCHI *et al.*, 2006, p. 217; PACHECO *et al.*, no prelo; G. V. BIANCONI, obs. pess.).

Este vespertilionídeo foi citado como presa da coruja *Asio stygius* (Wagler, 1832) no Cerrado brasileiro (MOTTA-JUNIOR & TADDEI, 1992) e possui diagnóstico positivo para a raiva (BREDT *et al.*, 1996; UIEDA *et al.*, 1996).

É considerado como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

Subfamília Myotinae Tate, 1942

Gênero *Myotis* Kaup, 1829

Espécie-tipo: *Vespertilio myotis* Borkhausen, 1797. Inclui 103 espécies no mundo, das quais 38 ocorrem nas Américas (SIMMONS, 2005). *Myotis* é o gênero com a mais ampla distribuição geográfica dentre os morcegos e, provavelmente, dentre os mamíferos terrestres (excetuando-se o homem) (NOWAK, 1999). No Brasil são seis as espécies conhecidas: *M. albescens* (E. Geoffroy, 1806), *M. levis* (I. Geoffroy, 1824), *M. nigricans* (Schinz, 1821), *M. riparius* Handley, 1960, *M. ruber* (E. Geoffroy, 1806), e *M. simus* Thomas, 1901.

Há de se destacar que a correta caracterização corológica desses táxons, com a definição de seus padrões de distribuição, é comprometida por dois motivos principais. O primeiro deve-se à seletividade do método de amostragem utilizado na maioria dos estudos, as ‘redes-de-neblina’ – não adequadas à captura de muitas espécies de vespertilionídeos. O segundo relaciona-se à atual situação sistemática e taxonômica das espécies sul-americanas de *Myotis*, que não assegura confiabilidade às identificações vinculadas em vários estudos realizados no Brasil. LaVAL (1973b), na sua clássica revisão das espécies neotropicais do gênero (única até o momento), salienta que muitos exemplares dessa região têm sido mal identificados, usualmente como *M. nigricans*.

Seus representantes são pequenos e de pelagem moderadamente curta, lanosa ou sedosa. A coloração varia bastante entre as espécies brasileiras, podendo apresentar tons acinzentados, enegrecidos, pardo-avermelhados, castanhos, entre outras variações destas. Possuem um uropatágio largo e comprido com pêlos em sua base dorsal, o antebraço varia de 31,0 a 41,1 mm de comprimento, e o peso costuma não ultrapassar 8 g. Eventualmente podem ser confundidos com *Eptesicus* spp., porém diferem destes e de outros vespertilionídeos



Myotis albescens (Foto: Rexford D. Lord).

brasileiros por apresentar três pré-molares, inferiores e superiores.

***Myotis albescens* (E. Geoffroy, 1806)**

Ocorre no sul do México, Guatemala, Honduras, Nicarágua, Panamá, Colômbia, Venezuela, Guiana, Suriname, Equador, Peru, Bolívia, Brasil, Uruguai, Paraguai e norte da Argentina (SIMMONS, 2005). No Brasil há registros para os estados do AC, AM, AP, BA, MG, MS, PA, PR, RJ, RR, RS e SP (VOSS, 1973; MARTINS *et al.*, 2006; PACHECO & MARQUES, 2006; MIRANDA *et al.*, 2007; TAVARES *et al.*, no prelo). Localidade-tipo: “Yaguaron, Paraguari” (por designação de neótipo), no Paraguai (LaVAL, 1973b).

Os pêlos dorsais são castanho-escuros ou negros na base, com as pontas amarelo-douradas ou branco-prateadas (medindo de 3 a 5 mm); ventralmente os pêlos variam do castanho-escuro ao negro, com a base amarelo-pálida tendente a cinza (*s.* LaVAL, 1973b; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). VIZOTTO & TADDEI (1973) sugerem para a espécie uma coloração parda clara no dorso e cinza esbranquiçada nas partes inferiores. Nas membranas (amarronzadas ou enegrecidas) os pêlos se distribuem de forma esparsa, sem cobrir os joelhos na parte dorsal do uropatágio, que geralmente apresenta franja em sua extremidade poste-

rior – pode ser necessária amplificação para ser visualizada (LaVAL, 1973b). O trago tem uma largura aproximadamente constante ao longo de seu comprimento, sendo ligeiramente afilado na extremidade distal, com lobo basal pouco desenvolvido (VIZOTTO & TADDEI, 1973). O comprimento do antebraço varia de 31,0 a 37,3 mm e o do terceiro metacarpo de 30,2 a 34,8 mm – com variações geográficas no tamanho (LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Apresenta, proporcionalmente, ampla constrição pós-orbital (em geral próxima ou pouco maior que 4 mm), rostro curto e curvatura frontal acentuada, crista sagital usualmente ausente ou pouco desenvolvida (BARQUEZ *et al.*, 1999; LaVAL, 1973b).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{3}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 38$

Myotis albescens é classificado como insetívoro aéreo de florestas e clareiras (OJEDA & MARES, 1989; FINDLEY, 1993).

As fêmeas costumam gerar apenas um filhote por evento reprodutivo e a gestação dura 90 dias, ou um pouco menos; o período de lactação é de aproximadamente 30 dias (MYERS, 1977; DOLAN & CARTER, 1979; GONZÁLEZ, 2001). Em Honduras foi capturada uma fêmea grávida no final de julho, carregando um feto de 19 mm de comprimento (DOLAN & CARTER, 1979). No Paraguai foram observadas cópulas em maio e fêmeas com gravidez aparente no final de julho (MYERS, 1977). Neste último caso os nascimentos ocorrem em outubro, podendo ser seguidos de cópula e uma segunda gravidez; algumas fêmeas podem engravidar uma terceira vez. Os machos atingem a maturidade sexual no primeiro ano de vida e as fêmeas podem armazenar esperma, retardando assim a fecundação (MYERS, 1977). Tal comportamento pode explicar parcialmente a discrepância nos dados coletados para outras regiões da América do Sul, embora a escassez e a pontualidade dos registros dificultem o entendimento de possíveis padrões. Na Argentina constam capturas

no mesmo mês (novembro) e localidade, de jovem, adultos com o testículo evidente, fêmea grávida e fêmeas lactantes (MARES *et al.*, 1995). No Peru a reprodução parece ocorrer na estação seca (GRAHAM, 1987). Para o Brasil não há informações concludentes; no entanto, PATTERSON (1992) notifica a captura de um indivíduo jovem no final do mês de julho, no estado do Pará.

As espécies de artrópodos ectoparasitos já identificadas sobre este vespertilionídeo no Brasil incluem os dípteros nictéribídeos *Basilia andersoni* Peterson & Maa, 1970, *B. carteri* Scott, 1936, *B. currani* Guimarães, 1943, *B. producta* Maa, 1968, e *B. travassosi* Guimarães, 1938, bem como o estreblídeo (Trichobiinae) *Anatrichobius passosi* Gracioli, 2003 (GRACIOLI *et al.*, no prelo).

Em geral *Myotis albescens* é coletado em locais úmidos, tanto em áreas abertas como em florestas primárias, alteradas e suas bordas (REIS, 1984; REIS & PERACCHI, 1987; PATTERSON, 1992; SAMPAIO *et al.*, 2003). Com grupos pequenos ou de várias dezenas de indivíduos, ocupa toda sorte de abrigos, como grutas, cavernas, fendas em rochas, árvores (copas, ocos e cascas), barrancos de rios e construções humanas (habitadas ou não). No estado do Pará foi registrado em um buraco de palmeira morta, sob as tábuas de uma ponte e no interior de um tronco podre (PATTERSON, 1992). REIS & PERACCHI (1987) sugerem a utilização das folhas secas e pendentes do ‘buriti’ (*Mauritia flexuosa* L.) como refúgio, na região de Manaus. Segundo ACOSTA Y LARA (1950), coexiste com frequência com outras espécies, como *Eptesicus furinalis*, *Myotis nigricans*, *M. riparius*, *Molossus molossus*, *Eumops patagonicus* e *Tadarida brasiliensis* (cf. BARQUEZ, 1988; ASCORRA *et al.*, 1991a; BARQUEZ & OJEDA, 1992; BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

É considerado como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc). Citado como espécie “presumivelmente ameaçada” no estado do Rio de

Janeiro (BERGALLO *et al.*, 2000) e como “dados insuficientes” no Rio Grande do Sul (PACHECO & FREITAS, 2003).

***Myotis levis* (I. Geoffroy, 1824)**

Distribui-se por Bolívia, Argentina, Uruguai, Paraguai, Argentina e Brasil (SIMMONS, 2005), com registros para os estados de MG, PR, RS, SC e SP (PERACCHI *et al.*, 2006). Localidade-tipo: “Sudeste do Brasil”.

Possui pêlos dorsais longos (4,5 a 5,5 mm) e sedosos, de coloração castanho-avermelhada a castanho-acinzentada nas pontas, e castanho médio a intenso nas bases (LaVAL, 1973b); o ventre é cinza-esbranquiçado. As membranas, levemente pigmentadas, são praticamente nuas em sua face dorsal, exceto por pêlos esparsos que alcançam a altura do joelho, e pela parte distal do uropatágio, onde se nota uma franja. O comprimento do antebraço varia de 33,0 a 41,1 mm, e o do terceiro metacarpo de 31,3 a 37,6 mm (LaVAL, 1973b; BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). O crânio é robusto e o rosto é alongado; possui uma estreita constrição pós-orbital (3,6 a 4,0 mm) e a crista sagital é ausente ou pouco desenvolvida (LaVAL, 1973b; BAUD & MENU, 1993).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{3}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 38$

Com base no que se conhece para o gênero nas Américas, sugere-se uma dieta insetívora com a captura de presas em voo.

As poucas informações disponíveis sobre o comportamento reprodutivo dessa espécie são para a Argentina e apontam fêmeas grávidas no mês de outubro, lactantes em dezembro e janeiro, machos com o testículo aparente em abril, junho, agosto e novembro, e jovens em janeiro, maio, setembro e novembro (MARES *et al.*, 1995; BARQUEZ *et al.*, 1999; GONZÁLEZ, 2001; VARELA *et al.*, 2004).



Seus ectoparasitos conhecidos no Brasil são o estreblídeo (Trichobiinae) *Anatrichobius passosi* Gracioli, 2003 e a pulga (Ischnopsyllidae) *Myodopsylla wolffsobni wolffsobni* (Rothschild, 1903) (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Freqüenta florestas e capoeiras, forrageando intensamente em áreas abertas, geralmente próximas à água (MARES *et al.*, 1995; REIS *et al.*, 2002b). No Uruguai é a espécie mais comum do gênero, formando grandes colônias em cavernas (algumas vezes com mais de mil indivíduos) ou vivendo em grupos pequenos em outros tipos de abrigo, como sob casca de eucalipto (GONZÁLEZ, 1989; GONZÁLEZ, 2001). Segundo GONZÁLEZ (1989), muitas vezes *Myotis levis* compartilha abrigo com morcegos vampiros, sendo observados movimentos migratórios locais, em particular quando os refúgios produzem diferenças térmicas muito marcadas.

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Myotis nigricans* (Schinz, 1821)**

Distribui-se na América Latina, do México ao Peru, Bolívia, norte da Argentina, Paraguai e Brasil (SIMMONS, 2005), onde possui registros para todos os estados das regiões Centro-Oeste, Sudeste e Sul, bem como para AM, AP, BA, CE, PA, PB, PE e RR (SCHNEIDER, 2000; PERACCHI *et al.*, 2006). Localidade-tipo: Fazenda de Aga, entre os rios Itapemirim e Iconha, próximo ao rio Iritiba, Espírito Santo, Brasil (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Nesta espécie os pêlos dorsais são sedosos (em geral de 4 e 5 mm) e tendem ao marrom ou à cor acastanhada da canela em pó, por vezes com uma porção basal levemente mais clara. Ventralmente percebe-se um colorido castanho com

variações geográficas na intensidade, porém a base dos pêlos tende a se manter escura. As membranas (amarronzadas ou enegrecidas) são nuas ou com pêlos esparsos que, na face dorsal do uropatágio raramente excedem a altura dos joelhos (LaVAL, 1973b). Segundo VIZOTTO & TADDEI (1973), o trago é mais afilado na extremidade distal, com lobo arredondado na base da margem externa, bem desenvolvido, seguido de um entalhe profundo, acima do qual apresenta sua maior largura. O comprimento do antebraço varia de 29,9 a 36,2 mm e o do terceiro metacarpo de 28,6 a 33,2 mm (BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Possui o crânio pequeno, com um rostro curto, a constrição pós-orbital variando de 3,2 a 3,7 mm, e crista sagital geralmente ausente (quando presente, baixa e estreita) (BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \frac{1}{1} \ pm \frac{3}{3} \ m \frac{3}{3} = 38$

Myotis nigricans é classificado como insetívoro aéreo de florestas e clareiras (LaVAL & FITCH, 1977; FINDLEY, 1993), com certa variação na captura de presas. REIS & PERACCHI (1987) registraram, para a região de Manaus, o consumo de insetos das ordens Ephemeroptera, Diptera, Coleoptera, além de outros não identificados. NORA & CHAVES (2006) citam, para o Parque Estadual da Cantareira, consumo de Araneae, e REIS *et al.* (1999), para a Fazenda Monte Alegre, Diptera, Lepidoptera e Coleoptera.

Alguns estudos têm demonstrado um ciclo poliétrico, com período de gestação de aproximadamente 60 dias e até três crias no ano (WILSON & LaVAL, 1974; WILLIG, 1985a; BARCLAY & HARDER, 2003). Os recém-nascidos permanecem agarrados às mães durante os primeiros dois ou três dias, sendo então deixados no abrigo quando estas saem em forrageio; vôos intencionais são iniciados na terceira semana de vida. O desmame acontece com cinco a seis semanas (período em

que os jovens alcançam o tamanho dos adultos), já a pelagem e a fusão das epífises e diáfises dos ossos longos ocorrem entre oito e treze semanas. A maturação sexual das fêmeas é alcançada a partir dos quatro meses de idade, e dos machos normalmente após 15-17 semanas (WILSON, 1971b; WILSON & FINDLEY, 1971; WILSON & LaVAL, 1974). Podem formar grandes grupos de fêmeas e filhotes, conforme relatado por FALCÃO *et al.* (2003) para a Reserva Serra do Caraça, estado de Minas Gerais, onde um único grupo continua de 200 a 300 indivíduos. Os machos costumam permanecer solitários, e a presença de poucos machos adultos nos conjuntos sugere uma hierarquia social com a formação de haréns (LaVAL, 1973b; WILSON & LaVAL, 1974; MYERS, 1977). Sabe-se que alguns indivíduos alcançaram sete anos de idade em vida selvagem (WILSON & LaVAL, 1974).

Na ilha de Barro Colorado (Panamá), foram registradas cópulas no final de dezembro e início de janeiro, com fêmeas dando à luz em fevereiro. Esses nascimentos são seguidos por um estro pós-parto e repetições do ciclo, com novas crias em abril-maio e também em agosto (geralmente coincidindo com a época de maior abundância de insetos) (WILSON & FINDLEY, 1970). No Paraguai as fêmeas dão à luz na primavera e verão e, provavelmente, continuam reproduzindo, embora com baixa frequência, nas outras estações (LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

No Brasil a reprodução contínua foi evidenciada para áreas de Cerrado e Caatinga da região Nordeste, com a captura de grávidas e lactantes geralmente no mesmo mês e, por vezes, na mesma frequência (*v.* WILLIG, 1985a). Já para os arredores de Manaus, REIS & PERACCHI (1987) capturaram fêmeas grávidas em março e abril, agosto e setembro, e lactantes em abril e maio. Com base nesses dados, os autores sugerem uma poliestria bimodal, com nascimentos em abril e setembro. A literatura brasileira apresenta uma série

de relatos sobre a condição reprodutiva de *M. nigricans* em diferentes localidades, mas, infelizmente, o pequeno tamanho das amostras e a pontualidade dos dados não permitem esclarecer os ciclos anuais. TEIXEIRA & PERACCHI (1996) registraram uma fêmea grávida em março, no Parque Estadual da Serra da Tiririca (RJ). Machos com o escroto aparente foram capturados em junho e durante a primavera no Parque Estadual Morro do Diabo (SP) e na Fazenda Monte Alegre (PR), respectivamente (REIS *et al.*, 1996; REIS *et al.*, 1999). SIPINSKI & REIS (1995) citam uma fêmea grávida, uma lactante e dois jovens no mês de janeiro e um macho reprodutivo em setembro, para a Reserva Volta Velha (SC). FALCÃO *et al.* (2003) registraram, em uma colônia, várias fêmeas com jovens em fevereiro, na Reserva Serra do Caraça (MG).

Seus ectoparasitos no Brasil incluem várias espécies de dípteros nictéribídeos do gênero *Basilia*, a saber: *B. anceps* Guimarães & D'Andretta, 1956, *B. carteri* Scott, 1936, *B. andersoni* Peterson & Maa, 1970, *B. dubia* Guimarães & D'Andretta, 1956, *B. ferrisi* Schuurmanns-Stekhoven, 1931 (*Myotis* cf. *nigricans*), *B. guimaraesi* (Schuurmanns-Stekhoven, 1951), *B. hughscotti* Guimarães, 1946, *B. juquiensis* Guimarães, 1943, *B. lindolphoi* Graciolli, 2001, *B. mirandaribeiroi* Guimarães, 1938, *B. plaumanni* Scott, 1940, *B. producta* Maa, 1968 e *B. speiseri* (Miranda-Ribeiro, 1907). A estes somam-se os dípteros estreblídeos da subfamília Trichobiinae *Anatrichobius passosi* Graciolli, 2003, *Megistopoda aranea* (Coquillett, 1899), *M. proxima* (Séguy, 1926), e *Paratrichobius longicrus* (Miranda-Ribeiro, 1907), bem como a pulga (Ischnopsyllidae) *Myodopsylla wolffsobni wolffsobni* (Rothschild, 1903) (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Dentre as espécies brasileiras do gênero, *M. nigricans* é a que aparece com maior frequência em estudos de inventário, sendo capturada tanto em ambientes bem conservados quanto modificados (*e.g.* REIS & PERACCHI, 1987; PATTERSON, 1992; FÉLIX *et al.*, 2001; REIS *et*

al., 2002b; BIANCONI *et al.*, 2004). Sua abundância em áreas antropizadas, anteriormente constatada para países vizinhos, como a Argentina, o Paraguai e o Uruguai (MYERS, 1977; BARQUEZ *et al.*, 1999; GONZÁLEZ, 2001), tem sido relatada também para o Brasil (PACHECO & MARQUES, 2006; PACHECO *et al.*, no prelo). A relação que mantém com esse ambiente chega a ser tão intensa que, em algumas regiões, torna-se dependente de poleiros em construções, como constatado por MYERS (1977) no Paraguai.

No Rio Grande do Sul está entre as espécies sinantrópicas mais comuns, habitando preferencialmente forros de telhados, caixas de persianas, nichos de ar-condicionado ou vãos entre prédios (PACHECO & MARQUES, 2006). Em áreas menos perturbadas seus abrigos incluem ocos e cascas de árvores, grutas, cavernas, fendas de rocha, entre outros. REIS & PERACCHI (1987) registraram, para a região de Manaus, grupos de dezenas de indivíduos em folhas secas pendentes de buriti (*Mauritia flexuosa* L.). As colônias têm tamanho variado, havendo relatos para o Brasil de grupos com menos de dez indivíduos a outros compostos por 200-300 indivíduos (REIS *et al.*, 2002b; FALCÃO *et al.*, 2003). *Myotis nigricans* tem sido observado em coabitação com várias espécies, dentre as quais: *Peropteryx macrotis*, *Lonchorhina aurita*, *Mimon bennettii*, *Phyllostomus hastatus*, *Anoura*

caudifer, *Carollia perspicillata*, *Artibeus lituratus*, *Desmodus rotundus*, *Diphylla ecaudata*, *Eptesicus brasiliensis*, *Myotis albescens*, *Eumops abrasus*, *Promops davisoni* e *Tadarida brasiliensis* (BROSSET, 1965; WILSON & LaVAL, 1974; TRAJANO, 1984; ASCORRA *et al.*, 1991a; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001; ALMEIDA *et al.*, 2002; PACHECO *et al.*, no prelo).

A espécie possui diagnóstico positivo para a raiva no país (UIEDA *et al.*, 1996; CUNHA *et al.*, 2006).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

***Myotis riparius* Handley, 1960**

Ocorre de Honduras ao Uruguai, Bolívia, Argentina, Paraguai, Bolívia, Trinidad e Brasil (SIMMONS, 2005), nos estados do AC, AM, AP, BA, MG, PA, PR, RS, SC e SP (PERACCHI *et al.*, 2006; MARTINS *et al.*, 2006). Localidade-tipo: “Río Puerto, Villa Tacarcuna, Darien”, no Panamá.

Tem pêlo curto e lanoso (3 a 4 mm no dorso), com padrão dorsal monocromático ou levemente mais escuro na base (LaVAL, 1973b), numa coloração que varia do cinza-escuro à cor acastanhada da canela em pó. No ventre os pêlos são de base escura e ponta variando do castanho-claro amarelado ao castanho médio. Alguns indivíduos podem apresentar uma pelagem de tons ferrugíneos, semelhante àquela encontrada em *M. ruber*. As membranas (amarronzadas ou enegrecidas) são quase totalmente desprovidas de pêlos que, na face dorsal do uropatágio não alcançam os joelhos. O comprimento do antebraço varia de 31,5 a 37,7 mm e o do terceiro metacarpo de 30,3 a 34,6 mm (LaVAL, 1973b; cf. BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). O crânio geralmente é longo e estreito, porém são encontradas variações em seu tamanho e forma (construção pós-orbital de 3,2 a 3,8 mm) (LaVAL, 1973b; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*,



Myotis riparius (Foto: Rexford D. Lord).

2001). É comum a presença de crista sagital, bem como o fato do segundo pré-molar superior ser deslocado para a borda lingual, dificultando sua visualização lateralmente.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{3}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 38$

Com uma dieta insetívora, *M. riparius* tem seu forrageio quase sempre associado a ambientes aquáticos, com a captura de presas sobre a água (FINDLEY, 1993; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Com base nas curtas distâncias de recaptura obtidas para a espécie na Costa Rica, LaVAL & FITCH (1977) sugerem áreas de atividade relativamente pequenas.

Esses autores também observaram, para aquela região, um padrão reprodutivo monoestro estacional, com grande prevalência de fêmeas grávidas no mês de abril. Para América do Sul, quase não existem informações nesse sentido, exceto pelo relato de fêmeas grávidas em agosto, no Peru (GRAHAM, 1987), e do nascimento de um filhote no final de novembro, no Uruguai (GONZÁLEZ, 2001).

Seus ectoparasitos no Brasil incluem o ácaro Mesostigmata (Macronyssidae) *Steatonyssus* sp., bem como dípteros nictéribídeos *Basilina anceps* Guimarães & D'Andretta, 1956, *B. hughscotti* Guimarães, 1946, *B. juquiensis* Guimarães, 1943 e *B. lindolphi* Gracioli, 2001 (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Estudos conduzidos nos estados do Pará e Amazonas indicam tendências no uso dos estratos inferiores da floresta (BERNARD, 2001b; KALKO & HANDLEY, 2001; SAMPAIO *et al.*, 2003). Ocupa diferentes abrigos, incluindo construções humanas. Na Argentina foi registrado sob casca de árvore (*Schinopsis* sp. – braúna) e sob o telhado de uma moradia rural, no último caso formando uma colônia com cerca de 50 indivíduos (BARQUEZ & OJEDA, 1992). Constam registros de coabitação com *Myotis nigricans*, *M. albescentis* e *Molossus molossus* (BARQUEZ *et al.*, 1999).

É considerada como de “baixo risco de

extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc). Citada no estado do Rio Grande do Sul como “dados insuficientes” (PACHECO & FREITAS, 2003).

***Myotis ruber* (E. Geoffroy, 1806)**

Distribui-se no sudeste do Paraguai, nordeste da Argentina e leste do Brasil, nos estados das regiões Sudeste e Sul e mais recentemente em brejos de altitude de Pernambuco (SOUSA *et al.*, 2004; PERACCHI *et al.*, 2006). Localidade-tipo (neótipo): “Sapucay, Ñeembucu” (por designação de neótipo), no Paraguai.

Apresenta pelagem dorsal relativamente curta (média 4 mm), sedosa, vermelha monocromática na maioria dos exemplares. O ventre é de coloração geral ferrugínea, de base castanho-escuro. As membranas (amarronzadas ou enegrecidas) são praticamente nuas, exceto em sua face dorsal, onde os pêlos ultrapassam um pouco a altura dos joelhos. Seu antebraço varia de 37,7 a 40,5 mm e o terceiro metacarpo de 35,4 a 37,5 mm (LaVAL, 1973b; BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). A crista sagital é bem desenvolvida nos indivíduos adultos, o crânio é robusto (largo em sua base), com o rostro alongado e os ossos nasais com ranhuras bem pronunciadas (VIZOTTO & TADDEI, 1973; LaVAL, 1973b). Apresenta, proporcionalmente, uma estreita constrição pós-orbital (3,6 a 4,0 mm) (BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). *Myotis ruber* excede em tamanho *M. albescentis*, *M. nigricans* e *M. riparius*, estando mais próximo a *M. levis* e *M. simus*. Deste último, com que se assemelha também em cor, difere principalmente por ter um maior comprimento de pêlo e pela disposição dos pré-molares superiores, geralmente com o segundo pré-molar não deslocado para a borda lingual, estando visível lateralmente.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{3}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 38$



Sua alimentação é insetívora, provavelmente com a captura de presas em voo. REIS *et al.* (1999) registraram para a espécie, na Fazenda Monte Alegre (PR), o consumo de dípteros, coleópteros e outros insetos não identificados.

São poucas as informações reprodutivas disponíveis na literatura. MARES *et al.* (1995) capturaram um macho com o escroto aparente em dezembro, na Argentina. No Brasil, um indivíduo em igual situação foi colecionado no início de fevereiro, na Fazenda Experimental Gralha Azul, estado do Paraná (G. V. BIANCONI, obs. pess.) e uma fêmea lactante foi obtida no início de novembro, no Parque Estadual Mata dos Godoy (REIS *et al.*, 1993).

Os ectoparasitos já identificados sobre esta espécie no Brasil são os ácaros Mesostigmata (Macronyssidae) *Macronyssus crosbyi* (Ewing & Stover, 1915) e macronissídeos não determinados, duas espécies de dípteros nictერიბიდეos, *Basilia currani* Guimarães, 1943 e *B. ruiæ* Graciolli, 2003, o estreblídeo (Trichobiinae) *Anatrichobius passosi* Graciolli, 2003 (GRACIOLLI, 2003; GRACIOLLI & BIANCONI, 2007; GRACIOLLI *et al.*, no prelo) e uma espécie não descrita de *Joblingia* Dybas & Wenzel, 1947 (BERTOLA *et al.*, 2005).

Myotis ruber tem sido capturado nos mais variados habitats, incluindo florestas conservadas, capoeiras, borda de vegetação e pequenas manchas florestais urbanas (REIS *et al.*, 1993; FÉLIX *et al.*, 2001; REIS *et al.*, 2002a). Na região Sul, parece estar associado ao domínio da Mata Atlântica, sendo amostrado com relativa frequência em algumas áreas dos estados de Santa Catarina (S. L. ALTHOFF, com. pess.) e Paraná; já no Rio Grande do Sul demonstra maior raridade, com registros esparsos e, em sua maioria, restritos a áreas protegidas (SILVA, 1985; PACHECO & FREITAS, 2003).

Aparenta utilizar como abrigos ocos de árvores, frestas em rochas e habitações humanas. No Uruguai há registro de coabitação (galpão em área periurbana) com *Histiotus montanus* e *Tadarida*

brasiliensis (ACOSTA Y LARA, 1950). No Rio Grande do Sul os exemplares são geralmente capturados ou observados de forma isolada (PACHECO & FREITAS, 2003).

Espécie classificada como “vulnerável” (VU A2c) pela IUCN (2006) e pela Lista da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (MACHADO *et al.*, 2005). Recebe a mesma categoria de ameaça no Rio de Janeiro (BERGALLO *et al.*, 2000), São Paulo (SÃO PAULO, 1998) e Rio Grande do Sul (PACHECO & FREITAS, 2003). No estado do Paraná consta como com “dados insuficientes” (MARGARIDO & BRAGA, 2004).

Myotis simus Thomas, 1901

A distribuição desta espécie inclui Colômbia, Equador, Peru, nordeste da Argentina, Paraguai e Brasil (SIMMONS, 2005), nos estados do AM, MS, MT, PA e SC (TAVARES *et al.*, no prelo). A inclusão do Mato Grosso na área de distribuição do táxon deve-se ao registro (para o sul do estado) de *Myotis guaycuru* Proença, 1943, considerado sinônimo-júnior de *M. simus* por LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.* (2001). Localidade-tipo: “Sarayacu, Río Ucayali, Loreto”, no Peru.

A pelagem é curta (menor do que 3 mm) e lanosa, de coloração dorsal monocromática, laranja brilhante ou variando do marrom à cor acastanhada da canela em pó. No ventre os pêlos são um pouco mais longos, de pontas amareladas e bases mais escuras. As membranas (amarronzadas ou enegrecidas) são desprovidas de pêlos, que mal se estendem pelo uropatágio. Nesta espécie o plagiopatágio está inserido ao nível da articulação tibia-tarso, enquanto que em seus congêneres brasileiros esta membrana geralmente se fixa à base dos artelhos. O comprimento do antebraço varia de 35,9 a 40,5 mm e o do terceiro metacarpo de 32,5 a 36,5 mm (LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Apresenta crânio robusto com caixa craniana globular e crista sagital quase sempre pre-

sente. Pode ser confundido com *M. riparius*, com o qual compartilha o fato do segundo pré-molar superior ser deslocado para a borda lingual (dificultando sua visualização lateralmente); contudo, seus pêlos são mais curtos e suas dimensões cranianas, em média, maiores na largura (p.ex.: constrição pós-orbital 3,7 a 4,2 mm) (BARQUEZ *et al.*, 1999; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Outra diferença apontada por LaVAL (1973b) está no fato da crista sagital em *M. simus* alcançar a altura máxima perto de seu limite posterior, visto que isso ocorre mais anteriormente em *M. riparius*.

Fórmula dentária: $i \frac{2}{3} \ c \ \frac{1}{1} \ pm \ \frac{3}{3} \ m \ \frac{3}{3} = 38$

Possui dieta insetívora e parece forragear mais frequentemente próximo a ambientes aquáticos (LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

Assim como na espécie precedente, são poucas as informações reprodutivas disponíveis na literatura. BARQUEZ *et al.* (1999) citam para a Argentina a captura de uma fêmea subadulta no mês de abril. No Paraguai há relatos de fêmeas grávidas, com um embrião cada, no mês de outubro (MYERS & WETZEL, 1979).

O único ectoparasito já encontrado sobre esta espécie no Brasil é o estreblídeo (Trichobiinae) *Trichobius parasiticus* Gervais, 1844 (GRACIOLLI *et al.*, no prelo).

Myotis simus parece estar associado a am-

bientes ricos em água, forrageando e habitando florestas de galeria (FINDLEY, 1993; LÓPEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2001). São poucos os abrigos descritos, o que dificulta apontar preferências de uso. PATTERSON (1992) relata, para o estado do Pará, capturas em folhas de bananeira e em oco de árvore, neste último em coabitação com *Noctilio albiventris*. Registro de associação semelhante foi feito por MYERS & WETZEL (1979) no Paraguai, também em oco de árvore (*Aspidosperma* sp.).

É considerada como de “baixo risco de extinção” pela IUCN (2006), subcategoria “preocupação menor” (LR/lc).

Agradecimentos

Somos gratos a Renato S. Bérnils, Sandra B. Mikich, Renato Gregorin, Fabiana Rocha-Mendes, Fernando C. Straube e Carlos Eduardo de A. Julio pelas críticas e contribuições à versão preliminar desse texto, e a Urubatan M. Skerratt Suckow pelo valioso auxílio no levantamento das informações. Agradecemos a Isaac P. Lima, Adriano L. Peracchi e, especialmente, Rexford D. Lord, pelas imagens que ilustram o capítulo, bem como a Gustavo Graciolli pela cuidadosa revisão e auxílio nos dados de parasitismo. GVB agradece também à CAPES pelo apoio financeiro.

Métodos e aplicações da citogenética na taxonomia de morcegos brasileiros

Ricardo Moratelli

Programa Institucional Biodiversidade e Saúde, FIOCRUZ;
Doutorando do Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Museu Nacional, UFRJ

Eliana Morielle-Versute

Professora do Departamento de Zoologia e Botânica,
Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas (UNESP) Campus de São José do Rio Preto.

Assim como em outros táxons de pequenos mamíferos, diversos grupos de morcegos neotropicais ainda apresentam problemas taxonômicos decorrentes da baixa representatividade de espécimes em coleções e da limitada aplicação de técnicas modernas à taxonomia. Tradicionalmente, estudos taxonômicos e sistemáticos realizados em quirópteros têm utilizado, em grande escala, caracteres morfológicos e morfométricos baseados no crânio e na dentição. A variabilidade nesses caracteres está parcialmente relacionada ao processo de adaptação das espécies a diversificados hábitos alimentares, dificultando o levantamento de informações que permitam reconstruir relações evolutivas (BAKER, 1970; VARELLA-GARCIA & TADDEI, 1989). Nesse contexto, a análise de caracteres celulares e moleculares é importante, pois estão menos sujeitos à ação do ambiente. Entre esses, os estudos citogenéticos têm trazido grande contribuição para a caracterização de táxons, assim como para o desenvolvimento de

hipóteses de relacionamento evolutivo, pois possibilitam uma avaliação da intensidade e dos padrões de evolução cromossômica ocorridos entre e dentro dos táxons (FORMAN *et al.*, 1968; BAKER, 1970; SIMPSON, 1989; VARELLA-GARCIA & TADDEI, 1989; VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989).

As técnicas citogenéticas visam à obtenção de cromossomos metafásicos. A metáfase é a fase do ciclo celular em que os cromossomos encontram-se condensados, duplicados e alinhados na região mediana da célula. A partir das preparações cromossômicas é possível observar o número diplóide ($2n$), que corresponde ao número total de cromossomos autossômicos e sexuais, e o número fundamental autossômico (NF ou NA), que corresponde ao número de braços do conjunto autossômico. A partir da utilização de coloração diferencial ou coloração de bandeamento é possível identificar cromossomos homólogos ou segmentos de cromossomos homólogos entre indivíduos, populações e, até mesmo, espécies (BAKER *et al.*, 1987).



De acordo com a morfologia e posição do centrômero, cromossomos podem ser classificados, seguindo LEVAN *et al.* (1964), em 5 tipos: (1) **metacêntricos** – centrômero posicionado medianamente ou muito próximo da região mediana do cromossomo, apresentando dois braços de tamanhos iguais ou aproximadamente iguais (razão de braços variando de 1 a 1,7); (2) **submetacêntricos** e (3) **subtelocêntricos** – centrômero deslocado da região mediana, posicionado mais próximo de uma das extremidades, apresentando um braço curto e um braço longo (razão de braços variando de 1,7 a 3,0 e 3,1 a 7,0, respectivamente); (4) **acrocêntricos** – centrômero posicionado próximo de uma das extremidades, apresentando um braço extremamente pequeno, nem sempre observável ao microscópio óptico com aumento de mil vezes, e outro braço visível (razão de braços maior que 7,0) e (5) **telocêntricos** – caracterizados pela presença de apenas um braço.

São vários os processos ou mecanismos genéticos que podem resultar em alterações cromossômicas numéricas e/ou estruturais. Os de maior relevância para o esclarecimento de questões taxonômicas são aqueles mais facilmente identificáveis, que em geral são conseqüentes de quebras seguidas da fusão de superfícies expostas. Esses mecanismos são classificados como: (1) inversões pericêntricas, (2) deslocamentos cêntricos, (3) translocações recíprocas desiguais, (4) fissão cêntrica e (5) fusão cêntrica. Os mecanismos 1 e 2 alteram a morfologia dos cromossomos, mas não alteram o número de cromossomos e podem ou não alterar número de braços autossômicos. O mecanismo 3 só altera o número de cromossomos e o número de braços quando o braço translocado estiver acompanhado do elemento cêntrico. Os mecanismos 4 e 5 alteram o número de cromossomos, podendo ou não alterar o número de braços do conjunto autossômico (JOHN, 1980).

Os primeiros estudos sobre cariótipos de

morcegos datam da primeira década do século XX (VAN DER STRICH, 1910 *apud* BOVEY, 1949). Entretanto, devido às dificuldades técnicas, somente após 1956, com o desenvolvimento de novas técnicas para obtenção de cromossomos em mamíferos, em especial a de FORD & HAMERTON (1956), que introduziram o uso de colchicina seguida da hipotonização das células com citrato de sódio, reiniciaram-se os estudos citogenéticos em morcegos. A partir daí, e com o advento e aperfeiçoamento de novas metodologias, diversos estudos foram publicados relativos à morfologia e número cromossômico dos quirópteros. Apesar do grande sucesso das técnicas, apenas 21 das 875 espécies conhecidas tiveram seus cariótipos descritos até 1965 (BAKER, 1970).

No Brasil, os primeiros estudos sobre o número e morfologia dos cromossomos de espécies de Chiroptera foram conduzidos por BEÇAK *et al.* (1968; 1969), YONENAGA (1968), YONENAGA *et al.* (1969) e TOLEDO (1973). Por volta de 1989, apenas 25% das espécies registradas em nosso território tinham seus cariótipos descritos a partir de espécimes capturados no Brasil (VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989), quadro que vem mudando lentamente, indicando que a quiropterofauna brasileira carece ainda de estudos mais aprofundados nessa área.

Visando estimular a continuidade e crescimento dos estudos citogenéticos em espécies de morcegos da fauna brasileira, este capítulo apresenta cinco diferentes técnicas para obtenção de cromossomos metafásicos em morcegos, sendo uma delas uma adaptação para realização do procedimento durante atividades de campo. Discutem-se ainda os custos e benefícios dessas técnicas, e atualizam-se as informações relativas aos estudos citogenéticos em espécies que ocorrem dentro dos limites do território brasileiro, disponibilizadas após a compilação de dados citogenéticos para morcegos brasileiros feita por VARELLA-GARCIA & TADDEI (1989) e

VARELLA-GARCIA *et al.* (1989).

Técnicas para obtenção de cromossomos

Antes da apresentação e discussão das técnicas é importante que sejam apresentadas algumas soluções e reagentes comumente utilizados para obtenção de cromossomos metafásicos em mamíferos. No anexo I estão disponíveis os protocolos para preparação desses reagentes e soluções.

Fermento glicosado – quando injetado gera uma inflamação no animal, o que leva ao aumento na produção de diversos tipos de células na medula óssea, entre elas os neutrófilos, que por serem células nucleadas podem ser usadas para obtenção de cromossomos.

Colchicina – É um alcalóide vegetal utilizado como antimitótico, pois inibe a polimerização das proteínas denominadas tubulinas α e β , que formam as fibras do fuso acromático, impedindo que a célula passe da metáfase para a anáfase. Assim, os cromossomos permanecem alinhados no plano mediano da célula, formando a placa equatorial ou placa metafásica. Esse é o melhor momento do ciclo celular para a obtenção dos cromossomos, pois estão contraídos e individualizados (GUERRA, 1988).

Solução hipotônica (KCl 0,075 M) – Essa solução possui menor concentração de soluto em relação ao meio intracelular. Assim, quando em contato com o material celular, as células ganham líquido e ficam túrgidas. Caso o contato entre a solução e o material celular seja demasiadamente prolongado, as células sofrem plasmoptise, misturando os cromossomos de diversos núcleos, o que impede qualquer análise citogenética.

Solução fixadora de Carnoy – A solução fixadora tem por objetivo manter as características originais dos cromossomos (DNA, RNA, proteínas histônicas e não histônicas), permitindo que a partir do material obtido sejam conduzidos bandeamentos.

