ALINE DINIZ CABRAL

Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo

São Paulo

2013

ALINE DINIZ CABRAL

Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Doutor em Ciências

Departamento:
Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal

Área de concentração:
Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses

Orientadora:
Dra. Hilda Fátima de Jesus Pena

São Paulo

2013

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

BIBLIOTECA VIRGINIE BUFF D'ÁPICE
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
E ZOOTECNIA DA USP
21/2/13

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T.2767
FMVZ

Cabral, Aline Diniz
Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo / Aline Diniz Cabral. -- 2013.
181 f. : il.

Tese (Doutorado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal, São Paulo, 2013.

Programa de Pós-Graduação: Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses.

Área de concentração: Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses.

Orientador: Dra. Hilda Fátima de Jesus Pena.

1. Epidemiologia. 2. Caracterização genotípica. 3. Coccídios. 4. Quirópteros. I. Título.

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

Comissão de Ética no uso de animais

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto intitulado "Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do Estado de São Paulo", protocolado sob o nº1679/2009, utilizando 1000 (mil) morcegos e 1000 (mil) camundongos, sob a responsabilidade da Dra Hilda Fátima de Jesus Pena (Técnica Superior do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal), está de acordo com os princípios éticos de experimentação animal da Comissão de Ética no uso de animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo e foi aprovado em reunião de 17/06/09.

We certify that the Research "Serodiagnosis, isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* and molecular investigation of other protozoa from Sarcocystidae family in bats from São Paulo State", utilizing 1000 (one thousand) bats and 1000 (one thousand) mice, protocol number 1679/2009, under the Hilda Fátima de Jesus Pena (Ph.D. VPS), agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by "Ethic Committee in the use of animals" of the School of Veterinary Medicine and Animal Science of University of São Paulo and was approved in the meeting of day 06/17/09.

São Paulo, 29 de outubro de 2012

Denise Tabacchi Fantoni
Presidente

Av. Prof. Dr. Orlando Marques de Paiva, nº87
Cidade Universitária "Armando de Salles Oliveira"
São Paulo/SP – Brasil
05508-270

Fone: + 55 11 3091-7671/7676/0904
Fax: +55 11 3032-2224 / 3091-7757
E-mail: fmvz@usp.br
http://www.fmvz.usp.br

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Nome: CABRAL, Aline Diniz

Título: Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo.

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduaçao em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Doutor em Ciências

Data: _____/_____/_____

Banca examinadora

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Dedicatória

A Deus,
Por sempre ser meu amigo fiel, por ter dado a mim sabedoria, entendimento e oportunidade para o desenvolvimento deste trabalho.
Ao Ronaldo,
Meu esposo, amigo, amor, admiração e gratidão por toda compreensão, carinho, presença e incansável apoio ao longo deste trabalho.
À Dagmar,
Pelo exemplo, dedicação, educação, sustento, oração, refúgio, conselho, resumindo: Mãe.

Agradecimentos

À minha orientadora Dra. Hilda Fátima de Jesus Pena pela confiança, oportunidade, paciência, experiência, por todos os sábios ensinamentos, orientação, companheirismo, amizade e carinho com que fui recebida.

À Profa. Dra. Solange Maria Gennari pela oportunidade e confiança dada a mim para a realização do doutorado.

Ao Prof. Dr. Rodrigo Martins Soares pela dedicação, ensinamentos e parceria na realização deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Chunlei Su e toda sua equipe da Universidade do Tennessee pela parceria, oportunidade de treinamento e realização de parte deste trabalho em seu laboratório e pela hospitalidade durante minha permanência em Knoxville.

A todos os professores do programa de pós-graduação em Epidemiologia Aplicada às Zoonose, em especial aos professores Dr. Marcelo B. Labruna, Dr. Leonardo J. Richtzenhain, Dr. Paulo E. Brandão, Dr. Fábio Gregori, Dr. Silvio A. Vasconcellos, Dr. José A. Jerez, Dr. Fumio H. Ito e Dr. Ricardo A. Dias pelos valiosos ensinamentos e companheirismo no dia a dia.

Aos técnicos Pedro, Washington e Renato pela ajuda com os camundongos, materiais utilizados, companheirismo e dedicação.

Aos amigos e colegas Sérgio N. Vitaliano, Andrea P. da Costa, Solange Oliveira, Ana B. Cassinelli e Herbert S. Soares, sou imensamente grata pela ajuda de todos vocês para a realização e conclusão deste trabalho.