Meio de cultura – É utilizado para o cultivo das

células, visando reproduzir da forma mais semelhante possível as condições *in vivo*, evitando que a célula morra antes do tempo desejado. Possui pH entre 7,0 e 7,4, diversos sais orgânicos, aminoácidos, vitaminas, carboidratos e água.

Soro fetal bovino – Os soros de maneira geral têm como função controlar a biosíntese celular, evitar a desintegração celular, promover o crescimento celular estimulando a síntese de DNA, RNA e proteínas, facilitar a adesão ao substrato, estimular o transporte de glicose, fosfato e aminoácidos e aumentar a permeabilidade da membrana. Existem basicamente dois tipos, o fetal, que possui maior fator de aderência, e o adulto, mais rico em proteínas.

Antibióticos e fungizona – São acrescentados ao meio para dificultar o desenvolvimento de microrganismos. Geralmente são utilizados apenas em culturas de células fibroblastóides, onde as células crescem em monocamadas aderidas ao substrato e o desenvolvimento é demorado.

VARELLA-GARCIA & TADDEI (1989) descreveram passo a passo, a técnica de LEE & ELDER (1980) modificada, para obtenção de cromossomos a partir de medula óssea utilizando fermento glicosado. Posteriormente, ao menos três novas técnicas foram descritas para a obtenção de cromossomos metafásicos em morcegos, sendo uma a partir de medula óssea (ARMADA *et al.*, 1996) e duas a partir de biópsia de órgãos (MORIELLE-VERSUTE & VARELLA-GARCIA, 1995; MORATELLI *et al.*, 2002). A utilização de sangue não é muito usada devido ao baixo volume obtido em função do pequeno tamanho dos espécimes.

Na técnica descrita por LEE & ELDER (1980), com as modificações publicadas por VARELLA-GARCIA & TADDEI (1989), o fermento glicosado é injetado na região dorsal entre 12 e 24 horas antes do sacrifício do animal. A solução preparada com 3 g de fermento, 2 g de dextrose e 12 mL de água é injetada na proporção



de 0,2 mL para cada 25 g de massa corporal. Após o período de 12 a 24 horas, injeta-se intraperitonealmente 0,2 mL de colchicina a 0,5% para cada 25 g de massa do animal. Passados 40 a 50 minutos da injeção da colchicina, o animal é morto, remove-se o úmero inteiro (apenas um úmero deve ser retirado, pois o outro – o direito – deve ser mantido para posterior tomada de medida do antebraço), retira-se a musculatura associada, cortam-se as epífises e, com auxílio de uma seringa de 1 mL remove-se o material medular (*q.v.* BAKER & QUMSIYEH, 1988), colocando-o em 3 ou 4 mL de solução salina de Hanks, homogeneizando posteriormente a suspensão. A suspensão é centrifugada a 300 gravidades⁽¹⁾ por 5 minutos, retirando, após isso, o sobrenadante. Segue-se a adição de 4 mL de solução hipotônica (KCL 0,075M), posteriormente, ressuspende-se e incuba-se o material em estufa a 37°C por 20 minutos. Após essa etapa, 6 mL de solução fixadora devem ser adicionados. Posteriormente, o material deve ser centrifugado novamente a 300 gravidades, e a solução fixadora trocada. Essa etapa deve ser repetida mais 2 ou 3 vezes. Por fim, após a última centrifugação, retira-se o sobrenadante, adiciona-se 0,5 mL de fixador, ressuspende-se o material e pinga-se 2 ou 3 gotas em lâmina úmida e gelada de cerca de 20 cm. As lâminas devem secar em temperatura ambiente e o material que permanecer no tubo deve receber solução fixadora até 5 mL e ser acondicionado em temperatura de -20°C.

Na metodologia proposta por ARMADA *et al.* (1996) não é utilizado o fermento glicosado, e sim uma solução de meio de cultura RPMI 1640 com soro fetal bovino na proporção de 8:2, complementado com colchicina 10^{-5} M (0,5 mL de colchicina 10^{-5} M para cada 10 mL de meio e

soro)⁽²⁾. O animal, depois de morto, tem seu antebraço retirado, cortam-se as epífises do úmero e, com o auxílio de seringa de 1 mL, retira-se cerca de 1 mL da solução de meio e soro do tubo e injeta-se a solução no canal medular promovendo a saída do material medular para a placa de Petri, para posterior homogeneização. Deve-se repetir a operação de retirada de medula com o próprio material posicionado na placa até a completa limpeza do canal medular. Após a homogeneização do material, esse é transferido para o tubo com o restante da solução de meio e soro devendo permanecer na estufa ou banho Maria a 37°C por 90 minutos. Passado esse período, o material deve ser centrifugado a 300 gravidades por 5 minutos, ter o sobrenadante retirado e deve-se acrescentar 10 mL de solução hipotônica ao tubo. O material é então ressuspendido e incubado novamente a 37°C por 20 minutos. Após isso, centrifuga-se o material a 300 gravidades por 5 minutos, descarta-se o sobrenadante e cuidadosamente, sob agitação, acrescenta-se gota a gota, deixando escorrer pela parede do tubo, 10 mL de solução fixadora. Em seguida os tubos devem ser mantidos em temperatura ambiente por 15 minutos. O procedimento deve ser repetido mais 2 ou 3 vezes e em seguida as lâminas devem ser preparadas como descrito anteriormente.

A obtenção de cromossomos a partir de material medular tem a vantagem de ser um procedimento simples e rápido, pois em questão de horas, as metáfases já podem ser analisadas. Entretanto, a qualidade das preparações nem sempre é boa, principalmente quando é utilizado o fermento glicosado. Isso talvez se deva ao estresse causado ao animal através do manuseio e pela inflamação, o que provavelmente leva a alteração do me-

¹ Na técnica original, LEE e ELDER (1980) recomendam que a suspensão deve ser centrifugada a 1000 rpm (rotações por minuto). Entretanto, essas rotações visam alcançar a gravidade ideal para sedimentação do material específico. Diâmetros diferentes vão gerar diferentes gravidades. Através de nossa prática laboratorial, atestamos que 300 gravidades é satisfatório para a sedimentação do material. No anexo II encontra-se a fórmula para conversão de “rotações por minuto” em “gravidade”.

² No momento de alicotar o meio de cultura e o soro em tubos para centrifuga tipo Falcon de 15 mL, deve-se adicionar a colchicina, cobrindo-se o tubo previamente com papel alumínio, pois a colchicina é fotossensível. É recomendável não estocar as soluções alicotadas por períodos superiores a dois meses.

tabolismo celular. Outra limitação dessas técnicas é a baixa quantidade de material para estudos posteriores em função da pequena quantidade inicial de material retirado. Outro fator adicional associado à qualidade das preparações é a tendência dos mamíferos a acumularem tecido adiposo na medula à medida que vão envelhecendo, o que prejudica a qualidade final das preparações cromossômicas. Assim, quanto mais novo e menos manipulado for o animal, melhor será a qualidade das metáfases.

MORIELLE-VERSUTE & VARELLA-GARCIA (1995) apresentam uma técnica para obtenção de células a partir de biópsias de pulmão. Essas devem ser obtidas de animais recém-mortos sob condições estéreis. Para a obtenção do tecido é necessária a assepsia da região abdominal com algodão embebido em álcool 70°GL. É feita uma incisão na região torácica e os pulmões devem ser retirados com pinça estéril. A biópsia deve ser acondicionada em tubo contendo solução salina de Hanks balanceada, livre de Ca e Mg (HBSS), suplementada com penicilina (250 U/mL), quemisetina (250 µg/mL), gentamicina (0,04 mg/mL) e anfotericina B (1µg/mL). Em seguida, o material deve ser incubado a 4°C por, no máximo, 24 horas para desinfecção. Em condições estéreis, a biópsia deve ser colocada em placa de Petri contendo meio de cultura (Ham-F10 ou MEM – Eagle) ou HBSS, e dissociada em pequenos fragmentos (desintegração mecânica). Usando pipetas estéreis, os fragmentos devem ser colocados homogeneamente na superfície inferior de pequenas garrafas plásticas de cultura (25 cm²) contendo 2 mL de meio completo (meio Ham-F10 suplementado com 125 U/mL de penicilina, 125 µg/mL de quemisetina e 40 mM de glutamina) e 20% de soro fetal bovino. As garrafas devem ser incubadas a 37°C por 48 horas. É importante corrigir o pH para 6,5 a 7,0, pois células de morcegos crescem melhor dentro dessa faixa de variação. Entre 48 e 72 horas, quando as biópsias estiverem

liberando células fibroblastóides, deve-se adicionar 3 mL de meio completo à garrafa. O mesmo deve ser trocado a cada três dias. Aproximadamente dentro de uma semana, quando os pontos de confluência estiverem formados (grupos de células ao redor dos fragmentos), as células devem ser descoladas da parede para que possam se espalhar homogeneamente pela garrafa. Para tanto, retira-se o meio de cultura completo, lavam-se as células com solução de Hanks livre de Ca e Mg (HBSS) e adiciona-se 1 mL de tripsina/EDTA, incubando a 37°C por cerca de 1 minuto (dissociação química). A tripsina é uma enzima proteolítica que age nas proteínas da membrana mudando a forma das células fazendo com que reduzam a aderência ao substrato e descolem-se. Após esse processo, adiciona-se 5 mL de meio completo com soro, inativante da tripsina, e agita-se a garrafa para que as células terminem de se desprender. Dependendo da quantidade de células pode-se acrescentar mais 5 mL de meio completo e soro e dividir o material em duas garrafas.

MORATELLI *et al.* (2002) preconizam uma técnica onde as biópsias são obtidas a partir de pedaços de orelha. Assim como na técnica anterior, o material deve ser fresco. Para a obtenção da biópsia, após a anestesia ou sacrifício do espécime, é necessária a assepsia do local que vai ser cortado com álcool iodado 70°GL. O fragmento de orelha cortado (cerca de 2 mm²) pode permanecer guardado em tubo com meio de cultura por três a quatro dias, o que possibilita a obtenção de material para cultura durante atividades de campo prolongadas. No laboratório, sob condições estéreis, a biópsia deve ser transferida para uma placa de Petri e cortada em pequenos fragmentos, sendo posteriormente colocada em garrafa de cultura de células de 25 cm². Após isso, 0,5 mL de meio completo (meio MEM-GLASGOW, 100 U/mL penicilina, streptomycin 10⁻⁴ g/mL, fungizona 10⁻⁴ g/mL e 0,003 g/mL de L-glutamina) e 0,5 mL de soro fetal bovino devem ser adicionados forman-



do uma fina camada de meio que vai facilitar a aderência dos fragmentos à parede. A cultura deve permanecer incubada a 37°C e o meio e soro devem ser trocados quando necessário (observar a mudança da coloração do meio indicando aumento de CO₂). No início existe liberação de células epiteliais e, em seguida, liberação de células fibroblásticas (não são fibroblastos, pois não sintetizam colágeno). Quando as colônias estiverem formadas, o mesmo processo de tripsinização e repicagem da cultura, explicado anteriormente, deve ser feito.

Em ambas as técnicas de cultura de células aderidas, quando se obtém garrafas com o tapete celular em crescimento contínuo³, pode-se dar seguimento à obtenção dos cromossomos. Para isso, deve-se adicionar às culturas 1 gota de colchicina 10⁻⁵M e incubar a 37°C por cerca de 120 minutos (o tempo pode ser monitorado no microscópio óptico invertido), soltar as células com tripsina, transferir para tubos de cultura e proceder a hipotonização e fixação da forma como descrito acima para obtenção de cromossomos a partir de células de medula.

A obtenção dos cromossomos a partir de cultura primária de órgãos mostra qualidade final muito boa, pois as células são novas e existe quantidade suficiente de material para quaisquer estudos futuros, existindo ainda, a possibilidade de se criar um banco de células, para novas técnicas. Todavia, é um procedimento demorado, relativamente oneroso, e que demanda muito tempo e experiência na prática de cultivo celular. É necessário um laboratório com o mínimo de infra-estrutura (fluxo laminar, estufa de CO₂, boas práticas de laboratório para evitar contaminação etc.) e não menos que uma a duas semanas para que exista material suficiente para se proceder à obtenção dos cromossomos, existindo ainda, o risco de se perder toda cultura, ou boa parte dela devido à contaminação por microrganismos.

Técnicas de coloração e bandeamento

Após a preparação das lâminas, de acordo com o objetivo dos estudos, diferentes procedimentos de coloração podem ser realizados. Geralmente, primeiro prepara-se uma ou duas lâminas com coloração convencional para observação do número diplóide (2n) e número fundamental (NF). Após isso, novas lâminas são preparadas para os diferentes bandeamentos. Abaixo estão descritas as principais técnicas de coloração e bandeamento.

Coloração convencional - Para verificação do número diplóide e fundamental de autossomos utiliza-se corante Giemsa (solução líquida) diluído em água destilada a 10%, por período de 6 min. em temperatura ambiente.

Bandeamento G - Através desse bandeamento é possível detectar rearranjos cromossômicos e comparar cariótipos de espécies relacionadas através da identificação de segmentos homólogos (BAKER & QUMSIYEH, 1988). Nessa técnica, os segmentos cromossômicos positivos para banda G (regiões escuras) são aqueles que se condensam mais cedo na prófase, enquanto os segmentos negativos (regiões claras) se condensam mais tardiamente (GUERRA, 1988). A técnica de banda G, aqui apresentada com modificações, foi descrita por SEABRIGHT (1971):

1. Utilizar lâminas envelhecidas até 10 dias;
2. Mergulhar em solução de tripsina a 0,01%, por um período de 30 a 60 segundos;
3. Enxaguar rapidamente em água gelada;
4. Corar com Giemsa a 10% durante 10 min. em temperatura ambiente.

Bandeamento C - Essa técnica permite localizar as regiões de heterocromatina constitutiva. Em certas espécies, o padrão de bandas C pode auxiliar na caracterização e identificação dos

³ É importante que o tapete celular não esteja completo, pois nessa situação o crescimento celular seria inibido por contato.

cromossomos. Nesse procedimento, o DNA é fragmentado e progressivamente eliminado do cromossomo, sendo que o DNA da região heterocromática é extraído de forma mais lenta que o da região eucromática. Assim, quando os cromossomos são corados com Giemsa, as regiões heterocromáticas coram-se mais fortemente formando as bandas C (GUERRA, 1988). A técnica de evidênciação de blocos de heterocromatina constitutiva descrita aqui segue SUMNER (1972), com modificações:

1. Envelhecer as lâminas por um período mínimo de 3 dias, em estufa a 40°C;
2. Mergulhar em solução de HCl durante 3 min.;
3. Lavar em água destilada e deixar secar;
4. Colocar a lâmina em solução de hidróxido de bário, pH 7,0 a 60°C, durante 5 min.;
5. Lavar em água destilada com HCl (0,1 M) na proporção de 9:1;
6. Mergulhar em solução de HCl (0,1 M) durante 3 min. e deixar secar;
7. Incubar em solução salina de 2 SSC, pH 7,0 a 60°C, durante 60 min.
8. Lavar com água destilada;
9. Corar com Giemsa a 10%, durante 10 min.

Bandeamento Ag-NOR - Nessa técnica são coradas por prata as regiões organizadoras de nucléolo (RONs). Essas variam em número, localização, intensidade e tamanho entre indivíduos de uma mesma espécie e mesmo entre diferentes células de um mesmo indivíduo, pois somente as RONs que foram funcionalmente ativas durante a intérfase precedente é que são coradas. Cada indivíduo parece ter um número modal característico e um padrão consistente de distribuição das RONs (YONENAGA-YASSUDA, 1985). O procedimento aqui proposto é uma adaptação da técnica de HOWELL & BLACK (1980):

1. Envelhecer as lâminas por, pelo menos, 1 dia;

2. Incubar em tampão borato, pH 9,0 em temperatura ambiente, durante 1 a 4 min.;
3. Lavar em água destilada e deixar secar;
4. Sobre a lâmina, pingar duas gotas de solução coloidal (gelatina 2%, ácido fórmico 1%) e sobre elas, duas gotas de nitrato de prata em solução aquosa;
5. Misturar bem e cobrir com lamínula;
6. Adicionar em câmara úmida, mantida em 70°C, deixar incubando até surgir uma coloração castanho-dourada, entre 8 e 15 min.;
7. Lavar rapidamente em água destilada;
8. Corar com Giemsa a 2%, durante 30 segundos, em temperatura ambiente.

Bandeamento Q - Nesse bandejamento são produzidas bandas fluorescentes transversais através do tratamento dos cromossomos com quinacrina (droga antimalária Atebrin). O número, tamanho, intensidade e distribuição dessas bandas é específico para cada par de homólogos. De forma geral, as bandas Q não correspondem às bandas G (JOHN, 1980).

Procedimento para obtenção de cromossomos em condições de campo

Aqui, apresentamos uma modificação das técnicas de ARMADA *et al.* (1996) e BAKER *et al.* (2003) para obtenção de cromossomos metafásicos a partir de medula óssea em condições de campo. Esse procedimento, além de simples e rápido, tem mostrado bons resultados. Segue abaixo a descrição da técnica:

1. Após sacrificar o animal, retirar o úmero esquerdo e remover as epífises;
2. Com o auxílio de seringa de 3 mL, retirar 2 a 3 mL de meio de cultura (RPMI 1640 ou MEM da GLASGOW) e soro fetal bovino na proporção de 8:2 (proveniente da solução previamente alicotada em condições de esterilidade), retirar a medula e colocá-la em



- uma placa de Petri;
3. Dissociar a medula pipetando continuamente até criar uma solução celular homogênea;
4. Transferir para o tubo de cultura (tipo Falcon de 15 mL) contendo o restante do meio, soro e colchicina 10^{-5} M (0,5 mL de colchicina para cada 10 mL de meio e soro);
5. Incubar os tubos a 37°C (colocar junto ao corpo) por 60 minutos;
6. Centrifugar o material a 300 gravidades (no caso de centrifuga manual sem marcador, atingir a maior rotação possível) por 5 minutos;
7. Descartar o sobrenadante e acrescentar 10 mL de solução hipotônica;
8. Incubar os tubos a 37°C por 12 minutos;
9. Acrescentar 2 mL de fixador de Carnoy e deixar agir por 2 min. a 37°C;
10. Centrifugar a 300 gravidades por 5 minutos;
11. Descartar o sobrenadante e acrescentar 10 mL de solução fixadora;
12. Deixar em repouso por 15 minutos em temperatura ambiente;
13. Centrifugar a 300 gravidades por 5 minutos;
14. Descartar o sobrenadante e acrescentar solução fixadora até 5 mL;
15. Centrifugar a 300 gravidades por 5 minutos;
16. Descartar o sobrenadante e acrescentar solução fixadora até 5 mL;
17. Centrifugar a 300 gravidades por 5 minutos;
18. Descartar o sobrenadante e acrescentar 10 mL de fixador por tubo;

19. Estocar a 4°C até chegar ao laboratório;
20. Centrifugar a 300 gravidades por 5 minutos;
21. Descartar o sobrenadante, deixar 0,5 mL de solução por tubo;
22. Pingar duas gotas na lâmina.

Alguns protocolos recomendam a utilização de brometo de etídio, que deixa os cromossomos mais alongados. Entretanto, não recomendamos o uso dessa substância durante atividades de campo, pois a mesma deve ser usada com cautela e receber descarte adequado, o que geralmente não acontece durante procedimentos de campo.

Síntese dos dados citogenéticos sobre espécies de morcegos da fauna brasileira

Na tabela 1 são disponibilizados dados cariotípicos para 114 (incluindo *Myotis levis dinellii*) das 164 espécies de morcegos listadas por PERACCHI *et al.* (2006) para o Brasil. Esse total corresponde a mais de 69% das espécies listadas para o país. Apesar da grande maioria dos dados terem sido obtidos a partir de espécimes coletados fora dos limites do território nacional, é perceptível o crescimento dos estudos citogenéticos utilizando espécimes da fauna brasileira. Até 1989, eram conhecidos dados cariotípicos para representantes brasileiros de 33 espécies. A partir dessa compilação registramos 60 espécies com dados obtidos a partir de espécimes capturados dentro dos limites do Brasil.

Tabela 1: Informações cariotípicas de morcegos brasileiros. As espécies estão arranjadas em ordem alfabética dentro das famílias. O 2n corresponde ao número diplóide e o NF corresponde ao número de braços do conjunto autossômico.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
Phyllostomidae					
	<i>Ametrida centurio</i>	30 (F) 31 (M)	56	col. conv.	Baker & Hsu (1970), Baker (1979)
	<i>Anoura caudifer</i>	30	54	G, C e NOR	Yonenaga (1968), Baker (1973), Toledo (1973), Baker (1979), Haiduk & Baker (1982), Morielle (1987), Morielle & Varella (1987; 1990), Santos <i>et al.</i> (2002) Garcia (1988), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Moratelli (2003)
	<i>Anoura geoffroyi</i>	30	56	G	Hsu <i>et al.</i> (1968), Haiduk & Baker (1982)

Continua

Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Artibeus cinereus</i>	30	56	G, C, NOR e FISH	Lopes (1978a), Baker (1979), Souza & Correia (1984), Tucker & Bickham (1986), Araujo & Souza (1987), Souza & Araujo Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Artibeus concolor</i>	31	56	col. conv.	
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	30 (F) 31 (M)	56	G, C, NOR e FISH	Althoff (1996), Althoff & Isbalqueiro (1998), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Santos <i>et al.</i> (2002) Moratelli (2003)
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	30 (F) 31 (M)	56	G, C, NOR e FISH	Kiblsky (1969), Baker & Hsu (1970), Baker (1979), Baker <i>et al.</i> (1979), Baker & Bickham (1980), Tucker & Bickham (1986), Araujo & Souza (1987), Souza & Araujo (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Althoff (1996), Althoff & Isbalqueiro (1998), Santos & Souza (1998b), Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Artibeus lituratus</i>	30 (F) 31 (M)	56	G, C, NOR e FISH	Yonenaga <i>et al.</i> (1969), Lopes (1978a), Tucker & Bickham (1986), Morielle (1987), Morielle <i>et al.</i> (1987), Souza & Araujo (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Souza & Araujo (1990), Althoff (1996), Althoff & Isbalqueiro (1998), Santos & Souza (1998b), Moratelli <i>et al.</i> (2000), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Santos <i>et al.</i> (2002), Moratelli (2003), Rodrigues <i>et al.</i> (2003)
	<i>Artibeus obscurus</i>	30 (F) 31 (M)	56		Althoff (1996), Althoff & Isbalqueiro (1998)
	<i>Artibeus planirostris</i>	30 (F) 31 (M)	56,57, 58,59	hibridização in situ, G, C e NOR	Gardner (1977b), Morielle & Varella-Garcia (1988), Morielle (1987), Morielle <i>et al.</i> (1987), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Souza & Araujo (1990), Faria <i>et al.</i> (2000), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Carollia brevicauda</i>	20 (F) 21 (M)	36	col. conv.	Patton & Gardner (1971), Stock (1975), Pieczarka <i>et al.</i> (2005)
	<i>Carollia benkeithi</i>	22	38	G, C e NOR	Patton & Gardner (1971), Hsu & Bernischke (1973), Hsu <i>et al.</i> (1975), Stock (1975), Solari & Baker (2006)
	<i>Carollia perspicillata</i>	20 (F) 21 (M)	36	hibridização in situ, G, C, NOR e fluorocromos	Kiblsky (1969), Yonenaga <i>et al.</i> (1969), Baker & Hsu (1970), Baker & Bleier (1971), Patton & Gardner (1971), Toledo (1973), Pathak & Stock (1974), Hsu <i>et al.</i> (1975), Stock (1975), Lopes (1978a), Baker (1979), Morielle (1987), Faria <i>et al.</i> (2000), Moratelli <i>et al.</i> (2000), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Santos & Souza (1998a), Moratelli (2003), Noronha <i>et al.</i> (2004), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Centurio senex</i>	28	52	G e C	Baker (1967), Baker & Hsu (1970), Baker & Bickham (1980)
	<i>Chiroderma doriae</i>	26	48	G, C e NOR	Varella-Garcia & Taddei (1985), Morielle (1987), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989)
	<i>Chiroderma trinitatum</i>	26	48	NOR	Baker & Hsu (1970), Baker & Genoways (1976), (1977a), Turcker & Bickham (1986)
	<i>Chiroderma villosum</i>	26	48	G, C e NOR	Baker (1967), Hsu <i>et al.</i> (1968), Baker & Hsu (1970), (1977a), Baker & Bickham (1980), Tucker & Bickham (1986), Morielle (1987), Morielle <i>et al.</i> (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989)

Continua



Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Choeroniscus minor</i>	20	36	G, C e NOR	Neves <i>et al.</i> (1998), Ribeiro <i>et al.</i> (2000), Ribeiro <i>et al.</i> (2003c),
	<i>Chrotopterus auritus</i>	28	52	col. conv.	Toledo (1973), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Desmodus rotundus</i>	28	52	G, C, NOR, CB-DAPI e AgNO ₃ /CMA3	Yonenaga <i>et al.</i> (1969), Toledo (1973), Lopes (1978a), Baker (1979), Souza (1985), Morielle <i>et al.</i> (1986), Araujo & Souza (1987), Morielle (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Finato <i>et al.</i> (2000a), Santos <i>et al.</i> (2001), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Moratelli (2003)
	<i>Diaemus youngi</i>	32	60	G, C e NOR	Cadena & Baker (1976), Forman <i>et al.</i> (1968), Baker (1979), Morielle <i>et al.</i> (1986), Morielle (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988)
	<i>Diphylla ecaudata</i>	32	60	G, C, NOR, CB-DAPI e AgNO ₃ /CMA3	Gardner (1977b), Lopes (1978a), Baker (1979), Santos <i>et al.</i> (2001)
	<i>Enchisthenes bartii</i>	30 (F) 31 (M)	56	G e C	Baker (1967), Baker & Baker <i>et al.</i> (1979), Baker & Bickham (1980), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Glossophaga longirostris</i>	32	60	col. conv.	Baker (1979)
	<i>Glossophaga soricina</i>	32	60	G, C, NOR e FISH	Toledo (1973), Baker & Bass (1979), Baker <i>et al.</i> (1981), Haiduk & Baker (1982), Souza (1985), Morielle (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Rodrigues <i>et al.</i> (1998), Volleth <i>et al.</i> (1999), Ribeiro <i>et al.</i> (2000), Santos <i>et al.</i> (2002), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Moratelli (2003), Ribeiro <i>et al.</i> (2003a), Ribeiro <i>et al.</i> (2003c), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Glyphoncyteris daviesi</i>	28	52	col. conv.	Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Lamproncyteris brachyotis</i>	32	60	G, C e NOR	Patton & Baker (1978), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Lichonycteris obscura</i>	24	44	col. conv.	Baker (1979)
	<i>Lioncyteris spurrelli</i>	28	50	G, C e NOR	Ribeiro <i>et al.</i> (2000), Ribeiro <i>et al.</i> (2003a), Ribeiro <i>et al.</i> (2003c)
	<i>Lioncyteris spurrelli</i>	28	52	G, C e NOR	Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Haiduk & Baker (1982)
	<i>Lonchophylla thomasi</i>	30	34	col. conv.	Baker (1973), Baker (1979)
	<i>Lonchophylla thomasi</i>	32	38	col. conv.	Gardner (1977b), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Lonchophylla thomasi</i>	32	34	G	Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Lonchophylla thomasi</i>	32	40	G	Haiduk & Baker (1982)
	<i>Lonchophylla thomasi</i>	36	48	G, C e NOR	Ribeiro <i>et al.</i> (2000), Ribeiro <i>et al.</i> (2003b), Ribeiro <i>et al.</i> (2003c),
	<i>Lonchorhina aurita</i>	32	60	col. conv.	Baker & Hsu (1970), Baker (1973), Baker (1979), Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Lophostoma brasiliense</i>	30	56	C e G	Baker & Hsu (1970), Baker (1973), Gardner (1977b), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Genoways & Willians (1980), Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Lophostoma carrikeri</i>	26	46	col. conv.	Gardner (1977b), Genoways & Willians (1980), Baker <i>et al.</i> (1981b)

Continua

Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Lophostoma schulzi</i>	28	36	col. conv.	Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Genoways & Willians (1980), Baker <i>et al.</i> (1981b), Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Lophostoma silviculum</i>	34	60	G e NOR	Gardner (1977b), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Genoways & Willians (1980), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Macrophyllum macrophyllum</i>	32	56	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Mesophylla macconnelli</i>	21 (F), 22 (M)	20	col. conv.	Baker & Hsu (1970), Baker <i>et al.</i> (1973), Baker (1979), Hsu & Benirschke (1971), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Micronycteris hirsuta</i>	28, 30	32	NOR	Baker (1973), Baker <i>et al.</i> (1973), Baker (1979), Baker <i>et al.</i> (1981b), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Micronycteris megalotis</i>	40	68	G, C e NOR	Patton & Baker (1978), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Micronycteris megalotis</i>	42	70	fluorocromo	Giacomoni <i>et al.</i> (1998)
	<i>Micronycteris minuta</i>	28	50	col. conv.	Baker (1973), Toledo (1973), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Micronycteris minuta</i>	28	52	C e G	Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Mimon bennettii</i>	30	56	G	Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Mimon crenulatum</i>	32	60	C e G	Baker & Hsu (1970), Baker <i>et al.</i> (1972b), Gardner (1977b), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Phylloderma stenops</i>	32	58	NOR e FISH	Baker & Hsu (1970), Baker (1973), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Baker <i>et al.</i> (1981b), Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Phyllostomus discolor</i>	32	60	G, C, NOR e FISH	Kiblsky (1969), Yonenaga <i>et al.</i> (1969), Baker (1970), Baker & Hsu (1970), Toledo (1973), Lopes (1978a), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Morielle & Varella-Garcia (1988), Rodrigues <i>et al.</i> (1998), Santos & Souza (1998b), Rodrigues <i>et al.</i> (2000), Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Phyllostomus elongatus</i>	32	58	NOR e FISH	Baker & Bickham (1980), Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	32	58	G, C, NOR e FISH	Kiblsky (1969), Yonenaga <i>et al.</i> (1969), Baker & Hsu (1970), Toledo (1973), Patton & Baker (1978), Souza (1985), Morielle & Varella-Garcia (1988), Rodrigues <i>et al.</i> (2000), Santos <i>et al.</i> (2002), Rodrigues <i>et al.</i> (2003), Pieczarka <i>et al.</i> (2005), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Phyllostomus latifolius</i>	32	58	col. conv.	Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Platyrrhinus brachycephalus</i>	30	56	G	Baker (1973), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Platyrrhinus helleri</i>	30	56	G e NOR	Baker (1967), Hsu <i>et al.</i> (1968), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Platyrrhinus infuscus</i>	30	56	col. conv.	Gardner (1977b)
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	30	56	hibridização in situ, G, C, NOR e FISH	Toledo (1973), Lopes (1978a), Morielle (1987), Morielle <i>et al.</i> (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Souza & Araujo (1990), Faria <i>et al.</i>

Continua



Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
					(2000), Moratelli <i>et al.</i> (2000), Santos <i>et al.</i> (2002), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Pygoderma bilabiatum</i>	30 (F) 31 (M)	56	col. conv.	Myers (1981)
	<i>Rhinophylla fischeriae</i>	34	56	col. conv.	Baker & Bleier (1971), Baker (1979)
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	26	48	col. conv.	Toledo (1973)
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	34		NOR	Noronha <i>et al.</i> (2004)
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	34	56	col. conv.	Baker & Bickham (1980)
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	34	64	col. conv.	Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	36	62	G e C	Baker & Bleier (1971), Hsu & Berbisckhe (1973), Baker (1979), Baker & Bickham (1980)
	<i>Sphaeronycteris toxophyllum</i>	28	52	col. conv.	Baker (1973), Baker (1979)
	<i>Sturnira bidens</i>	30	56	col. conv.	Gardner & O'Neil (1969)
	<i>Sturnira lilium</i>	30	56	G, C, NOR e FISH	Hsu <i>et al.</i> (1968), Kiblsky (1969), Toledo (1973), Baker <i>et al.</i> (1979), Baker & Bickham (1980), Souza (1985), Tucker & Bickham (1986), Morielle (1987), Morielle <i>et al.</i> (1987), Morielle & Varella-Garcia (1988), Souza & Araujo (1990), Santos <i>et al.</i> (2002), Moratelli (2003), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Sturnira magna</i>	30	56	G	Gardner (1977b), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Sturnira tildae</i>	30	56	G	Baker & Hsu (1970), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Tonatia bidens</i>	16	20	NOR e FISH	Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Tonatia saurophyla</i>	16	20	C, G e NOR	Baker (1970), Baker & Hsu (1970), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Genoways & Williams (1980), Tucker & Bickham (1986)
	<i>Trachops cirrhosus</i>	30	56	NOR e FISH	Baker (1973), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Santos <i>et al.</i> (2002)
	<i>Trinycteris nicefori</i>	28	52	G, C e NOR	Baker & Hsu (1970), Patton & Baker (1978), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Baker <i>et al.</i> (1981b), Ribeiro <i>et al.</i> (2003a)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	38	44	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1972a)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	38	48	col. conv.	Baker & Lopez (1970), Baker <i>et al.</i> (1972a)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	38		G e NOR	Tucker & Bickham (1986)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	39	45	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1972a)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	42	50	C e NOR	Silva <i>et al.</i> (2005)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	42		col. conv.	Baker & Hsu (1970)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	42	50	col. conv.	Baker & Lopez (1970), Hsu & Benirschke (1971), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	42	48	G	Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	43	48	col. conv.	Baker & McDaniel (1972)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	43		col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1972a)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	44	48	G e C	Baker (1967), Baker & McDaniel (1972), Baker <i>et al.</i> (1972a), Baker <i>et al.</i> (1979), Baker & Bickham (1980), Baker <i>et al.</i> (1982)

Continua

Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Uroderma bilobatum</i>	43, 44	48	col. conv.	Baker & McDaniel (1972)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	38, 39, 43, 44, 49	48	G e C	Baker <i>et al.</i> (1972a), Baker <i>et al.</i> (1975), Baker (1979), Baker <i>et al.</i> (1979), Baker (1981)
	<i>Uroderma bilobatum</i>	42	50	G e C	Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Uroderma magnirostrum</i>	35	62	col. conv.	Baker & Lopez (1970)
	<i>Uroderma magnirostrum</i>	36	62	G, C e NOR	Baker & Lopez (1970), Baker (1979), Silva <i>et al.</i> (2000), Silva <i>et al.</i> (2005)
	<i>Uroderma magnirostrum</i>	36	60	col. conv.	Hsu & Benirschke (1971)
	<i>Vampyressa bidens</i>	26	48	col. conv.	Gardner (1977b), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Vampyressa brockei</i>	26	44	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1972c), Baker <i>et al.</i> (1973), Gardner (1977b), Baker (1979), Honeycutt <i>et al.</i> (1980)
	<i>Vampyressa pusilla</i>	18	20	col. conv.	Baker (1973), Baker <i>et al.</i> (1973), Baker (1979), Baker & Bickham (1980)
	<i>Vampyressa pusilla</i>	18		G e NOR	Tucker & Bickham (1986)
	<i>Vampyressa pusilla</i>	23	22	col. conv.	Baker (1979)
	<i>Vampyressa pusilla</i>	23 (F), 22 (M)	22	col. conv.	Gardner (1977b)
	<i>Vampyressa pusilla</i>	24 (F), 23 (M)	22	col. conv.	Baker (1973), Baker <i>et al.</i> (1973)
	<i>Vampyrodes caraccioli</i>	30	56	col. conv.	Baker & Hsu (1970), Baker (1973)
	<i>Vampyrum spectrum</i>	30	56	col. conv.	Baker & Hsu (1970), Baker (1973), Baker (1979)
Vespertilionidae					
	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	50	48	C, G e NOR	Baker & Patton (1967), Baker & Jordan (1970), Lopes (1978a), Cristoff & Freitas (1987)
	<i>Eptesicus diminutus</i>	50	48	col. conv.	Williams (1978)
	<i>Eptesicus furinalis</i>	50	48	NOR	Baker & Patton (1967), Williams (1978), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989)
	<i>Eptesicus fuscus</i>	50	48	col. conv.	Bickham (1979a)
	<i>Histiotus montanus</i>	50	48	col. conv.	Williams & Mares (1978)
	<i>Histiotus velatus</i>	50	48	col. conv.	Toledo (1973)
	<i>Lasiurus cinereus</i>	28	46	G, C e NOR	Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989)
	<i>Lasiurus cinereus</i>	28	46	G e C	Baker & Patton (1967)
	<i>Lasiurus cinereus</i>	28	48	C e NOR	Marchesin & Morielle-Versute (2004)
	<i>Lasiurus ega</i>	28	46	col. conv.	Baker & Patton (1967)
	<i>Lasiurus ega</i>	28	48	G, C e NOR	Bickham (1979a), Baker & Bickham (1980), Marchesin & Morielle-Versute (2004)
	<i>Lasiurus ega</i>	28	50	col. conv.	Toledo (1973)
	<i>Myotis albescentis</i>	44	50	col. conv.	Bickham (1979b)
	<i>Myotis levis dinellii</i>	44	50	col. conv.	Tiranti (1996)
	<i>Myotis levis levis</i>	44	50	col. conv.	Esse artigo
	<i>Myotis nigricans</i>	44	50	G e C	Baker & Jordan (1970), Toledo (1973), Bickham (1979a), Bickham (1979b), Baker & Bickham (1980), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Moratelli <i>et al.</i> (2001), Moratelli (2003)
	<i>Myotis riparius</i>	44	50	col. conv.	Baker & Jordan (1970)

Continua



Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Myotis ruber</i>	44	50	col. conv.	Armada (com. pess.)
	<i>Myotis simus</i>	44	50	col. conv.	Baker & Jordan (1970)
Mormoopidae					
	<i>Pteronotus davyi</i>	38	60	G, C e NOR	Sites <i>et al.</i> (1981)
	<i>Pteronotus gymnonotus</i>	38	60	col. conv.	Baker & Bickham (1980)
	<i>Pteronotus parnellii</i>	38	60	G, C e NOR	Patton & Baker (1978), Sites <i>et al.</i> (1981)
	<i>Pteronotus personatus</i>	38	60	col. conv.	Baker & Bickham (1980)
Noctilionidae					
	<i>Noctilio albiventris</i>	34	58	G, C e NOR	Baker & Jordan (1970), Patton & Baker (1978), Baker & Bickham (1980), Varella-Garcia <i>et al.</i> (1989), Vilamiu <i>et al.</i> (2002)
	<i>Noctilio leporinus</i>	34	54	col. conv.	Lopes (1978a)
	<i>Noctilio leporinus</i>	34	58	col. conv.	Yonenaga (1968), Baker & Jordan (1970)
	<i>Noctilio leporinus</i>	34	62	G	Baker <i>et al.</i> (1982)
Furipteridae					
	<i>Furipterus horrens</i>	34	62	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1981b)
Thyropteridae					
	<i>Thyroptera discifera</i>	32	38	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Thyroptera tricolor</i>	40	38	G	Baker (1970), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Baker <i>et al.</i> (1982)
Emballonuridae					
	<i>Centronycteris maxmilliani</i>	28	48	col. conv.	Greenbahum & Jones (1978)
	<i>Cyttarops alecto</i>	32	60	col. conv.	Baker & Jones (1975)
	<i>Cormura brevirostris</i>	22	40	G e C	Baker & Jordan (1970), Baker <i>et al.</i> (1981b), Hood & Baker (1986)
	<i>Rhynchonycteris naso</i>	22	36	G e C	Baker & Jordan (1970), Hood & Baker (1986)
	<i>Peropteryx macrotis</i>	26	48	col. conv.	Baker <i>et al.</i> (1981b)
	<i>Saccopteryx leptura</i>	28	38	G e C	Baker & Jordan (1970), Baker <i>et al.</i> (1981b), Baker <i>et al.</i> (1982), Hood & Baker (1986)
	<i>Saccopteryx bilineata</i>	26	36	G e C	Baker (1970), Baker & Jordan (1970), Honeycutt <i>et al.</i> (1980), Hood & Baker (1986)
	<i>Saccopteryx canescens</i>	24	38	G e C	Baker <i>et al.</i> (1982), Hood & Baker (1986)
Natalidae					
	<i>Natalus stramineus</i>	36	56	col. conv.	Baker (1970)
Molossidae					
	<i>Cynomops abrasus</i>	34	64	C e G	Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996)
	<i>Cynomops abrasus</i>	34	60	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Cynomops greenhalli</i>	34	60	col. conv.	Linares & Kiblsky (1969), Baker (1970), Gardner (1977c), Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Cynomops planirostris</i>	34	60	G, C, NOR, fluorocromo e FISH	Leite-Silva <i>et al.</i> (2000), Leite-Silva <i>et al.</i> (2003)
	<i>Eumops auripendulus</i>	42	60	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)

Continua

Tabela 1. Continuação.

Família	espécie	2n	NF	Estudos	Autores
	<i>Eumops auripendulus</i>	42	62	col. conv.	Toledo (1973)
	<i>Eumops glaucinus</i>	40	64	G, C e NOR	Warner <i>et al.</i> (1974), Morielle <i>et al.</i> (1988), Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996), Finato <i>et al.</i> (2000b)
	<i>Eumops glaucinus</i>	38	64	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Eumops perotis</i>	48	54	col. conv.	Toledo (1973)
	<i>Eumops perotis</i>	48	56	col. conv.	Baker (1970), Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Eumops perotis</i>	48	58	C e G	Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996), Finato <i>et al.</i> (2000b)
	<i>Molossops planirostris</i>	34	60	G, C, NOR e FISH	Leite-Silva <i>et al.</i> (2003)
	<i>Molossops temminckii</i>	42	56	col. conv.	Gardner (1977c)
	<i>Molossops temminckii</i>	48	68	C e G	Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996)
	<i>Molossus molossus</i>	48	56	C, G e NOR	Baker & Lopez (1970), Lopes (1978a), Cristoff & Freitas (1987)
	<i>Molossus molossus</i>	48	58	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Molossus molossus</i>	48	64	G, C, NOR, BrdU e FISH	Morielle-Versute & Varella-Garcia (1994), Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996), Moratelli <i>et al.</i> (2000), Leite-Silva <i>et al.</i> (2003)
	<i>Molossus rufus</i>	48	58	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Molossus rufus</i>	48	60	col. conv.	Toledo (1973), Lopes (1978a)
	<i>Molossus rufus</i>	48	64	G, C, NOR, BrdU e FISH	Morielle-Versute & Varella-Garcia (1994), Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996), Leite-Silva <i>et al.</i> (2003), Faria & Morielle-Versute (2006)
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	48	64	C e G	Morielle-Versute <i>et al.</i> (1996)
	<i>Promops centralis</i>	48	58	col. conv.	Warner <i>et al.</i> (1974)
	<i>Promops nasutus</i>	40	54	col. conv.	Wainberg (1966)
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	48	56	G	Warner <i>et al.</i> (1974), Baker <i>et al.</i> (1982)
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	48	58	col. conv.	Painter (1925)

Aplicações dos estudos citogenéticos em morcegos

Emballonuridae

Ainda não foram cariotipados espécimes procedentes do Brasil. Para as formas cariotipadas da América do Sul, observa-se variação entre e dentro do gênero, entretanto, variação intraespecífica ainda não foi verificada. HOOD & BAKER (1986) usaram bandas C e G para determinar homeologias entre espécies de seis diferentes gêneros, e observaram grande variação nas bandas G de braços eucromáticos indicando extensiva evolução cromossômica entre espécies de Emballonuridae.

Phyllostomidae

PATTON & BAKER (1978) e BAKER (1979) propuseram o número diplóide 46 e número fundamental 60 como primitivo para Phyllostomidae, o que é similar ao cariótipo de *Macrotus waterhousii* (16 meta ou submetacêntricos, 28 acrocêntricos mais dois sexuais). Associado a isso, PATTON & BAKER (1978), BAKER (1979) e SITES *et al.* (1981) observaram grande similaridade nos padrões de bandas G entre *Macrotus waterhousii* e representantes de Mormoopidae e Noctilionidae, o que corrobora a união de Phyllostomidae, Mormoopidae e Noctilionidae e na superfamília Noctilionoidea (=Phyllostomoidea), proposta por SMITH (1976) e SIMMONS & GEISLER (1998).



Phyllostominae

PATTON & BAKER (1978) reconheceram três clados primários dentro de Phyllostominae. O primeiro corresponde ao gênero *Macrotus*. O segundo é composto pelos gêneros *Trinycteris*, *Lampronnycteris* e *Micronnycteris*. O terceiro clado agrupa *Phyllostomus*, *Mimon*, *Lophostoma* e *Tonatia*. Dentro de Phyllostominae, alguns táxons são conservados cromossomicamente (e.g. *Macrotus* e *Phyllostomus*), enquanto outros (e.g. *Tonatia* e *Micronnycteris*) têm muita variação (BAKER *et al.*, 1982).

O primeiro clado corresponde a uma forma não representada no Brasil. Para o segundo clado que corresponde a *Micronnycteris* (*sensu* KOOPMAN, 1994), TOLEDO (1973) disponibilizou o cariótipo de espécimes de *M. minuta* procedentes da Bahia ($2n = 28$ e $NF = 52$), e esses são similares ao cariótipo de espécimes de Trinidad ($2n = 28$ e $NF = 50$) apresentados por PATTON & BAKER (1978). De acordo com VARELLA-GARCIA *et al.* (1989), doze dos treze cromossomos são idênticos entre os espécimes da Bahia e Trinidad. A diferença é relativa a um pequeno par considerado por TOLEDO (1973) como possuindo dois braços, e por PATTON & BAKER (1978) como possuindo um único braço. Entretanto, VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) colocaram que essa diferença pode ser relativa a rearranjo ou a dificuldade de se definir a forma dos menores cromossomos. Para VARELLA-GARCIA *et al.* (1989), *Chrotopterus auritus* ($2n = 28$ e $NF = 52$) pertence ao clado *Micronnycteris*.

Relativo aos estudos que incluem espécimes brasileiros do terceiro clado, *Phyllostomus discolor* e *P. hastatus* cariotipados do leste da Amazônia (RODRIGUES *et al.*, 2000) possuem cariótipos idênticos aos descritos para espécimes da América Central (PATTON & BAKER, 1978) e América do Sul (MORIELLE & VARELLA-GARCIA, 1988; VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989). Associado a isso, VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) ao analisarem cariótipos disponibilizados por LOPES

(1978a), MORIELLE (1987) e MORIELLE & VARELLA-GARCIA (1988), não encontraram diferenças nos padrões de bandas C e G e na distribuição e localização das RONS em espécimes de *P. discolor* e *P. hastatus* de diversas localidades do Brasil. VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) observaram ainda, que o cariótipo convencional de *P. elongatus* de Pernambuco (LOPES, 1978) é similar ao de espécimes da Colômbia (BAKER, 1979) e espécimes brasileiros de *P. hastatus*. Análises comparativas de padrões de bandas G entre *P. hastatus* e *P. discolor* conduzidas por RODRIGUES *et al.* (2000), mostraram que ambas as espécies conservam todos os cromossomos sem rearranjos, exceto pelo 15° par, alterado por inversão pericêntrica provavelmente derivada da fusão dos cromossomos 28 e 30 de *Macrotus waterhousii* (PATTON & BAKER, 1978). Esse par metacêntrico em *P. discolor* é acrocêntrico nas outras espécies do gênero (RODRIGUES *et al.*, 2000). Assim, RODRIGUES *et al.* (2000) apresentaram uma filogenia baseada em dados cariotípicos para *Phyllostomus*, onde *P. discolor* aparece como basal e que corrobora a inclusão de *Phylloderma stenops* no gênero *Phyllostomus* como já proposto anteriormente por BAKER *et al.* (1988).

Glossophaginae

BAKER & BASS (1979) e BAKER *et al.* (1981a) propuseram que o cariótipo primitivo de Glossophaginae é próximo do cariótipo de *Glossophaga*. Esse cariótipo primitivo proposto deriva do cariótipo de *Macrotus waterhousii* por cinco inversões pericêntricas, sete fusões e uma fissão (BAKER & BASS, 1979). A partir das análises dos padrões cariotípicos de Glossophaginae e Brachyphyllinae, os autores recomendaram a inclusão de Brachyphyllinae em Glossophaginae, arranjo que não é atualmente aceito (*q.v.* SIMMONS, 2005).

Os espécimes brasileiros de *Anoura candifer* cariotipados são procedentes de São Paulo

(YONENAGA, 1968; TOLEDO, 1973; MORIELLE, 1987) e Rio de Janeiro (MORATELLI, 2003). Para esses, estão disponíveis informações relativas à descrição convencional do cariótipo e bandas C, G e NOR. O padrão de banda G dos espécimes brasileiros é similar ao descrito por HAIDUK & BAKER (1982) para espécimes do Suriname e Venezuela. O padrão de bandas C revela heterocromatina constitutiva restrita às regiões centroméricas. As RONS estão localizadas no braço curto do menor cromossomo acrocêntrico (MORIELLE & VARELLA-GARCIA, 1988), para o qual, YONENAGA (1968) reportou a presença de satélites.

As informações cariotípicas para *Glossophaga soricina* foram obtidas a partir de espécimes coletados nos estados de São Paulo (TOLEDO, 1973; MORIELLE, 1987), Pernambuco (SOUZA, 1985), Rio de Janeiro (MORATELLI, 2003) e Pará (RIBEIRO *et al.*, 2003c). O padrão de banda G é similar ao descrito por BAKER & BASS (1979) para espécimes da Jamaica e o padrão de banda C revela heterocromatina constitutiva nas regiões centroméricas e no segmento distal do braço longo do menor autossomo (15) (MORIELLE & VARELLA-GARCIA, 1988; VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989). As RONS nessa espécie estão localizadas na constrição do braço longo do menor autossomo em espécimes de São Paulo (MORIELLE & VARELLA-GARCIA, 1988; RIBEIRO *et al.*, 2003c), e no metacêntrico ou submetacêntrico de tamanho mediano em espécimes de Pernambuco (SOUZA, 1985).

VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) verificaram que o menor autossomo de *Glossophaga* é homólogo ao cromossomo 29 de *Macrotus*, e que esse corresponde ao braço curto do cromossomo 12 de *Phyllostomus hastatus*, no qual RONS não foram detectadas. Assim, os autores concluem que a localização do DNAr mudou na evolução dos cariótipos entre essas duas espécies.

O cariótipo de *Lonchophylla thomasi* apresenta grande variabilidade quando comparado a outras espécies de Glossophaginae (RIBEIRO *et al.*, 2003c). Animais cariotipados da Colômbia ($2n = 30$ e $NF = 34$) (BAKER, 1979) diferem dos espécimes do Peru ($2n = 32$ e $NF = 38$), Suriname ($2n = 32$ e $NF = 40$) (GARDNER, 1977b; HAIDUK & BAKER, 1982) e Brasil ($2n = 36$ e $NF = 48$) (RIBEIRO *et al.*, 2003c). Assim, RIBEIRO *et al.* (2003c) verificaram que a espécie apresenta alta taxa de evolução cromossômica.

RIBEIRO *et al.* (2000, 2003c) compararam cariótipos de quatro espécies de nectarívoros (*G. soricina*, *Lionycteris spurrelli*, *Lonchophylla thomasi* e *Choeroniscus minor*) usando coloração convencional, bandas C, G e NOR e hibridização *in situ*, e observaram que existe pouca homeologia entre os cariótipos de *G. soricina*, *L. spurrelli* e *L. thomasi*, e nenhuma entre essas espécies e *C. minor*. Essa última espécie possui o par 3 homólogo ao par 5 de *Artibeus lituratus*. Assim, RIBEIRO *et al.* (2003c) concluíram que *C. minor* é filogeneticamente mais relacionada à *A. lituratus* que às espécies de nectarívoros analisadas, o que reforça a hipótese de convergência morfológica em Glossophaginae proposta por PHILLIPS (1971 *apud* RIBEIRO *et al.*, 2003c).

Stenodermatinae

Nesse grupo existe considerável evolução cromossômica (BAKER *et al.*, 1982). BAKER *et al.* (1979) indicaram que o cariótipo primitivo para Stenodermatinae é parecido com o de *Artibeus jamaicensis* ($2n = 31$ ♂♂ e 30 ♀♀ e $NF = 56$). Os autores observaram ainda que *Sturnira* ($2n = 30$ e $NF = 56$) e *Artibeus* têm cariótipos derivados e similares, justificando a inclusão de *Sturnira* em Stenodermatinae, o que já havia sido proposto antes por BAKER (1967).

Artibeus (*Artibeus*) spp., *Enchisthenes hartii*, *Ametrida centurio* e *Pygoderma bilabiatum* caracterizam-se por possuir sistema múltiplo de determi-



nação do sexo do tipo XX / XY₁Y₂. Isso ocorre devido a uma translocação entre um autossomo (Y₂) e o cromossomo X (translocação X-autossomo) (KASAHARA & DUTRILLAUX, 1983). Assim, o Y₁ é o cromossomo Y original e o Y₂ é um autossomo ímpar, homólogo ao segmento translocado para o cromossomo X. RODRIGUES *et al.* (2003) discutiram a origem do sistema múltiplo de determinação do sexo em Stenodermatinae e propuseram uma hipótese alternativa a de TUCKER (1986), onde o cromossomo X original de Stenodermatinae é similar ao cromossomo X de *Phyllostomus hastatus* e o rearranjo envolvendo o cromossomo homólogo ao Y₂ pode ter sido fusão *in tandem* (centrômero-telômero) seguida de inativação centromérica. Nas espécies *Sturnira lilium* e *Platyrrhinus lineatus*, que apresentam complemento autossômico bastante parecido com o de *Artibeus*, parece ter ocorrido algo similar entre um autossomo e o cromossomo Y, levando ao sistema neo-XY (TUCKER, 1986).

VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) observaram, em *Platyrrhinus lineatus* procedente de São Paulo, variação em relação à adição de heterocromatina constitutiva ao braço curto do maior autossomo subtelocêntrico e grandes blocos de heterocromatina em ambos os braços de um pequeno autossomo metacêntrico, o que indica variação intraespecífica.

Nas espécies *Artibeus planirostris* e *A. lituratus*, bandas C mostraram a presença de heterocromatina constitutiva nas regiões centroméricas, nas regiões interciais de diversos braços autossômicos, nos braços curtos de quatro cromossomos autossômicos subtelocêntricos e do cromossomo X. O Y₁ é inteiramente heterocromático nas duas espécies. O Y₂, que não tem papel na determinação do sexo, tem heterocromatina constitutiva no centrômero e telômero e possui padrão de banda C similar ao do braço curto do cromossomo X em cada espécie (VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989; ALTHOFF,

1996). *Artibeus jamaicensis* tem o mesmo cariótipo e *A. cinereus* tem o mesmo complemento padrão de autossomos (SOUZA & ARAUJO, 1987). ALTHOFF (1996) observou que *Artibeus lituratus*, *A. fimbriatus*, *A. jamaicensis* e *A. obscurus* do sul do Brasil compartilham o mesmo padrão de bandas G, similar ao descrito na literatura. *Artibeus lituratus* e *A. obscurus* apresentam bandas C teloméricas nos pares 5, 6, 7 e 9, e *A. fimbriatus* e *A. aff. jamaicensis* apresentam uma variação intracelular, que, segundo ALTHOFF (1996), não se configura como o padrão distinto comumente verificado em *Artibeus*. A morfologia dos cromossomos sexuais em *Artibeus* (*Artibeus*) pode variar. ALTHOFF (1996) observou variação na forma e tamanho do Y₁, e cita que essa variação pode acontecer devido à inversão pericêntrica e adição de heterocromatina constitutiva.

De acordo com VARELLA-GARCIA *et al.* (1989), os Stenodermatinae brasileiros podem ser classificados em dois grupos com base em suas características citogenéticas: o primeiro corresponde aos gêneros *Artibeus*, *Sturnira* e *Platyrrhinus*, e o segundo ao gênero *Chiroderma*. As espécies do primeiro grupo têm 2n = 30 ou 31 (♂♂) e 30 (♀♀), mostrando similaridade na morfologia cromossômica e extensiva homeologia nos padrões de bandas G, exceto para o cromossomo 7, que difere por uma inversão paracêntrica entre *Artibeus* e *Sturnira-Platyrrhinus*. Há, também, um aumento no total de heterocromatina constitutiva, revelada pelas bandas C, e uma redução no número de RONS ativas por genoma de *Artibeus* para *Sturnira-Platyrrhinus*. As espécies do grupo *Chiroderma* têm 2n = 26 e mesmos padrões de bandas C e G, mas é observada uma redução no número de RONS ativas de *C. doriae* para *C. villosum*. Apesar da diferença de número diplóide, observa-se extensiva homeologia entre os cariótipos. Os cromossomos 1-4, 6-11, 13 e X têm padrões similares, e uma inversão pericêntrica no cromossomo subtelocêntrico do

primeiro grupo pode ter originado o cromossomo metacêntrico 5 de *Chiroderma* (VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989).

As espécies dessa subfamília raramente mostram variabilidade intra e interespecífica. Entre as que fogem a essa regra, estão as espécies do gênero *Uroderma*, que caracterizam-se pelo alto grau de evolução cariotípica, mostrando grande variabilidade nas duas espécies existentes: *U. bilobatum* e *U. magnirostrum* (BAKER, 1979). Para o Brasil, espécimes de *U. magnirostrum* da região norte, que foram estudados por SILVA *et al.* (2005), apresentam cariótipo similar ($2n = 36$ e $NF = 62$) ao de espécimes da América Central estudados por BAKER & LOPEZ (1970). A única variação observada se deve a um espécime que mostrou heteromorfismo no braço curto do cromossomo 5, que corresponde ao maior submetacêntrico. *Uroderma bilobatum* ($2n = 42$) também apresentou cariótipo similar ao estudado por BAKER & LOPEZ (1970) e BAKER *et al.* (1982). Para SILVA *et al.* (2005), apesar dos diferentes números diplóides, o alto grau de homeologia cromossômica entre essas duas espécies reforça a hipótese de proximidade evolutiva. Elas possuem características exclusivas, tais como o par 15 de *U. magnirostrum* e o par 10 de *U. bilobatum*, não encontrados em nenhuma outra espécie de Stenodermatinae até o momento. Elas também compartilham dois pares (16 e 17 em *U. magnirostrum* e 12 e 15 em *U. bilobatum*) que surgiram por fissão de cromossomo metacêntrico. A análise comparativa conduzida por SILVA *et al.* (2005) permite concluir que o gênero é monofilético. Dentro do gênero, *U. magnirostrum* apresentaria o cariótipo primitivo e *U. bilobatum* o cariótipo derivado. Para os autores, a direção da evolução cariotípica nesse grupo indica aumento no número cromossômico por eventos de fissão, seguidos de fusão, inversão e/ou translocação.

Desmodontinae

Citogeneticamente, os três gêneros são

muito similares em relação ao par sexual e todos os cromossomos do conjunto autossômico são meta ou submetacêntricos (CADENA & BAKER, 1976). Os gêneros *Diphylla* e *Diaemus* possuem os mesmos $2n$ e NF , o que sugere que sejam mais relacionados entre si do que qualquer um deles com *Desmodus*. CADENA & BAKER (1976) observaram que os três gêneros de Desmodontinae apresentam grande similaridade cariotípica bastante grande com certos membros das subfamílias Phyllostominae e Glossophaginae, divergindo, por outro lado, dos membros das subfamílias Carolliinae e Stenodermatinae.

Representantes brasileiros das três espécies já foram estudados tendo-se verificado extensa homeologia cromossômica entre os membros dessa subfamília (VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989). Comparando os cariótipos de *Desmodus rotundus* ($2n = 28$ e $NF = 52$) e *Diphylla ecaudata* ($2n = 32$ e $NF = 60$) através de bandas G, SANTOS *et al.* (2001) observaram homeologia dos pares 1, 2 e 3 e identificaram o cromossomo 7 de *D. rotundus* como homeólogo ao cromossomo 8 de *D. ecaudata*. Os autores observam ainda, que essas espécies têm padrões de bandas conservados.

Carolliinae

As espécies *Carollia brevicauda*, *C. subrufa*, *C. peripicillata* e *C. castanea* (*sensu* SOLARI & BAKER, 2006) possuem uma translocação X-autossomo, idêntica a que ocorre em *Artibeus* (BAKER & BLEIER, 1971; PATTON & GARDNER, 1971). Assim, o sistema de determinação do sexo para essas espécies é do tipo XX / XY_1Y_2 .

Até recentemente considerava-se que *C. castanea* apresentava dois citótipos onde as populações da América Central, Equador e Colômbia apresentavam a translocação X-autossomo ($2n = 20/21$), enquanto que as populações do Peru, Bolívia e Brasil não portavam essa variação ($2n = 22$). A partir desses citótipos, de dados moleculares e da clina observada por MCLELLAN (1984),



onde os espécimes do Peru mostraram-se menores que os da América Central, SOLARI & BAKER (2006) reconheceram duas unidades evolutivas independentes, *C. castanea* com cariótipo $2n = 20/21$ e *C. benkeithi* com cariótipo $2n = 22$. A distância genética média detectada entre as seqüências do gene *citocromo-b* é 8,1%, enquanto que entre indivíduos de *C. benkeithi* essa distância média é de 1,7% (SOLARI & BAKER, 2006).

Variação intraespecífica em *Rhinophylla pumilio* foi verificada entre espécimes da Bahia ($2n = 26$ e $NF = 48$) cariotipados por TOLEDO (1973), da Bolívia e Colômbia ($2n = 36$ e $NF = 62$) cariotipados por BAKER & BLEIER (1971) e BAKER (1979), e do Suriname ($2n = 34$ e $NF = 64$) cariotipados por HONEYCUTT *et al.* (1980). VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) explicaram que as diferenças entre os citótipos da Bolívia-Colômbia e do Suriname podem ser explicadas por uma fusão cêntrica de dois pares acrocêntricos e inversão pericêntrica. Todavia, segundo VARELLA-GARCIA *et al.* (1989), para entender as diferenças entre esses citótipos e o citótipo brasileiro é necessário que se conduzam estudos de bandeamento.

Mormoopidae

Apesar de espécimes brasileiros ainda não terem sido citogeneticamente estudados, SITES *et al.* (1981) observaram os padrões de bandas C e G em espécies de *Pteronotus* e não notaram diferenças interespecíficas. PATTON & BAKER (1978) e BAKER *et al.* (1982) observaram que todos os segmentos eucromáticos de mormoopídeos parecem ser homeólogos aos segmentos de *Noctilio* (Noctilionidae) e *Macrotus* (Phyllostomidae). PATTON & BAKER (1978), BAKER (1979) e SITES *et al.* (1981) observaram ainda que Mormoopidae e Noctilionidae possuem padrões de bandas G bastante similares entre si e menos similares com Phyllostomidae.

Noctilionidae

Espécimes de *Noctilio albiventris* e *N. leporinus* de diversas localidades do Brasil possuem cariótipos indistinguíveis. Os números de braços do conjunto autossômico apresentado por diversos autores varia entre 54 e 62. Contudo, VARELLA-GARCIA *et al.* (1989) atribuíram essa variação às diferentes classificações de cromossomos utilizadas pelos autores ou à dificuldade de se definir entre tipos acrocêntricos e subtelocêntricos em função da qualidade das preparações. Os padrões de bandas G entre essas duas espécies são indistinguíveis e muito próximos do observado em *Pteronotus* (Mormoopidae) (VARELLA-GARCIA *et al.*, 1989).

Furipteridae, Thyropteridae e Natalidae

Até agora, não foram publicados estudos citogenéticos com representantes brasileiros de espécies dessas três famílias.

Vespertilionidae

De maneira geral os vespertilionídeos mostram cariótipos bastante conservados, ao menos em nível genérico (BAKER *et al.*, 1982). Os gêneros *Myotis*, *Eptesicus* e *Lasiurus* apresentam pouca variação (BICKHAM, 1979a; 1979b; BICKHAM *et al.*, 1986), enquanto o complexo *Rogeessa tumida-parvula* possui grande variação inter e intraespecífica, com cinco citótipos já reconhecidos (BAKER & PATTON, 1967). BICKHAM (1979b) propôs o $2n = 44$ e o $NF = 50$ como condição primitiva para a família Vespertilionidae. Assim, para os gêneros que estão distribuídos no Brasil, as espécies de *Myotis*, *Eptesicus* e *Histiotus* estariam próximas da condição primitiva, enquanto os cariótipos das espécies de *Lasiurus* seriam derivados. MARCHESIN & MORIELLE-VERSUTE (2004) observaram que a condição derivada apresentada pelas espécies do gênero *Lasiurus* provavelmente se deve a eventos de inversão pericêntrica e translocações robertsonianas (fusões).

Para as espécies de *Myotis* do Brasil, a primeira espécie a ter seu cariótipo descrito foi *M. nigricans*, que revelou $2n = 44$ e $NF = 50$, de forma similar ao de outras espécies das Américas, como *M. keaysi* e *M. levis dinellii* (q.v. LA VAL, 1973; TIRANTI, 1996). MORATELLI (2003) e MORATELLI *et al.* (2003) observaram que o cariótipo de *M. ruber* possui $2n = 44$ e $NF = 49$. ARMADA (com. pess.) analisou o cariótipo dessa espécie e observou sua similaridade ao de *M. nigricans*. Logo, a variação no NF observada por MORATELLI (2003) e MORATELLI *et al.* (2003) não corresponde ao observado nas outras espécies neotropicais do gênero por um engano na montagem do cariótipo. Aqui, analisamos o cariótipo de *M. levis levis* e observamos que esse também é similar ao de *M. nigricans* e *M. levis dinellii*. Assim como as outras espécies do gênero na região Neotropical, *M. ruber* e *M. levis levis* têm três pares de cromossomos metacêntricos grandes e um pequeno e dezessete pares de acrocêntricos. Os cromossomos sexuais são submetacêntricos sendo o X grande e o Y pequeno.

Molossidae

WARNER *et al.* (1974) sugeriram $2n = 48$ e BAKER *et al.* (1982) indicam o cariótipo de *Tadarida brasiliensis* ($2n = 48$ e $NF = 56$) como primitivo para Molossidae.

Variação intraespecífica foi observada entre espécimes de *Eumops glacinus* procedentes de São Paulo ($2n = 40$ e $NF = 64$) cariotipados por VARELLA-GARCIA *et al.* (1989), e espécimes da Costa Rica e Honduras ($2n = 38$ e $NF = 64$) cariotipados por WARNER *et al.* (1974).

MORIELLE-VERSUTE *et al.* (1996) analisaram padrões de bandas C e G de sete espécies de molossídeos e observaram extensiva homeologia e grande estabilidade inter e intragenérica entre *Eumops perotis*, *Molossus rufus*, *Molossus molossus*, *Molossops abrasus* e *Nyctinomops laticaudatus*. Considerável variação intragenérica foi observada em *Molossops* e *Eumops*. A variação cromossômica na família Molossidae é devida principalmente a inversões, rearranjos robertsonianos, translocações e, menos freqüentemente, a variações na localização de heterocromatina constitutiva e regiões organizadoras de nucléolos (MORIELLE-VERSUTE *et al.*, 1996).

Agradecimentos

Aos revisores Dr. João Alves de Oliveira e Dra. Cibele Rodrigues Bonvicino, pela leitura crítica e valiosas sugestões que melhoraram substancialmente a qualidade final e clareza deste manuscrito; ao doutorando Julio Fernandes Vilela (Genética, UFRJ) pelas sugestões bastante pertinentes; e ao CNPq, FAPESP, FUNDUNESP e CAPES pelas bolsas e auxílios concedidos à Eliana Morielle-Versute e Ricardo Moratelli.

**Anexo I** – protocolos para preparo de reagentes e soluções.

Colchicina 10^{-5}M – Pesar 0,3994 g de colchicina e diluir em 10 mL de água destilada estéril, retirar 1 mL dessa solução e diluir em 9 mL de água destilada estéril, fazer isso por mais três vezes para atingir a concentração de 10^{-5}M . Os tubos devem ser cobertos com papel alumínio para evitar a entrada de luz, identificados com suas respectivas concentrações e conservados a -20°C .

Solução hipotônica – Diluir 0,56 g de KCl em 100 mL de água destilada.

Solução fixadora de Carnoy – Misturar três partes de metanol e uma parte de ácido acético glacial. Essa deve ser preparada na hora.

Solução salina de Hanks, livre de Ca e Mg (HBSS):

- 8 g NaCl
- 1g de glicose
- 47,5 mg Na_2HPO_4
- 0,4 g de KCl
- 60 mg KH_2PO_4
- 17 mg de vermelho fenol
- 100 mL de água destilada

Anexo II – fórmula para cálculo de força centrífuga.

$$\text{Força centrífuga} = 1118 \times R \times \text{rpm}^2 \times 10^{-8}$$

ou

$$\text{Força centrífuga} = \frac{\text{rpm}^2 \times R}{8900}$$

onde,

rpm = rotações por minuto

R = raio

— Lista das espécies de morcegos do Brasil —

Ordem Chiroptera (64 gêneros; 167 espécies)*

Família Emballonuridae (7 gêneros; 15 espécies)

- Gênero *Centronycteris* Gray, 1838
 - Espécie *C. maximiliani* (J. Fischer, 1829)
- Gênero *Cormura* Peters, 1867
 - Espécie *C. brevirostris* (Wagner, 1843)
- Gênero *Cyttarops* Thomas, 1913
 - Espécie *C. alecto* Thomas, 1913
- Gênero *Diclidurus* Wied-Neuwied, 1820
 - Espécie *D. albus* Wied-Neuwied, 1820
 - D. ingens* Hernandez-Camacho, 1955
 - D. isabellus* (Thomas, 1920)
 - D. scutatus* Peters, 1869
- Gênero *Peropteryx* Peters, 1867
 - Espécie *P. kappleri* Peters, 1867
 - P. leucoptera* Peters, 1867
 - P. macrotis* (Wagner, 1843)
- Gênero *Rhynchonycteris* Peters, 1867
 - Espécie *R. naso* (Wied-Neuwied, 1820)
- Gênero *Saccopteryx* Illiger, 1811
 - Espécie *S. bilineata* (Temminck, 1838)
 - S. canescens* Thomas, 1901
 - S. gymnura* Thomas, 1901
 - S. leptura* (Schreber, 1774)

Família Phyllostomidae (40 gêneros; 90 espécies)

Subfamília Desmodontinae (3 gêneros; 3 espécies)

- Gênero *Desmodus* Wied-Neuwied, 1826
 - Espécie *D. rotundus* (E. Geoffroy, 1810)
- Gênero *Diaemus* Miller, 1906
 - Espécie *D. youngi* (Jentink, 1893)
- Gênero *Diphylla* Spix, 1823
 - Espécie *D. ecaudata* Spix, 1823

Subfamília Glossophaginae (8 gêneros; 14 espécies)

Tribo Glossophagini Bonaparte, 1845

- Gênero *Anoura* Gray, 1838
 - Espécie *A. caudifer* (E. Geoffroy, 1818)
 - A. geoffroyi* Gray, 1838
- Gênero *Choeroniscus* Thomas, 1928
 - Espécie *C. minor* (Peters, 1868)
- Gênero *Glossophaga* E. Geoffroy, 1818
 - Espécie *G. commissarisi* Gardner, 1962
 - G. longirostris* Miller, 1898
 - G. soricina* (Pallas, 1766)
- Gênero *Lichonycteris* Thomas, 1895
 - Espécie *L. obscura* Thomas, 1895
- Gênero *Scleronycteris* Thomas, 1912
 - Espécie *S. ega* Thomas, 1912

Tribo Lonchophyllini Griffiths, 1982

- Gênero *Lionycteris* Thomas, 1913
 - Espécie *L. spurrelli* Thomas, 1913

* A ordem das espécies está como apresentada em cada capítulo.



- Gênero *Lonchophylla* Thomas, 1903
 Espécie *L. bokermanni* Sazima, Vizotto & Taddei, 1978
L. dekeyseri Taddei, Vizotto & Sazima, 1983
L. mordax Thomas, 1903
L. thomasi J.A. Allen, 1904
- Gênero *Xeronycteris* Gregorin & Ditchfield, 2005
 Espécie *X. vieirai* Gregorin & Ditchfield, 2005
- Subfamília Phyllostominae** (15 gêneros; 33 espécies)
- Gênero *Chrotopterus* Peters, 1865
 Espécie *C. auritus* (Peters, 1856)
- Gênero *Glyphoncteris* Thomas, 1896
 Espécie *G. behnii* (Peters, 1865)
G. daviesi (Hill, 1964)
G. sylvestris Thomas, 1896
- Gênero *Lamproncteris* Sanborn, 1949
 Espécie *L. brachyotis* (Dobson, 1879)
- Gênero *Lonchorhina* Tomes, 1863
 Espécie *L. aurita* Tomes, 1863
L. inusitata Handley & Ochoa, 1997
- Gênero *Lophostoma* d'Orbigny, 1836
 Espécie *L. brasiliense* Peters, 1866
L. carrikeri (J. A. Allen, 1910)
L. schulzi (Genoways & Williams, 1980)
L. silvicolium d'Orbigny, 1836
- Gênero *Macrophyllum* Gray, 1838
 Espécie *M. macrophyllum* (Schinz, 1821)
- Gênero *Micronycteris* Gray, 1866
 Espécie *M. broseti* Simmons & Voss, 1998
M. hirsuta (Peters, 1869)
M. homezi Pirlot, 1967
M. megalotis (Gray, 1842)
M. microtis Miller, 1898
M. minuta (Gervais, 1856)
M. sanborni Simmons, 1996
M. schmidtorum Sanborn, 1935
- Gênero *Mimon* Gray, 1847
 Espécie *M. bennettii* (Gray, 1838)
M. crenulatum (E. Geoffroy, 1803)
- Gênero *Neonycteris* Sanborn, 1949
 Espécie *N. pusilla* (Sanborn, 1949)
- Gênero *Phylloderma* Peters, 1865
 Espécie *P. stenops* Peters, 1865
- Gênero *Phyllostomus* Lacépède, 1799
 Espécie *P. discolor* Wagner, 1843
P. elongatus (E. Geoffroy, 1810)
P. hastatus (Pallas, 1767)
P. latifolius (Thomas, 1901)
- Gênero *Tonatia* Gray, 1827
 Espécie *T. bidens* (Spix, 1823)
T. saurophila Koopman & Williams, 1951
- Gênero *Trachops* Gray, 1847
 Espécie *T. cirrhosus* (Spix, 1823)
- Gênero *Trinycteris* Sanborn, 1949
 Espécie *T. nicefori* (Sanborn, 1949)
- Gênero *Vampyrum* Rafinesque, 1815
 Espécie *V. spectrum* (Linnaeus, 1758)

Subfamília Carolliinae (2 gêneros; 7 espécies)

Gênero *Carollia* Gray, 1838

- Espécie *C. brevicanda* (Schinz, 1821)
C. benkeithi Solari & Baker, 2006
C. castanea H. Allen, 1890
C. perspicillata (Linnaeus, 1758)
C. subrufa (Hahn, 1905)

Gênero *Rhinophylla* Peters, 1865

- Espécie *R. fischeriae* Carter, 1966
R. pumilio Peters, 1865

Subfamília Stenodermatinae (12 gêneros; 33 espécies)

Gênero *Ametrida* Gray, 1847

- Espécie *A. centurio* Gray, 1847

Gênero *Artibeus* Leach, 1821

- Espécie *A. anderseni* Osgood, 1916
A. cinereus (Gervais, 1856)
A. concolor Peters, 1865
A. fimbriatus Gray, 1838
A. glaucus Thomas, 1893
A. gnomus Handley, 1987
A. lituratus (Olfers, 1818)
A. obscurus (Schinz, 1821)
A. planirostris (Spix, 1823)

Gênero *Chiroderma* Peters, 1860

- Espécie *C. doriae* Thomas, 1891
C. trinitatum Goodwin, 1958
C. villosum Peters, 1860

Gênero *Enchisthenes* K. Andersen, 1906

- Espécie *E. bartii* (Thomas, 1892)

Gênero *Mesophylla* Thomas, 1901

- Espécie *M. macconnelli* Thomas, 1901

Gênero *Platyrrhinus* Saussure, 1860

- Espécie *P. brachycephalus* (Rouk & Carter, 1972)
P. helleri (Peters, 1866)
P. infuscus (Peters, 1880)
P. lineatus (E. Geoffroy, 1810)
P. recifinus (Thomas, 1901)

Gênero *Pygoderma* Peters, 1863

- Espécie *P. bilabiatum* (Wagner, 1843)

Gênero *Sphaeronycteris* Peters, 1882

- Espécie *S. toxophyllum* Peters 1882

Gênero *Sturnira* Gray 1842

- Espécie *S. bidens* Thomas, 1915
S. lilium (E. Geoffroy, 1810)
S. magna de la Torre, 1966
S. tildae de la Torre, 1959

Gênero *Uroderma* Peters, 1866

- Espécie *U. bilobatum* Peters, 1866
U. magnirostrum Davis, 1968

Gênero *Vampyressa* Thomas, 1900

- Espécie *V. bidens* (Dobson, 1878)
V. brocki Peterson, 1968
V. pusilla (Wagner, 1843)
V. thyone Thomas, 1909

Gênero *Vampyroides* Thomas, 1900

- Espécie *V. caraccioli* (Thomas, 1889)



Família Mormoopidae (1 gênero; 4 espécies)

Gênero *Pteronotus* Gray, 1838

Espécie *P. davyi* Gray, 1838

P. gymnonotus Natterer, 1843

P. parnellii (Gray, 1843)

P. personatus (Wagner, 1843)

Família Noctilionidae (1 gênero; 2 espécies)

Gênero *Noctilio* Linnaeus 1766

Espécie *N. albiventris* Desmarest, 1818

N. leporinus (Linnaeus, 1758)

Família Furipteridae (1 gênero; 1 espécie)

Gênero *Furipterus* Bonaparte, 1837

Espécie *F. horrens* (F. Cuvier, 1828)

Família Thyropteridae (1 gênero; 4 espécies)

Gênero *Thyroptera* Spix, 1823

Espécie *T. devivoi* Gregorin *et al.*, 2006

T. discifera (Lichtenstein & Peters, 1855)

T. lavalii Pine, 1993

T. tricolor Spix, 1823

Família Natalidae (1 gênero; 1 espécie)

Gênero *Natalus* Gray, 1838

Espécie *N. stramineus* Gray, 1838

Família Molossidae (7 gêneros; 26 espécies)

Gênero *Cynomops* Thomas, 1920

Espécie *C. abrasus* (Temminck, 1827)

C. greenhalli Goodwin, 1958

C. parvus (Thomas, 1901)

C. planirostris (Peters, 1866)

Gênero *Eumops* Miller, 1906

Espécie *E. auripendulus* (Shaw, 1800)

E. bonariensis (Peters, 1874)

E. glaucinus (Wagner, 1843)

E. hansae Sanborn, 1932

E. maurus (Thomas, 1901)

E. patagonicus Thomas, 1924

E. perotis (Schinz, 1821)

E. trumbulli (Thomas, 1901)

Gênero *Molossops* Peters, 1866

Espécie *M. (Neoplatymops) mattogrossensis* Vieira, 1942

M. (Molossops) neglectus Williams & Genoways, 1980

M. (Molossops) temminckii (Burmeister, 1854)

Gênero *Molossus* E. Geoffroy, 1805

Espécie *M. coibensis* J. A. Allen, 1904

M. currentium Thomas, 1901

M. molossus (Pallas, 1766)

M. pretiosus Miller, 1902

M. rufus E. Geoffroy, 1805

Gênero *Nyctinomops* Miller, 1902

Espécie *N. aurispinosus* (Peale, 1848)

N. laticaudatus (E. Geoffroy, 1805)

N. macrotis (Gray, 1840)

Gênero *Promops* Gervais, 1856

Espécie *P. centralis* Thomas, 1915

P. nasutus (Spix, 1823)

Gênero *Tadarida* Rafinesque, 1814

Espécie *T. brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824)