Aos secretários Danival, Cristina e Virgínia pela disposição em nos atender e ajudar sempre.

Aos funcionários da Biblioteca da FMVZ/USP pela atenção e ajuda com as normas bibliográficas.

À toda equipe do CCZ-SP pela colaboração, por ceder o laboratório e todo o material utilizado, em especial à Sandra, Maria Cecília, Ana Paula, Adriana, Lúcia Yai, Marli, Ângela, Mauro, Maria Adelaide e Luciana pelos ensinamentos, incentivo, companheirismo, colaboração e parceria neste trabalho.

A todas as amigas que acompanharam de perto, morando juntas, dando sempre o apoio necessário nas alegrias e tristezas: Sandra, Beth, Camila, Amália e Vanessa. Pelo caloroso abrigo durante quase dois anos que Mara Lúcia me concedeu, a você o meu muito obrigada pois sempre foi uma mãezona cuidando e se importando com todas nós.

Aos amigos e colegas do VPS e do Laboratório de Doenças Parasitárias Andrea, Chico, Gislene, Gustavo, Juliana, Jú, Tiago, Jonas, Fernanda, Arlei, João, Aline, Aliny, Michele, Amália, Felipe, Herbert, Danilo, Sérgio, Estela, Samanta, Gisele, Cíntia, Camila, Elisabeth, Nara e Daniela por sempre torcerem por mim.

À toda minha família que sempre torceram e acompanharam minha jornada, em especial à minha avó Zilá que sempre deu o sustento em oração, aos tios, primos, irmãos (David e Zilá), cunhada, sogra, sobrinhas (Ana Laura e Ana Luisa), esposo Ronaldo e meus pais (David e Dagmar). A família sempre foi muito importante em minha formação e sempre será minha base e estrutura - instituição Divina. Aos meus queridos avôs (José e Anadir) "in memorian" que não puderam acompanhar o desfecho do meu doutorado pois partiram para um lugar bem melhor, mas sempre se orgulharam e torceram por meu sucesso.

À Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela concessão da bolsa de doutorado (Processo nº 2009/51889-2).

Ao CNPq pelo financiamento deste projeto (Processo nº 470180/2010-2).

"Nem olhos viram, nem ouvidos ouviram, nem jamais penetrou em coração humano o que Deus tem preparado para aqueles que o amam" (I Cor 2.9)

"Não vos enganeis: de Deus não se zomba; pois aquilo que o homem semear, isso também ceifará" (Gl 6.7)

RESUMO

CABRAL, A. D. **Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo. [Serodiagnosis, isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* and molecular investigation of other protozoa belonging to the Sarcocystidae family in bats from São Paulo state].** 2013. 181 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2013.

Os trabalhos existentes sobre protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos são escassos e desatualizados. No Brasil, a ocorrência de *Toxoplasma gondii* é bem documentada nas espécies domésticas e no Homem, existindo relatos em diversos hospedeiros selvagens. Mundialmente, existe um grande interesse no conhecimento da variedade genética de *T. gondii* realizada por meio da Reação em Cadeia pela Polimerase – Polimorfismo de Comprimento de Fragmentos de DNA gerados por Enzimas de Restrição (PCR-RFLP). No presente trabalho, objetivou-se pesquisar a frequência de ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii*, isolar e caracterizar molecularmente *T. gondii* e investigar a presença de coccídios da família Sarcocystidae em morcegos de vida livre no estado de São Paulo. Um total de 1921 morcegos, provenientes de 15 municípios do estado de São Paulo, foi examinado durante o período de março de 2010 a março de 2011. Obteve-se 14,89% (28/188) de positividade para *T. gondii* na Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI $\geq$ 16) e 18,61% (35/188) no Teste de Aglutinação Modificado (MAT $\geq$ 25), com baixa concordância entre as técnicas utilizando o índice *Kappa* (*K*=0,046). De um total de 282 bioensaios em camundongos, foram obtidos dois isolados, sendo TgBatBr1 proveniente de *Molossus molossus*, insetívoro, macho e adulto, e TgBatBr2 proveniente de *Desmodus rotundus*, hematófago, macho e adulto, ambos causando 100% de mortalidade em camundongos. A genotipagem dos isolados e das amostras primárias de morcegos positivas para *T. gondii* foi feita por meio da PCR-RFLP com os marcadores SAG1, 5´3´SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, alt. SAG2, c22-8, c29-2, PK1, Apico, L358 e CS3, revelando os genótipos ToxoDB-RFLP #162 e #19, respectivamente, para os isolados TgBatBr1 e TgBatBr2. Para a investigação molecular dos sarcocistídeos foram utilizados *primers* que amplificam a região 18S do DNA ribossomal e as amostras positivas foram sequenciadas. A análise de sequências pôde ser realizada em 48 das amostras positivas para Sarcocystidae, encontrando-se 100% de identidade com *T. gondii* em quatro morcegos e também 100% de identidade com *Neospora caninum*, *Hammondia hammondi*, *Cystoisospora ohioensis* e *Frenkelia glareoli* em um morcego, respectivamente. Outras 39 amostras