Família Vespertilionidae (5 gêneros; 24 espécies)

Subfamília Vespertilioninae Gray, 1821 (4 gêneros; 18 espécies)

Tribo Eptesicini Volleth & Heller, 1994

Gênero *Eptesicus* Rafinesque, 1820

Espécie *E. andinus* J.A. Allen, 1914

E. brasiliensis (Desmarest, 1819)

E. chiriquinus Thomas, 1920

E. diminutus Osgood, 1915

E. furinalis (d'Orbigny, 1847)

E. fuscus (Beauvois, 1796)

E. taddeii Miranda, Bernardi & Passos, 2006

Tribo Lasiurini Tate, 1942

Gênero *Lasiurus* Gray, 1831

Espécie *L. blossevillii* (Lesson & Garnot, 1826)

L. cinereus (Palisot de Beauvois, 1796)

L. ebenus Fazzolari-Corrêa, 1994

L. ega (Gervais, 1856)

L. egregius (Peters, 1870)

Tribo Nycticeiini Gervais, 1855

Gênero *Rhogeessa* H. Allen, 1866

Espécie *R. hussoni* Genoways & Baker, 1996

R. io Thomas, 1903

Tribo Vespertilionini Gray, 1821

Gênero *Histiotus* Gervais, 1856

Espécie *H. alienus* Thomas, 1916

H. macrotus (Poeppig, 1835)

H. montanus (Philippi & Landbeck, 1861)

H. velatus (I. Geoffroy, 1824)

Subfamília Myotinae Tate, 1942 (1 gênero; 6 espécies)

Gênero *Myotis* Kaup, 1829

Espécie *M. albescens* (E. Geoffroy, 1806)

M. levis (I. Geoffroy, 1824)

M. nigricans (Schinz, 1821)

M. riparius Handley, 1960

M. ruber (E. Geoffroy, 1806)

M. simus Thomas, 1901

Referências Bibliográficas

- ACHA, P. N.; MÁLAGA-ALBA, M. Economic losses due to *Desmodus rotundus*. In: GREENHALL, A.M.; SCHIMIDT, U. (Eds). *Natural history of vampire bats*. Boca Raton: CRC Press. 1988, p.208-213.
- ACOSTA Y LARA, E. F. Quirópteros del Uruguay. *Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo*. v.3, n.58. Montevideo: 1950, p.1-73.
- _____. Notas ecológicas sobre algunos quirópteros del Brasil. *Comunicaciones Zoológicas del Museo de Montevideo*. v.3. n. 65. Montevideo: 1951, p.1-2.
- ACOSTA, C. E.; OWEN, R. D. *Koopmania concolor*. *Mammalian Species*. n.429. New York: 1993, p.1-3.
- ACOSTA, L. S.; AGUANTA, F. A. Nota sobre un nuevo registro de murciélago (*Lamproncycteris brachyotis*) para Bolivia. *Kempffiana*. v.1, n.1. Santa Cruz: 2005, p.65-68.
- ACOSTA, L. S.; VENEGAS, C. Algunas consideraciones taxonómicas de *Histiotus laeophotis* e *H. macrotus*, en Bolivia. *Kempffiana*. v.2, n.1. Santa Cruz: 2006, p.109-115.
- ADAMS, J. K. *Pteronotus davjii*. *Mammalian Species*. n.346. New York: 1989, p.1-5.
- AGUIAR, L. M. S.; CAMARGO, W. R.; PORTELLA, A. S. Occurrence of white-winged vampire bat, *Diaemus youngi* (Mammalia, Chiroptera), in the Cerrado of Distrito Federal, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.3. Curitiba: 2006, p.893-896.
- AGUIAR, L. M. S.; MARINHO-FILHO, J. Activity patterns of nine phyllostomid bat species in a fragment of the Atlantic Forest in southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.21, n.2. Curitiba: 2004, p.385-390.
- AGUIAR, L. M. S.; ZORTÉA, M.; TADDEI, V. A. New records of bats for the Brazilian Atlantic Forest. *Mammalia*. v.59, n.4. Paris: 1995, p.667-671.
- ALBUJA, L. *Murciélagos del Ecuador*. 2ª Edición. Quito: Departamento de Ciencias Biológicas. Escuela Politécnica Nacional. 1999, 288 p.
- ALBUJA, L.; MENA-V, P. Adición de dos especies de quirópteros a la fauna del Ecuador. *Revista Politécnica*. v.16, n.2. Quito: 1991, p.93-98.
- ALBUJA, V. L.; GARDNER, A. L. A new species of *Lonchophylla* Thomas (Chiroptera: Phyllostomidae) from Ecuador. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. v.118, n.2. Washington: 2005, p.442-449.
- ALENCAR, A. O.; SILVA, G. A. P.; DA ARRUDA M. M.; SOARES, A. J.; GUERRA, D. Q. Aspectos biológicos e ecológicos de *Desmodus rotundus* (Chiroptera) no nordeste do Brasil. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. v.14, n.4. Rio de Janeiro: 1994, p.95-103.
- ALLEN, J. A. New bats from tropical America, with notes on species of *Otopterus*. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.20, New York: 1904, p.227-237.
- ALMEIDA, E. O.; NAVEDA, L. A. B.; HERRMANN, G. P. Combate ao *Desmodus rotundus rotundus* (E. Geoffroy, 1810) na região cárstica de Cordisburgo e Curvelo, Minas Gerais. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. v.54, n.2. Belo Horizonte: 2002, p.117-126.
- ALTENBACH, J. S. Locomotor morphology of the vampire bat *Desmodus rotundus*. *Special Publications American Society of Mammalogists*. v.6, New Mexico: 1979, p.1-137.
- ALTHOFF, S. L. *Estudos taxonômico e citogenético das espécies pertencentes ao gênero Artibeus (Mammalia, Chiroptera), ocorrentes na porção oriental da região sul do Brasil*. xviii + 126 p. Dissertação de mestrado, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, 1996.
- ALTHOFF, S. L.; ISBALQUEIRO, I. J. Estudos citogenéticos das espécies *Artibeus* (Mammalia; Chiroptera), ocorrentes na Mata Atlântica da região sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 22, 1998, Recife, *Livro de Resumos do...*, Recife: UFP, 1998, p.309.
- ALTRINGHAM, J. D. *Bats, Biology and Behavior*. Oxford: Oxford University Press, University of Leeds, 1996. 262p.
- ALVAREZ, J.; WILLIG, M. R.; JONES JR., J. K.; WEBSTER, W. D. *Glossophaga soricina*. *Mammalian Species*. v.379, New York: 1991, p.1-7.
- ANDERSEN, K. Brief diagnoses of a new genus and ten new forms of stenodermatous bats. *Annals and Magazine of Natural History, Series 7*. n.18. London: 1906, p.419-423.
- ANDERSON, S. Mammals of Bolivia, taxonomy and distribution. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.231, New York: 1997, p.1-652.
- ANDERSON, S.; KOOPMAN, K.; CREIGHTON, G. K. Bats of Bolivia: An Annotated Checklist. *American Museum Novitates*. v.2750, New York: 1982, p.1-24.
- ANDERSON, S.; WEBSTER, W. D. Notes on Bolivian mammals. Additional records of bats. *American Museum Novitates*. v.2766, New York: 1983, p.1-3.
- ARIAS, V.; VILLALOBOS, F.; MORA, J. M. Cría de murciélago en la dieta de *Trachops cirrhosus* (Chiroptera: Phyllostomidae) en Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*. v.47, n.4. San José: 1999, p.1137-1138.
- ARITA, H. T. Conservation biology of Mexican cave bats. *Journal of Mammalogy*. v.74, Lawrence: 1993. p.693-702.
- ARITA, H. T.; SANTOS-DEL-PRADO, K. Conservation biology of nectar-feeding bats in Mexico. *Journal of Mammalogy*. v.80, n.1. Lawrence: 1999, p.31-41.
- ARITA, H. T.; VARGAS, J. A. Natural-history, interspecific association, and incidence of the cave bats of Yucatan, Mexico. *The Southwestern Naturalist*. v.40, n.1. San Marcos: 1995, p.29-37.
- ARMADA, J. L.; SOUZA, C. S.; CANAVEZ, F. C. Na improved procedure to obtain chromosome preparations of bats. *Revista da Universidade Rural, Série Ciências da Vida*. v.18, n.1-2. Seropédica: 1996, p.73-75.
- ARROYO-CABRALES, J.; OWEN, R. D. *Enchisthenes hartii*. *Mammalian Species*. n.546. New York: 1997, p.1-4.



- ASCORRA, C. F.; SOLARI, S.; WILSON, D. E. Diversidad y ecología de los quiropteros en la Pakitza, In: WILSON, D. E.; SANDOVAL, A. (Eds.). *Manu: the biodiversity of southeastern Peru*. Lima: Editorial Horizonte. 1996, p.593 – 612.
- ASCORRA, C. F.; WILSON, D. E.; ROMO, M. Lista anotada de los quiropteros del Parque Nacional Manu, Peru. *Publicaciones del Museo de Historia Natural, Serie (A) Zoología*. n.42. Lima: 1991a, p.1-14.
- ASCORRA, C. F.; WILSON, D. E.; HANDLEY JR, C. O. Geographic distribution of *Molossops neglectus* Williams and Genoways (Chiroptera: Molossidae). *Journal of Mammalogy*. v.72, n.4. Lawrence: 1991b, p.828-830.
- AVILA-FLORES, R.; FLORES-MARTÍNEZ, J. J.; ORTEGA, J. *Nyctinomops laticaudatus*. *Mammalian Species*. v.697, New York: 2002, p.1-6.
- ÁVILA-FLORES, R.; MEDELLÍN, R. A. Ecological, taxonomic, and physiological correlates of cave use by Mexican bats. *Journal of Mammalogy*. v.85, n.4. Lawrence: 2004, p.675-687.
- ÁVILA-PIRES, F. D.; GOUVÊA, E. Mamíferos do Parque Nacional do Itatiaia. *Boletim do Museu Nacional, Nova Série, Zoologia*. v.291, Rio de Janeiro: 1977, p.1-29,
- ÁVILLA, L. S.; ROZNZSTRANCH, A. M. S.; ABRANTES, E. A. L. First record of the south american flat-headed bat, *Neoplatus mattogrossensis* (Vieira, 1942) in Southeastern Brazil (Chiroptera: Molossidae). *Boletim Museu Nacional*. n.463. Rio de Janeiro: 2001, p.1-6.
- BAILEY, W. J. *Acoustic Behaviour of Insects: An Evolutionary Perspective*. London: Chapman and Hall, 1991, xv + 225.
- BAKER, R. J. Karyotypes of bats of the Phyllostomidae and their taxonomic implications. *Southwest Naturalist*, v.12, 1967, p.407-428.
- _____. Karyotypic trends in bats. In: WIMSATT, W.A. (Ed.). *Biology of bats*. New York: Academic Press, Inc., 1970, p.65-97.
- _____. Comparative cytogenetics of the New World leaf-nosed bats (Phyllostomidae). *Periodicum Biologorum*. v.75, Zagreb: 1973, p.37-45.
- _____. Karyology. In: BAKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds.). *Biology of bats of the New World Phyllostomatidae, Part III. Special Publications The Museum Texas Tech University*. v.16, Lubbock: 1979, p.107-155.
- _____. Chromosomal flow between chromosomally characterized taxa of a volant mammal, *Uroderma bilobatum* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Evolution*. v.35, 1981, p.296-305.
- BAKER, R. J.; ATCHLEY, W. R.; MCDANIEL, C.R. Karyology and morphometrics of Peters' tent-making bat, *Uroderma bilobatum* Peters (Chiroptera, Phyllostomatidae). *Systematic Zoology*, v.21, London: 1972a, p.414-429.
- BAKER, R. J.; BASS, R. A. Evolutionary relationships of the Brachyphyllinae to the Glossophaginae genera *Glossophaga* and *Monophyllus*. *Journal of Mammalogy*. v.60, n.2. Lawrence: 1979, p.364-372.
- BAKER, R. J.; BASS, R. A.; LOHNSON, M.A. Evolutionary implications of chromosomal homology in four genera of Stenoderminae bats (Phyllostomatidae: Chiroptera). *Evolution*. v.33, n.1. 1979, p.220-226.
- BAKER, R. J.; BICKHAM, J. W. karyotypic evolution in bats: Evidence of extensive and conservative chromosomal evolution in closely related taxa. *Systematic Zoology*, v.29, n.3. London: 1980, p.239-253.
- BAKER, R. J.; BLEIER, W.J. Karyotypes of bats the subfamily Carolliinae (Mammalia: Phyllostomatidae) and their evolutionary implications. *Experientia*, v.27, Basel: 1971, p.220-222.
- BAKER, R. J.; BLEIER, W.J.; ATCHLEY, W.L. A contact zone between karyotypically characterized taxa of *Uroderma bilobatum* (Mammalia: Chiroptera). *Systematic Zoology*, v.24, London: 1975, p.133-142.
- BAKER, R. J.; CLARCK, C. L. *Uroderma bilobatum*. *Mammalian Species*. n.279. New York: 1987, p.1-4.
- BAKER, R. J.; DUNN, C. G.; NELSON, K. Allozymic study of the relationships of *Phylloderma* and four species of *Phyllostomus*. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. n.125. Lubbock: 1988, p.1-14.
- BAKER, R. J.; GARDNER, A. L.; PATTON, J. L. Chromosomal polymorphism in the phyllostomatid bat, *Mimon crenulatum* (Geoffroy). *Experientia*, v.28, Basel: 1972b, p.969.
- BAKER, R. J.; GENOWAYS, H. H. A new species of *Chiroderma* from Guadalupe, West Indies (Chiroptera: Phyllostomatidae). *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.39, Lubbock: 1976, p.1-9.
- BAKER, R. J.; GENOWAYS, H. H.; BLEIER, W. J.; WARNER, J. W. Cytotypes and morphometrics of two phyllostomatid bats, *Micronycteris hirsuta* and *Vampyressa pusilla*. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.17, Lubbock: 1973, p.1-10.
- BAKER, R. J.; GENOWAYS, H. H.; CADENA, A. The phyllostomatid bat, *Vampyressa brocki*, in Colombia. *Bulletin of the Southern California Academy of Science*, v.71, Los Angeles: 1972c, p.54.
- BAKER, R. J.; GENOWAYS, H. H.; SEYFARTH, P. A. Results of the Alcoa Foundation Suriname Expeditions. VI. Additional chromosomal data for bats (Mammalia: Chiroptera) from Suriname. *Annals of Carnegie Museum*. v.50, Pittsburg: 1981b, p.333-344.
- BAKER, R. J.; HAIDUK, M. W.; ROBBINS, L. W.; CADENA, A.; KOOP, B. F. Chromosomal studies of south american bats and their systematic implications. In: MARES, M. A.; GENOWAYS, H. H. (Eds.). *Mammalian Biology in South America. Special Publications Series – Pymatuning Laboratory of Ecology*, Pittsburg: 1982, p.303-327.
- BAKER, R. J.; HAMILTON, M.; PARISH, D. A. Preparations of mammalian karyotypes under field conditions. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. n.228. Lubbock: 2003, p.1-8.
- BAKER, R. J.; HONEYCUTT, R. L.; ARNOLD, M. L.; SARICH, V. M.; GENOWAYS, H. H. Eletrophoretic and immunological studies on the relationships of the Brachyphyllinae and the Glossophaginae. *Journal of Mammalogy*. v.62, Lawrence: 1981a, p.665-672.
- BAKER, R. J.; HOOD, C. S.; HONEYCUTT, R. L. Phylogenetic relationships and classification of the higher categories of the New World bat family

- Phyllostomidae. *Systematic Zoology*. v.38, n.3. Washington: 1989, p.228-238.
- BAKER, R. J.; HSU, T. C. Further studies in the sex chromosome systems of american leaf-nosed bats (Chiroptera: Phyllostomatidae). *Cytogenetics*, v.9, 1970, p.131-138.
- BAKER, R. J.; JONES JR., J. K. Additional records of bats from Nicaragua, with a revised checklist of Chiroptera. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.34, Lubbock: 1975, p.1-13.
- BAKER, R. J.; JORDAN, R. G. Chromosomal studies of some neotropical bats of the families Emballonuridae, Noctilionidae, Natalidae and Vespertilionidae. *Caryologia*, v.23, n.4. Firenze: 1970, p.595-604.
- BAKER, R. J.; LOPEZ, G. Karyotypic studies in the insular population of bats in Puerto Rico. *Caryologia*, v.23, Firenze: 1970, p.465-472.
- BAKER, R. J.; MCDANIEL, V. R. A new subspecies of *Uroderma bilobatum* (Chiroptera: Phyllostomatidae) from Middle America. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.7, Lubbock: 1972, p.1-4.
- BAKER, R. J.; PATTON, J. C.; GENOWAYS, H. H.; BICKHAM, J. C. Genic studies of *Lasius* (Chiroptera: Vespertilionidae). *Occasional Papers the Museum Texas Tech University*. v.117. Lubbock: 1998, p.1-15.
- BAKER, R. J.; PATTON, J. L. Karyotypes and karyotypic variation of north American vespertilionid bats. *Journal of Mammalogy*. v.48, Lawrence: 1967, p.270-286.
- BAKER, R. J.; PORTER, C. A.; PATTON, J. C.; VAN DEN BUSSCHE, R. A. Systematics of bats of the family Phyllostomidae based on RAG2 DNA sequences. *Occasional Papers of the Museum of Texas Tech University*. v.202, Lubbock 2000, p.1-16.
- BAKER, R. J.; QUMSIYEH, M. B. Methods in chiropteran mitotic chromosomal studies. In: KUNZ, T. H. (Ed.). *Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Washington & London: Smithsonian Institution Press, 1988, p.425-435.
- BAKER, R. J.; QUMSIYEH, M. B.; HOOD, C. S. Role of chromosomal Banding patterns in understanding mammalian evolution. In: GENOWAYS, H. H. (Ed.). *Current Mammalogy*. Plenum Publishing Corporation, 1987: p.67-96.
- BAKER, R. J.; HOOVER, S. R.; PORTER, C. A.; VAN DEN BUSSCHE, R. A. Diversification among New World Leaf-Nosed Bats: an evolutionary hypothesis and classification inferred from digenomic congruence of DNA sequence. *Occasional Papers of the Museum of Texas Tech University*. v.230, Lubbock: 2003, p.1-32.
- BAPTISTA, M.; MELLO, M. A. R. Preliminary inventory of the bat species of the Poço das Antas Biological Reserve. *Chiroptera Neotropical*. v.7, n.1-2. Brasília: 2001, p.133-135.
- BARBOUR, R. W.; DAVIS, W. H. *Bats of America*. Lexington: University Press Kentucky, 1969, 286p.
- BARCLAY, R. M. R. Long-versus short-range foraging strategies of hoary (*Lasius cinereus*) and silver-haired (*Lasionycteris noctivagans*) bats and the consequences for prey selection. *Canadian Journal of Zoology / Revue Canadienne de Zoologie*. v.63, n.11. Ottawa: 1985, p.2507-2515.
- BARCLAY, R. M. R.; BRIGHAM, R. M. 1991. Prey detection, dietary niche breadth, and body size in bats: why are aerial insectivorous bats so small? *The American Naturalist*. v.137. Chicago: 1991, p.693-703.
- BARCLAY, R. M. R.; HARDER, L. D. Life histories of bats: life in the slow lane. In: KUNZ, T. H.; FENTON, M. B. (Eds.). *Bat ecology*. Chicago and London: The University of Chicago Press, 2003, p.209-253.
- BARNETT, A. A. Disk-winged bats (Thyropteridae). In: HUTCHINS, M.; KLEIMAN, D. G.; GEIST, V. ; MCDADE, M. C. (Eds.). *Grzimek's Animal Life Encyclopedia Volume 13, Mammals II*, 2ed. Farmington Hills, MI Gale Group: 2003, p.473-477.
- BARNETT, A. A.; SAMPAIO, E. M.; KALKO, E. K. V.; SHAPLEY, R. L.; FISCHER, E.; CAMARGO, G.; RODRIGUEZ-HERRERA, B. 2006. Bats of Jaú National Park, central Amazônia, Brazil. *Acta Chiropterologica*. v.8, n.1. Warszawa: 2006, p.103-128.
- BARQUEZ, R. M. Notas on identity, distribution, and ecology of some Argentine bats. *Journal of Mammalogy*. v.69, n.4. Lawrence: 1988, p.873-876.
- BARQUEZ, R. M.; GIANNINI, N. P.; MARES, M. A. *Guide to the bats of Argentine (Guía de los murciélagos de Argentina)*. Normal: Special Publication, Oklahoma Museum of Natural History, 1993, 119p.
- BARQUEZ, R. M.; MARES, M. A.; BRAUN, J. K. The bats of Argentina. *Special Publications Museum of Texas Tech University*. v.42, Lubbock: 1999, p.1-275.
- BARQUEZ, R. M.; OJEDA, R. A. Nueva subespecie de *Phylloderma* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Neotropica*. v.25, La Plata: 1979, p.83-89.
- _____. The bats (Mammalia: Chiroptera) of the Argentine chaco. *Annals of the Carnegie Museum*. v.61, n.3. Pittsburgh: 1992, p.239-261.
- BAUD, F. J.; MENU, H. Paraguayan bats of the genus *Myotis*, with a redefinition of *M. simus* (Thomas, 1901). *Revue Suisse de Zoologie*. v.100, n.3. Geneve: 1993, p.595-607.
- BAUMGARTEN, J. E.; VIEIRA, E. M. Reproductive seasonality and development of *Anoura geoffroyi* (Chiroptera: Phyllostomidae) in central Brazil. *Mammalia*. v.58, n.3. Paris: 1994, p.415-422.
- BEÇAK, M. L.; BATISTIC, R.; VIZOTTO, L. D.; BEÇAK, W. Mecanismo de determinação do sexo XY1Y2 em *Artibeus lituratus lituratus* (Chiroptera-Phyllostomatidae). *Ciência e Cultura*. v.20, n.2. Campinas: 1968, p.173.
- BEÇAK, M. L.; BATISTIC, R.; VIZOTTO, L. D.; BEÇAK, W. Sex determining mechanism XY1Y2 in *Artibeus lituratus* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Experientia*, v.25, Basel: 1969, p.81-83.
- BEHR, O.; VON HELVERSEN, O. Bat serenades - complex courtship songs of the sac-winged bat (*Saccopteryx bilineata*). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, v.56, New York: 2004, p.106-115.
- BERGALLO, H. G.; GEISE, L.; BONVICINO, C. R.; CERQUEIRA, R.; D'ANDREA, P. S.; ESBERARD, C. E.; FERNANDEZ, F. A. S.; GRELLE, C. E.; SICILIANO, S.; PERACCHI, A. L.; VAZ, S. M. *Mamíferos*. In: BERGALLO, H. G.; ROCHA, C. F. D.; ALVES, M. A.; VAN SLUYS, A. (Org.). *A fauna ameaçada de extinção do Estado do Rio de Janeiro*. UERJ, Rio de Janeiro: 2000, p.125-135.

- BERNARD, E. Folivory in *Artibeus concolor* (Chiroptera: Phyllostomidae): a new evidence. *Chiroptera Neotropical*. v.3, n.2. Brasília: 1997, p.77-79.
- _____. Notes on a colony of *Pteropteryx leucoptera* (Emballonuridae) in Brazil. *Bat Research News*, v.40, n.2. Bloomington: 1999, p.37-38.
- _____. First capture of *Micronycteris honyei* Pirlot (Chiroptera, Phyllostomidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.18, n.2. Curitiba: 2001a, p.645-647.
- _____. Vertical stratification of bat communities in primary forests of Central Amazon, Brazil. *Journal of Tropical Ecology*, v.17, n.1. Cambridge: 2001b, p.115-126.
- _____. Diet, activity and reproduction of bat species (Mammalia, Chiroptera) in Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.19, n.1. Curitiba: 2002, p.173-188.
- _____. *Cormura brevirostris*. *Mammalian Species*. v.737, New York: 2003, p.1-3.
- _____. Morcegos vampiros: sangue, raiva e preconceito. *Ciência Hoje*. v.36, n.214. Rio de Janeiro: 2005, p.44-49.
- BERNARD, E.; FENTON, M. B. Species diversity of bats (Mammalia: Chiroptera) in forest fragments, primary forests, and savannas in central Amazonia, Brazil. *Canadian Journal of Zoology*. v.80, Ottawa: 2002, p.1124-1140.
- _____. Bat mobility and roosts in a fragmented landscape in central Amazonia, Brazil. *Biotropica*. v.35, n.2. Washington: 2003, p.262-277.
- BERNARD, E.; SAMPAIO, E. Morcegos da Amazônia Brasileira. In: PACHECO, S. M.; ESBÉRARD, C. E. L.; MARQUES, R. V. (Orgs.). Morcegos do Brasil: Biologia, Sistemática, Ecologia e Conservação. no prelo.
- BERTOLA, P. B.; AIRES, C. C.; FAVORITO, S. E.; GRACIOLLI, G.; AMAKU, M.; PINTO-DA-ROCHA, R. Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) parasitic on bats (Mammalia: Chiroptera) at Parque Estadual da Serra da Cantareira, São Paulo, Brazil: parasitism rates and host-parasite associations. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v.100, n.1. Rio de Janeiro: 2005, p.25-32.
- BEST, T. L.; HUNT, J. L.; MCWILLIAMS, L. A.; SMITH, K. G. *Eumops hansae*. *Mammalian Species*. n.687. New York: 2001a, p.1-3.
- _____. *Eumops maurus*. *Mammalian Species*. n.667. New York: 2001b, p.1-3.
- BEST, T. L.; KISER, W. M.; FREEMAN, P. W. *Eumops perotis*. *Mammalian Species*. n.534. New York: 1996, p.1-8.
- BEST, T. L.; KISER, W. M.; RAINEY, J. C. *Eumops glaucinus*. *Mammalian Species*. n.551. New York: 1997, p.1-6.
- BEZERRA, A. M. R.; ESCARLATE-TAVARES, F.; MARINHO-FILHO, J. First record of *Thyroptera discifera* (Chiroptera: Thyropteridae) in the cerrado of central Brazil. *Acta Chiropterologica*. v.7, Warszawa: 2005, p.165-188.
- BIANCONI, G. V.; CARNEIRO, D. C.; GUERRA, P. A.; FELLINI, A. A raiva em morcegos urbanos no estado do Paraná, Brasil. In: Congresso Brasileiro de Mastozoologia, III, 2005, Aracruz, *Livro de Resumos do...*, Aracruz: 2005, p.68.
- BIANCONI, G. V.; MIKICH, S. B.; PEDRO, W. A. Diversidade de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em fragmentos florestais do município de Fênix, noroeste do Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. n.21, v.4. Curitiba: 2004, p.943-954.
- BICKHAM, J. W. Banded karyotypes of 11 species of American bats (genus *Myotis*). *Cytologia*, v.44, Tokio: 1979a, p.789-797.
- _____. Chromosomal variation and evolutionary relationships of vespertilionid bats. *Journal of Mammalogy*. v.60, Lawrence: 1979b, p.350-363.
- BICKHAM, J. W.; MCBEE, C. J.; SCHLITZER, C. A. Chromosomal variation among seven species of *Myotis* (Chiroptera: Vespertilionidae). *Journal of Mammalogy*. v.67, Lawrence: 1986, p.746-750.
- BIEDERMANN, H. *Dicionário ilustrado de símbolos*. Companhia Melhoramentos, São Paulo. 1993, 481 p.
- BIZERRIL, M. X. A.; RAW, A. Feeding behaviour of bats and the dispersal of *Piper arboreum* seeds in Brazil. *Journal of Tropical Ecology*. v.14, Cambridge: 1998, p.109-114.
- BONACCORSO, F. J. Foraging and reproductive ecology in a Panamanian bat community. *Bulletin of the Florida State Museum, Biological Sciences*. v.24, Gainesville: 1979, p.359-408.
- BONATO, V.; FACURE, K. G. Bat predation by the fringed bat *Trachops cirrhosus* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Mammalia*. v.64, Paris: 2000, p.241-243.
- BONATO, V.; FACURE, K. G.; UIEDA, W. Food habits of bats of subfamily Vampyrinae in Brazil. *Journal of Mammalogy*. v.85, Cambridge: 2004, p.708-713.
- BORDIGNON, M. O. Predação de morcegos por *Chrotopterus auritus* (Peters) (Mammalia, Chiroptera) no pantanal de Mato Grosso do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.22. Curitiba: 2005a, p.1207-1208.
- _____. Geographic distribution's amplification of *Chiroderma doriae* Thomas (Mammalia, Chiroptera) in Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.22, n.4. Curitiba: 2005b, p.1217-1218.
- _____. Diversidade de morcegos (Mammalia, Chiroptera) do Complexo Aporé-Sucuriú, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.4. Curitiba: 2006a, p.1002-1009.
- _____. Diet of the fishing bat *Noctilio leporinus* (Linnaeus) (Mammalia, Chiroptera) in a mangrove area of southern Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.1. Curitiba: 2006b, p.256-260.
- _____. Padrão de atividade e comportamento de forrageamento do morcego pescador *Noctilio leporinus* (Linnaeus) (Chiroptera, Noctilionidae) na Baía de Guaratuba, Paraná Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.1. Curitiba: 2006c, p.50-57.
- BORDIGNON, M. O.; FRANÇA, A. O. Variações na coloração da pelagem do morcego-pescador *Noctilio leporinus* (L., 1758) (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoológicas*. v.6, n.2. Juiz de Fora: 2004, p.181-189.
- BOVEY, R. Les chromosomes des chiropteres et des insectivores. *Revue Suisse de Zoologie*, v.56, Genève: 1949, p.375-460.
- BRADBURY, J. Social organization and communication. In: WIMSATT, W. (Ed.). *The Biology of Bats. Vol. III*. New York: Academic Press. 1977, p.1-72.
- BRADBURY, J. W.; VEHCENCAMP, S. L. Social organization and foraging in emballonurid bats. I. Field studies. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, v.1, New York: 1976, p.337-381.

- BRASS, D. A. *Rabies in bats, Natural history and public health implications*. Ridgefield: Livia Press. 1994, 352p.
- BREDT, A.; ARAÚJO, F. A. A.; CAETANO-JÚNIOR, J.; RODRIGUES, M. G. R.; YOSHIZAWA, M.; SILVA, M. M. S.; HARMANI, N. M. S.; MASSUNAGA, P. N. T.; BÜRER, S. P.; POTRO, V. A. R.; UIEDA, W. *Morcegos em áreas urbanas e rurais: manual de manejo e controle*. Brasília: Fundação Nacional de Saúde, Ministério da Saúde, 1996, p.117.
- BREDT, A.; UIEDA, W. Bats from urban and rural environments of the Distrito Federal, mid-western Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.2, n.2. Brasília: 1996, p.54-57.
- BREDT, A.; UIEDA, W.; MAGALHÃES, E. D. Morcegos cavernícolas da região do Distrito Federal, centro-oeste do Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.16, n.3. Curitiba: 1999, p.731-770.
- BREDT, A.; UIEDA, W.; PINTO, P. P. Visitas de morcegos fitófagos a *Muntingia calabura* L. (Muntingiaceae) em Brasília, Centro-Oeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoociências*. v.4, n.1. Juiz de Fora: 2002, p.111-122.
- BREDT, A.; UIEDA, W. Bats from urban and rural environments of the Distrito Federal Mid-western Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.2, n.2. Brasília: 1996, p.54-57.
- BROOKS, D. M.; ROJAS, J. M.; ARANIBAR, H.; VARGAS, R. J.; TARIFA, T. A preliminary assessment of mammalian fauna of the Eastern Bolivian Panhandle. *Mammalia*. v.65. Paris: 2002, p.509-520.
- BROSSET, A. Contribution a l'étude des chiropteres de l'ouest de l'Ecuador. *Mammalia*. n.29. Paris: 1965, p.211-227.
- BROSSET, A.; CHARLES-DOMINIQUE, P. The bats from French Guiana: a taxonomic, faunistic and ecological approach. *Mammalia*. v.54, n.4. Paris: 1990, p.509-560.
- BROSSET, A.; CHARLES-DOMINIQUE, P.; COCKLE, A.; COSSON, J. F.; MASSON, D. Bat communities and deforestation in French Guiana. *Canadian Journal of Zoology*, v.74, Ottawa: 1996, p.1974-1982.
- BURNETT, S. E., JENNINGS, J. B., RAINEY, J. C., BEST, T. L. *Molossus bondae*. *Mammalian Species*. n.668. New York: 2001, p.1-3.
- BURNETT, S. E.; RAINEY, J. C.; BEST, T. L. *Molossus bondae*. *Mammalian Species*. n.668. New York: 2001, p.1-3.
- BURTON, K. L.; ENGSTRON, M. D. Bat community structure at Iwokrama Forest, Guyana. *Journal of Tropical Ecology*, v.17, Cambridge: 2001, p.647-665.
- BUZATO, S.; FRANCO, A. L. M. *Tetrastylis ovata*: a second case of bat pollinated passionflower (Passifloraceae). *Plant Systematic and Evolution*. v.181, Wien: 1992, p.261-267.
- CABRERA, A., YEPES, J. *Mamíferos Sudamericanos*. Buenos Aires: Ediar, 1960, 238 p.
- CADENA, A.; BAKER, R. J. Cariótipos de los murciélagos vampiros (Chiroptera: Desmodinae). *Caldasia*, v. 15, n.54. Bogotá: 1976, p.159-163.
- CAGLE, F. R. A Texas colony of bats *Tadarida mexicana*. *Journal of Mammalogy*. v.31, n.4. Lawrence: 1950, p.400-402.
- CAMARGO, G.; FISCHER, E. A. Primeiro registro do morcego *Mimon crenulatum* (Phyllostomidae) no Pantanal, sudoeste do Brasil. *Biota Neotropica*. v.5, n.1. Campinas: 2005, p.1-5.
- CARSTENS, B. C.; LUNDRIGAN, B. L.; MYERS, P. A Phylogeny of the neotropical nectar-feeding bats (Chiroptera: Phyllostomidae) based on morphological and molecular data. *Journal of Mammalian Evolution*. v.9, n.1/2. New York: 2002, p.23-53.
- CARTER, C. H.; GENOWAYS, H. H.; LOREGNARD, R. S.; BAKER, R. J. Observations on bats from Trinidad, with a checklist of species occurring on the island. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. n.72. Lubbock: 1981, p.1-27.
- CARTER, D. C. Chiropteran reproduction. In: SLAUGHTER, B. H.; WALTON, D. W. *About bats: a chiropteran symposium*. Dallas: Southern Methodist University Press, 1970, p.233-246.
- CASSIMIRO, R.; MORATO, L. As primeiras referências sobre morcegos no Brasil. *O Carste*, v.15, n.3. Belo Horizonte: 2003, p.80-83.
- CEBALLOS, G.; MEDELLIN, R. *Dididurus albus*. *Mammalian Species*. v.316, New York: 1988, p.1-4.
- CERVANTES, F. A.; RAMÍREZ-VITE, J. N.; RAMÍREZ-VITE, S.; BALLESTEROS, C. New records of mammals from Hidalgo and Guerrero, Mexico. *The Southwestern Naturalist*. v.49, n.1. San Marcos: 2004, p.122-124.
- CHARLES-DOMINIQUE, P. Feeding strategy and activity budget of the frugivorous bat *Carollia perspicillata* (Chiroptera: Phyllostomidae) in French Guiana. *Journal of Tropical Ecology*, v.7, Cambridge: 1991, p.243-256.
- _____. Tent use by the bat *Rhinophylla pumilio* (Phyllostomidae: Carollinae) in French Guiana. *Biotropica*, n.25. Washington: 1993, p.111-116.
- CHEREM, J. J.; SIMÕES-LOPES, P. C.; ALTHOFF, S.; GRAIPEL, M. E. Lista dos mamíferos do Estado de Santa Catarina, sul do Brasil. *Mastozoologia Neotropical*. v.11, n.2. Mendoza: 2004, p.151-184.
- CLARK JR., D. R.; MARTIN, C. O.; SWINEFORD, D. M. Organochlorine insecticide residues in the free-tailed bats (*Tadarida brasiliensis*) at Bracken Cave, Texas. *Journal of Mammalogy*. v.56, Lawrence: 1975, p.429-443.
- CLOUTIER, D.; THOMAS, D. W. *Carollia perspicillata*. *Mammalian species*. n.417. New York: 1992, p.1-9.
- COCKRUM, E. L. Insecticides and Arizona bat populations – Editorial. *Journal of the Arizona Academy of Sciences*, v.5, n.4. Tempe: 1969, p.1-198.
- _____. Insecticides and guano bats. *Ecology*. v.51, New York: 1970, p.761-762.
- COELHO, D. C. Population ecology and natural history of *Lonchophylla dekeyseri*, a Cerrado's endemic bat. *Chiroptera Neotropical*. v.4, n.2. Brasília: 1998, p.100-101.
- COELHO, D. C.; MARINHO-FILHO, J. Diet and activity of *Lonchophylla dekeyseri* (Chiroptera, Phyllostomidae) in the Federal District, Brazil. *Mammalia*. v.66, n.3. Paris: 2002, p.319-330.
- COIMBRA JR., C. A. E.; BORGES, M. M.; GUERRA, D. Q.; MELO, D. Q. Contribuição à zoogeografia e ecologia de morcegos em região de cerrado do Brasil Central. *Boletim Técnico da Revista Brasil Florestal*, v.7, Brasília: 1982, p.34-38.
- CONSTANTINE, D. G. Bats in relation to the health, welfare and economy of man. In: WINSATT, W. A., ed. *Biology of bats*.