apresentaram identidade de 94-98% com outros sarcocistídeos e, provavelmente, devem ser novas espécies. Foi possível a genotipagem de amostras primárias positivas para *T. gondii* de um morcego insetívoro (*Eumops glaucinus*), correspondendo ao genótipo #69 e de outro morcego insetívoro (*E. glaucinus*), apresentando o genótipo #6, que corresponde ao Tipo BrI. Há uma necessidade de se investigar a importância dos morcegos como reservatórios de doenças infecciosas, podendo-se sugerir a inclusão do diagnóstico de *T. gondii* como diferencial para raiva. Ressalta-se também a importância do compartilhamento dos genótipos de *T. gondii* dos morcegos com hospedeiros terrestres e dos estudos sobre sarcocistídeos em morcegos, a fim de compreender melhor as relações parasita-hospedeiro.

Palavras-chave: Epidemiologia, Caracterização genotípica, Coccídios, Quirópteros

ABSTRACT

CABRAL, A. D. **Serodiagnosis, isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* and molecular investigation of other protozoa belonging to the Sarcocystidae family in bats from São Paulo state. [Sorodiagnóstico, isolamento e genotipagem de *Toxoplasma gondii* e investigação molecular de outros protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo].** 2013. 181 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2013.

The existing studies on protozoa belonging to the Sarcocystidae family are scarce and outdated in free-living bats. In Brazil, the occurrence of *Toxoplasma gondii* is well documented in domestic animals and humans, with reports in several wild hosts. Worldwide, there is a great interest in understanding the genetic variation of *T. gondii* using differen molecular tools as the Polymerase Chain Reaction – Restriction Fragment Length Polymorphism (PCR-RFLP). The present study aimed to research the frequency of occurrence of anti-*T. gondii* antibodies, to isolate and molecularly characterize *T. gondii* and to investigate the presence of coccidia from Sarcocystidae family in free-living bats from São Paulo state. A total of 1921 bats from 15 municipalities in São Paulo state were examined from March 2010 to March 2011. It was obtained 14.89% (28/188) of positivity for *T. gondii* by Indirect Immunofluorescence Assay (IFA $\geq$ 16) and 18.61% (35/188) by Modified Agglutination Test (MAT $\geq$ 25) with low agreement between techniques when using Kappa (K = 0.046). From a total of 282 bioassays in mice, two bat isolates were obtained, TgBatBr1 from *Molossus molossus*, an insectivorous, male, adult bat, and TgBatBr2 from *Desmodus rotundus*, a vampire, male, adult bat, both causing 100% of mouse mortality. Genotyping of isolates and *T. gondii* positive primary samples from bats were performed by PCR-RFLP using markers SAG1, 5'3'SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, alt. SAG2, c22-8, c29-2, PK1, Apico, L358 and CS3, revealing ToxoDB-RFLP genotypes #162 and #19, respectively, for isolates TgBatBr1 and TgBatBr2. Primers that amplify the 18S ribosomal DNA region were employed for molecular investigation of Sarcocystidae in primary samples and the positive samples were sequenced. Analysis of sequence could be accomplished for 48 Sarcocystidae positive samples. A 100% identity with *T. gondii* was found in four bats, and with *Neospora caninum*, *Hammondia hammondi*, *Cystoisospora ohioensis* and *Frenkelia glareoli* in a bat, respectively. Thirty-nine samples showed 94-98% identity with other Sarcocystidae and, probably, these are new species. Genotyping of positive primary samples for *T. gondii* was complete from one insectivorous bat (*Eumops glaucinus*), corresponding to genotype # 69 and from other insectivorous bat (*E. glaucinus*), showing genotype # 6, which corresponds to the

Type BrI. It is necessary to investigate the importance of bats as reservoirs of infectious diseases, and it could be suggested the inclusion of the diagnosis of *T. gondii* as a differential to rabies. We also emphasize the importance of *T. gondii* genotypes from bats being shared with terrestrial hosts and of studies on Sarcocystidae in bats in order to better understand the host-parasite relationship.

Keywords: Epidemiology, Molecular characterization, Coccidia, Chiropters

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 - Quirópteros encaminhados para o CCZ de São Paulo, no período de março/2010 a março/2011, segundo a classificação, o grupo trófico e a procedência..... 48

Quadro 2 - Genotipagem multilocal das amostras clonais Tipos I, II e III e das amostras de referência de *Toxoplasma gondii* utilizadas como controles neste estudo..... 56

Quadro 3 - Informações referentes aos marcadores genéticos e endonucleases utilizados na PCR-RFLP Multilocal para genotipagem de isolados de *Toxoplasma gondii* de morcegos do município de São Paulo, SP..... 57

Quadro 4 - Amostras dos principais representantes da família Sarcocystidae (região 18S rDNA) utilizadas na identificação molecular das amostras de morcegos - São Paulo..... 61

Quadro 5 - Identidade molecular das sequências de DNA obtidas de tecidos de morcegos positivos na Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR), utilizando a região 18S rDNA, no estado de São Paulo no período de março de 2010 a março de 2011..... 68

Quadro 6 - Morcegos positivos para *Toxoplasma gondii* de acordo com o tecido analisado, utilizando a Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR) (região 18S rDNA), estado de São Paulo, março de 2010 a março de 2011..... 70

Quadro 7 - Genotipagem de *Toxoplasma gondii* de amostras primárias (tecidos congelados) de morcegos do estado de São Paulo analisadas pela PCR-RFLP multilocal..... 71

Quadro 8 - Diferença de número de nucleotídeos entre os 15 táxons analisados..... 75

Quadro 9 - Diferença de número de nucleotídeos das sequências utilizadas..... 77

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em morcegos da região metropolitana de São Paulo, segundo a espécie de morcego e os testes sorológicos utilizados. São Paulo - 2012..... 63

Tabela 2 - Teste de concordância entre a reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e o teste de aglutinação modificado (MAT), segundo os resultados obtidos para presença de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em morcegos do estado de São Paulo. São Paulo - 2012..... 64

Tabela 3 - Distribuição dos títulos de anticorpos anti-*T. gondii* obtidos por meio da reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e por meio do teste de aglutinação modificado (MAT), em morcegos naturalmente infectados do estado de São Paulo no período de março de 2010 a março de 2011 - São Paulo - 2012..... 64

Tabela 4 - Isolamento de *Toxoplasma gondii* em morcegos do estado de São Paulo por meio de bioensaio em camundongos, segundo a amostra e a mortalidade em camundongos. São Paulo - 2012..... 65

Tabela 5 - Genotipagem dos isolados de *Toxoplasma gondii* de morcegos do estado de São Paulo analisados pela PCR-RFLP multilocal e identidade com outros isolados brasileiros..... 67

Tabela 6 - Total de amostras teciduais de morcegos analisadas pela Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR - 18S rDNA) e sequenciadas..... 68

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Mapa do estado de São Paulo com a localização geográfica dos municípios de procedência dos morcegos recebidos no período de março de 2010 a março de 2011 no Centro de Controle de Zoonoses de São Paulo e respectivos números de animais examinados..... 49

Figura 2 - *Nested*-PCR do *locus* B1, em gel de agarose 2%, a partir da amostra primária (pré-digestão de musculatura e cérebros) de morcegos dos quais foi isolado *T. gondii*..... 66

Figura 3 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de referência recuperadas pelo BLAST, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA A: disposição retangular e B: disposição radial..... 73

Figura 4 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de referência, determinados pelo primer Tg18S58F, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA..... 74

Figura 5 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de morcegos e de referência, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA..... 76

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

BSA	albumina sérica bovina
CH_3COONa	acetato de sódio
dATP	2’-deoxiadenosina 5’-trifosfato
dCTP	2’-deoxicitosina 5’-trifosfato
dGTP	2’-deoxiguanosina 5’-trifosfato
dTTP	2’-deoxitimina 5’-trifosfato
DNA	Desoxiribonucleic Acid (ácido desoxirribonucléico)
ELISA	Enzime Linked Immunosorbent Assay (Ensaio Imunoenzimático)
EDTA	ácido etilenodiaminotetracético
et al.	Et alli (e outros); e colaboradores
EUA	Estados Unidos da América
FMVZ	Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
g	grama
g	aceleração da gravidade terrestre (9.8m/s2)
H_3BO_3	ácido bórico
HCl	ácido clorídrico
ITS	Internal Transcribed Spacer
IgG	imunoglobulina G
IgM	imunoglobulina M
KCl	cloreto de potássio
M	Molar
MAT	Modified Agglutination Test (teste de aglutinação modificado)
mg	miligrama
$MgCl_2$	cloreto de magnésio
mL	mililitro
mM	milimolar
NaCl	cloreto de sódio
NaH_2PO_4	fosfato de sódio monobásico anidro
Na_2HPO_4	fosfato de sódio dibásico anidro
ng	nanograma
pb	pares de bases
PCR	Polymerase Chain Reaction (reação em cadeia pela polimerase)