- New York: Academic Press, 1970, p.319-499.
- CRAMER, M. J.; WILLIG, M. R.; JONES, C. *Trachops cirrhosus*. *Mammalian Species*. n.656, New York: 2001, p.1-6.
- CRISTOFF, M. B.; FREITAS, T. R. O. Cariótipos de duas espécies de morcegos do sul do Brasil *Eptesicus b. argentinus* e *Molossus molossus* (Molossidae). *Ciência e Cultura (Suplemento)*, v.39, São Paulo: 1987, p.750-751.
- CUNHA, E. M. S.; SILVA, L. H. Q.; LARA, M. C. C. S. H.; NASSAR, A. F. C.; ALBAS, A.; SODRÉ, M. M.; PEDRO, W. A. Bat rabies in the north-northwestern regions of the state of São Paulo, Brazil: 1997-2002. *Revista de Saúde Pública*. v.40, n.6. São Paulo: 2006, p.1082-1086.
- CZAPLEWSKI, N. J.; FARNEY, J. P.; JONES JR, J. K.; DRUECKER, J. D. Synopsis of bats of Nebraska. *Occasional Papers the Museum Texas Tech University*. n.61. Lubbock: 1979, p.1-24.
- DALQUEST, W. W. Observations on the sharp-nosed bat, *Rhynchonycteris naso* (Mammalia). *Texas Journal of Science*, v.9, Austin: 1957, p.219-226.
- DÁVALOS, L. M. Molecular phylogeny of funnel-eared bats (Chiroptera: Natalidae), with notes on biogeography and conservation. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. v.37, Orlando: 2005, p.91-103.
- DAVIS, R. Carrying of young by flying female North American bats. *American Midland Naturalist*. v.83, n.1. Notre Dame: 1970b, p.186-195.
- DAVIS, W. B. Review of the *Eptesicus brasiliensis* complex in Middle America with the description of a new subspecies from Costa Rica. *Journal of Mammalogy*. v.46, n.1. Lawrence: 1965, p.229-240.
- _____. Review of South American bats of the genus *Eptesicus*. *Southwestern Naturalist*. v.11. Ludbock: 1966, p.245-274.
- _____. Bats needed for cancer research. *Bat Research News*. Bloomington: 1970a, p.8-12.
- DAVIS, W. B.; DIXON, J. R. Activity of bats in a small village clearing near Iquitos, Peru. *Journal of Mammalogy*. v.57, n.4. Lawrence: 1976, p.747-749.
- DECHMANN, D. K. N.; KALKO, E. K. V.; KERTH, G. Ecology of an exceptional roost: energetic benefits could explain why the bat *Lophostoma silvicolum* roosts in active termite nests. *Evolutionary Ecology Research*. v.6, Tucson: 2004, p.1037-1050.
- DECHMANN, D. K. N.; KALKO, E. K. V.; KÖNIG, B.; KERTH, G. Mating system of a Neotropical roost making bat: the white-throated, round-eared bat, *Lophostoma silvicolum* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Behavioral Ecology and Sociobiology*. v.58, New York: 2005, p.316-325.
- DELPIETRO, H. A.; RUSSO, R. G. Observations of the common vampire bat (*Desmodus rotundus*) and the hairy-legged vampire bat (*Diphylla ecaudata*) in captivity. *Mammalian Biology*. v.67, n.2. Jena: 2002, p.65-78.
- DIAS, D.; PERACCHI, A. L.; SILVA, S. S. P. Quirópteros do Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.19, Supl. n.2. Curitiba: 2002, p.113-140.
- DIAS, D.; SILVA, S. S. P.; PERACCHI, A. L. Ocorrência de *Glyphoncteris sylvestris* Thomas (Chiroptera, Phyllostomidae) no Estado do Rio de Janeiro, sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.20, n.2. Curitiba: 2003, p.365-366.
- DITMARS, R. L. A *Vampyrus spectrum* is born. *Bulletin of the New York Zoological Society*. v.39, Bronx: 1936, p.162-163.
- DOLAN, P. G. Systematics of middle american mastiff bats of the genus *Molossus*. *Special Publications, Museum Texas Tech University*. n.29. Lubbock: 1989, p.1-71.
- DOLAN, P. G.; CARTER, D. C. Distributional notes and records for Middle American chiroptera. *Journal of Mammalogy*. v.60, n.3. Lawrence: 1979, p.644-649.
- EGER, J. L. Systematics of the genus *Eumops* (Chiroptera: Molossidae). *Life Science Contributions, Royal Ontario Museum*, n.110. Ontario: 1977, p.1-69.
- EISENBERG, J. F. *Mammals of the Neotropics: the Northern Neotropics*. v.1, Chicago and London: The University of Chicago Press. 1989, p.449.
- EISENBERG, J. F.; REDFORD, K. H. *Mammals of the Neotropics. The Central Neotropics: Ecuador, Peru, Bolivia, Brazil*. v.3, Chicago: University of Chicago Press, 1999, X+609 p.
- EMMONS, C. W. Association of bats with histoplasmosis. *Public Health Reports*. v.73, n.7. Washington: 1958, p.590-595.
- EMMONS, L. H.; FEER, F. *Neotropical Rainforest Mammals: A field guide*. Chicago: University of Chicago Press, 1990, 281p.
- _____. *Neotropical rainforest mammals: A field guide*. 2^a ed. Chicago & London: The University of Chicago Press. 1997, 307p.
- ESBÉRARD, C. E. L. Diversidade de morcegos em área de Mata Atlântica regenerada no Sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoológicas*. v.5, n.2. Juiz de Fora: 2003, p.189-204.
- _____. New record of *Micronycteris hirsuta* (Peters) (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae) in Atlantic Forest, Rio de Janeiro State, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.21, n.2. Curitiba: 2004, p.403-404.
- ESBÉRARD, C. E. L.; BERGALLO, H. G. Biological aspects of *Tonatia bidens* (Spix) in Rio de Janeiro State, southeastern Brazil (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.21, n.2. Curitiba: 2004, p.253-259.
- ESBÉRARD, C. E. L.; CHAGAS, A. S.; BATISTA, M.; LUZ, E. M.; PEREIRA, C. S. Observações sobre *Chiroderma doriae* Thomas, 1891 no Município do Rio de Janeiro, RJ (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. v.56, n.4. São Carlos: 1996b, p.651-654.
- ESBÉRARD, C. E. L.; CHAGAS, A. S.; LUZ, E. M. Uso de residências por morcegos no Estado do Rio de Janeiro (Mammalia: Chiroptera). *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*, v.21, n.1. Rio de Janeiro: 1999, p.17-20.
- ESBÉRARD, C. E. L.; CHAGAS, A. S.; SILVA, M. B.; COSTA, E. M. L. Levantamento de Chiroptera na Reserva Biológica de Araras, Petrópolis/RJ. I - Riqueza de espécies. *Revista Científica, Instituto de Pesquisas Gonzaga da Gama Filho*, v.2, Rio de Janeiro: 1996a, p.67-83.
- ESBÉRARD, C. E. L.; FARIA, D. Novos registros de *Phylloderma stenops* Peters na Mata Atlântica, Brasil (Chiroptera, Phyllostomidae). *Biota Neotropica*. v.6, n.2. Campinas: 2006, p.1-5.

- ESBÉRARD, C. E. L.; MARTINS, L. F. S.; CRUZ, R. C.; COSTA, R. C.; NUNES, M. S.; LUZ, E. M.; CHAGAS, A. S. Aspectos da biologia de *Lonchorhina aurita* no Estado do Rio de Janeiro (Mammalia: Chiroptera: Phyllostomidae). *Bioikos*, v.11, n.1-2. Campinas: 1997, p.46-49.
- ESBÉRARD, C. E. L.; MOREIRA, S. C. Second record of *Lasiurus ega* (Gervais) (Mammalia, Chiroptera, Vespertilionidae) over the South Atlantic. *Brazilian Journal of Biology*, v. 66, 1A. São Carlos: 2006, p.185-186.
- ESBÉRARD, C. E. L.; MOTTA, A. G.; ALMEIDA, J. C.; FERREIRA, L. C. S.; COSTA, L. M. Reproduction of *Chrotopterus auritus* (Peters) in captivity (Chiroptera, Phyllostomidae). *Brazilian Journal of Biology*, v.66, n.3., São Carlos: 2007, p.955-956.
- ESBÉRARD, C. E. L.; MOTTA, J. A.; PERIGO, C. Morcegos cavernícolas da Área de Proteção Ambiental (APA) Nascentes do Rio Vermelho, Goiás. *Revista Brasileira de Zootecias*, v.7, n.2. Juiz de Fora : 2005, p.311-325.
- ESCOBEDO-CABRERA, E.; LEONPANIAGUA, L.; ARROYO-CABRALES, J. Geographic Distribution and Some Taxonomic Comments of *Micronycteris schmidtorum* Sanborn (Chiroptera: Phyllostomidae) in Mexico. *Caribbean Journal of Science*, v.42, n.1. Mayaguez: 2006, p.129-135.
- ESTRADA, A.; COATES-ESTRADA, R. Species composition and reproductive phenology of bats in a tropical landscape at Los Tuxtlas, Mexico. *Journal of Tropical Ecology*, v.17, n.5. Cambridge: 2001, p.627-646.
- EVELYN, M. J.; STILES, D. A. Roosting requirements of two frugivorous bats (*Sturmira lilium* and *Artibeus intermedius*) in fragmented neotropical forest. *Biotropica*, v.35, n.3. Washington: 2003, p.405-418.
- FABIAN, M. E.; MARQUES, R. V. Aspectos do comportamento de *Tadarida brasiliensis brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824) (Chiroptera, Molossidae) em ambiente urbano. *Biociências*, v.4, n.1. Porto Alegre: 1996, p.65-86.
- _____. Contribuição ao conhecimento da biologia reprodutiva de *Molossus molossus* (Pallas, 1766) (Chiroptera, Molossidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, v.6, n.4. Curitiba:1989, p.603-610.
- FABIAN, M. E.; GRILLO, M. E. Z.; MARDER, E. Ocorrência de *Histiotus montanus montanus* (Philippi & Landbeck)(Chiroptera, Vespertilionidae) no Rio Grande do Sul, Brasil. v.23, n.2. *Revista Brasileira de Zoologia*. Curitiba: 2006, p.581-583.
- FABIAN, M. E.; HARTZ, S. M.; ARIGONY, T. H. A. Alimentação de *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824) na região urbana de Porto Alegre, RS, Brasil (Chiroptera, Molossidae). *Revista Brasileira de Biologia*, v.50, n.2. São Carlos: 1990, p.387-392.
- FALCÃO, F. C.; REBÊLO, V. F.; TALAMONI, S. A. Structure of a bat assemblage (Mammalia, Chiroptera) in Serra do Caraça Reserve, south-east Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, v.20, n.2. Curitiba: 2003, p.347-350.
- FARIA, D. Reports on the diet and reproduction of the Ipanema fruit Bat, *Pygoderma bilabiatum* in a Brazilian forest fragment. *Chiroptera Neotropical*, v.3, n.1. Brasília: 1997, p.65-66.
- _____. Phyllostomid bats of a fragmented landscape in the north-eastern Atlantic forest, Brazil. *Journal of Tropical Ecology*, v.22, Cambridge: 2006, p.531-542.
- FARIA, D.; SANTOS, B.S.; SAMPAIO, E. Bats from the Atlantic rainforest of southern Bahia, Brazil. *Biota Neotropica*, v.6, n.2. Campinas: 2006, p.1-13.
- FARIA, K. C.; EVANGELISTA, L. P.; MORIELLE-VERSUTE, E. Identificação dos sítios de RNA telomérico nas espécies *Carollia perspicillata*, *Artibeus planirostris* e *Platyrrhinus lineatus* (Phyllostomidae-Chiroptera). In: CONGRESSO NACIONAL DE GENÉTICA, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Suplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000, p.28.
- FARIA, K. C.; MORIELLE-VERSUTE, E. Genetic relationships between Brazilian species of Molossidae and Phyllostomidae (Chiroptera, Mammalia). *Genetica*, v.126, 2006, p.215-225.
- FAZZOLARI-CORRÊA, S. *Lasiurus ebeus*, a new vespertilionid bat from southeastern Brasil. *Mammalia*, v.58, n.1. Paris: 1994, p.119-572.
- _____. Aspectos sistemáticos, ecológicos e reprodutivos de morcegos na Mata Atlântica. 168 p.Tese (Doutorado) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1995.
- FÉLIX, J. S.; REIS, N. R.; LIMA, I. P.; COSTA, E. F.; PERACCHI, A. L. Is the área of the Arthur Thomas Park, with its 82,72 ha, sufficient to maintain viable chiropteran populations? *Chiroptera Neotropical*, v.7, n.1-2. Brasília: 2001, p.129-133.
- FENTON, M. B. *Bats*. New York: Facts On File, Inc., 1992. p.207.
- FENTON, M. B.; BERNARD, E.; BOUCHARD, S.; HOLLIS, L.; JOHNSTON, D. S.; LAUSEN, C. L.; RATCLIFFE, J. M.; RISKIN, D. K.; TAYLOR, J. R.; ZIGOURIS, J. The bat fauna of Lamanai, Belize: roosts and trophic roles. *Journal of Tropical Ecology*, v.17. Cambridge: 2001, p.511-524.
- FENTON, M. B.; WHITAKER JR., J. O.; VONHOF, M. J.; WATERMAN, J. M.; PEDRO, W. A.; AGUIAR, L. M. S.; BAUMGARTEN, J. E.; BOUCHARD, S.; FARIA, D. M.; PORTFORS, C. V.; RAUTENBACH, I. L.; SCULLY, W.; ZORTÉA, M. The diet of bats from southeastern Brazil: the relation to echolocation and foraging behaviour. *Revista Brasileira de Zoologia*, v.16. Curitiba: 1999. p.1081-1085.
- FERNANDEZ, A.; TABLANTE, A.; BARTOLI, F.; BEGUIN, S.; APTIZ-CASTRO, R. Expression of biological activity of draculin, the anticoagulant factor from vampire bat saliva is strictly dependent on the appropriate glycosylation of the native molecule. *Biochemica et Biophysica Acta*, v.2, n.1425. 1998, p.291-299.
- FERREIRA SALES, P. A.; PIMENTEL, J. N.; SEVERO, F. E. V.; FREITAS, C. E. A. Avaliação de estudos biológicos de vampiros. *Bol. Def. Saint. Anim.*, v.1, n.4. Brasília: 1975, p.63-69.
- FERREL, C. S.; WILSON, D. E. *Platyrrhinus helleri*. *Mammalian Species*, n.373. New York: 1991, p.1-5.
- FERRER, A. P.; LEW, D.; LASSO, C. A. A. Nota sobre depredación por *Trachops cirrhosus* Spix, 1823 (Chiroptera, Phyllostomidae) en Venezuela. *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*, v.58, n.149. Caracas: 2000, p.145-147.
- FINATO, A. O.; SCRAVONI, J.; CARDOSO, M.; UIEDA, W. ROCHA, G.

- T. Estudos citogenéticos em populações de *Desmodus rotundus* (Phyllostomidae: Chiroptera). In: CONGRESSO NACIONAL DE GENÉTICA, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Supplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000a, p.29.
- FINATO, A. O.; VARELLA-GARCIA, M.; TAJARA, E. H.; TADDEI, V. A.; MORIELLE-VERSUTE, E. Intrachromosomal distribution of telomeric repeats in *Eumops glaucinus* and *Eumops perotis* (Molossidae, Chiroptera). *Chromosome Research*, v.8, Dordrecht: 2000b, p.563-569.
- FINDLEY, J. S. *Bats: a community perspective*. New York: Cambridge University Press, 1993, xi+167p.
- FINDLEY, J. S.; WILSON, D. E. Observations on the neotropical disk-winged bat, *Thyroptera tricolor* Spix. *Journal of Mammalogy*, v.55, n.3. Lawrence: 1974, p.562-571.
- FISCHER, E.; JIMENEZ, F. A.; SAZIMA, M. Polinização por morcegos em duas espécies de Bombacaceae na Estação Ecológica de Juréia, São Paulo. *Revista Brasileira de Botânica*, v.15, n.1. São Paulo: 1992, p.67-72.
- FISH, F. E.; BLOOD, B. R.; CLARK, B. D. Hydrodynamics of the feet of fish-catching bats: influence of the water surface on drag and morphological design. *The Journal of Experimental Zoology*, v.258. New Heaven: 1991, p.164-173.
- FLEMING, T. H. Coexistence of five sympatric *Piper* (Piperaceae) species in a tropical dry forest. *Ecology*, v.66, n.3. Washington: 1985, p.688-700.
- _____. Opportunism vs. specialization: the evolution of feeding strategies in frugivorous bats. In: ESTRADA, A.; FLEMING, T. H. (eds.). *Frugivores and seed dispersal*. Dordrecht/Boston/Lancaster: Dr. W. Junk Publishers, 1986, p.105-118.
- _____. *The short-tailed fruit bat: a study in plant animal interactions*. Chicago: The University of Chicago Press, 1988, 365p.
- FLEMING, T. H.; HOOPER, E. T.; WILSON, D. E. Three Central American bat communities: structure, reproductive cycles, and movement patterns. *Ecology*, v.53, n.4. Tempe: 1972, p.553-569.
- FONSECA, R. M.; PINTO, C. M. A New *Lophostoma* (Chiroptera: Phyllostomidae: Phyllostominae) from the Amazonia of Ecuador. *Occasional Papers of the Museum of Texas Tech University*, v.242. Lubbock: 2004, p.1-12.
- FONSECA, R. M.; HOOFFER, S. R.; PORTER, C. A.; CLINE, C.; PARISH, D.; HOFFMANN, F. G.; BAKER, R. J. Morphological and molecular variation within little big-eared bats of the genus *Micronycteris* (Phyllostomidae: Micronycterinae) from San Lorenzo, Ecuador. In: KELT, D. A.; LESSA, E. P.; SALAZAR-BRAVO, J.; PATTON, J. L. (Eds.). *The quintessential naturalist: honoring the life and legacy of Oliver P. Pearson*. Berkeley: University of California Publications in Zoology, no prelo.
- FORD, C. E.; HAMERTON, J. L. A Colchicine, hypotonic-citrate, squash sequence for mammalian chromosomes. *Stain Technology*, v.31, 1956, p.247-251.
- FORMAN, G. L.; BAKER, R. J.; GERBER, J. Comments on the systematic status of vampire bats (Family Desmodontidae). *Systematic Zoology*, v.17, London: 1968, p.417-425.
- FREEMAN, P. W. Specialized insectivory: beetle-eating and moth-eating molossid bats. *Journal of Mammalogy*, v.60, n.3. Lawrence: 1979, p.467-479.
- _____. A multivariate study of the family Molossidae (Mammalia, Chiroptera): Morphology, Ecology, Evolution. *Fieldiana, Zoology, New Series*, n. 7. Chicago: 1981, p.1-173.
- _____. Nectarivorous feeding mechanisms in bats. *Biological Journal of the Linnean Society*, v.56, London: 1995, p.439-463.
- FULLARD, J. H. Sensory ecology and neuroethology of moths and bats: interactions in a global perspective. In: FENTON, M. B.; RAUY, P. A.; RAYNER, J. M. V. (Eds.). *Recent advances in the study of bats*. Cambridge: Cambridge University Press, 1987, p.244-272.
- GALINDO-GONZÁLEZ, J. Dispersión de semillas por murciélagos: su importancia en la conservación y regeneración del bosque tropical. *Acta Zoológica Mexicana, Nueva Serie*, v.73. Ciudad del México: 1998, p.57-74.
- GALL, L. F.; TIFFNEY, B. H. A fossil noctuid moth egg from the late Cretaceous of eastern North America. *Science*, v.219. Washington: 1983, p.507-509.
- GANNON, M. R.; WILLIG, M. R.; JONES JR., J. K. *Sturnira lilium*. *Mammalian Species*, n.333. New York: 1989, p.1-5.
- GARDNER, A. L. Feeding habits. In: BAKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds.). *Biology of the bats of the New World family Phyllostomatidae. Special Publications Museum Texas Tech University*, v.13, Lubbock: 1977a, 364 p.
- _____. Chromosomal variation in *Vampyressa* and a review of chromosomal evolution in the Phyllostomidae (Chiroptera). *Systematic Zoology*, v.26, London: 1977b, p.300-318.
- _____. Taxonomic implications of the karyotypes of *Molossops* and *Cynomops* (Mammalia: Chiroptera). *Proceedings of Biological Society of Washington*, v.89, Washington: 1977c, p.545-550.
- GARDNER, A. L.; FERREL, C. S. Comments on the nomenclature of some Neotropical bats (Mammalia: Chiroptera). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, n.10. Washington: 1990, p.501-508.
- GARDNER, A. L.; O'NEILL, P. O. The taxonomic status of *Sturnira bidens* (Chiroptera: Phyllostomidae) with notes on its karyotype and life history. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*, v.38, Lubbock: 1969, p.1-8.
- GARGAGLIONI, L. H.; BATALHÃO, M. E.; LAPENTA, M. J.; CARVALHO, M. F.; ROSSI, R. V.; VERULI, V. P. Mamíferos da Estação Ecológica de Jataí, Luiz Antônio, São Paulo. *Papéis Avulsos de Zoologia*, v.40, n.17. São Paulo: 1988, p.267-287.
- GENOWAYS, H. H.; BAKER, R. J. A new species of the genus *Rhogeessa*, with comments on geographic distribution and speciation in the genus. In: GENOWAYS, H. H.; BAKER, R. J. (Eds.). *Contributions in mammalogy: a memorial volume honoring Dr. J. Knox Jones, Jr.* Lubbock: The Museum, Texas Tech University, 1996, p.83-87.
- GENOWAYS, H. H.; BAKER, R. J.; WYATT, W. B. Nongeographic variation in the long-nosed bat, *Choeroniscus intermedius*. *Bulletin of the Southern California Academy of Sciences*, v.72, Los Angeles: 1973, p.106-107.

- GENOWAYS, H. H.; WILLIAMS, S. L. Results of the Alcoa Foundation - Suriname Expeditions. I. A new species of the genus *Tonatia* (Mammalia: Phyllostomidae). *Annals of the Carnegie Museum*. v.49, Pittsburgh: 1980, p.203-211.
- _____. Results of the Alcoa Foundation - Suriname Expeditions. IX. Bats of the genus *Tonatia* (Mammalia: Chiroptera) in Suriname. *Annals of the Carnegie Museum*. v.53, n.11. Pittsburgh: 1984, p.327-346.
- _____. Results of the Alcoa Foundation - Suriname Expeditions. XI. Bats of the genus *Myonycteris* (Mammalia: Chiroptera) in Suriname. *Annals of the Carnegie Museum*. v.55. Pittsburgh: 1986, p.303-324.
- GENOWAYS, H. H.; WILLIAMS, S. L.; GROEN, J. A. Results of the Alcoa Foundation - Suriname expeditions. V. Noteworthy records of Surinamese mammals. *Annals of the Carnegie Museum*. v.50, Pittsburgh: 1981, p.319-332.
- GIACOMONI, E. H.; BITENCOURT, F.; TRIERVEILLER, F.; SANA, D.; FREITAS, T. R. O. Marcação cromossômica com fluorocromos em quirópteros da região da Serra da Mesa - Go. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 22, 1998, Recife, *Livro de Resumos da...*, Recife: UFP, 1998, p.343.
- GIANNINI, N. P.; KALKO, E. K. V. Trophic structure in a large assemblage of phyllostomid bats in Panama. *Oikos*. v.105. Lund: 2004, p.209-220.
- _____. The guild structure of animalivorous leaf-nosed bats of Barro Colorado Island, Panama, revisited. *Acta Chiropterologica*. v.7, n.1. Warszawa: 2005, p.131-146.
- GIMENEZ, E.; FERRAREZZI, H.; TADDEI, V. A. Lingual morphology and cladistic analysis of the New World nectar-feeding bats (Chiroptera: Phyllostomidae). *Journal of Comparative Biology*, v.1, Ribeirão Preto: 1996, p.41-64.
- GIRAL, G. E.; ALBERICO, M. S.; ALVARE, L. M. Reproduction and social organization in *Peropteryx kappleri* (Chiroptera, Emballonuridae) in Colombia. *Bonner Zoologische Beiträge*, v.42, n.3-4. Bonn: 1991, p.225-236.
- GLASS, B. P.; ENCARNACÃO, C. On the bats of western Minas Gerais, Brasil. *Occasional Papers the Museum Texas Tech University*. n.79. Lubbock: 1982, p.1-8.
- GLASS, B. P. Returns of free-tailed bats banded in Oklahoma. *Journal of Mammalogy*. v.39, n.3. Lawrence: 1958, p.435-437.
- GOMES, M. N.; UIEDA, W. Diurnal roosts, colony composition, sexual size dimorphism and reproduction of the common vampire bat *Desmodus rotundus* (E. Geoffroy) (Chiroptera, Phyllostomidae) from State of São Paulo, Southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Zoolgia*. v.21, n.3. Curitiba: 2004, p.38-43.
- GONÇALVES, E. Taxonomia de *Eptesicus Rafinesque*, 1820 (Chiroptera, Vespertilionidae) do Brasil. 52 p. Dissertação de mestrado, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, São Paulo, 2000.
- GONÇALVES, E.; GREGORIN, R. Quirópteros da Estação Ecológica Serra das Araras, Mato Grosso, Brasil, com o primeiro registro de *Artibeus gnomus* e *A. anderseni* para o Cerrado. *Lundiana*. n.5. Belo Horizonte: 2004, p.143-149.
- GONÇALVES, M. A.; SA-NETO, R. J.; BRAZIL, T. K. Outbreak of agressions and transmission of rabies in human beings by vampire bats in northeastern Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v.35, Uberaba: 2002, p.461-464.
- GONZÁLEZ, E. M. Guía de campo de los mamíferos de Uruguay. Montevideo: Vida Silvestre, Sociedade Uruguaya para la Conservación de la Naturaleza, 2001, 339p.
- _____. *Conservación de los murciélagos en Uruguay*. Grupo de Investigación de los murciélagos, Boletín Electrónico. Año 1. n.2. Montevideo: 2006, 13p.
- GONZÁLEZ, J. C. Guía para la identificación de los murciélagos del Uruguay. *Museo Damaso Antonio Larrañaga, série Divulgación*, n.2. Montevideo: 1989, p.1-50.
- GOODWIN G. G. Mammals of Costa Rica. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.87, New York: 1946, p.271-474.
- _____. Three new bats from Trinidad. *American Museum Novitates*. n.1877. New York : 1958, p.1-6.
- GOODWIN, G. G.; GREENHALL, A. M. A review of the bats of Trinidad and Tobago: descriptions, rabies infection and ecology. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.122, n.3. New York: 1961, p.187-302.
- GRACIOLLI, G. Two new species of *Basilia* Miranda-Ribeiro, 1903 (Diptera: Nycteribiidae), members of the *ferruginea* group, from Southern Brazil. *Zootaxa*. v.261. Nova Zelândia: 2003, p.1-7.
- GRACIOLLI, G.; AZEVEDO, A. A.; ÁRZUA, M.; BARROS-BATTESTI, D. M.; LINARDI, P. M. Artrópodos ectoparasitos de morcegos no Brasil. In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. (Orgs.) *Morcegos do Brasil: biologia, sistemática, ecologia e conservação*. No prelo.
- GRACIOLLI, G.; BIANCONI, G. V. Moscas ectoparasitas em morcegos (Mammalia, Chiroptera) em área de Floresta com Araucária no Estado do Paraná, sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.24, n.1. Curitiba: 2007, p.246-249.
- GRACIOLLI, G.; CÁCERES, N. C.; BORNSCHEIN, M. R. Novos registros de moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae e Nycteribiidae) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em áreas de transição cerrado-floresta estacional no Mato Grosso do Sul, Brasil. *Biota Neotropica*. v.6, n.2. Campinas: 2006, p.1-4.
- GRACIOLLI, G.; MOURA, M. *Basilia quadrosae* sp. nov. (Diptera: Nycteribiidae), member of the *ferruginea* group, from Southern Brazil. *Zootaxa*. v.1087. Auckland: 2005, p.33-38.
- GRAHAM, G. L. Seasonality of reproduction in Peruvian bats. *Fieldiana Zoology*, v.39. Chicago: 1987, p.173-186.
- GREENBAUM, I. F.; JONES JR., J. K. Noteworthy records of bats from El Salvador, Honduras and Nicaragua. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.55 Lubbock: 1978, p.1-7.
- GREENHALL, A. M. Sapucaia nut dispersal by greater spear-nosed bats in Trinidad. *Caribbean Journal of Science*. v.5, n.3-4. Mayaguez: 1965, p.167-171.
- _____. Notes on the behavior of the false vampire bat. *Journal of Mammalogy*. v.49, n.2. Lawrence: 1968, p.337-340.
- GREENHALL, A. M.; JOERMANN, G.; SCHMIDT, U.; SEIDEL, M. R. *Desmodus*



- rotundus*. *Mammalian Species*. v.202. New York: 1983, p.1-6.
- GREENHALL, A. M.; PARADISO J. L. Bats and bat banding. *Bureau of Sport Fisheries and Wildlife Resource Publication*. n.72. Washington: 1968, p.1-47,
- GREENHALL, A. M.; SCHMIDT, U.; JOERMANN, G. *Diphylla ecaudata*. *Mammalian Species*. v.227. New York: 1984, p.1-3.
- GREENHALL, A. M.; SCHUTT JR., W. A. *Diaemus youngi*. *Mammalian Species*. v.533. New York: 1996, p.1-7.
- GREENHALL, G. G. The food of some Trinidad fruit bats (*Artibeus* and *Carollia*). *Journal of Agricultural Society of Trinidad & Tobago*. v.896. Trinidad e Tobago: 1956, p.1-25.
- _____. Oranges eating by spear nosed bats. *Journal of Mammalogy*. v.47, n.1. Lawrence: 1966, p.125.
- GREGORIN, R. Extending geographic distribution of *Chiroderma doriae* Thomas, 1891 (Phyllostomidae, Stenodermatinae). *Chiroptera Neotropical*. v.4, n.2. Brasília: 1998a, p.98-99.
- _____. Notes on the geographic distribution of *Neoplatymops mattogrossensis* (Vieira, 1942) (Chiroptera: Molossidae). *Chiroptera Neotropical*. v.4, n.1. Brasília: 1998b, p.88-89.
- _____. *Filogenia de Molossidae Gervais, 1855 (Mammalia; Chiroptera)*. vii + 248 p. Tese (Doutorado). Universidade de São Paulo, São Paulo: 2000.
- _____. Second record of *Eumops hansae* (Molossidae) in southeastern Brazil. *Bat Research News*, v.42, n.2. Bloomington: 2001, p.50-51.
- GREGORIN, R.; DITCHFIELD, A. D. A new genus and species of Lonchophyllini nectar-feeding bat (Phyllostomidae: Glossophaginae) from Northeastern Brazil. *Journal of Mammalogy*. v.86, n.2. Lawrence: 2005, p.403-414.
- GREGORIN, R.; GONÇALVES, E.; LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D. New species of disk-winged bat *Thyroptera* and range extension for *T. discifera*. *Journal of Mammalogy*. v.87. Lawrence: 2006. p.238-246.
- GREGORIN, R.; LIM, B. K.; PEDRO, W. A.; PASSOS, F. C.; TADDEI, V. A. Distributional extension of *Molossops neglectus* (Chiroptera: Molossidae) into southeastern Brazil. *Mammalia*. v.68, n.2-3. Paris: 2004, p.233-237.
- GREGORIN, R.; MENDES, L. F. Sobre Quirópteros (Emballonuridae, Phyllostomidae, Natalidae) de duas cavernas da Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. *Iheringia, Série Zoologia*, v.86, Porto Alegre: 1999, p.121-124.
- GREGORIN, R.; ROSSI, R. V. *Glyphoncteris daviesi* (Hill, 1964), a rare Central American and Amazonian bat recorded for Eastern Brazilian Atlantic Forest (Chiroptera: Phyllostomidae). *Mammalia*. v. 69, n.3-4. Paris: 2005, p.427-430.
- GREGORIN, R.; TADDEI, V. A. New records of *Molossus* and *Promops* from Brazil (Chiroptera: Molossidae). *Mammalia*. v. 64, n.4. Paris: 2000, p.471-476.
- _____. Chave artificial para determinação de molossídeos brasileiros (Mammalia: Chiroptera). *Mastozoologia Neotropical*, v.9, n.1. Mendoza: 2002, p.13-32.
- GRIBEL, R.; GIBBS, P. E.; QUEIRÓZ, A. L. Flowering phenology and pollination biology of *Ceiba pentandra* (Bombacaceae) in Central Amazonia. *Journal of Tropical Ecology*. v.15, n.3. Cambridge: 1999, p.247-263.
- GRIBEL, R.; HAY, J. D. Pollination ecology of *Caryocar brasiliense* (Caryocaraceae) in Central Brazil cerrado vegetation. *Journal of Tropical Ecology*. v.9, Cambridge: 1993, p.199-211
- GRIBEL, R.; TADDEI, V. A. Notes on the distribution of *Tonatia schulzi* and *Tonatia carrikeri* in the Brazilian Amazon. *Journal of Mammalogy*. v.70, n.4. Lawrence: 1989, p.871-873.
- GRIFFIN, D. R.; WEBSTER, F. A.; MICHAEL, C. R. The echolocation of flying insects by bats. *Animal Behavior*, v.8, Washington: 1960, p.141-154.
- GUERRA, D. Q. Registro adicional de *Phylloderma stenops* Peters, 1865 (Chiroptera-Phyllostomatidae) para o Brasil. *Revista Nordestina de Biologia*. v.3 (especial), João Pessoa: 1980, p.141-143.
- GUERRA, M. *Introdução à citogenética geral*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 1988, 142p.
- GUERRERO, S. I. Nueva localidad argentina para *Nyctinomops macrotis* (Gray, 1839) (Mammalia: chiroptera: molossidae). *Historia Natural*, v.5, n.8. Corrientes: 1985, p.57-60.
- HAIDUK, M. W.; BAKER, R. J. Cladistical analysis of G-banded chromosomes of néctar feeding bats (Glossophaginae: Phyllostomidae). *Systematic Zoology*, v.31, London: 1982, p.252-265.
- HANDLEY JR., C. O. A new species of Free-tailed bat (genus *Eumops*) from Brazil. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. n.68. Washington: 1955, p.177-178.
- _____. Check list of the mammals of Panama. In: WENZEL, R. L.; TIPTON, V. J. (Eds.). *Ectoparasites of Panama*. Chicago: Field Museum Natural History. 1966, p.753-795.
- _____. Bats of the canopy of an Amazonian Forest. *Atas do Simpósio Sobre a Biota Amazônia*, v.5, Belém: 1967, p.211-215.
- _____. Mammals of the Smithsonian Venezuelan Project. *Brigham Young University, Science Bulletin, Biological Series*. v.20, n.5. Provo: 1976, p.1-91.
- _____. New species of mammals from northern South America: fruit-eating bats, genus *Artibeus* Leach. In: PATTERSON, B. D.; TIMM R. M. (eds.). *Studies in Neotropical mammalogy: essays in honor of Philip Hershkovitz*. Fieldiana Zoology. v.39, Chicago: 1987 p.163-172.
- _____. New species of mammals from northern South America: a long-tongued bat of the genus *Anoura* Gray. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. v.97, 1984, p.513-521.
- HANDLEY JR., C. O.; OCHOA-G., J. New species of mammals from northern South America: a sword-nosed bat, genus *Lonchorhina* Tomes (Chiroptera: Phyllostomidae). *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*. v.57, Caracas: 1997, p.71-82.
- HARRISON, D. L. *Macrophyllum macrophyllum*. *Mammalian Species*. v.62, New York: 1975, p.1-3.
- HAYNES, M. A.; LEE JR., T. E. *Artibeus obscurus*. *Mammalian Species*. n.752. New York: 2004, p.1-5.
- HERD, R. M. *Pteronotus parnellii*. *Mammalian*

- Species*. n.209. New York: 1983, p 1-5.
- HERRERA, B. R.; SAMPAIO, E. M.; HANDLEY JR., C. O. The Brown disc-winged bat, *Thyroptera discifera*, in the central Amazon, Brazil. *Bat research News*, v.40, n.3. New York: 1999, p.73.
- HERSHKOVITZ, P. Mammals of northern Colombia. *Proceedings of the United States National Museum*. v.99, n.3246. Washington: 1949, p.429-454.
- HICE, C. L.; VELAZCO, P. M.; WILLIG, M. R. Bats of the Reserva Nacional Alpahuayo-Mishana, northeastern Peru, with notes on community structure. *Acta Chiropterologica*. v.6, n.2. Warszawa: 2004, p.319-334.
- HILL, J. E. Notes on bats from British Guiana, with the description of a new genus and species of Phyllostomidae. *Mammalia*. v.28. Paris: 1964, p.553-572.
- HOLLIS, L. *Artibeus planirostris*. *Mammalian Species*. n.775. New York: 2005, p.1-6.
- HONEYCUTT, R. L.; BAKER, R. J.; GENOWAYS, H. H. Results of the Alcoa Foundation-Suriname Expeditions III. Chromosomal data for bats (Mammalia: Chiroptera) from Suriname. *Annals of Carnegie Museum*. v.49, Pittsburgh: 1980, p.237-250.
- HOOD, C. S.; BAKER, R. J. G- and C-banding chromosomal studies of bats of the family Emballonuridae. *Journal of Mammalogy*. v.67, n.4. Lawrence: 1986, p.705-711.
- HOOD, C. S.; JONES JR., J. K. *Noctilio leporinus*. *Mammalian Species*. n.216. New York: 1984, p.1-7.
- HOOD, C. S.; PITOCHELLI, J. *Noctilio albiventris*. *Mammalian Species*. n.197. New York: 1983, p.1-5.
- HOWEEL, W. M.; BLACK, D. A. Controlled silver-staining of nucleolus organizer regions with a protective colloidal developer: a 1-step method. *Experientia*, v.36, 1980, p.1014-1015.
- HOWELL, D. J.; BURCH, D. Food habits of some Costa Rican bats. *Revista de Biología Tropical*. v.21, n.2. San Jose: 1974, p.281-294.
- HSU, T. C.; BAKER, R. J.; UTAKOJI, T. The multiple sex chromosome system of American leaf-nosed bats (Chiroptera, Phyllostomidae). *Cytogenetics*, v.7, 1968, p.27-38.
- HSU, T. C.; BENIRSCHKE, K. *An atlas of mammalian chromosomes. Volume 5*. New York: Springer-Verlag, 1971.
- _____. *An atlas of mammalian chromosomes. Volume 7*. New York: Springer-Verlag, 1973.
- HSU, T. C.; SPIRITO, S. E.; PARDUE, M. L. Distribution of 18 + 28 S ribosomal genes in mammalian genomes. *Chromosoma*, v.53, 1975, p.25-36.
- HUBER, J. Matas e madeiras amazônicas. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*. v.6, n.91. Belém: 1910, p.91-225.
- HUMPHREY, S. R.; BONACCORSO, F. J. Population and community ecology. In: BAKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds). Biology of bats of the New World family Phyllostomidae, part III. *Special Publications Museum Texas Tech University*. v.16. Lubbock: 1979, p.409-441.
- HUMPHREY, S. R.; BONACCORSO, F. J.; ZINN, T. L. Guild structure of surface-gleaning bats in Panama. *Ecology*, v.64, Tempe: 1983, p.284-294.
- HUSSON, A. M. The bats of Suriname. *Zoologische Verhandelingen*, n.58. Leiden: 1962, p.1-282.
- _____. *The mammals of Suriname*. Leiden: E. J. Brill, 1978, 569p.
- HUTSON, A. M.; MICKLEBURGH, S. P.; RACEY, P. A. *Microchiropteran bats: global status survey and conservation action plan*. IUCN/SSC Chiroptera Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge: 2001. x + 258 p.
- IBÁÑEZ, C.; OCHOA, G. J. Distribución y taxonomía de *Molossops temminckii* (Chiroptera, Molossidae) em Venezuela. *Doñana, Acta Vertebrata*, v.12, n.1. Sevilla: 1985, p.141-150.
- _____. New records of bats from Bolívia. *Journal of Mammalogy*. v.70. Lawrence: 1989, p.216-219.
- IUCN (World Conservation Union). *World list of Microchiroptera with IUCN red list: Categories of threat and distribution*. 2003. Disponível em <<http://www.redlist.org>> Acesso em dezembro de 2006.
- IUCN. 2006 IUCN Red List of Threatened Species. Disponível em <www.iucnredlist.org>. 2006. Acesso em novembro de 2006.
- JEANNE, R. L. Note on a bat (*Phylloderma stenops*) preying upon the brood of a social wasp. *Journal of Mammalogy*. v.51, n.3. Lawrence: 1970, p.624-625.
- JENNINGS, N. V.; PARSONS, S.; BARLOW, K. E.; GANNON, M. R. Echolocation calls and wing morphology of bats from the West Indies. *Acta Chiropterologica*. v.6, n.1. Varsóvia: 2004, p.75-90.
- JOHN, B. *Citogenética de populações*. São Paulo: Ed. da Universidade de São Paulo. 1980. 84 p.
- JONES JR., J. K.; GENOWAYS, H. H. A new subspecies of the free-tailed bat, *Molossops greenhalli*, from western Mexico (Mammalia; Chiroptera). *Proceedings of the Biological Society of Washington*. v.80, Washington: 1967, p.207-210.
- JONES JR., J. K.; SMITH, J. D.; GENOWAYS, H. H. Annotated checklist of mammals of the Yucatan Peninsula, Mexico. I. Chiroptera. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. v.13, Lubbock: 1973, p.1-31.
- JONES JR., J. K.; SMITH, J. D.; TURNER, R. W. Noteworthy records of bats from Nicaragua, with a checklist of the chiropteran fauna of the country. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas*. n.2. Lawrence: 1971, p.1-35.
- JONES, E. The status of some populations of North American bats. In: *2nd Southwestern Symposium on Bat Research*. Anais... Albuquerque. University of New México 26-27 Nov. 1971.
- JONES, G.; RYDELL, J. Attack and defense: interactions between echolocating bats and their insect prey. In: KUNZ, T. H.; FENTON, M. B. (Eds.). *Bat ecology*. Chicago and London: The University of Chicago Press, 2003, p.301-345.
- JONES, J. K.; CARTER, D. C. Annotated checklist with keys to subfamilies and genera. In: BAKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds). Biology of bats the New World family Phyllostomatidae. Part I. *Special Publication Museum Texas Tech University*. v.10, Lubbock: 1976, p.7-38.
- KALKA, M.; KALKO, E. K. V. Gleaning bats as underestimated predators of herbivorous insects: dietary composition of *Micromycteris microtis* (Phyllostomidae)



in Panama. *Journal of Tropical Ecology*. v.22, Cambridge: 2006, p.1-10.

KALKO, E. K. V. Echolocation signal design, foraging habitats and guild structure in six Neotropical sheath-tailed bats (Emballonuridae). *Symposia of the Zoological Society of London*, v.67, London: 1995, p.259-273.

KALKO, E. K. V.; CONDON, M. Echolocation, olfaction, and fruit display: how bats find fruit of flagelliferous cucurbits. *Functional Ecology*. v.12, Oxford: 1998, p.364-372.

KALKO, E. K. V.; HANDLEY JR., C. O. Neotropical bats in the canopy: diversity, community structure, and implications for conservation. *Plant Ecology*. v.153, Dordrecht: 2001, p.319-333.

KALKO, E. K. V.; HANDLEY JR., C. O.; HANDLEY, D. Organization, diversity, and long-term dynamics of a neotropical bat community. In: CODY, M. L.; SMALLWOOD, J. A. *Long-term studies of vertebrate communities*. San Diego: Academic Press, 1996. p.503-553.

KASAHARA, S.; DUTRILLAUX, B. Chromosome banding patterns of four species of bats, with special reference to a case of X-autosome translocations. *Annales de Genetique*, v.26, Paris: 1983, p.197-201.

KENNEDY, S. "Thyroptera discifera" (Online), Animal Diversity Web. 2002. <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Thyroptera_discifera.html> Acesso em 05/09/2006.

KIBLISKY, P. Chromosome patterns of 7 species of leaf-nosed bats of Venezuela (Chiroptera-Phyllostomidae). *Experientia*, v.25, Basel: 1969, p.1203.

KNOX-JONES JR., J. ; ARROYO-CABRALES, J. *Nyctinomops aurispinosus*. *Mammalian Species*, n.350. New York: 1990, p.1-3.

KOOPMAN, K. F. Systematics and distribution. In: GREENHALL, A. M.; SCHIMIDT, U. (Eds). *Natural history of vampire bats*. Boca Raton: CRC Press, 1988, 246p.

_____. Order Chiroptera. In: WILSON, D. E.; REEDER, D. M. (Eds). *Mammal species of the World, a taxonomic and geographic reference*. 2 ed. Washington: Smithsonian Institution Press, 1993,

p.137-241.

_____. *Chiroptera: systematics. Handbook of Zoology, VIII (Mammalia)*. Berlin and New York: Walter de Gruyter, 1994, 217p.

KRZANOWSKI, A. Contributions to the history of bats on Iceland. *Acta Theriologica*. v.22, n.19. Warszawa: 1977, p.272-273.

KUNZ, T. H. *Ecology of Bats*. New York: Plenum Press, 1982. 425p.

KUNZ, T. H.; FUJITA, M. S.; BROOKE, A. P.; MCCracken, G. F. Convergence in tent architecture and tent-making behavior among neotropical and paleotropical bats. *Journal of Mammalian Evolution*. v.2, n.1. Riverside: 1994, p.57-78.

KUNZ, T. H.; LUMSDEN, L. F. Ecology of cavity and foliage roosting bats. In: KUNZ, T. H.; FENTON, M. B. (Eds). *Bat ecology*. Chicago and London: The University of Chicago Press, 2003, p.3-89.

KUNZ, T. H.; PENA, I. M. *Mesophylla macconnelli*. *Mammalian Species*. n.405. New York: 1992, p.1-5.

KUNZ, T. H.; RACEY, P. A. *Bat biology and conservation*. Washington: Smithsonian Institution Press, 1998, xvi+362p.

KURTA, A.; BAKER, R. H. *Eptesicus fuscus*. *Mammalian Species*. n.356. New York: 1990, p.1-10.

KURTA, A.; LEHR, G. C. *Lasius ega*. *Mammalian Species*. n.515. New York: 1995, p.1-7.

LASSIER, S.; WILSON, D. E. *Lonchorhina aurita*. *Mammalian Species*. v.347, New York: 1989, p.1-4.

LISSO, D.; JARRÍN-V, P. Diet variability of *Micronycteris megalotis* in pristine and disturbed habitats of Northwestern Ecuador. *Acta Chiropterologica*. v.7, n.1. Warszawa: 2005, p.121-130.

LaVAL, R. K. Systematics of the genus *Rhogeessa* (Chiroptera: Vespertilionidae). *Occasional Papers Museum of Natural History, The University of Kansas*. n.19. Lawrence: 1973a, p.1-47.

_____. A revision of the neotropical bats of the genus *Myotis*. *Natural History Museum Los Angeles County Science Bulletin*. n.15. Los Angeles: 1973b, p.1-54.

_____. Notes on some Costa Rican bats. *Brenesia*. v.10-11. San José: 1977, p.77-

83.

LaVAL, R. K.; FITCH, H. S. Structure, movements and reproduction in three Costa Rican bats communities. *Occasional Papers of Museum of Natural History*. v.69. Lawrence: 1977, p.1-28.

LaVAL, R. K.; LaVAL, M. L. Prey selection by a neotropical foliage-gleaning bat, *Micronycteris megalotis*. *Journal of Mammalogy*. v.61, n.2. Lawrence: 1980, p.327-330.

LaVAL, R. K.; RODRÍGUEZ-H., B. *Murciélagos de Costa Rica / Costa Rica Bats*. Santo Domingo de Heredia: Costa Rica. Instituto Nacional de Biodiversidad, 2002, 320 p.

LEE, R. J.; ELDER, F. F. B. Yeast stimulation of bone marrow mitosis for cytogenetic investigations. *Cytogenetics and Cell Genetics*. v.26, 1980, p.36-40.

LEE JR., T. E.; DOMINGUEZ, D. J. *Ametrida centurio*. *Mammalian Species*. n.640. New York: 2000, p.1-4.

LEE JR., T. E.; HOOFFER, S. R.; VAN DEN BUSSCHE, R. A. Molecular phylogenetics and taxonomic revision of the genus *Tonatia* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Journal of Mammalogy*. v.83, n.1. Lawrence: 2002, p.49-57.

LEE JR., T. E.; SCOTT, J. B.; MARCUM, M. M. *Vampyressa bidens*. *Mammalian Species*. n.684. New York: 2001, p.1-3.

LEITE-SILVA, C.; SANTOS, N.; FAGUNDES, V.; YONENAGA-YASSUDA, Y.; SOUZA, M. J. Karyotypic characterization of the bat species *Molossus ater*, *M. molossus* and *Molossops planirostris* (Chiroptera, Molossidae) using FISH and banding techniques. *Hereditas*, v.138, Lund: 2003, p.94-100.

LEITE-SILVA, C.; SANTOS, N.; SOUZA, M. J.; FAGUNDES, V.; YONENAGA-YASSUDA, Y. Caracterização cromossômica de *Molossops planirostris* (Chiroptera, Molossidae) com uso de bandeamento C, coloração com nitrato de prata, fluorocromos base-específicos e FISH. In: CONGRESSO NACIONAL DE GENÉTICA, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Suplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000, p.31.

LEVAN, A.; FREDGA, K.; SANDBERG, A. A. Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas*, v.52,

- n.2. Lund: 1964, p.201-220.
- LEWIS, S. E.; WILSON, D. E. *Vampyressa pusilla*. *Mammalian Species*. n.292. New York: 1987 p.1-5.
- LEWIS-ORITT, N.; VAN DEN BUSSCHE, R.; BAKER R. Molecular evidence for piscivory in *Noctilio* (Chiroptera: Noctilionidae). *Journal of Mammalogy*. v.82, n.3. Lawrence: 2001, p.749-759.
- LIM, B. K. Cladistic reappraisal of Neotropical stenodermatine bat phylogeny. *Cladistics*. n.9. New York: 1993 p.147-165.
- LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D. Phylogeny of Neotropical short-tailed fruit bats, *Carollia* spp.: Phylogenetic analysis of restriction site variation in mtDNA. In: KUNZ, T. H.; RACEY, P. A. (eds.) *Bat biology and Conservation*. Smithsonian Institution Press Washington and London, 1998, p.43-58.
- _____. Species diversity of bats (Mammalia: Chiroptera) in Iwokrama Forest, Guyana, and the Guianan subregion: implications for conservation. *Biodiversity and Conservation*. v.10, London: 2001, p.613-657.
- LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D.; TIMM, R. M.; ANDERSON, R. P.; WATSON, L. C. First records of 10 bat species in Guyana and comments on diversity of bats in Iwokrama Forest. *Acta Chiropterologica*. v.1, Warszawa: 1999, p.179-190.
- LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D.; LEE JR., T. E.; PATTON, J. C.; BICKHAM, J. W. Molecular differentiation of large species of fruit-eating bats (*Artibeus*) and phylogenetic relationships based on the cytochrome *b* gene. *Acta Chiropterologica*. v.6, n.1. Warsaw: 2004a, p.1-12.
- LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D.; OCHOA G, J. Preliminary Checklist of the Mammals of the Guiana Shield (Venezuela: Amazonas, Bolívar, Delta Amacuro; Guyana; Surinam; French Guiana). Disponível em: <<http://www.mnh.si.edu/biodiversity/bdg/shieldmammals/index.html>> 2004b. Acesso em outubro de 2006.
- LIM, B. K.; PEDRO, W. A.; PASSOS, F. C. Differentiation and species status of the Neotropical yellow-eared bats *Vampyressa pusilla* and *V. thuyone* (Phyllostomidae) with a molecular phylogeny of the genus. *Acta Chiropterologica*. n.5. Warsaw: 2003, p.15-29.
- LIMA, I. P. A disponibilidade de Piperaceae e a procura deste recurso por *Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758) (Mammalia, Chiroptera) no Parque Municipal Arthur Thomas - Londrina – Paraná. 60 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas). Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2003.
- LIMA, I. P.; REIS, N. R. The availability of Piperaceae and the search for this resource by *Carollia perspicillata* (Linnaeus) (Chiroptera, Phyllostomidae, Carollinae) in Parque Municipal Arthur Thomas, Londrina, Paraná, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.21, n.2. Curitiba: 2004, p.371-377.
- LINARES, O. J. Notas acerca de *Macrophyllum macrophyllum* (Wied) (Chiroptera). *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*. v.26, Caracas: 1966, p.53-61.
- _____. Quirópteros subfósiles encontrados en las cuevas venezolanas. Parte II. *Tadarida aurispinosa* (Peale) en la Cueva de Los Carraos (MI.14), Miranda. *Boletín de la Sociedad venezolana de Espeleología*, v.2, Caracas: 1969, p.45-48.
- LINARES, O. J.; ESCALANTE, A. A new subspecies of the South American flat-headed bat (*Neoplatymops mattogrossensis*) from southern Venezuela. *Mammalia*. v.56, n.3. Paris: 1992, p.417-424.
- LINARES, O. J.; KIBLISKY, P. The karyotype and a new Record of *Molossops greenhalli* from Venezuela. *Journal of Mammalogy*. v.50, Lawrence: 1969, p.831-832.
- LOPES, M. J. S. *Contribuição para o estudo citogenético de morcegos: análise de 15 espécies*. 159p. Dissertação de mestrado, Instituto de Biociências, USP, São Paulo. 1978a.
- _____. Cariótipo de duas espécies de morcegos de Pernambuco (Chiroptera-Phyllostomidae). *Revista Nordestina de Biologia*, v.1, n.1. João Pessoa: 1978b, p.113-117.
- LÓPEZ-GONZÁLEZ, C. *Micronycteris minuta*. *Mammalian Species*. n.583, New York: 1998, p.1-4.
- LÓPEZ-GONZÁLEZ, C.; PRESLEY, S. J. Taxonomic status of *Molossus bondae* J. A. Allen, 1904 (Chiroptera, Molossidae) with descriptions of a new subspecies. *Journal of Mammalogy*. v.82, n.3. Lawrence: 2001, p.760-774.
- LÓPEZ-GONZÁLEZ, C.; PRESLEY, S. J.; OWEN, R. D.; WILLIG, M. R. Taxonomic status of *Myotis* (Chiroptera: Vespertilionidae) in Paraguay. *Journal of Mammalogy*. v.82, n.1. Lawrence: 2001, p. 138-160.
- LÓPEZ-GONZÁLEZ, C.; PRESLEY, S. J.; OWEN, R. D.; WILLIG, M. R.; FOX, I. G. G. Noteworthy records of bats (Chiroptera) from Paraguay. *Mastozoología Neotropical*. v.5, n.1. Mendoza: 1998, p.41-45.
- LORD, R. D. Seasonal reproduction of vampire bats and its relation to seasonality of bovine rabies. *Journal of Wildlife Diseases*. v.28. n.2. Palo Alto: 1992, p.292-294.
- MACHADO, A. B. M.; MARTINS, C. S.; DRUMMOND, G. M. *Lista da fauna brasileira ameaçada de extinção: incluindo as listas das espécies quase ameaçadas e deficientes em dados*. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, 2005, 160 p.
- MACHADO, I. C.; SAZIMA, I.; SAZIMA, M. Bat pollination of the terrestrial herb *Irlbachia alata* (Gentianaceae) in northeastern Brazil. *Plant Systematic and Evolution*. v.209, Wien: 1998, p.231-237.
- MACHADO, I. C.; VOGEL, S. The North-east-Brazilian Liana, *Adenocalymma dichilum* (Bignoniaceae) pollinated by bats. *Annals of Botany*, v.93, London: 2004, p.609-613.
- MACNAB, B. K. Energetics and the distribution of vampire bats. *Journal of Mammalogy*. v.31. Lawrence: 1973, p.227-268.
- MAGER, K. J.; NELSON, T. A. Roost-Site Selection by Eastern Red Bats (*Lasiurus borealis*). *American Midland Naturalist*. v.145, n.1. Notre Dame: 2001, p.120-126.
- MANVILLE, R. H. A plea for bat conservation. *Journal of Mammalogy*. v.43. Cambridge: 1962, p.571.
- MARCHESIN, S. R. C.; MORIELLE-VERSUTE, E. Chromosome studies of brazilian vespertilionids *Lasiurus cinereus* and *Lasiurus ega* (Mammalia, Chiroptera). *Iheringia*, v.94, n.4. Porto Alegre: 2004, p.443-446.
- MARES, M. A.; BARQUEZ, R. M.; BRAUN, J. K. Distribution and ecology of some Argentine bats (Mammalia). *Annals of the Carnegie Museum*. v.64, n.3. Pittsburgh: 1995, p.219-237.

- _____. Observations on the Mammals of Tucumán Province, Argentina. I. Systematics, distribution, and ecology of the Didelphimorphia, Xenarthra, Chiroptera, Primates, Carnivora, Perissodactyla, Artiodactyla, and Logomorpha. *Annals of the Carnegie Museum*. v.65, n.2. Pittsburgh: 1996, p.89-152.
- MARES, M. A.; WILLIG, M. R.; STREILEIN, K. E.; LACHER JR., T. E. The mammals of northeastern Brazil: a preliminary assessment. *Annals of the Carnegie Museum*. v.50. Pittsburgh: 1981, p.81-137.
- MARGARIDO, T. C. C.; BRAGA, F. G. Mamíferos. In: MIKICH, S. B.; BERNILS, R. S. (Eds). *Livro vermelho da fauna ameaçada no Estado do Paraná*. Curitiba: Instituto Ambiental do Paraná, 2004, p.27-142.
- MARINHO-FILHO, J. S. The coexistence of two frugivorous bat species and the phenology of their food plants in Brazil. *Journal of Tropical Ecology*, v.7, Cambridge: 1991, p.59-67.
- _____. Distribution of bat diversity in the southern and southeastern Brazilian Atlantic Forest. *Chiroptera Neotropical*. v.2, n.2. Brasília: 1996, p.51-54.
- MARINHO-FILHO, J. S.; SAZIMA, I. Brazilian bats and conservation biology: a first survey. In: KUNZ, T.H.; RACEY, P. A. (Eds.). *Bat Biology and Conservation*. Washington: Smithsonian Institution Press, 1998. p.282-294.
- MARINKELLE, C.J.; CADENA, A. Notes on bats new to the fauna of Colombia. *Mammalia*. v.36, Paris: 1972, p.50-58.
- MARQUES, R. V.; FABIAN, M. E. Ciclo reprodutivo de *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824) (Chiroptera, Molossidae), em Porto Alegre, Brasil. *Iberingia, série. Zoologia*, n.77. Porto Alegre: 1994, p.45-56.
- MARQUES, S. A. Espécies associadas e algumas características físicas influenciando na presença de *Carollia perspicillata* em buéiros na região de Manaus, AM (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Acta Amazonica*. v.15, n.1-2. Manaus: 1985a, p.243-248.
- _____. Novos registros de morcegos do Parque Nacional da Amazônia (Tapajós), com observação do período de atividade noturna e reprodução. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia*, v.2, n.1. Belém: 1985b, p.71-83.
- _____. Activity cycle, feeding and reproduction of *Molossus ater* (Chiroptera: Molossidae) in Brazil. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Zoologia*, v.2, n.2. Belém: 1986, p.159-179.
- MARQUES, S. A.; OREN, D. C. First Brazilian record for *Tonatia schulzi* and *Sturnira bidens* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, ser. Zool.* v.3, Belém: 1987, p.159-160.
- MARQUES-AGUIAR, S. A.; OREN, D. C. First Brazilian Record for *Tonatia schulzi* and *Sturnira bidens* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*. v.3, n.1. Belém: 1987, p.159-160.
- MARTINS, A. C. M.; BERNARD, E.; GREGORIN, R. Inventários biológicos rápidos de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em três unidades de conservação do Amapá, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.4. Curitiba: 2006, p.1175-1184.
- MARTORELLI, L. F. A.; AGUIAR, E. A. C.; ALMEIDA, M. F.; SILVA, M. M. S.; NUNES, V. F. P. Isolamento do vírus rábico de morcego insetívoro, *Lasiurus borealis*. *Revista de Saúde Pública*. v.30, n.1. São Paulo: 1996, p.101-102.
- MARTUSCELLI, P. Avian Predation by the Round-Eared Bat (*Tonatia bidens*, Phyllostomidae) in the Brazilian Atlantic Forest. *Journal of Tropical Ecology*. v.11, n.3. Cambridge: 1995, p.461-464.
- MCCARTHY, T. J. Additional mammalian prey of the carnivorous bats, *Chrotopterus auritus* and *Vampyrus spectrum*. *Bat Research News*. v.28, Bloomington, 1987, p.1-3.
- MCCARTHY, T. J.; CADENA, A.; LEMKE, T. O. Comments on the first *Tonatia carrikeri* (Chiroptera: Phyllostomatidae) from Colombia. *Lozania*. v.40, Bogotá: 1983, p.1-6.
- MCCARTHY, T. J.; GARDNER, A. L.; HANDLEY JR, C. O. *Tonatia carrikeri*. *Mammalian Species*. v.407, New York: 1992, p.1-4.
- MCCARTHY, T. J.; HANDLEY JR, C. O. Records of *Tonatia carrikeri* (Chiroptera: Phyllostomidae) from the Brazilian Amazon and *Tonatia schulzi* in Guyana. *Bat Research News*. v.28, Bloomington: 1987, p.20-23.
- MCCARTHY, T. J.; OCHOA, J. The presence of *Centronycteris maximiliani* and *Micronycteris daviesi* (Chiroptera) in Venezuela. *Texas Journal of Science*. v.43, Austin: 1991, p.332-334.
- MCCARTHY, T. J.; ROBERTSON, P.; MITCHELL, J. The occurrence of *Tonatia schulzi* (Chiroptera: Phyllostomidae) in French Guiana with comments on the female genitalia. *Mammalia*. v.52, Paris: 1988, p.583-584.
- MCCRACKEN, G. F.; BRADBURY, J. W. Social organization and kinship in the polygynous bat, *Phyllostomus hastatus*. *Behavioral Ecology and Sociobiology*. v.8, New York: 1981, p.11-34.
- MCCRACKEN, G. F.; WILKINSON, G. S. Bat mating systems. In: CRICHTON, E. G.; KRUTZSCH, P. H. (Eds.). *Reproductive biology of bats*. San Diego: Academic Press, 2000. p.321-362.
- MCLELLAN, L. J. A morphometric analysis of *Carollia* (Chiroptera, Phyllostomidae). *American Museum of Natural History*. n.2791. New York: 1984, p.1-35.
- MEDELLÍN, R. A. *Chrotopterus auritus*. *Mammalian Species*. v.343, New York: 1989, p.1-5.
- _____. Prey of *Chrotopterus auritus*, with notes on feeding behavior. *Journal of Mammalogy*. v.69, Lawrence: 1988, p.841-844.
- MEDELLÍN, R. A.; ARITA, H. T. *Tonatia evotis* and *Tonatia silvicola*. *Mammalian Species*. v.334, New York: 1989, p.1-5.
- MEDELLÍN, R. A.; ARITA, H. T.; SÁNCHEZ-HERNÁNDEZ, O. *Identificación de los murciélagos de México: claves de campo (Publicaciones especiales n. 2)*. Ciudad Universitaria, México DF: Asociación Mexicana de Mastozoología A.C., 1997, 89 p.
- MEDELLÍN, R. A.; EQUIHUA, M.; AMIN, M. A. Bat diversity and abundance as indicators of disturbance in Neotropical Rainforests. *Conservation Biology*. v.14, n.6. Boston: 2000, p.1666-1675.
- MEDELLÍN, R. A.; WILSON, D. E.; NAVARRO, D. L. *Micronycteris brachyotis*.

- Mammalian Species*. v.251, New York: 1985, p.1-4.
- MEDELLÍN, R. A.; NAVARRO, D. L.; DAVIS, W. B.; ROMERO, V. J. Notes on the biology of *Micronycteris brachyotis* (Dobson) (Chiroptera), in southern Veracruz, México. *Brenesia*. v.21, San José: 1983, p.7-11.
- MELLO, M. A. R.; FERNANDEZ, F. A. S. Reproductive ecology of bat *Carollia perspicillata* (Chiroptera: Phyllostomidae) in a fragment of the Brazilian Atlantic coastal forest. *Zeitschrift für Säugetierkunde - International Journal of Mammalian Biology*. v.65, Jena: 2000, 340-349.
- MELLO, M. A. R.; POL, A. First record of the bat *Mimon crenulatum* (E. Geoffroy, 1801) (Mammalia: Chiroptera) for the state of Rio de Janeiro, Southeastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*. v.66, n.2, São Carlos: 2006, p.295-299.
- MELLO, M. A. R.; SCHITTINI, G. M.; SELIG, P.; BERGALLO, H. G. A test of the effects of climate and fruiting of *Piper* species (Piperaceae) on reproductive patterns of the bat *Carollia perspicillata* (Phyllostomidae). *Acta Chiropterologica*. v.6, n.2. Warszawa: 2004, p.309-318.
- MEYER, C. F. J.; WEINBEER, M.; KALKO, E. K. V. Home-range size and spacing patterns of *Macrophyllum macrophyllum* (Phyllostomidae) foraging over water. *Journal of Mammalogy*. v.86, n.3. Lawrence: 2005, p.587-598.
- MIES, R.; KURTA, A.; KING, D. G. *Eptesicus furiensis*. *Mammalian Species*. n.526. New York: 1996, p. 1-7.
- MIKICH, S. B.; BERNILS, R. S.; PIZZI, P. A. Fauna Ameaçada no Paraná: uma introdução. In: MIKICH, S.B.; BERNILS, R.S. *Livro Vermelho da Fauna Ameaçada no Estado do Paraná*. Instituto Ambiental do Paraná, Curitiba: 2004. 764 p.
- MILNER, J.; JONES, C.; KNOX-JONES JR., J. *Nyctinomops macrotis*. *Mammalian Species*. n.351. New York: 1990, p.1-4.
- MIRANDA, J. M. D.; BERNARDI, I. P. Aspectos da história natural de *Mimon bennettii* (Gray) na Escarpa Devoniana, Estado do Paraná, Brasil (Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.4. Curitiba: 2006, p.1258-1260.
- MIRANDA, J. M. D.; BERNARDI, I. P.; PASSOS, F. C. A new species of *Eptesicus* (Mammalia: Chiroptera: Vespertilionidae) from the Atlantic Forest, Brazil. *Zootaxa*. v.1383, Auckland: 2006a, p.57-68.
- MIRANDA, J. M. D.; PULCHÉRIO-LEITE, A.; BERNARDI, I. P.; PASSOS, F. C. Primeiro registro de *Myotis albescentis* (É. Geoffroy, 1806) (Chiroptera, Vespertilionidae) para o Estado do Paraná, Brasil. *Biota neotropica*. v.7, n.1. Campinas: 2007, p.13-15.
- MIRANDA, J. M. D.; PULCHÉRIO-LEITE, A.; MORO-RIOS R. F.; PASSOS, F. C. Primeiro registro de *Histiotus montanus* (Philippi & Landbeck) para o Estado do Paraná, Brasil (Chiroptera, Vespertilionidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.3. Curitiba: 2006b, p.584-587.
- MIRETZKI, M. Morcegos do estado do Paraná, Brasil (Mammalia, Chiroptera): riqueza de espécies, distribuição e síntese do conhecimento atual. *Papéis Avulsos de Zoologia*. v.43, n.6. São Paulo: 2003, p.101-138.
- MMA - Ministério do Meio Ambiente - *Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção* - Instrução Normativa nº 3, de 27 de maio de 2003. Disponível em <www.ibama.gov.br/fauna/downloads/lista_spp.pdf>. Acesso em Maio de 2007.
- MOK, W. Y.; LACEY, L. A. Algumas considerações ecológicas sobre morcegos vampiros na epidemiologia da raiva humana na Bacia Amazônica. *Acta Amazônica*, v.10, n.2. Manaus: 1980, p.335-342.
- MOK, W. Y.; WILSON, D. E.; LACEY, L. A.; LUIZÃO, R. C. C. Lista atualizada dos quirópteros da Amazônia brasileira. *Acta Amazônica*. v.12, n.4. Manaus: 1982, p.817-823.
- MOLINA, C.; GARCIA, C.; OCHOA, J. G. First record of *Mimon bennettii* (Chiroptera: phyllostomidae) for Venezuela. *Mammalia*. v.59, n.2. Paris: 1995, p.263-265.
- MOLINARI, J. A new species of *Anoura* (Mammalia Chiroptera Phyllostomidae) from the Andes of northern South America. *Tropical Zoology*, v.7, Firenze: 1994, p.73-86.
- MOLINARI, J.; SORIANO, P. J. *Sturnira bidens*. *Mammalian Species*. n.276. New York: 1987, p.1-4.
- MORALES, J. C.; BICKHAM, J. W. Molecular systematics of the genus *Lasius* (Chiroptera: Vespertilionidae) based on restriction-site maps of the mitochondrial ribosomal genes. *Journal of Mammalogy*. v.76, n.3. Baltimore: 1995, p.730-749.
- MORATELLI, R. M. R.; FILARDY, A. A.; PACHECO, T. C. G. ALVES, V. A.; ARMADA, J. A.; PERACCHI, A. L. Estudos citogenéticos em quirópteros da região sudeste do Brasil. In: CONGRESSO NACIONAL DE GENÉTICA, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Suplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000, p.28.
- MORATELLI, R. *Quirópteros (Mammalia: Chiroptera) do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Rio de Janeiro, Brasil*. vii + 94p. Dissertação de mestrado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, UFRRJ, Seropédica, 2003.
- MORATELLI, R.; ANDRADE, C. M.; ARMADA, J. L. A Technique to obtain fibroblast cells from skin biopsies of living bats (Chiroptera) for cytogenetic studies. *Genetics and Molecular Research*, v.1, n.2. Ribeirão Preto: 2002, p.128-130.
- MORATELLI, R.; ARMADA, J. L.; PERACCHI, A. L. Descrição do cariótipo de *Myotis ruber* (É. Geoffroy, 1806) (Chiroptera: Vespertilionidae: Vespertilioninae). In: ENCONTRO BRASILEIRO PARA O ESTUDO DOS QUIRÓPTEROS, 4, 2003, Porto Alegre, *Anais do...*, Porto Alegre: PUCRS, 2003, p.49.
- MORATELLI, R.; FERREIRA, B.; PERACCHI, A. L. Lista provisória dos quirópteros do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, RJ. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MASTOZOOLOGIA, 1, 2001, Porto Alegre, *Resumos do...*, Porto Alegre: PUCRS, 2001, p.50.
- MORGAN, G. S.; CZAPLEWSKI, N. J. A new bat (Chiroptera: Natalidae) from the early miocene of Florida, with comments on natalid phylogeny. *Journal of Mammalogy*. v.84, n.2. Lawrence: 2003, p.729-752.
- MORIELLE, E. *Variabilidade na localização e na atividade das regiões organizadoras de nucléolos em morcegos da família Phyllostomidae (Mammalia, Chiroptera)*. 153p. Dissertação

de mestrado, Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, UNESP, São José o Rio Preto. 1987.

MORIELLE, E.; GOLONI, E. M.; VARELLA-GARCIA, M.; TADDEI, V. A. Análise cariotípica em morcegos hematófagos (Chiroptera, Desmodontinae). *Ciência e Cultura (Suplemento)*, v.38, Campinas: 1986, p.938.

_____. Evolução cariotípica na subfamília Stenodermatinae (Chiroptera, Phyllostomidae), com base nos padrões de bandas G, C e NOR. *Ciência e Cultura (Suplemento)*, v.39, Campinas: 1987, p.778.

MORIELLE, E.; VARELLA-GARCIA, E.; TADDEI, V. A. A chromosome banding study of *Eumops glaucinus*. *Revista Brasileira de Genética*. v.11, Ribeirão Preto: 1988, p.791-795.

MORIELLE, E.; VARELLA-GARCIA, M. Variability of nucleolus organizer regions in phyllostomid bats. *Revista Brasileira de Genética*. v.11, Ribeirão Preto: 1988, p.853-871.

MORIELLE-VERSUTE, E.; VARELLA-GARCIA, M. Identification of common fragile sites in chromosomes of 2 species of bat (Chiroptera, Mammalia). *Genetics Selection Evolution*. v.26, Les Ulis: 1994, p.81-89.

_____. A simple and fast procedure to grow bat fibroblasts from lung biopsies for cytogenetic studies. *Brazilian Journal of Genetics*, v.18, n.3. Ribeirão Preto: 1995, p.503-505.

MORIELLE-VERSUTE, E.; VARELLA-GARCIA, M.; TADDEI, V. A. Karyotypic patterns of seven species of molossid bats (Molossidae, Chiroptera). *Cytogenetics and Cell Genetics*. v.72, 1996, p.26-33.

MOTTA-JUNIOR, J. C.; TADDEI, V. A. Bats as prey of stygian owls in Southeastern Brazil. *The Journal of Raptor Research*. v.26, n.4. Lawrence: 1992, p.259-260.

MUCHHALA, N. Nectar bat stows huge tongue in its rib cage. *Nature*, v.444, London: 2006, p.701-702.

MUCHHALA, N.; MENA, P.; ALBUJA, L. A new species of *Anoura* (Chiroptera: Phyllostomidae) from the Ecuadorian Andes. *Journal of Mammalogy*. v.86, Lawrence: 2005, p.457-461.

MURPHY, W. J.; EIZIRIK, E.; O'BRIEN, S. J.; MADSEN, O.; SCALLY,

M.; DOUADY, C. J.; TEELING, E.; RYDER, O. A.; STANHOPE, M. J.; DE JONG, W. W.; SPRINGER, M. S. Resolution of the early placental mammal radiation using Bayesian phylogenetics. *Science*. v.294, n.5550. Washington: 2001, p.2348-2351.

MYERS, P. Patterns of reproduction of four species of vespertilionid bats in Paraguay. *University of California Publications in Zoology*. v.107. Berkeley: 1977, p.1-41.

_____. Observation on *Pygoderma bilabiatum* (Wagner). *Zeitschrift für Säugetierkunde*, v.46, Jena: 1981, p.146-151.

MYERS, P.; WETZEL, R. M. New records of mammals from Paraguay. *Journal of Mammalogy*. v.60, n.3. Lawrence: 1979, p.638-641.

_____. Systematics and zoogeography of the bats of the Chaco boreal. *Miscellaneous Publications*, Museum of Zoology, University of Michigan, 165. Ann Arbor: 1983, p.1-59.

MYERS, P.; WHITE, R.; STALLINGS, J. Additional records of bats from Paraguay. *Journal of Mammalogy*. v.64, Lawrence: 1983, p.143-145.

NARANJO, M. E.; RENGIFO, C.; SORIANO, P. J. Effect of ingestion by bats and birds on seed germination of *Stenocereus griseus* and *Subpilocereus repandus* (Cactaceae). *Journal of Tropical Ecology*, v.19, Cambridge: 2003, p.19-25.

NASSAR, J. F.; BECK, H.; STERNBERG, L. S. L.; FLEMING, T. H. Dependence on cacti and agaves in nectar-feeding bats from venezuela arid zones. *Journal of Mammalogy*. v.84, n.1. Lawrence: 2003, p.106-116.

NASSAR, J. F.; RAMÍREZ, N.; LINARES, O. Comparative pollination biology of Venezuelan columnar cacti and the role of nectar-feeding bats in their sexual reproduction. *American Journal of Botany*, v.84, n.8. Columbus: 1997, p.918-927.

NAVARRO, D. L. *Vampyrus spectrum* (Chiroptera, Phyllostomatidae) in Mexico. *Journal of Mammalogy*. v.60, n.2. Lawrence: 1979, p.435.

NAVARRO, D. L.; WILSON, D. E. *Vampyrus spectrum*. *Mammalian Species*. v.184, New York: 1982, p.1-4.

NEUWEILER, G. *The biology of bats*. New York: Oxford University Press. 2000, 310p.

NEVES, A. C. B.; PIECZARKA, J. C.; BARROS, R. M. S.; AGUIAR, S. M.; RODRIGUES, L. R. R.; NAGAMACHI, C. Y. 1998. Estudo citogenético em *Choeroniscus minor* (Chiroptera-Phyllostomidae) da região amazônica. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 22, 1998, Recife, *Livro de Resumos do...*, Recife: UFP, 1998, p.316.

NOGUEIRA, M. R.; MONTEIRO, L. R.; PERACCHI, A. L. New evidence of bat predation by the woolly false vampire bat *Chrotopterus auritus*. *Chiroptera Neotropical*. Brasília: no prelo.

NOGUEIRA, M. R.; PERACCHI, A. L. The feeding specialization in *Chiroderma doriae* with comments on its conservational implications. *Chiroptera Neotropical*. v.8, n.1-2. Brasília: 2002, p.143-148.

_____. Fig-seed predation by two species of *Chiroderma*: discovery of a new feeding strategy in bats. *Journal of Mammalogy*. v.84, n.1. Lawrence: 2003, p.225-233.

_____. Folivoria e granivoria em morcegos neotropicais. In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. (Orgs.). *Morcegos do Brasil: Biologia, Ecologia e Conservação de Morcegos Neotropicais*. no prelo.

NOGUEIRA, M. R.; PERACCHI, A. L.; POL, A. Notes on the lesser White-lined bat, *Saccopteryx leptura* (Schreber) (Chiroptera, Emballonuridae), from southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.19, n.4. Curitiba: 2002, p.1123-1130.

NOGUEIRA, M. R.; POL, A. Observações sobre os hábitos de *Rhynchonycteris naso* (Wied-Neuwied, 1820) e *Noctilio albiventris* (Desmarest 1818) (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. v.58, n.3. São Carlos: 1998, p.473-480.

NOGUEIRA, M. R.; POL, A.; PERACCHI, A. L. New records of bats from Brazil with a list of additional species for the chiropteran fauna of the state of Acre, western Amazon. *Mammalia*. v.3, n.63. Paris: 1999, p.363-368.

NOGUEIRA, M. R.; TAVARES, V. C.; PERACCHI, A. L. New records of *Uroderma magnirostrum* Davis (Mammalia, Chiroptera) from southeastern Brazil, with comments on its history. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.20, n.4. Curitiba: 2003, p.691-

- 697.
- NORA, S. T.; CHAVES, M. E. Diversidade de Chiroptera (Mammalia) do Núcleo Cabucú, Parque Estadual da Cantareira, Guarulhos, SP, Brasil. *In: I Congresso Sul-americano de Mastozoologia*, 2006, Gramado, *Livro de Resumos da...*, Gramado: 2006, p.56.
- NORONHA, R. C. R.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C.; MARQUES-AGUIAR, S.; ASSIS, M. F. L.; BARROS, R. M. S. Meiotic analyses of the sex chromosomes in Carolliinae-Phyllostomidae (Chiroptera): NOR separates the XY1Y2 into two independent parts. *Caryologia*, v.57, n. 1. Firenze: 2004, p.1-9.
- NOWAK, R. M. *Walker's Mammals of the World*. v.II. 5a ed. Baltimore e London: The Johns Hopkins University Press. 1991, 1629 p.
- _____. *Walker's bats of the world*. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 1994, 287p.
- _____. *Walker's Mammals of the World*. v.1, 6 ed. Baltimore and London: The Johns Hopkins University Press, 1999, 836p.
- NUNES, A.; MARQUES-AQUIAR, S.; SALDANHA, N.; SILVA E SILVA, R.; BEZERRA, A. New records on the geographic distribution of bat species in the Brazilian Amazonia. *Mammalia*. v.69, n.1. Paris: 2005, p.109-115.
- NUÑEZ, H. A.; VIANNA, M. L. Estacionalidad reproductiva en el vampiro común *Desmodus rotundus* en el Valle de Lerma (Salta, Argentina). *Revista de Biología Tropical*. v.45, n.3. Salta: 1997, p.1231-1235.
- OCHOA, J. G.; CASTELLANOS, H.; IBÁÑEZ, C. Records of bats and rodents from Venezuela. *Mammalia*. v.52, Paris: 1988, p.175-180.
- OCHOA, J. G.; SANCHEZ, J. H. Taxonomic status of *Micronycteris homezi* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Mammalia*. v.69, n.3-4. Paris: 2005, p.323-335.
- OCHOA, J.; SORIANO, P. J.; LEW, D.; M., OJEDA. Taxonomic and distributional notes on some bats and rodents from Venezuela. *Mammalia*, v.57, Paris: 1993, p.393-400.
- OJEDA, R. A.; MARES, M. A. A biogeographic analysis of the mammals of Salta Province, Argentina: patterns of species assemblage in the neotropics. *Special Publications, The Museum Texas Tech University*. n.27. Lubbock: 1989, p.1-66.
- OLIVEIRA, J. A.; GONÇALVES, P. R.; BONVICINO, C. R. Mamíferos da Caatinga. *In: LEAL, I.R.; SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M. Ecologia e Conservação da Caatinga*. Recife: EDUFPE, 2003. p.275-334.
- OPREA, M.; VIEIRA, T. B.; PIMENTA, V. T.; MENDES, P.; BRITO, D.; DITCHFIELD, A. D.; KNEGT, L. V.; ESBÉRARD, C. E. L. Bat predation by *Phyllostomus hastatus*. *Chiroptera Neotropical*. v.12, n.1. Brasília: 2006, p.255-258.
- PACHECO, S. M.; FREITAS, T. R. O. Chiroptera. *In: FONTANA, C. S.; BENKE, G. A.; REIS, R. E. (Org.). Livro Vermelho das Espécies Ameaçadas de Extinção no Rio Grande do Sul*. Porto Alegre: MCT-PUCRS, 2003, p.493-497.
- PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; GRILLO, H. C. Z.; MARDER, E.; BIANCONI, G. V.; MIRETZKI, M.; LIMA, I. P.; ROSA, V. A. Morcegos urbanos da Região Sul do Brasil. *In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. Morcegos do Brasil: biologia, sistemática, ecologia e conservação*. no prelo.
- PACHECO, S. M.; MARQUES, R.V. Conservação de morcegos no Rio Grande do Sul. *In: FREITAS, T. R. O.; VIEIRA, E.; PACHECO, S.; CHRISTOFF, A. (Eds.). Mamíferos do Brasil: genética, sistemática, ecologia, e conservação*. São Carlos: Suprema, 2006, p.91-106.
- PACHECO, V.; SOLARI, S.; VELAZCO, P.M. A new species of *Carollia* (Chiroptera: Phyllostomidae) from Andes of Peru and Bolívia. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. n.236. Lubbock: 2004, p.1-16.
- PAGE, R. A.; RYAN, M. J. Social transmission of novel foraging behavior in bats: frog calls and their referents. *Current Biology*. v.16, London: 2006, p.1201-1205.
- PAINTER, T. S. A comparative study of chromosomes of mammals. *American Naturalist*, v.59, Chicago: 1925, p.385-408.
- PASSOS, F. C.; SILVA, W. R.; PEDRO, W. A.; BONIN, M. R. Frugivoria em morcegos (Mammalia: Chiroptera) no Parque Estadual Intervales, sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.20, n.3. Curitiba: 2003, p.511-517.
- PATHAK, S.; STOCK, A. D. The X chromosomes of mammals: karyological homology as revealed by banding techniques. *Genetica*, v.78, 1974, p.703-714.
- PATTERSON, B. D. Mammals in the Royal Natural History Museum, Stockholm, collected in Brazil and Bolivia by A. M. Olalla during 1934-1938. *Fieldiana Zoology, new series*. v.66, Chicago: 1992, p.1-48.
- PATTON, J. C.; BAKER, R. J. Chromosomal homology and evolution of phyllostomatoid bats. *Systematic Zoology*, v.27, n.4. London: 1978, p.449-462.
- PATTON, J.C.; GARDNER, A. L. Parallel evolution of multiple sex-chromosome systems in the Phyllostomatid bats, *Carollia* and *Choeronycteris*. *Experientia*, v.27, Basel: 1971, p.105-106.
- PEARSON, O. P.; PEARSON, A. K. Reproduction of bats in southern Argentina. *In: REDFORD, K. H.; EISENBERG, J. F. (Eds.). Advances in Neotropical mammalogy*. Gainesville: The Sandhill Crane Press, Inc., 1989, p.549-566.
- PEDRO, W. A.; CARVALHO, C.; HAYASHI, M. M.; BREDT, A.; ARMANI, N. M. S.; SILVA, M. M. S.; GOLÇALVES, C. A.; PERES, N. F. Notes on *Vampyressa pusilla* (Wagner, 1843) in the south of São Paulo state. *Chiroptera Neotropical*. v.3, n.2. Brasília: 1997: p.79-80.
- PEDRO, W. A.; KOMENO, C. A. K.; TADDEI, V. A. Morphometrics and biological notes on *Mimon crenulatum* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*. v.10, Belém: 1994, p.107-112.
- PEDRO, W. A.; PASSOS, F. C. Occurrence and food habits of some bat species from the Linhares Forest Reserve, Espírito Santo, Brazil. *Bat Research News*, v.36, n.1. Bloomington: 1995, p.1-2.
- PEDRO, W. A.; PASSOS, F. C.; LIM, B. K. Morcegos (Chiroptera; Mammalia) da Estação Ecológica dos Caetetus, estado de São Paulo. *Chiroptera Neotropical*. v.7, n.1-2. Brasília: 2001, p.136-140.
- PEDRO, W. A.; TADDEI, V. A. Taxonomic assemblage of bats from Panga Reserve, southeastern Brazil: abundance patterns and trophic relations in the Phyllostomidae (Chiroptera). *Boletim*

do Museu de Biologia Mello Leitão (N. sér.). v.6. Santa Teresa: 1997, p.3-21.