pH	potencial hidrogênico
PI	Pós inoculação
pmol	picomol
rDNA	DNA ribossomal
RFLP	Restriction Fragment Length Polymorphisms (Polimorfismo de Comprimento de Fragmento de DNA gerados por Enzima de Restrição)
RIFI	Reação de Imunofluorescência Indireta
SAG	Surface Antigen
SDS	dodecilsulfato de sódio
SP	estado de São Paulo
TBE	Tampão Tris-borato-EDTA
TE	tampão Tris-EDTA
U	unidade internacional
USP	Universidade de São Paulo
VPS	Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal
v/v	volume/volume

LISTA DE SÍMBOLOS

%	porcentagem
ºC	graus Celsius
µg	micrograma
µL	microlitro
µM	micromolar
≥	maior ou igual

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO..... 21
2 OBJETIVOS..... 24
3 REVISÃO DE LITERATURA..... 25
3.1 *Sarcocystis* spp..... 26
3.2 *Cystoisospora* spp..... 28
3.3 *Toxoplasma gondii*..... 30
3.4 *Neospora* spp..... 35
3.5 *Hammondia* spp..... 37
3.6 *Besnoitia* spp..... 39
3.7 *Nephroisospora eptesici*..... 41
3.8 *Hyaloklossia lieberkuehni*..... 42
3.9 ECOLOGIA E PAPEL DOS MORCEGOS NA EPIDEMIOLOGIA DE PROTOZOÁRIOS DA FAMÍLIA SARCOCYSTIDAE..... 43
4 MATERIAL E MÉTODOS..... 47
4.1 ISOLAMENTO DE *T. gondii* DE MORCEGOS NATURALMENTE INFECTADOS..... 47
4.1.1 Morcegos..... 47
4.1.2 Colheita de amostras de tecidos e armazenamento..... 49
4.1.3 Bioensaio em camundongos..... 50
4.2 EXAME SOROLÓGICO PARA A PESQUISA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*T. gondii*..... 51
4.2.1 Preparo do conjugado antimorcego..... 51
4.2.2 Reação de Imunofluorescência Indireta - RIFI..... 52
4.2.3 Teste de Aglutinação Modificado - MAT..... 52
4.3 ANÁLISE MOLECULAR..... 53
4.3.1 Extração de DNA..... 53
4.3.2 PCR-RFLP Multilocal..... 54
4.3.3 Detecção molecular de *T. gondii*..... 58
4.3.4 Detecção molecular de protozoários da família Sarcocystidae nas amostras primárias..... 58

4.3.5 Sequenciamento..... 59
4.3.6 Análise das sequências..... 60
5 RESULTADOS..... 62
5.1 EXAME SOROLÓGICO PARA A PESQUISA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*T. gondii*..... 62
5.2 BIOENSAIO EM CAMUNDONGOS..... 62
5.3 ANÁLISE GENOTÍPICA DOS ISOLADOS DE *Toxoplasma gondii*..... 66
5.4 PCR (18S rDNA) E ANÁLISE GENOTÍPICA DE *Toxoplasma gondii* DAS AMOSTRAS PRIMÁRIAS..... 68
5.5 ANÁLISE DAS SEQUÊNCIAS..... 72
6 DISCUSSÃO..... 78
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS..... 87
REFERÊNCIAS..... 88
APÊNDICE A..... 121
APÊNDICE B..... 180
ANEXO 1..... 181

1 INTRODUÇÃO

O filo Apicomplexa é composto por parasitas intracelulares obrigatórios que se caracterizam por possuírem uma estrutura chamada complexo apical. O complexo apical é formado por organelas especiais responsáveis pela invasão celular, facilitando a entrada dos coccídios em células hospedeiras (LEVINE, 1970; SOLDATI; DUBREMETZ; LEBRUN, 2001; TOMLEY et al., 2001). Dentro deste grupo destaca-se a família Sarcocystidae, que compreende mais de 200 espécies de coccídios que formam cistos teciduais em hospedeiros intermediários. Essa família pode ser dividida em três subfamílias: Sarcocystinae, abrangendo a maioria das espécies, representada pelo gênero *Sarcocystis*; Cystoisosporinae, contendo o gênero *Cystoisospora*, e Toxoplasmatinae, uma subfamília com poucas espécies agrupadas nos gêneros *Toxoplasma*, *Neospora*, *Hammondia* e *Besnoitia* (MUGRIDGE et al., 1999; TENTER et al., 2002; MORRISON et al., 2004; SAMARASINGHE; JOHNSON; RYAN 2008). Entretanto, ainda há controvérsias taxonômicas quanto a essa divisão.

Coccídios do gênero *Sarcocystis* apresentam ciclo heteroxeno obrigatório e geralmente têm como hospedeiro definitivo um vertebrado carnívoro no qual o parasita desenvolve uma fase sexuada intestinal, que culmina na produção de oocistos contendo no seu interior dois esporocistos similares, com quatro esporozoítas cada um. Nos hospedeiros intermediários, a infecção por *Sarcocystis* spp leva à formação de cistos teciduais contendo bradizoítas (DUBEY; SPEER; FAYER, 1989).

As espécies do gênero *Cystoisospora* são capazes de formar cistos extraintestinais distribuídos em diversas vísceras, tanto nos hospedeiros definitivos quanto nos intermediários. Os cistos formados são chamados de cistos unizoicos ou monozoicos, por conterem apenas um hipnozoíta, a forma latente do parasita (LEVINE, 1985). *Cystoisospora* de gatos (*C. felis* e *C. rivolta*) e de cães (*C. ohioensis* e *C. canis*) formam cistos unizoicos em tecidos de roedores hospedeiros intermediários (FRENKEL, 1977). *Cystoisospora belli* é eliminado na forma de oocistos nas fezes humanas e forma cistos unizoicos em tecidos extraintestinais de seres humanos (LINDSAY; DUBEY; BLAGBURN, 1997; FRENKEL et al., 2003; FRENKEL; SMITH, 2003).

Protozoários da subfamília Toxoplasmatinae se desenvolvem assexuadamente nos tecidos dos hospedeiros intermediários (mamíferos e aves) por multiplicação rápida (taquizoítas) e multiplicação lenta (bradizoítas). Os bradizoítas estão presentes no interior de cistos teciduais e quando ingeridos por um hospedeiro definitivo (canídeo ou felídeo), inicia-

se uma proliferação sexuada em células epiteliais intestinais. Os hospedeiros definitivos são os únicos capazes de eliminar oocistos no ambiente (McALLISTER et al. 1998; DUBEY, 1993; DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).

Toxoplasma gondii é agente de uma das infecções parasitárias mais comuns do Homem e de vários animais domésticos e selvagens, entre mamíferos e aves (DUBEY, 2010). Existe atualmente um grande interesse na investigação molecular de genótipos de *T. gondii* provenientes de infecções em animais e humanos, com intuito de verificar, particularmente, a correlação entre a variante encontrada e as propriedades biológicas desta variante, bem como rastrear epidemiologicamente o agente para a identificação de fontes de infecção ou vias de transmissão (OWEN; TREE, 1999).

Os animais selvagens são importantes como potenciais hospedeiros de *T. gondii*, mas existem poucas informações sobre as características biológicas e genotípicas dos isolados de *T. gondii* provenientes de animais selvagens no país. Do mesmo modo, a presença de outros membros da família Sarcocystidae tem sido pouco investigada nesse grupo de animais.

No Brasil, os morcegos habitam todo o território nacional. Em áreas preservadas, seus abrigos compreendem cavernas, tocas de pedras, ocos de árvores, árvores caídas, folhas, raízes na beira de rios e cupinzeiros (GREENHALL; PARADISO, 1968; REIS, 1981). Em áreas urbanas, no Brasil, os morcegos já foram encontrados em pontes, forros de prédios e de casas de alvenaria, tubulação fluvial, pedreira abandonada, junta de dilatação de prédios, interior de churrasqueiras e em aparelhos de ar-condicionado (REIS; PERACCHI; LIMA, 2002).