PERACCHI, A. L. Sobre os hábitos de *Histiotus velatus* (Geoffroy, 1824) (Chiroptera: Vespertilionidae). *Revista Brasileira de Biologia*. v.28, n.4. Rio de Janeiro: 1968, p.469-473.

_____. Considerações sobre a distribuição e a localidade-tipo de *Sphaeronycteris toxophyllum* Peters, 1882 (Chiroptera, Phyllostomidae). *Anais VI Congresso Brasileiro de Zoologia. Publicações Avulsas do Museu Nacional*, v.65, Rio de Janeiro: 1986, p.97-100.

PERACCHI, A. L.; ALBUQUERQUE, S. T. Lista provisória dos quirópteros dos Estados do Rio de Janeiro e Guanabara, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. 31 São Carlos: 1971, p.405-413.

_____. Considerações sobre a distribuição geográfica de algumas espécies do gênero *Micronycteris* Gray, 1866 (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro*. v.8, n.1-2. Seropédica: 1985, p.23-26.

_____. Quirópteros do Estado do Rio de Janeiro, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Publicações Avulsas do Museu Nacional*. v.66, Rio de Janeiro: 1986, p.63-69.

_____. Quirópteros do município de Linhares, Estado do Espírito Santo, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. v.53, São Carlos: 1993, p.575-581.

PERACCHI, A. L.; ALBUQUERQUE, S. T.; RAIMUNDO, S. D. L. Notas para o conhecimento dos hábitos alimentares de *Trachops cirrhosus* (Spix, 1823) (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro*. v.5, n.1. Seropédica: 1982, p.1-5.

PERACCHI, A. L.; LIMA, I. P.; REIS, N. R.; BAVIA, L. Ordem Chiroptera. In: REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; FANDIÑO-MARIÑO, H.; ROCHA, V. J. (Orgs.). *Mamíferos da Fazenda Monte Alegre - Paraná*. Londrina: EDUEL, 2005, p.37-76.

PERACCHI, A. L.; LIMA, I. P.; REIS, N. R.; NOGUEIRA, M. R.; ORTÊNCIO-FILHO, H. Ordem Chiroptera. In: REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P. (Eds.). *Mamíferos do Brasil*.

Londrina: 2006, p.153-230.

PERACCHI, A. L.; NOGUEIRA, M. R. Morcegos da Mata Atlântica do sudeste do Brasil. In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. (Orgs.) *Morcegos do Brasil: Biologia, Sistemática, Ecologia e Conservação*. no prelo.

PERACCHI, A. L.; RAIMUNDO, S. D. L.; TANNURE, A. M. Quirópteros do Território Federal do Amapá, Brasil. (Mammalia, Chiroptera). *Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro*. v.7, n.2. Seropédica: 1984, p.89-100.

PERINI, F. A.; TAVARES, V. C.; NASCIMENTO, C. M. D. Bats from the city of Belo Horizonte, Minas Gerais, Southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.9, n.1-2. Brasília: 2003, p.169-173.

PETERS, H. H. Peters legte eine monographische über icht der Chiroptengattungen *Nycteris* und *Atalapha* vor. Monatsbericht der Königlich Preussischen Akademie der Wissenschaften zu Berlin. Berlin: 1870 (1871), 900-914.

PETERS, S. L.; LIM, B. K.; ENGSTROM, M. D. Systematics of dog-faced bats (Cynomops) based on molecular and morphometrics data. *Journal of Mammalogy*. v.83, n.4. Lawrence, 2002, p.1097-1110.

PETERSON, R. L. A review of the flat-headed bats of the family Molossidae from South America and Afirca. *Life Science, Royal Ontario Museum, Contribution*, v. 64. Ontario: 1965, p.1-32.

PETTIGREW, J. D. Are flying foxes really primates? *Bats*, v.3, n.2. Austin: 1986, p.1-2.

PICCININI, R. S. Lista provisória dos quirópteros da coleção do Museu Paraense Emílio Goeldi (Chiroptera). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia*. v.77. Belém: 1974, p.1-32.

PIECZARKA, J. C.; NAGAMACHI, Y.; O'BRIEN, C. M.; YANG, F.; RENS, W.; BARROS, R. M. S.; NORONHA, R. C. S.; RICINO, J.; OLIVEIRA, E. H. C.; FERGUSON-SMITH, R. A. Reciproal chromosome painting between two South American bats: *Carollia brevicauda* e *Phyllostomus hastatus* (Phyllostomidae, Chiroptera). *Chromosome Research*, v.13, Dordrecht: 2005, p.339-347.

PIJL, L. Van Der. The dispersal of plants by bats (Chiropterocory). *Acta Amazonica*, v.6, Manaus: 1957, p.291-315.

PINE, R. H. A new species of *Thyroptera* Spix (Mammalia: Chiroptera: Thyropteridae) from the Amazon Basin of northeastern Peru. *Mammalia* v.57, Paris: 1993, p.213-225.

PINE, R. H. The bats of three genus *Carollia*. *Texas Agric. Exp. Sta Tech. Monograph*, n.8. 125p.

PINE, R. H.; BISHOP, I. R.; JACKSON, R. L. Preliminary list of mammals of the Xavantina/Cachimbo expedition (Central Brazil). *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. v.64, n.5. London: 1970, p.668-670.

PINE, R. H.; LaVAL, R. K.; CARTER, D. C.; MOK, W. Y. Notes on the graybeard bat, *Micronycteris daviesi* (Hill) (Mammalia: Chiroptera: Phyllostomidae), with the first records from Ecuador and Brazil. In: GENOWAYS, H. H.; BAKER, R. J. *Contributions in mammalogy: a memorial volume honoring Dr. J. Knox Jones Jr.* Lubbock: Museum of Texas Tech University. 1996. p.183-190.

PLUMPTON, D. L.; JONES JR., J. K. *Rhynchonycteris naso*. *Mammalian Species*. v.413, New York: 1992, p.1-5.

POL, A.; NOGUEIRA, M. R.; PERACCHI, A. L. First record of *Histiotus macrotus* for brazilian territory. *Bat Research News*. v.39, n.3. Bloomington: 1998, p.124-125.

POLANCO, O. J.; ARROYO-CABRALES, J.; JONES, JR., J. K. Noteworthy records of some bats from México. *Texas Journal of Science*, v.44, Austin: 1992, p.331-338.

PORTER, F. L. Roosting patterns and social behavior in captive *Carollia perspicillata*. *Journal of Mammalogy*. v.59, Lawrence: 1978, p.627-630.

_____. Social behavior in the leaf-nosed bat, *Carollia perspicillata* I. Social organization. *Zeitschrift fur Tierpsychologie*. v.49, Berlin: 1979, p.406-417.

PORTFORS, C. V.; FENTON, M. B.; AGUIAR, L. M. S.; BAUMGARTEN, J. E.; VONHOF, M. J.; BOUCHARD, S.; FARIA, D. M.; PEDRO, W. A.; RAUTENBACH, N. I. L.; ZORTÉA, M. Bats from Fazenda Intervals, southeastern Brazil - species account and comparison between different sampling methods. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.17, n.2. Curitiba: 2000, p.533-538.

- PULCHÉRIO-LEITE, A.; TADDEI, V. A.; MENEGHELLI, M. Morcegos (Chiroptera: Mammalia) dos Pantanaís de Aquidauana e da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul, I. Diversidade de espécies. *Ensaíos e Ciência*, v.2, n.2: Campo Grande: 1998, p.149-163.
- RACEY, P. A. Ecology of bat reproduction. In: KUNZ, T. H. (Ed.). *Ecology of bats*. New York: Plenum Press, 1982, p.57-104.
- REID, F. A. *A field guide to the mammals of Central America and southeast Mexico*. New York: Oxford University Press, 1997, 334 p.
- REID, F. A.; ENGSTROM, M. D.; LIM, B. K. Noteworthy records of bats from Ecuador. *Acta Chiropterologica*. v.2, n.1. Warsóvia: 2000, p.37-51.
- REIS, N. R. *Estudos ecológicos dos quirópteros de matas primárias e capoeiras da região de Manaus, Amazonas*. 242 f. Tese (Doutorado), Universidade do Amazonas, INPA. 1981. Manaus.
- _____. Estrutura de comunidade de morcegos na região de Manaus, Amazonas. *Revista Brasileira de Biologia*. v.44, n.3. Rio de Janeiro: 1984, p.247-254.
- REIS, N. R.; LIMA, I. P.; PERACCHI, A. L. Morcegos (Chiroptera) da área urbana de Londrina, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.19, n.3. Curitiba: 2002a, p.739-746.
- REIS, N. R.; MOK, W. Y. *Wangiella dermatitidis* isolated from bats in Manaus – Brasil. *Rev. Sabouraudia*. v.17. Edinburgh: 1979, p.213-218.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L. Quirópteros da região de Manaus, Amazonas, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Zoologia*. v.3, n.2. Belém: 1987, p.161-182.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; LIMA, I. P. Morcegos da Bacia do rio Tibagi. In: MEDRI, M. E.; BIANCHINI, E.; SHIBATTA, O. A.; PIMENTA, J. A. (Eds.). *A Bacia do rio Tibagi*. Londrina: 2002b, p.251-270.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; ONUKI, M. K. Quirópteros de Londrina, Paraná, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.10, n.3. Curitiba: 1993, p.371-381.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P. (Eds.). *Mamíferos do Brasil*. Londrina: 2006, 437p.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; SEKIAMA, M. L. Morcegos da fazenda Monte Alegre, Telémaco Borba, Paraná (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.16, n.2. Curitiba: 1999, p.501-505.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; SEKIAMA, M. L.; LIMA, I. P. Diversidade de morcegos (Chiroptera: Mammalia) em fragmentos florestais no estado do Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.17, n.3. Curitiba: 2000, p.697-704.
- REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; MULLER, M. F.; BASTOS, E. A.; SOARES, E. S. Quirópteros do Parque Estadual Morro do Diabo, São Paulo, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. v.56, n.1. Rio de Janeiro: 1996, p.87-92.
- RIBEIRO, N. A. B.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C.; MARQUES-AGUIAR, S. A.; GONÇALVES, A. C. O.; NEVES, A. C. B.; BARROS, R. M. S. Evolução cromossômica e filogenia de quatro espécies de morcegos nectarívoros do novo mundo (Phyllostomidae-Chiroptera). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE GENÉTICA, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Suplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000, p.32.
- RIBEIRO, N. A. B.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C.; MARQUES-AGUIAR, S.; BARROS, R. M. S. Evidências da megaevolução cariotípica em morcegos da espécie *Lonchophylla thomasi*. In: ENCONTRO BRASILEIRO PARA O ESTUDO DOS QUIRÓPTEROS, 4, 2003, Porto Alegre, *Anais do...*, Porto Alegre: PUCRS, 2003a, p.50.
- RIBEIRO, N. A. B.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C.; RISSINO, J. D.; GONÇALVES, A. C. O.; MARQUES-AGUIAR, S.; BARROS, R. M. S. Estudos citogenéticos em *Micronycteris nicoferi* (Phyllostomidae), *Glossophaga soricina* (Glossophaginae) e *Lionycteris spurrellii* (Lonchophyllinae): uma proposta para um problema filogenético em Phyllostomidae. In: ENCONTRO BRASILEIRO PARA O ESTUDO DOS QUIRÓPTEROS, 4, 2003, Porto Alegre, *Anais do...*, Porto Alegre: PUCRS, 2003b, p.51.
- RIBEIRO, N. A. B.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C.; RISSINO, J. D.; NEVES, A. C. B.; GONÇALVES, A. C. O.; MARQUES-AGUIAR, S.; ASSIS, M. F. L.; BARROS, R. M. S. Cytogenetic analysis in species of the subfamily Glossopaginae (Phyllostomidae-Chiroptera) supports a polyphyletic origin. *Caryologia*, v.56, n.1. Firenze: 2003c, p.85-95.
- RICK, A. M. Notes on bats from Tikal, Guatemala. *Journal of Mammalogy*. v.49, Lawrence: 1968, p.516-520.
- RINEHART, J. B.; KUNZ, T. H. *Rhinophylla pumilio*. *Mammalian species*. n.791. New York: 2006, p.1-5.
- RISKIN, D. K.; FENTON, M. B. Sticking ability in the Spix's disk-winged bat *Thyroptera tricolor* (Microchiroptera: Thyropteridae). *Canadian Journal of Zoology*. v.79, Toronto: 2001, p.2261-2267.
- RIVAS-PAVA, P.; SÁNCHEZ-PALOMINO, P.; CADENA, A. Estructura trófica de la comunidad de quirópteros en bosques de galería de la serranía de La Macarena (Meta-Colombia). In: *Contributions in Mammalogy: A memorial volume Honoring Dr. J. Knox Jones, Jr.* Austin: Museum of Texas Tech University. 1996. p.237-248.
- ROBERTS, A. *The mammals of South Africa*. Johannesburg: The mammals of South Africa Book Fund. 1951, 700p.
- RODRIGUES, F. H. G.; REIS, M. L.; BRAZ, V. S. Food habits of the frog-eating bat, *Trachops cirrhosus*, in Atlantic Forest of Northeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.10, n.1-2. Brasília: 2004, p.180-182.
- RODRIGUES, L. R. R.; BARROS, R. M. S.; MARQUES-AGUIAR, S.; ASSIS, M. F. L.; PIECZARKA, J. C.; NAGAMACHI, C. Y. Comparative cytogenetics of two phyllostomid bats. A new hypothesis to the origin of the rearranged X chromosome from *Artibeus lituratus*. *Caryologia*, v.56, n.4. Firenze: 2003, p.413-419.
- RODRIGUES, L. R. R.; BARROS, R. M. S.; ASSIS, M. F.; MARQUES-AGUIAR, S. A.; PIECZARKA, J. C.; NAGAMACHI, C. Y. Chromosome comparison between two species of *Phyllostomus* (Chiroptera – Phyllostomidae) from Eastern Amazonia, with some phylogenetic insights. *Genetics and Molecular Biology*, v.23, n.3. Ribeirão Preto: 2000, p.595-599.



- RODRIGUES, L. R. R.; GONÇALVES, A. C.; BARROS, R. M. S.; ASSIS, M. F. L.; MARQUES-AGUIAR, S.; PIECZARKA, J. C.; NAGAMACHI, C. Y. Cariótipos primitivos: uma comparação entre *Phyllostomus discolor* e *Glossophaga soricina* (Chiroptera-Phyllostomidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 22, 1998, Recife, *Livro de Resumos do...*, Recife: UFP, 1998, p.317.
- RODRÍGUEZ-H., B.; MONTERO, J. Primer registro de *Mimon crenulatum* (Chiroptera: Phyllostomidae) en la vertiente Pacífica de Centroamérica. *Brenesia*. v.55-56, San José: 2001, p.145-146.
- ROSA, A. R.; CARVALHO-FILHO, R. A.; SODRÉ, M. M. Levantamento da quiropterofauna no município de Guarulhos, Estado de São Paulo, Sudeste do Brasil. In: I Congresso Sul-americano de Mastozoologia, 2006, Gramado, *Livro de Resumos do...*, Gramado: 2006, p.55.
- RUI, A. M.; DREHMER, C. J. Anomalias e variações na fórmula dentária em morcegos do gênero *Artibeus* Leach (Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.21, n.3. Curitiba: 2004, p.639-648.
- RUI, A. M.; FABIAN, M. E.; MENEGHETTI, J. O. Distribuição geográfica e análise morfológica de *Artibeus lituratus* Olfers e de *Artibeus fimbriatus* Gray (Chiroptera, Phyllostomidae) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.16, n.2. Curitiba: 1999, p.447-460.
- SAMPAIO, E. M.; KALKO, E. K. V.; BERNARD, E.; RODRÍGUEZ-HERRERA, B.; HANDLEY JR., C. O. A biodiversity assessment of bats (Chiroptera) in a tropical lowland rainforest of central Amazonia, including methodological and conservation considerations. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, v.38, n.1. Lisse: 2003, p.17-31.
- SANBORN, C. C. The bats of the genus *Eumops*. *Journal of Mammalogy*. v.13, n.3. Lawrence: 1932, p.347-357.
- _____. External characters of the bats of the subfamily Glossophaginae. *Zoological Series of Field Museum of Natural History*. v.24, n.2. Chicago: 1943, p.271-277.
- _____. Bats of the genus *Micromycteris* and its subgenera. *Fieldiana Zoology*. v.31, Chicago: 1949, p.215-233.
- SANCHEZ H., J.; OCHOA G., J.; OSPINO, A. First record of *Eumops maurus* (Chiroptera: Molossidae) for Venezuela. *Mammalia*. v.56. Paris: 1992, p.151-152.
- SANCHEZ-HERNÁNDEZ, C.; ROMERO-ALMARAZ, M. L.; SCHNELL, G. D. New species of *Sturnira* (Chiroptera: Phyllostomidae) from northern South America. *Journal of Mammalogy*. v.86. Lawrence: 2005, p.866-872.
- SANMARTIN-GAJARDO, I.; SAZIMA, M. Chiropterophily in *Sinningia* (Gesneriaceae): *Sinningia brasiliensis* and *Paliavana prasinata* are bat-pollinated, but *P. sericiflora* is not. Not yet? *Annals of Botany*, v.95, New York: 2005, p.1097-1103.
- SANTOS, M.; AGUIRRE, L. F.; VÁZQUEZ, L. B.; ORTEGA, J. *Phyllostomus hastatus*. *Mammalian Species*. n.722. New York: 2003, p.1-6.
- SANTOS, N.; FAGUNDES, V.; YONENAGA-YASSUDA, Y.; SOUZA, M. J. Comparative karyology of Brazilian vampire bats *Desmodus rotundus* and *Diphylla ecaudata* (Phyllostomidae; Chiroptera): banding patterns, base-specific fluorochromes and FISH of ribosomal genes. *Hereditas*, v.134, Lund: 2001, p.189-194.
- _____. Localization of rRNA genes in Phyllostomidae bats reveals silent NORs in *Artibeus cinereus*. *Hereditas*, v.136, Lund: 2002, p.137-143.
- SANTOS, N.; SOUZA, M. J. Characterization of the constitutive heterocromatin of *Carollia perspicillata* (Phyllostomidae, Chiroptera) using the base-specific fluorochromes, CMA3 (GC) and DAPI (AT). *Caryologia*, v.51, Firenze: 1998a, p.51-60.
- _____. Use of fluorochromes CMA3 and DAPI in the study of constitutive heterocromatin and NORs in four species of bats (Phyllostomidae). *Caryologia*, v.51, Firenze: 1998b, p.265-278.
- SÃO PAULO. *Fauna ameaçada no Estado de São Paulo*. São Paulo: Secretaria do Meio Ambiente Governo do Estado de São Paulo, SMA/CED, 1998, 56p.
- SAZIMA, I. Observations on the feeding habits of phyllostomatid bats (*Carollia*, *Anoura*, and *Vampyrops*) in southeastern Brazil. *Journal of Mammalogy*. n.57. Lawrence: 1976, p.381-382.
- _____. Aspectos do comportamento alimentar do morcego hematófago *Desmodus rotundus*. *Boletim de Zoologia da Universidade de São Paulo*. v.3. São Paulo: 1978, p.97-119.
- SAZIMA, I.; SAZIMA, M. Solitary and Group Foraging: Two Flower-Visiting Patterns of the Lesser Spear-Nosed Bat *Phyllostomus discolor*. *Biotropica*. v.9, n.3. Washington: 1977, p.213-215.
- SAZIMA, I.; VIZOTTO, L. D.; TADDEI, V. A. Uma nova espécie de *Lonchophylla* da Serra do Cipó, Minas Gerais, Brasil (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Biologia*. v.38, n.1. São Carlos: 1978, p.81-89.
- SAZIMA, I.; VOGEL, S.; SAZIMA, M. Bat pollination of *Encholirium glaziovii*, a terrestrial bromeliad. *Plant Systematic and Evolution*. v.168, Wien: 1989, p.167-179.
- SAZIMA, M.; BUZATO, S.; SAZIMA, I. Bat pollinated flower assemblages and bat visitors at two Atlantic forest sites in Brazil. *Annals of Botany*, v.83, n.6. London: 1999, p.705-712.
- _____. *Dyssochroa viridiflorum* (Solanaceae): a reproductively bat-dependent epiphyte from the Atlantic Rainforest in Brazil. *Annals of Botany*, v.92, London: 2003, p.725-730.
- _____. Polinização de *Vriesea* por morcegos no sudeste brasileiro. *Revista Bromélia*, v.2, n.4. Rio de Janeiro: 1995, p.29-37.
- SAZIMA, M.; FABIAN, M. E.; SAZIMA, I. Polinização de *Luehea speciosa* (Tiliaceae) por *Glossophaga soricina* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Biologia*. v.42, São Carlos: 1982, p.505-513.
- SAZIMA, M.; SAZIMA, I. Additional observations on *Passiflora mucronata*, the bat-pollinated passion flower. *Ciência e Cultura*. v. 39, n.3. Campinas: 1987, p.310-312.
- _____. Bats visits to *Marcgravia myriostigma* Tr. et Planch. (Marcgraviaceae) in southeastern Brazil. *Flora*, v.169, London: 1980, p.84-88.
- SAZIMA, M.; SAZIMA, I.; BUZATO, S. Nectar by day and night: *Siphocampylus sulfureus* (Lobeliaceae) pollinated by hummingbirds and bats. *Plant Systematics and Evolution*. v.191, n.3/4. Wien: 1994, p.237-246.

- SCHMIDT, U.; SCHLEGEL, P.; SCHWEIZER, H.; NEUWEILER, G. Audition in vampire bats, *Desmodus rotundus*. *Journal of Comparative Physiology A: Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology* v.168, n.1. Berlin:1991, p.45-51.
- SCHNEIDER, M. Mastofauna. In: ALHO, C. J. R. (Coord.). *Fauna silvestre da região do rio Manso*, MT. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, Edições IBAMA, Centrais Elétricas do Norte do Brasil, 2000, p.217-238.
- SCHUTT, W. A.; MURADALI, E.; MONDOL, N.; JOSEPH, K.; BROCKMANN, K. Behavior and maintenance of captive white-winged vampire bats, *Diaemus youngi*. *Journal of Mammalogy* v.80, n.1. Lawrence: 1999, p.71-81.
- SCULLY, W. M. R. *A comparative histological examination of scent glands in selected Chiroptera*. 77 p. Thesis of Masters of Science - Graduate Programme in Biology. York University, North York, Ontário, 1977.
- SCULLY, W. M. R.; FENTON, M. B.; SALEUDDIN, A. S. M. A histological examination of the holding sacs and glandular scent organs of some bat species (Emballonuridae, Hipposideridae, Phyllostomidae, Vespertilionidae, and Molossidae). *Canadian Journal of Zoology*, v.78, Ottawa: 2000, p.613-623.
- SEABRIGHT, M. A rapid banding technique for human chromosomes. *Lancet*, v.2, 1971, p.971-972.
- SEKIAMA, M. L.; REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; ROCHA, V. J. Morcegos do Parque Nacional do Iguaçu, Paraná (Chiroptera, Mammalia). *Revista Brasileira de Zoologia* v.18, n.3. Curitiba: 2001, p.749-754.
- SETZ, E. Z. F. Animals In The Nambiquara Diet: Methods Of Collection And Processing. *Journal of Ethnobiology* v.11, n.1. Chapel Hill: 1991, p.1-22.
- SETZ, E. Z. F.; SAZIMA, I. Bats eaten by Nambiquara Indians in Western Brazil. *Biotropica* v.19, n.2. Washington: 1987, p.190-190.
- SHUMP JR., K. A.; SHUMP, A. U. *Lasiurus borealis*. *Mammalian Species* n.183. New York: 1982a, p.1-6.
- _____. *Lasiurus cinereus*. *Mammalian Species* n.185. New York: 1982b, p.1-5.
- SICK, H. *Ornitologia brasileira*. Rio de Janeiro: Editor Nova Fronteira, 1997, 862p.
- SILVA TABOADA, G. Lista de los parasitos hallados en murciélagos cubanos. *Poeyanna, serie A*, v.12: 1965, p.1-14.
- _____. *Los murciélagos de Cuba*. Editorial Academia, Havana: 1979, 423 p.
- SILVA, A. M.; BARROS, R. M. S.; MARQUES-AGUIAR, S. A.; NAGAMACHI, C. Y. PIECZARKA, J. Comparação cariotípica entre *Uroderma magnirostrum* e *U. bilobatum* (citótipo 2n = 42) (Chiroptera: Phyllostomidae). In: Congresso Nacional de Genética, 46, 2000, Águas de Lindóia, *Genetics and Molecular Biology (Suplement)*, Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2000, p.30.
- SILVA, A. M.; MARQUES-AGUIAR, S. A.; BARROS, R. M. S.; NAGAMACHI, C. Y.; PIECZARKA, J. C. Comparative cytogenetic analysis in the species *Uroderma magnirostrum* and *U. bilobatum* (cytotype 2n=42) (Phyllostomidae, Stenodermatinae) in the Brazilian Amazon. *Genetics and Molecular Biology*, v.28, n.2. Ribeirão Preto: 2005, p.248-253.
- SILVA, F. Três novas ocorrências de quirópteros para o Rio Grande do Sul, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Iheringia, série Zoologia* v.43, Porto Alegre: 1975, p.51-53
- _____. *Guia para determinação de morcegos: Rio Grande do Sul*. Porto Alegre: Martins Livreiro, 1985, 77p.
- SILVA, S. S. P.; PERACCHI, A. L. Observação da visita de morcegos (Chiroptera) às flores de *Pseudobombax grandiflorum* (Cav.) A Robyns. *Revista Brasileira de Zoologia* v.12, n.4. Curitiba: 1995, p.859-865.
- _____. Visit of bats to flowers of *Lafoensia ghyptocarpa* Koehne (Lythraceae). *Revista Brasileira de Biologia* v.59, n.1. São Carlos: 1999, p.19-22.
- SILVA, S. S. P.; PERACCHI, A. L.; ARAGÃO, A. O. Visita de *Glossophaga soricina* às flores de *Bauhinia cupulata* Benth (Leguminosae, Caesalpinioideae). *Revista Brasileira de Biologia* v.57, n.1. São Carlos: 1996a, p.89-92.
- SILVA, S. S. P.; PERACCHI, A. L.; DIAS, D. Visita de *Glossophaga soricina* (Pallas, 1766) às flores de *Eugenia jambos* L. (Myrtaceae). *Revista Universidade Rural, Série Ciências da Vida* v.18, n.1-2. Seropédica: 1996b, p.67-71.
- SIMMONS, N. B. The case for Chiropteran Monophyly. *American Museum Novitates* n.3103. New York: 1994, 54 p.
- _____. A new species of *Micronycteris* (Chiroptera: Phyllostomidae) from Northeastern Brazil, with comments on phylogenetic relationships. *American Museum Novitates* n.3158, New York: 1996, p.1-34.
- _____. A reappraisal of interfamilial relationships of bats. In: KUNZ, T. H.; RACEY, P. A. (Eds.) *Bat: biology and conservation*. Washington: Smithsonian Institution Press, 1998, p.3-26.
- _____. Order Chiroptera. In: WILSON, D. E.; REEDER, D. M. (Eds.). *Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference*. 3.ed. v.1. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005, p.312-529.
- SIMMONS, N. B.; CONWAY, T. M. Phylogenetic relationships of the mormoopid bats (Chiroptera: Mormoopidae) based on morphological data. *Bulletin of the American Museum of Natural History* v.258. New York: 2001, p.1-97.
- SIMMONS, N. B.; GEISLER, J. H. Phylogenetic relationships of *Icaronycteris*, *Archaeonycteris*, *Hassianycteris* and *Palaeochiropteryx* to extant bat lineages, with comments on the evolution of echolocation and foraging strategies in Microchiroptera. *Bulletin of the American Museum of Natural History* v.235. New York: 1998, p.1-182.
- SIMMONS, N. B.; HANDLEY JR., C. O. A revision of *Centronycteris* Gray (Chiroptera, Emballonuridae) with notes on natural history. *American Museum Novitates* v.3239, New York: 1998, p.1-28.
- SIMMONS, N. B.; VOSS, R. S. The mammals of Paracou, French Guiana: a neotropical lowland rainforest fauna part 1. Bats. *Bulletin of The American Museum of Natural History* v.237. New York: 1998, p.1-219.
- _____. A new Amazonian species of *Micronycteris* (Chiroptera: Phyllostomidae), with notes on the roosting habits of sympatric congeners. *American Museum Novitates* n.3358, New York: 2002, p.1-14.
- SIMMONS, N. B.; VOSS, R. S.

- PECKHAM, H. C. The bat fauna of São, French Guiana. *Acta Chiropterologica*. v.2, n.1, Warszawa: 2000, p.23-36.
- SIMMONS, N. B.; WETTERER, A. L. Phylogeny and convergence in cactophilic bats. In: FLEMMING, T.; VALIENTE-BANUET, A. (Eds.) *Evolution, ecology, and conservation of columnar cacti and their mutualists*, Tucson: University of Arizona Press. 2002. p.87-121
- SIMPSON, G. G. *Princípios de Taxonomia Animal*. Lisboa : Fundação Calouste Gulbenkian. 1989.
- SIPINSKI, E. A.; REIS, N. R. Dados ecológicos dos quirópteros da Reserva Volta Velha, Itapóá, Santa Catarina, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.12, n.3. Curitiba: 1995, p.519-528.
- SITES JR., J. W.; BICKHAM, J. W.; HAIDUK, M. W. Conservative chromosomal change in the bat family Mormoopidae. *Canadian Journal of Genetics and Cytology*. v.23, Ottawa: 1981, p.459-467.
- SLAUGHTER, B. H.; WALTON, D. W. *About bats: A chiropteran symposium*. Dallas: Southern Methodist University Press, 1970, 339 p.
- SMITH, J. D. Chiropteran evolution. In: BAKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds.). *Biology of bats of the New World family Phyllostomatidae*, part I. *Special Publications of the Museum, Texas Tech University*. v.10, Lubbock: 1976, p.49-69.
- SODRÉ, M. M.; ROSA, A. R. Presença de morcegos insetívoros (Mammalia, Chiroptera) em abrigos artificiais, na cidade de São Paulo, Sudeste do Brasil. In: Congresso Sul-Americano de Mastozoologia, I, 2006, Gramado, *Livro de Resumos do...*, Gramado: 2006, p.57.
- SODRÉ, M. M.; UIEDA, W. First record of the ghost bat *Diclidurus scutatus* Peters (Mammalia, Chiroptera, Emballonuridae) in São Paulo city, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.23, n.3. Curitiba: 2006, p.897-898.
- SOLARI, S.; BAKER, R. J. Mitochondrial DNA sequence, karyotypic, and morphological variation in the *Carollia castanea* species complex (chiroptera:Phyllostomidae) with description of a new species. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*. n.254. Lubbock: 2006, p.1-16.
- SOLARI, S.; VAN DEN BUSSCHE, R. A.; HOOFFER, S. R.; PATTERSON, B. D. Geographic distribution, ecology, and phylogenetic affinities of *Thyroptera lavalii* Pine 1993 *Acta Chiropterologica*. v.6. n.2. Warszawa: 2004, p.293-302.
- SOLMSEN, E. H. New world nectar-feeding bats: biology, morphology and craniometric approach to systematics. *Bonner Zoologische Monographien*. v.44, Bonn: 1998, p.1-118.
- SORIANO, P. J.; RUIZ, A.; NASSAR, J. M. Notas sobre la distribución e importancia ecológica de los murciélagos *Leptonycteris curasoae* y *Glossophaga longirostris* en zonas áridas andinas. *Ecotropicos*. v.13, n.2. Caracas: 2000, p.91-95.
- SOSA, M.; SORIANO, P. J. Resource availability, diet and reproduction in *Glossophaga longirostris* (Mammalia: Chiroptera) in an arid zone of the Venezuelan Andes. *Journal of Tropical Ecology*. v.12, n.6. Cambridge: 1996, p.805-818.
- SOUSA, M. A. N.; LANGGUTH, A.; GIMENEZ, E. A. Mamíferos de Brejos de Altitude Paraíba e Pernambuco. In: PORTO, K.; CABRAL, J. J. P. ; TABARELLI, M. (Org.) *Brejos de altitude: historia natural, ecologia e conservação*. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2004. p.229-254.
- SOUZA, M. J. Regiões organizadoras de nucléolo em seis espécies de morcegos da família Phyllostomidae. *Ciência e Cultura (Suplemento)*, v.37, Campinas: 1985, p.739-740.
- SOUZA, M. J.; ARAÚJO, M. C. P. Estudo comparativo dos padrões de heterocromatina constitutiva em *Artibeus jamaicensis* e *Artibeus cinereus* (Chiroptera). *Ciência e Cultura (Suplemento)*. v.38, Campinas: 1987, p.870.
- _____. Conservative pattern of the G-bands and diversity of C-banding patterns and NORs in Stenodermatinae (Chiroptera-Phyllostomatidae). *Revista Brasileira de Genética*. v.13, n.2. Ribeirão Preto: 1990, p.255-268.
- SOUZA, M. J.; CORREIA, S. I. C. Estudo das RONS em exemplares de *Artibeus* coletados em Pernambuco (Chiroptera, Phyllostomatidae). *Ciência e Cultura (Suplemento)*. v.36, Campinas: 1984, p.850.
- STARRETT, A. *Cyttarops alecto*. *Mammalian Species*. v.13, New York: 1972, p.1-2.
- STEVENS, R. D. Untangling latitudinal richness gradients at higher taxonomic levels: familial perspectives on the diversity of New World bat communities. *Journal of Biogeography*, v.31, Oxford: 2004, p.665-674.
- STOCK, A. D. Chromosome banding pattern homology and its phylogenetic implications in the bat genera *Carollia* and *Choeronycteris*. *Cytogenetics and Cell Genetics*. v.14, 1975, p.34-41.
- STUTZ, W. H.; ALBUQUERQUE, M. C.; UIEDA, W.; MACEDO, E. M.; FRANÇA, C. B. Updated list of Uberlândia bats (Minas Gerais State, Southeastern Brazil). *Chiroptera Neotropical*. v.10 n.1-2. Brasília: 2004, p.188-190.
- SUMNER, A. T. A simple technique for demonstrating centromeric heterochromatin. *Experimental Cell Research*. v.75, 1972, p.304-306.
- SWANEPOEL, P.; GENOWAYS, H. H. Morphometrics. In *Biology of bats of the New World family Phyllostomidae*. Part III BARKER, R. J.; JONES JR., J. K.; CARTER, D. C. (Eds.). *Special Publication of the Museum of Texas Tech. University*. v.16 Lubbock: 1979, p.13-106.
- TADDEI, V. A. Phyllostomidae (Chiroptera) do Norte-Occidental do Estado de São Paulo. II - Glossophaginae, Carollinae, Sturnirinae. *Ciência e Cultura*. v.27, n.7. Campinas: 1975a, p.723-734.
- _____. Phyllostomidae (Chiroptera) do Norte-Occidental do Estado de São Paulo. I - Phyllostominae. *Ciência e Cultura*. v.27, n.6. São Paulo: 1975b, p.621-632.
- _____. The reproduction of some Phyllostomidae (Chiroptera) from the northwestern region of the State of São Paulo. *Boletim de Zoologia, Universidade de São Paulo*. v.1. São Paulo: 1976, p.313-330.
- _____. Biologia reprodutiva de Chiroptera: perspectivas e problemas. *Interfaces*. v.6. São José do Rio Preto: 1980, p.1-18.
- TADDEI, V. A.; GONÇALVES, C. A.; PEDRO, W. A.; TADEI, W. J.; KOTAIT, I.; ARIETA, C. *Distribuição do morcego vampiro Desmodus rotundus no Estado de São Paulo e a raiva dos animais domésticos*. Campinas: Impresso Especial da CATI, 1991.107p.
- TADDEI, V. A.; NOBILE, C. A.;

- MORIELLE-VERSUTE, E. Distribuição Geográfica e análise morfométricas comparativa em *Artibeus obscurus* (Schinz, 1821) e *Artibeus fimbriatus* Gray, 1838 (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Ensaios em Ciência*. v.2., n.2. Campo Grande: 1998, p.71-127.
- TADDEI, V. A.; PEDRO, W. A. A record of *Lichonycteris* (Chiroptera: Phyllostomidae) from northeast Brazil. *Mammalia*. v.57, n.3. Paris: 1993. p.454-456.
- _____. *Micronycteris brachyotis* (Chiroptera, Phyllostomidae) from the state of São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*. v.56, n.2. São Carlos: 1996, p. 217-222.
- TADDEI, V. A.; SOUZA, S. A.; MANUZZI, J. L. Notas sobre uma coleção de *Lonchophylla bokermanni* de Ilha Grande, Sudeste do Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Biologia*. v.48, n.4. São Carlos: 1988, p.851-855.
- TADDEI, V. A.; UIEDA, W. Distribution and morphometrics of *Natalus stramineus* from South America (Chiroptera, Natalidae). *Iheringia, sér. Zool.* v.91. Porto Alegre: 2001, p.123-132.
- TADDEI, V. A.; VIZOTTO, L. D.; MARTINS, M. Notas taxonômicas e biológicas sobre *Molossops brachymeles cerastes* (Thomas, 1901) (Chiroptera – Molossidae). *Naturalia*. v.2. São José do Rio Preto: 1976, p.61-69.
- TADDEI, V. A.; VIZOTTO, L. D.; SAZIMA, I. Notas sobre *Lionycteris* e *Lonchophylla* nas coleções do Museu Paraense Emílio Goeldi (Mammalia: Chiroptera: Phyllostomidae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Nova Série, Zoologia*. v.92. Belém: 1978, p.1-14.
- _____. Uma nova espécie de *Lonchophylla* do Brasil e chave para identificação das espécies do gênero (Chiroptera, Phyllostomidae). *Ciência e Cultura*. v.35, n.5. Campinas: 1983, p.625-629.
- TAMSITT, J. R.; HÄUSER, C. *Sturnira magna*. *Mammalian Species*. n.240. New York: 1985, p.1-4.
- TAMSITT, J. R.; VALDIVIESO, D.; HERNANDEZ, J.C. Additional Records of *Choeromiscus* in Colombia. *Journal of Mammalogy*. vol.46, n. 4, Lawrence: 1965, p.704.
- TATE, G. H. H. Review of the vespertilionine bats, with special attention to genera and species of the archbold collections. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.80, n.47. New York: 1943, p.221-297.
- TAVARES, V. C.; GREGORIN, R.; PERACCHI, A. L. Sistemática: a diversidade de morcegos no Brasil. In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. (Orgs.). *Morcegos do Brasil: biologia, sistemática, ecologia e conservação*. no prelo.
- TAVARES, V. C.; TADDEI, V. A. Range extension of *Micronycteris schmidtorum* Sanborn 1935 (Chiroptera: Phyllostomidae) to the Brazilian Atlantic forest, with comments on taxonomy. *Mammalia*. v.67, n.03, Paris: 2003, p.463-467.
- TEIXEIRA, S. C.; PERACCHI, A. L. Morcegos do Parque Estadual da Serra da Tiririca, Rio de Janeiro, Brasil (Mammalia, Chiroptera). *Revista Brasileira de Zoologia*. v.13, n.1. Curitiba: 1996, p.61-66.
- TEJEDOR, A. First record of *Saccopteryx canescens* (Chiroptera: Emballonuridae) for Southeastern Peru. *Chiroptera Neotropical*. v.9, n.1-2. Brasília: 2003, p.163-164.
- _____. A new species of funnel-eared bat (Natalidae: *Natalus*) from Mexico. *Journal of Mammalogy*. v.86, n.6. Lawrence: 2005, p.1109-1120.
- THEODOR, O. An illustrated catalogue of the Rothschild Collection of Nycteribiidae (Diptera) in the British Museum (Natural History), with keys and short descriptions for the identification of subfamilies, genera, species and subspecies. *British Museum (Natural History) Publication*. v. 665. 1967, p.1-506.
- THIES, W.; KALKO, E. K. V. Phenology of neotropical pepper plants (Piperaceae) and their association with their main dispersers, two short-tailed fruit bats, *Carollia perspicillata* and *C. castanea* (Phyllostomidae). *Oikos* n.104. London: 2004, p.362-376.
- THOMAS, M. *Carollia brevicauda*. In: Bocas del Toro Species Databases, Smithsonian Tropical Research Institute. Disponível em: <http://striweb.si.edu/bocas_database/details.php?id=1766>. Acesso em: 30 out. 2006a.
- _____. *Carollia castanea*. In: Bocas del Toro Species Databases, Smithsonian Tropical Research Institute. Disponível em: <http://striweb.si.edu/bocas_database/details.php?id=1767>. Acesso em: 30 out. 2006b.
- THOMAS, O. New Neotropical *Chiropterus*, *Sciurus*, *Neacomys*, *Coendou*, *Proechimys*, and *Marmosa*. *Annals and Magazine of Natural History*. v.7, n.16, London: 1905, p.308-314.
- _____. Notes on bats of the genus *Histiotus*. *Annals and Magazine Natural History*. S.8. London: 1916, p.272-276.
- TIMM, R. M. Tent construction by the bats of the genera *Artibeus* and *Uroderma*. *Fieldiana Zoology (New Series)*. v.39. Chicago: 1987, p.187-212.
- TIRANTI, S. I. The karyotype of *Myotis levis dinelli* (Chiroptera; Vespertilionidae) from South America. *Texas Journal Science*, v.48, n.2. Lubbock: 1996, p.143-146.
- TIRIRA, D. Mamíferos del Ecuador, Diversidad: *Cynomops parvus* (Thomas, 1901) . Página en internet (Enero 2006). Versión 1.1. Ediciones Murciélagos Blanco. Quito. <<http://www.terraecuador.net/mamiferosdelecuador/diversidad.htm>> Acesso: 23/01/2007.
- TOLEDO, L. A. *Estudos citogenéticos em morcegos brasileiros (Mammalia: Chiroptera)*. Tese de doutorado, Faculdade de Ciências Médicas e Biológica de Botucatu, USP, Botucatu. 1973.
- TRAJANO, E. New records of bats from southeastern Brazil. *Journal of Mammalogy*. v.63, n.3. Lawrence: 1982, p.529.
- _____. Ecologia de populações de morcegos cavernícolas em uma região cárstica do Sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.2. n.5. Curitiba: 1984, p.255-320.
- TRAJANO, E.; GIMENEZ, E. A. Bat community in a cave from eastern Brazil, including a new record of *Lionycteris* (Phyllostomidae, Glossophaginae). *Studies on the Neotropical Fauna and Environment*, v.33, n.2/3. Lisse: 1998, p.69-75.
- TSCHAPKA, M. Energy density patterns of nectar resources permit coexistence within a guild of Neotropical flower-visiting bats. *Journal of Zoology*. n.263. London: 2004, p.7-21.
- _____. Reproduction of the bat *Glossophaga commissarisi* (Phyllostomidae: Glossophaginae) in the Costa Rican forest



- during frugivorous and nectarivorous periods. *Biotropica*, v.37. n.3. Washington: 2005, p.409-415.
- TSCHAPKA, M.; DRESSLER, S. Chiropterophily: on bat-flowers and flower-bats. *Curtis's Botanical Magazine*, ser. 6, v.19, n.2. London: 2002, p.114-125.
- TSCHAPKA, M.; Von HELVERSEN, O.; BARTHLOTT, W. Bat pollination of *Weberocereus tunilla*, an epiphytic rain forest cactus with functional flagelliflory. *Plant Biology*, v.1, Stuttgart: 1999, p.554-559.
- TUCKER, P. K. Sex chromosome-autosome translocations in the leaf-nosed bats, family Phyllostomidae. I. Mitotic analyses of the subfamilies Stenodermatinae and Phyllostominae. *Cytogenetics and Cell Genetics*. v.43, 1986, p.19-27.
- TUCKER, P. K.; BICKHAM, J.W. Sex chromosome-autosome translocations in the leaf-nosed bats, family Phyllostomidae. *Cytogenetics and Cell Genetics*. v.43, 1986, p.28-37.
- TURNER, D. C. *The vampire bat. A field study in behavior and ecology*. Baltimore: The Johns Hopkins University Press, 1975, 145p.
- TUTTLE, M. D. Distribution and zoogeography of Peruvian bats, with comments on natural history. *The University of Kansas, Science Bulletin*, v.49. n.2. Lawrence: 1970, p.45-86.
- TUTTLE, M. D.; RYAN, M. J. Bat predation and the evolution of frog vocalizations in the Neotropics. *Science*. v.214. Washington: 1981. p.677-678.
- TWENTE, J. W. Ecological observations on a colony of *Tadarida mexicana*. *Journal of Mammalogy*, v.37 n.1 Lawrence: 1956, p.42-47.
- UIEDA, W. Comportamento alimentar do morcego hematófago, *Diaemus youngi*, em aves domésticas. *Revista Brasileira de Biologia*. v.53, n.4. São Carlos: 1993, p.529-538.
- UIEDA, W.; HAYASHI, M. M. Unusual food item of the Lesser Spear-nosed bat, *Phyllostomus discolor*. *Bat Research News*. v.37, n.2/3. Bloomington: 1996, p.37-38.
- UIEDA, W.; HAYASHI, M. M.; GOMES, L. H.; SILVA, M. M. S. Espécies de quirópteros diagnosticadas com raiva no Brasil. *Boletim do Instituto Pasteur*. v.2, n.1. São Paulo: 1996. 17-36.
- UIEDA, W.; SAZIMA, I.; STORTI-FILHO, A. Aspectos da biologia do morcego *Furipterus horrens*. *Revista Brasileira de Biologia*. v.40. n.1. São Carlos: 1980, p.59-66.
- UIEDA, W.; TADDEI, V. A. Ocorrência de *Molossops brachymeles mastivus* Thomas, 1911, no Brasil (Chiroptera, Molossidae). *Zoo Intertropica*, v.8. São Jose do Rio Preto: 1980, p.1-8.
- VAN DEN BUSSCHE, R. A.; BAKER, R. J.; HUELSENBECK, J. P.; HILLIS, D.M. Base Compositional Bias and Phylogenetic Analyses: A Test of the "Flying DNA" Hypothesis. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. v.13. n.3. New York: 1998, p.408-416.
- VAN DEN BUSSCHE, R. A.; HOOFFER, S. R.; SIMMONS, N. B. Phylogenetic relationships of mormoopid bats using mitochondrial gene sequences and morphology. *Journal of Mammalogy*. v.83. Lawrence: 2002, p.40-48.
- VAN DER STRICH, O. 1910 *apud* BOVEY, R. Les chromosomes des chiropteres et des insectivores. *Revue Suisse de Zoologie*, v. 6, Genève: 1949, p.375-460.
- VAN DEUSEN, H. M. Yellow bat collected over South Atlantic. *Journal of Mammalogy*, v.42. Lawrence: 1961, p.530-531.
- VARELA, E. A.; VACCARO, O. B.; TRÉMOUILLES, E. R. 2004. Quirópteros de la ciudad de Buenos Aires y la provincia de Buenos Aires, Argentina. Part II. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales*. v.6, n.1. Buenos Aires: 2004, p.183-190.
- VARELLA-GARCIA, M.; MORIELLE-VERSUTE, E.; TADDEI, V. A. A survey of cytogenetic data on brazilian bats. *Revista Brasileira de Genética*. v.12, n.4. Ribeirão Preto: 1989, p.761-793.
- VARELLA-GARCIA, M.; TADDEI, V. A. Análise cariotípica em *Chiroderma doriae* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Ciência e Cultura (Suplemento)*, v.37, Campinas: 1985, p.790.
- _____. Citogenética de quirópteros: Métodos e aplicações. *Revista Brasileira de Zoologia*. v.6, n.2. Curitiba: 1989, p.297-323.
- VAUGHAN, T. A.; RYAN, J. M.; CZAPLEWSKI, N.J. *Mammalogy*. 4th ed. USA: Thompson Learning, Inc, 2000, 565 p.
- VEHRENCAMP S. L.; STILES, F. G.; BRADBURY, J. W. Observations on the foraging behavior and avian prey of the neotropical carnivorous bat, *Vampyrus spectrum*. *Journal of Mammalogy*. v.58, Lawrence: 1977, p.469-478.
- VELAZCO, P.M. Filogenia de murciélagos del género *Platyrrhinus* Saussure, 1860 (Chiroptera: Phyllostomidae) con la descripción de cuatro nuevas especies. *Fieldiana, Zoology (New Series)*. n.105. Chicago: 2005, p.1-53.
- VICENTE. E. C.; PEDRO, W. A.; ZORTÉA, M.; TADDEI, V. A. Distributional extension and morphometrics of *Platyrrhinus recifinus* (Chiroptera, Phyllostomidae), with comments on taxonomy. *Revista Brasileira de Zoologia*. Curitiba: no prelo.
- VIEIRA, C. O. C. Ensaio monográfico sobre os quirópteros do Brasil. *Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo* v.3, n.8. São Paulo: 1942, p.1-471.
- _____. Sobre uma coleção de mamíferos do Estado de Alagoas. *Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo*. v.8, São Paulo: 1953, p.209-222.
- _____. Lista remissiva dos mamíferos do Brasil. *Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo*. v.8, n.2. São Paulo: 1955, p.341-464.
- VIEIRA, M. F.; CARVALHO-OKANO, R. M. Pollination Biology of *Mabea fistulifera* (Euphorbiaceae) in Southeastern Brazil. *Biotropica*. v.28, n.1. Washington: 1996, p.61-68.
- VILAMIU, R. P.; CORRÊA, M. M.; PESSOA, L. M. Descrição cariotípica de *Noctilio albiventris* (Noctilionidae) da RPPN SESC-MT. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 24, 2002, Itajaí, *Livro de Resumos do...*, Itajaí: Ed. Berger, 2002, p.510.
- VILLA-R., B. *Los murciélagos de México*. México: Instituto de Biología, Universidade Nacional Autónoma de México, 1966, 491p.
- VIZOTTO, L. D.; RODRIGUES, V.; DUMBRA, A. J. Sobre ocorrência e dados biométricos de *Pteronotus (Pteronotus) gymnotus* (Natterer, in Wagner, 1843), no Estado do Piauí (Chiroptera-Mormoopidae). *Revista Nordestina de Biologia*. v.3 (especial). Recife: 1980, p.246-247.
- VIZOTTO, L. D.; TADDEI, V. A. Chave

- para determinação de quirópteros brasileiros. *Revista da Faculdade de Filosofia Ciências e Letras São José do Rio Preto - Boletim de Ciências*. n.1. São José do Rio Preto: 1973. p.1-72.
- _____. Notas sobre *Molossops temminckii temminckii* e *Molossops planirostris* (Chiroptera-Molossidae). *Naturalia*. v.2. São Jose do Rio Preto: 1976 p.47-59.
- VOGEL, S. Chiropterophilie in der neotropischen Flora. Neue Mitteilungen III, II. Spezieller Teil (Fortsetzung). *Flora, Abt. B*. v.158. Jena: 1969, p.289-323.
- VOIGT, C. C.; STREICH, W. J. Queuing for harem access in colonies of the greater sac-winged bat. *Animal Behaviour*, v.65, London: 2003, p.149-156.
- VOIGT, C. C.; Von HELVERSEN, O. Storage and display of odour by male *Saccopteryx bilineata* (Chiroptera, Emballonuridae). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, v.47, New York: 1999, p.29-40.
- VOLLETH, M.; KLETT, C.; KOLLAK, A.; DIXKENS, C.; WINTER, Y.; JUST, W.; VOGEL, W.; HAMEISTER, H. ZOO-FISH analysis in a species of the order Chiroptera: *Glossopaga soricina* (Phyllostomidae). *Chromosome Research*, v.7, Dordrecht: 1999, p.57-64.
- VON HELVERSEN, D.; VON HELVERSEN, O. Acoustic guide in bat-pollinated flower. *Nature*, v.398, London: 1999, p.759-760.
- VON HELVERSEN, O.; WINKLER, I.; BESTMANN, H. J. Sulphurcontaining "perfumes" attract flower visiting bats. *Journal of Comparative Physiology, A*, v.186, New York: 2000, p.143-153.
- VONHOF, M. J. *Rhogeessa tumida*. *Mammalian Species*. n.633. New York: 2000, p.1-3.
- VONHOF, M. J.; WHITEHEAD, H.; FENTON, M. B. Analysis of Spix's disc-winged bat association patterns and roosting home ranges a novel social structure among bats. *Animal Behaviour*. v.68. Bloomington: 2004, p.507- 521.
- VOSS, R. S.; EMMONS, L. H. Mammalian diversity in neotropical lowland rainforests: a preliminary assessment. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.230. New York: 1996, p.1-115.
- VOSS, W. A. Ensaio de lista sistemática dos mamíferos do Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de São Leopoldo*. n.25. São Leopoldo: 1973, p.1-36.
- WAINBERG, R. L. Cytotaxonomy of South American Chiroptera. *Archives de Biologie (Liège)*, v.77, Paris: 1966, p.411-423.
- WARNER, J. W.; PATTON, J. L.; GARDNER, A. L.; BAKER, R. J. Karyotypic analysis of twenty-one species of molossid bats (Molossidae: Chiroptera). *Canadian Journal of Genetics and Cytology*. v.16, Ottawa: 1974, p.165-176.
- WATKINS, L. C.; JONES JR., J. K.; GENOWAYS, H. H. Bats of Jalisco, Mexico. *Special Publications, The Museum, Texas Tech University*. v.1. Lubbock: 1972, p.1-44.
- WEBSTER, D.; OWEN, R. D. *Pygoderma bilabiatum*. *Mammalian Species*. n.220. New York: 1984, p.1-3.
- WEBSTER, W. D. Systematics and evolution of bats of the genus *Glossopaga*. *Special Publications, The Museum, Texas Tech University*. v.36, n.1 Lubbock : 1993, p.1-184.
- WEBSTER, W. D.; HANDLEY JR., C. O.; SORIANO, P. J. *Glossopaga longirostris*. *Mammalian Species*. v.576, New York: 1998, p.1-5.
- WEINBEER, M.; KALKO, E. K. V. Morphological characteristics predict alternate foraging strategy and microhabitat selection in the orange-bellied bat, *Lamproncycteris brachyotis*. *Journal of Mammalogy*. v.85, n.6. Lawrence: 2004, p.1116-1123.
- WENDT, T.; CANELA, M. B. F.; OLIVEIRA, A. P. G.; RIOS, R. I. Reproductive Biology and natural hybridization between two endemic species of *Pitcairnia* (Bromeliaceae). *American journal of Botany*, v.88, n.10. Columbus: 2001, p.1760-1767.
- WETTERER, A. L.; ROCKMAN, M. V.; SIMMONS, N. B. Phylogeny of phyllostomid bats (Mammalia, Chiroptera): data from diverse morphological systems, sex chromosomes, and restriction sites. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. v.248. New York: 2000. p.1-200.
- WHITAKER JR., J. O.; FINDLEY, J. S. Foods eaten by some bats from Costa Rica and Panama. *Journal of Mammalogy*. v.61, n.3. Lawrence: 1980, p.540-544
- WILKINS, T. K. *Tadarida brasiliensis*. *Mammalian Species*. v.331. New York: 1989 p.1-10.
- WILKINSON, G. The social organization of the common vampire bat. *Behavioral Ecology and Sociobiology* v.17. n.2. Berlin: 1985, p.111-122.
- _____. Social grooming in the common vampire bat, *Desmodus rotundus*. *Animal Behaviour*. v.34. n.6. Bloomington: 1986, p.1880-1889.
- WILLIAMS, D. F. Taxonomic and karyologic comments on small brown bats, genus *Eptesicus*, from South America. *Annals of Carnegie Museum*. v.47, Pittsburg: 1978, p.361-383.
- WILLIAMS, D. F.; MARES, M. A. Karyological affinities of the South American big-eared bat, *Histiotus montanus* (Chiroptera, Vespertilionidae). *Journal of Mammalogy*. v.59, Lawrence: 1978, p.844-846.
- WILLIAMS, S. L.; GENOWAYS, H. H. Results of the Alcoa Foundation – Suriname Expeditions. II. Additional records of bats (Mammalia: Chiroptera) from Suriname. *Annals of the Carnegie Museum of Natural History*. v.49, n.15. Pittsburg: 1980a, p.213-236.
- _____. Results of the Alcoa Foudation-Suriname Expedition. IV. A new species of bat of the genus *Molossops* (Mammalia: Molossidae). *Annals of Carnegie Museum*. v.49 n.25. Pittsburg: 1980b, p.487-498.
- WILLIAMS, S. L.; WILLIG, M. R.; REID, F. A. Review of the *Tonatia bidens* complex (Mammalia: Chiroptera), with descriptions of two new subspecies. *Journal of Mammalogy*. v.76, n.2. Lawrence: 1995, p.612-626.
- WILLIG, M. R. Composition, microgeographic variation, and sexual dimorphism in Caatingas and Cerrado bat communities from northeast Brazil. *Bulletin of the Carnegie Museum of Natural History*. v.23, Pittsburg: 1983, p.1-131.
- _____. Reproductive activity of female bats from Northeast Brazil. *Bat Research News*. v.26. Bloomington: 1985a, p.17-20.
- _____. Reproductive patterns of bats from Caatingas and Cerrado biomes of



- Northeast Brazil. *Journal of Mammalogy*. v.66. Lawrence: 1985b. p.668-681.
- WILLIG, M. R.; CAMILO, G. R.; NOBILE, S. J. Dietary overlap in frugivorous and insectivorous bats from edaphic cerrado habitats of Brazil. *Journal of Mammalogy*. v.74, n.1. Lawrence: 1993, p.117-128.
- WILLIG, M. R.; HOLLANDER, R. R. *Vampyrops lineatus*. *Mammalian Species*. n.275. New York: 1987, p.1-4.
- WILLIG, M. R.; MARES, M.A. Mammals from the caatinga: an updated list and summary of recent research. *Revista Brasileira de Biologia*. v.49, n.2. São Carlos: 1989, p.361-367.
- WILLIS, K. B.; WILLIG, M. R.; JONES JR, J. K. *Vampyropes caracoli*. *Mammalian Species*. n.359. New York: 1990, p.1-4.
- WILSON, D. E. Food habits of *Micronycteris hirsuta* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Mammalia*. v.35, Paris: 1971a, p.107-110.
- _____. Ecology of *Myotis nigricans* (Mammalia: Chiroptera) on Barro Colorado Island, Panama Canal Zone. *Journal of Zoology*. v.163. London: 1971b, p.1-13.
- _____. Bat Faunas: A Trophic comparison. *Systematic Zoology*. v.22. n.1. London: 1973, p.14-29.
- _____. Reproductive patterns. In: BAKER, R. J.; JONES JR, J. K.; CARTER, D. C. (Eds.). Biology of bats of the new world family Phyllostomatidae Part. I., *Special Publication Museum Texas Tech University*. v.13. Lubbock: 1977.
- _____. *Thyroptera discifera*. *Mammalian Species*. n.104. New York: 1978, p.1-3.
- _____. Reproductive patterns. In: BAKER, R.J.; JONES JR, J.K.; CARTER, D.C. (Eds.). Biology of bats of the New World Family Phyllostomatidae. Part III. *Special Publications Museum, Texas Tech University*. v.16. Lubbock: 1979, p.317-378,
- WILSON, D. E.; ASCORRA, C. F.; SOLARI-T, S. Bats as indicators of habitat disturbance. In: WILSON, D. E.; SANDOVAL, A. (Eds.). *Manu: The biodiversity of southeastern Peru*. Washington: Smithsonian Institution Press, 1996. p.613-625.
- WILSON, D. E.; FINDLEY, J. S. Reproductive cycle of a Neotropical insectivorous bat, *Myotis nigricans*. *Nature*. v.225, n.5238. London: 1970, p. 1155.
- _____. Spermatogenesis in some Neotropical species of *Myotis*. *Journal of Mammalogy*. v.52, n.2. Lawrence: 1971, p.420-426.
- _____. *Thyroptera tricolor*. *Mammalian Species*. n.104. New York: 1977, p.1-3.
- WILSON, D. E.; LaVAL, R. K. *Myotis nigricans*. *Mammalian species*. n.39. New York: 1974, p.1-3.
- WILSON, D. E.; REEDER, D. M. (Eds.). *Mammal species of the World: a taxonomic and geographic reference*. 3.ed. v.1. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005, 2181p.
- WINTER, Y.; LÓPEZ, J.; VON HELVERSEN, O. Ultraviolet vision in a bat. *Nature*, v.425, London: 2003, p.612-614.
- WINTER, Y.; Von HELVERSEN, O. Operational tongue length in phyllostomid nectar-feeding bats. *Journal of mammalogy* v.84, n.3. Lawrence: 2003, p.886-896.
- WOODMAN, N.; TIMM, R. M. Characters and phylogenetic relationships of nectar-feeding bats, with descriptions of new *Lonchophylla* from western South America (Mammalia: Chiroptera: Phyllostomidae: Lonchophyllini). *Proceedings of the Biological Society of Washington*. v.119, n.4. Washington: 2006, p.437-476.
- YALDEN, D. W.; MORRIS, P. A. *The lives of bats*. London: Red Wood Burn, 1975. 247 p.
- YONENAGA, Y. Estudos cromossômicos em espécies de Chiroptera. *Ciência e Cultura*. v.20, n.2. Campinas: 1968, p.172.
- YONENAGA, Y.; FROTA-PESSOA, O.; LEWIS, K. R. Karyotypes of seven species of Brazilian bats. *Caryologia*, v.22, Firenze: 1969, p.63-78.
- YONENAGA-YASSUDA, Y. Variabilidade das regiões organizadoras de nucléolos nos roedores. *Ciência e Cultura*. v.37, n.3. Campinas: 1985, p.453-456.
- ZHUANG, Q.; MÜLLER, R. Noseleaf furrows in a horseshoe bat act as resonance cavities shaping the biosonar beam. *Physical Review Letters*. v.24, n.97. New York: 2006, p.218701-1 - 218701-4.
- ZORTÉA, M. Folivory in *Platyrrhinus (Vampyrops) lineatus* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Bat Research News*. v.39. n.3-4. Bloomington: 1993, 59-60.
- _____. Observations on tent-using in the Carollinae bat *Rhinophylla pumilio* in southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.1, n.1. Brasília: 1995, p.2-4.
- _____. *Diversidade e organização de uma taxocenose de morcegos do cerrado brasileiro*. 129 p. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2002.
- _____. Reproductive patterns and feeding habits of three nectarivorous bats (Phyllostomidae: Glossophaginae) from the Brazilian Cerrado. *Brazilian Journal of Biology*, v.63, n.1. São Carlos: 2003, p.159-168.
- ZORTÉA, M.; AGUIAR, L. M. S. Conservação dos morcegos brasileiros. In: PACHECO, S. M.; MARQUES, R. V.; ESBÉRARD, C. E. L. (Orgs.). *Morcegos do Brasil: Biologia, Sistemática, Ecologia e Conservação*. no prelo.
- ZORTÉA, M.; ALVES DE BRITO, B. F. Tents used by *Vampyressa pusilla* (Chiroptera: Phyllostomidae) in southeastern Brazil. *Journal of Tropical Ecology*. v.16, n.3. Cambridge: 2000, p.475-480.
- ZORTÉA, M.; CHIARELLO, A. G. Observations on the big fruit-eating bat, *Artibeus lituratus* in an urban reserve of south east Brazil. *Mammalia*. v.58, n.4. Paris: 1994, p.665-670.
- ZORTÉA, M.; GREGORIN, R.; DITCHFIELD, A. D. *Lichonycteris obscura* from Espírito Santo State, southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.4, n.2. Brasília: 1998, p.95-96.
- ZORTÉA, M.; MENDES, S. L. Folivory in the big fruit-eating bat, *Artibeus lituratus* (Chiroptera: Phyllostomidae) in eastern Brazilian. *Journal of Tropical Ecology*. v. 9. Cambridge: 1993, p.117-120.
- ZORTÉA, M.; TADDEI, V. A. Taxonomic status of *Tadarida espiritosantensis* Ruschi, 1951 (Chiroptera: Molossidae). *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão*, n. ser., v.2. Santa Teresa: 1995, p.15-21.
- ZORTÉA, M.; TOMAZ, L. A. G. Two new bat records for the Cerrado of Central Brazil. *Chiroptera Neotropical*. v.12, n.2. Brasília: (no prelo).



Índice

A

Acanceh 17
alta frequência 19
Amazônia 18
Ametrida centurio 108; 204; 213
Anatrichobius passosi 170; 189; 190; 194
andirá 17
Anoura caudifer 46; 147; 192; 204; 212
Anoura geoffroyi 47; 147; 204
Antibióticos 199
Artibeus anderseni 109
Artibeus cinereus 109; 205
Artibeus concolor 110; 205
Artibeus fimbriatus 110
Artibeus glaucus 111
Artibeus gnomus 111
Artibeus jamaicensis 147; 205; 213; 214
Artibeus lituratus 111; 192; 205
Artibeus obscurus 112; 205
Artibeus planirostris 113; 205; 214
Asio stygius 181; 187

B

bandeamento 202
Bandeamento Ag-NOR 203
Bandeamento C 202
Bandeamento G 202
Bandeamento Q 203
Barticonycteris 65
Basilia anceps 193
Basilia andersoni 187; 189
Basilia carteri 169
Basilia curranii 194
Basilia ferruginea 176
Basilia ortizi 171
Basilia plaumanni 173

C

caninos 22
cariótipos 198
carnívoros 20
Carollia benkeithi 100; 205
Carollia brevicauda 100; 205; 215
Carollia castanea 101
Carollia perspicillata 63; 101; 147; 192; 205
Carollia subrufa 103
Caroliinae 99
Cecropia 91

Ceiba pentandra 97
Centronycteris maximiliani 28; 210
Centurio senex 205
Cerrado 18
Chiroderma doriae 113; 205
Chiroderma trinitatum 114; 205
Chiroderma villosum 115; 205
Chiroptera 17
Chiroptomyssus haematophagus 187
Choeromiscus minor 48; 206; 213
Chrotopterus auritus 62; 63; 147; 206; 212
Colchicina 198199
Coloração convencional 202
Cormura brevirostris 28; 29; 102; 104; 138; 210
Cretáceo 19
cromossomos metafásicos 197; 198
cúspides 22
Cynomops abrasus 210
Cynomops greenhalli 210
Cynomops planirostris 210
Cyttarops alecto 29; 210

D

dentes permanentes 22
dentição de leite 22
Dermoptera 19
deslocamentos cênicos 198
Desmodontinae 39
Desmodus 40
Desmodus rotundus 39; 40; 41; 43; 147; 180; 192; 206; 215
Diaemus youngi 39; 41; 206
Diclidurus 20
Diclidurus albus 30
Diclidurus ingens 30
Diclidurus isabellus 31
Diclidurus scutatus 31
Didelphimorphia 20
Diphylla 42
Diphylla ecaudata 39; 42; 43; 147; 192; 206; 215

E

ecolocalização 18; 19
Enchisthenes bartii 115; 206; 213
Eptesicus andinus 168; 223
Eptesicus brasiliensis 168; 170; 192; 209
Eptesicus chiriquinus 170

Eptesicus diminutus 170; 171; 209
Eptesicus furinalis 171; 183; 189; 209
Eptesicus fuscus 172; 209
Eptesicus melanops 168
Eptesicus taddeii 174; 223
Erythrura crista-galli 171
espécie poliéstrica 40
espécies hematófagas 39
Eumops abrasus 192
Eumops auripendulus 210
Eumops glaucinus 211
Eumops patagonicus 189
Eumops perotis 211; 217
Eutipotyphla 18

F

Fermento glicosado 199
fissão cêntrica 198
folha nasal 19
formação Green River 19
frugívoros 21
fungizona 199
fungo patogênico 23
Furipterus borrens 19; 137; 210
fusão cêntrica 198

G

Galeopithecus 20
Glisbropus nanus 139
Glossophaga commissarisi 50
Glossophaga longirostris 50; 206
Glossophaga soricina 51; 63; 147; 206; 213
Ghyphonhycteris bebbii 64
Ghyphonhycteris darwesi 65; 66; 206
Ghyphonhycteris sylvestris 66
guandira 17
guandiruçu 17
guano 23
Gurania spinulosa 91

H

Hectopsylla pulex 187
hematófagos 21; 22
hibernação 23
hipotermia 23
hipotonização 198
Histiotes alienus 183; 184
Histiotes macrotus 184



Histiotus montanus 184; 185; 194; 209
Histiotus velatus 186; 187; 209
Histoplasma capsulatum 23
histoplasmose 23

I

Icaronycteris index 19
incisivos 22
Insetívora 20
insetívoros 21; 22
inversões pericêntricas 198

L

Lampronnycteris brachyotis 67; 68; 206
Lasiurus blassevillii 175; 176
Lasiurus cinereus 177; 209
Lasiurus ebenus 178
Lasiurus ega 179; 180; 209
Lasiurus egypticus 181
Lecythis spp. 91
Lichonycteris obscura 52; 206
Lionycteris spurrelli 54; 147; 206; 213
Lonchophylla bokermanni 55
Lonchophylla dekeyseri 56
Lonchophylla mordax 57; 147
Lonchophylla thomasi 58; 206; 213
Lonchorhina aurita 68; 69; 192; 206
Lonchorhina inusitata 69; 92
Lonchorhina aurita 147
Lophostoma brasiliense 70; 71; 79; 206
Lophostoma carrikieri 71; 206
Lophostoma schulzi 72; 207
Lophostoma silvicolum 73
Lophostoma silvicolum 207

M

Macronyssus crosbyi 194
Macrophyllum macrophyllum 74; 147; 207
Macrotes waterbousii 211; 212
Mata Atlântica 18
Mauritia flexuosa 189
Megachiroptera 18
Megistopoda aranea 187; 191
Meio de cultura 199
Mesophylla macconnelli 116; 207
micose pulmonar 23
micoses 23
Microchiroptera 18; 19
Micronycteris brosetti 75
Micronycteris hirsuta 76; 207
Micronycteris homezi 78
Micronycteris maisei 79
Micronycteris megalotis 79; 147; 207
Micronycteris microtis 80

Micronycteris minuta 81; 147; 207
Micronycteris sanborni 82
Micronycteris schmidtorum 83
migração 23
Mimon bennettii 84; 192; 207
Mimon crenulatum 85; 207
molares 22
Molossops abasus 217
Molossops planirostris 211
Molossops temminckii 211
Molossus bondae 183
Molossus coibensis 158
Molossus currentium 158
Molossus molossus 170; 189; 193; 211; 217
Molossus rufus 211; 217
monoestra 18
monoestros 22
monofiletismo 18
morcego-vampiro 17
morcegos hematófagos 39
Mormoopidae 129
Myiopsitta monachus 180
Myodopsylla wolffsohni 190; 191
Myotis albescens 188; 189; 192; 209
Myotis bocagei 139
Myotis levis 189
Myotis levis dinellii 204; 209
Myotis levis levis 209
Myotis nigricans 170; 183; 187; 189; 190; 192; 193; 209
Myotis riparius 192; 209
Myotis ruber 193; 194; 210
Myotis simus 194; 195; 210
Myzopoda aurita 139

N

Natalidae 145
Natalus stramineus 145; 210
Neonycteris pusilla 85
Noctilio albiventris 133; 183; 210; 216
Noctilio leporinus 134; 210
nycteris 17
Nyctinomops laticaudatus 211; 217

O

obtenção de cromossomos 203
onívoros 22
ornamentações nasais 19
Ornithodoros mimon 169
Ornithodoros talage 187

P

Palaeochiropterys tupaiaodon 19

Paleoceno 18
Pantanal 18
Paratrichobius longicrus 191
Peropteryx kappleri 32; 147
Peropteryx leucoptera 32
Peropteryx macrotis 32; 63; 147; 192; 210
Petaurus 20
Phylloderma stenops 86; 147; 207; 212
Phyllostomus discolor 87; 88; 89; 207; 212
Phyllostomus elongatus 87; 89; 207
Phyllostomus hastatus 86; 90; 91; 192; 207; 213; 214
Phyllostomus latifolius 87; 91; 207
piscívoros 22
Platyrrhinus brachycephalus 117; 207
Platyrrhinus belleri 117; 207
Platyrrhinus infuscus 118; 207
Platyrrhinus lineatus 118; 147; 207; 214
Platyrrhinus recifinus 119
Plecotus velatus 183
poliestria assazonal 18
poliestros 22
polifiletismo 18
polinívoros 22
Promops centralis 211
Promops davisoni 192
Promops nasutus 211
Pteromys 20
Pteronotus davyi 129; 210
Pteronotus gymnotus 130; 147; 210
Pteronotus parnellii 131; 147; 210
Pteronotus personatus 131; 210
Pteropodidae 18
Pteropus vampyrus 18
Pygoderma bilabiatum 120; 208; 213

R

raiva 21; 40
raposas-voadoras 18
Rhinophylla fischeriae 103; 208
Rhinophylla pumilio 104; 208; 216
Rhogeessa bussoni 182
Rhogeessa io 182; 183
Rhogeessa tumida 181; 182
Rhynchonycteris naso 33; 210
Rodentia 19; 20

S

Saccopteryx bilineata 34; 210
Saccopteryx canescens 35; 210
Saccopteryx gymnura 35
Saccopteryx leptura 35; 210
Scleronycteris ega 53
semi-torpor 23

Solução fixadora de Carnoy 199

Solução hipotônica 199

Soro fetal bovino 199

Sphaeronycteris toxophyllum 121; 208

Stenodermatinae 107

Sturnira bidens 121; 208

Sturnira lilium 121; 208; 214

Sturnira magna 122; 208

Sturnira tildae 123; 208

T

Tadarida brasiliensis 189; 192; 194; 211; 217

Técnicas de coloração 202

Thyroptera devivoi 140

Thyroptera discifera 140; 210

Thyroptera lavalii 141

Thyroptera tricolor 142; 210

Thyropteridae 139

Tonatia bidens 70; 92; 147; 208

Tonatia brasiliense 70

Tonatia minuta 71

Tonatia saurophila 93; 95

Tonatia saurophyla 208

torpor 18

Trachops cirrhosus 94; 208

tragus 18

translocações recíprocas desiguais 198

Trinycteris nicefori 64; 95; 208

U

ultrassons 19

Uroderma bilobatum 123; 208

Uroderma magnirostrum 124; 209

uropatágio 18

V

vacina anti-rábica 21

Vampyressa bidens 125; 209

Vampyressa brocki 125; 209

Vampyressa pusilla 126; 209

Vampyressa thione 126

Vampyrodes caraccioli 127; 209

Vampyrum spectrum 19; 61; 96; 97; 209

verpértilio 17

Vespertilio borealis 174

Vespertilio fuscus 168

Vespertilio myotis 187

viroses 23

X

Xeronycteris vieirai 58

Título	Morcegos do Brasil
Editores	Nelio R. Reis, Adriano L. Peracchi, Wagner A. Pedro, Isaac P. Lima
Ilustrações e Capa	Oscar Akio Shibatta
Diagramação e Design gráfico	Isaac P. Lima
Formato	21 x 27 cm
Tipologia	Garamond 12/16
Número de Páginas	253
Tiragem	1000



Macrophyllum macrophyllum



Desmodus rotundus



Trachops cirrhosus



Platyrrhinus lineatus



Noctilio leporinus



Pigoderma bilabiatum



Diclidurus ingens



Diphylla ecaudata



Natalus stramineus

A diversidade de morcegos do Brasil é uma das maiores do mundo. São encontradas aqui nove famílias, 64 gêneros e 167 espécies. Neste país, Chiroptera é a segunda ordem em riqueza de espécies, sendo superada apenas por Rodentia, com 235 espécies. Estão distribuídas pelas famílias Emballonuridae (15 espécies); Phyllostomidae (90); Mormoopidae (4); Noctilionidae (2); Furipteridae (1); Thyropteridae (4); Natalidae (1); Molossidae (26); e Vespertilionidae (24). Destas, cinco espécies estão ameaçadas de extinção. Os riscos a que esses animais estão expostos é grande, considerando, entre outros tipos de ameaça, os avanços na fragmentação e destruição das florestas brasileiras. A intenção deste livro é possibilitar aos biólogos, veterinários, profissionais da área da saúde e meio ambiente um melhor conhecimento das espécies, que os auxiliem nas medidas de manejo e conservação que visem a diminuir tais riscos. Para isso, encontram-se nesta publicação, a descrição, os hábitos alimentares, a distribuição geográfica, os dados reprodutivos, o habitat, o grau de ameaça de extinção de cada espécie, além de métodos e aplicação da citogenética na sua taxonomia.