O aumento da população de quirópteros nos centros urbanos está relacionado à modificação ambiental feita pelo homem como desmatamentos, construções de usinas e pedreiras, e falta de planejamento na elaboração de projetos arquitetônicos e paisagísticos (KOTAIT et al., 2003, 2007). As espécies selvagens estão perdendo seu hábitat devido à interferência do homem na natureza, podendo levar à extinção de algumas espécies ou selecionar espécies sinantrópicas, que se adaptam melhor à presença do homem, servindo como uma interseção entre a vida selvagem e a população humana.

Os morcegos são de particular interesse em saúde pública por se localizarem em diferentes hábitats, por sua alta mobilidade e por se abrigarem também em ambientes domiciliares, aumentando a probabilidade de contato com o Homem (BREDT et al., 1996). Os morcegos estão envolvidos na epidemiologia de doenças importantes como a raiva e a histoplasmose, doenças que podem ser transmitidas ao Homem, direta ou indiretamente, assim como a outros mamíferos.

O conhecimento sobre a participação dos quirópteros na cadeia epidemiológica da toxoplasmose, bem como sobre características biológicas e genotípicas de isolados de *T. gondii* nesse grupo de animais é limitado e desatualizado. Da mesma maneira, a ocorrência e caracterização de outros membros da família Sarcocystidae tem sido pouca investigada em morcegos, não só no Brasil, como no mundo todo.

2 OBJETIVOS

Os objetivos deste trabalho foram:

- Investigar a frequência de ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* em morcegos do estado de São Paulo;
- Isolar e caracterizar molecularmente *T. gondii* de morcegos naturalmente infectados;
- Investigar a ocorrência molecular de outros coccídios da família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo.

3 REVISÃO DE LITERATURA

Com o advento do uso de técnicas moleculares em questões taxonômicas, tornou-se possível a confirmação de evidências lançadas pelos achados fenotípicos, assim, quando alguns gêneros e espécies foram avaliados por meio dessas ferramentas, como o sequenciamento de genes, confirmaram-se evidências prévias de que tais coccídios possuíam características afins, sendo então inseridos na família Sarcocystidae, coccídios formadores de cistos (CARRENO et al., 1998; VOTÝPKA et al., 1998; CARRENO; BARTA, 1999; DOLEZEL et al., 1999; SLAPETA et al., 2002; TENTER et al., 2002; SMITH; FRENKEL, 2003; MODRÝ; VOTÝPKA; SVOBODOVÁ, 2004).

Desse modo, utilizando-se a classificação mais recente, porém não consensual (LEVINE, 1988; UPTON, 2001; MORRISON et al., 2004; BARTA et al., 2005), os sarcocistídeos têm a seguinte classificação taxonômica:

Reino: Protista
Sub-reino: Protozoa
Filo: Apicomplexa
Classe: Conoidasida
Subclasse: Coccidiasina
Ordem: Eucoccidiorida
Subordem: Eimeriorina
Família: Sarcocystidae
Subfamília: Sarcocystinae
Gênero: *Sarcocystis* (*Frenkelia*)
Subfamília: Cystoisosporinae
Gênero: *Cystoisospora*
Subfamília: Toxoplasmatinae
Gênero: *Toxoplasma*
Gênero: *Neospora*
Gênero: *Hammondia*
Gênero: *Besnoitia*
Subfamília: ?
Gênero: *Nephroisospora*
Gênero: *Hyaloklossia*

3.1 *Sarcocystis* spp

O gênero *Sarcocystis* é constituído por várias espécies que se diferenciam pelas características morfológicas, biológicas (especialmente a especificidade de hospedeiros intermediários) e moleculares. Odening (1998) relatou mais de 189 espécies encontradas em mamíferos, aves e répteis. Segundo essa revisão, os mamíferos são hospedeiros intermediários de 148 espécies e hospedeiros definitivos de 56 espécies, as aves são hospedeiros intermediários de 20 espécies e hospedeiros definitivos de 12 espécies, os répteis são hospedeiros intermediários de 16 espécies e hospedeiros definitivos de 22 espécies e há um relato de peixe (*Salvelinus fontinalis*) como hospedeiro intermediário (*S. salvelini*). Em relação às aves, atualmente são conhecidas 30 espécies de *Sarcocystis* que formam sarcocistos em tecidos musculares de pelo menos 13 ordens nesse grupo de hospedeiros (KUTKIENÉ et al., 2012).

Sarcocystis spp tem ciclo heteroxeno obrigatório e apresenta como hospedeiro definitivo um vertebrado carnívoro que se infecta ingerindo cistos teciduais presentes, particularmente, nos tecidos musculares de hospedeiros intermediários vertebrados herbívoros, onívoros, roedores e aves. Os hospedeiros intermediários adquirem o parasita ao ingerirem esporocistos eliminados nas fezes dos hospedeiros definitivos (DUBEY; SPEER; FAYER, 1989; ODENING, 1998).

Sarcocystis neurona e *S. falcatula* são espécies muito similares que possuem como hospedeiros definitivos os marsupiais do gênero *Didelphis*. Esses mamíferos também participam como hospedeiros definitivos de outras espécies como *S. speeri* (DUBEY; SPEER; FAYER, 1989; DUBEY; LINDSAY, 1999) e *S. lindsayi* (DUBEY; ROSENTHAL; SPEER, 2001).

Os hospedeiros intermediários conhecidos de *S. neurona* são os felinos domésticos, tatu-galinha (*Dasypus mephitis*), lontra-marinha (*Enhydra lutris*), além dos equinos domésticos (CHEADLE et al., 2001a,b; DUBEY et al., 2001b; MULLANEY et al., 2005). *Sarcocystis neurona* é o parasita mais frequentemente associado à Mieloencefalite Protozoária Equina (EPM), o qual foi isolado e descrito pela primeira vez em tecidos neurais de equinos por Dubey et al. (1991). No Brasil, *S. neurona* foi isolado pela primeira vez do intestino de dois gambás da espécie *D. albiventris* do estado de São Paulo em 2001 (DUBEY et al., 2001b).

Aves de diversos grupos taxonômicos são hospedeiros intermediários de *S. falcatula* (BOX; MEIER; SMITH, 1984). *Sarcocystis falcatula* pode causar doença em uma ampla diversidade de aves, entre passeriformes, columbiformes e psitaciformes, não sendo raros os relatos de surtos de sarcocistose pulmonar aguda em animais de parques zoológicos (JACOBSON et al., 1984; SMITH et al., 1990; HILLYER et al., 1991; CLUBB, FRENKEL, 1992; PAGE et al., 1992; DUBEY et al., 2001a). O primeiro relato no Brasil da ocorrência de *S. falcatula* no estado de São Paulo foi em 2000, pela análise de oocistos excretados por gambás da espécie *D. albiventris* na cidade de Jaboticabal, São Paulo (DUBEY et al., 2000).

Um parasita denominado *Toxoplasma microti* (FINDLAY; MIDDLETON, 1934) foi encontrado no cérebro de ratazana de cauda curta (*Microtus agrestis*) no país de Gales, sendo nomeado com base em cistos lobulados observados em cérebros de outros hospedeiros (*Microtus* spp). Em 1953, o parasita foi encontrado em ratazana do prado (*M. modestus*,atualmente subespécie *M. pennsylvanicus*) em Montana, USA (FRENKEL, 1953). *Toxoplasma glareoli* (ERHARDOVÁ, 1955) foi nomeado a partir de esfregaço de cérebro de uma ratazana branca (*Clethrionomys glareolusin*) na Checoslováquia. Apenas em 1968, foi sugerido o nome *Frenkelia* por Biocca, distinguindo essas espécies dos demais coccídios heteroxenos (ERHARDOVÁ, 1955; BIOCCA, 1968; TADROS; BIRD; ELLIS, 1972). As duas espécies de *Frenkelia* (BIOCCA, 1968) se distinguem morfologicamente pelos cistos cerebrais e pela gama de hospedeiros intermediários. Cistos arredondados de *F. glareoli* (ERHARDOVÁ, 1955) são encontrados em cérebros de ratazanas da espécie *Clethrionomys tilesius*, enquanto que cistos lobulados de *F. microti* (FINDLAY; MIDDLETON, 1934) infectam grande variedade de roedores, principalmente *M. arvalis* (DUBEY; SPEER; FAYER, 1989). O ciclo de vida de *Frenkelia* spp é semelhante às espécies de *Sarcocystis* (POCHE, 1913), sendo diferente o desenvolvimento dos cistos, tendo *Frenkelia* spp afinidade por tecido neural e não por musculatura dos hospedeiros intermediários e por possuir aves de rapina como hospedeiros definitivos.

Historicamente, vários autores têm notado a semelhança morfológica entre *Frenkelia* e *Sarcocystis*, sugerindo a sinonímia (CERNÁ; KOLÁROVÁ; SEBEK, 1962; SULC, 1978). O estado congênere das espécies de *Frenkelia* e *Sarcocystis* foi indicado em opiniões sobre a biologia e sistemática de *Sarcocystis* por Odening (1998). Mais tarde, baseando-se em dados biológicos, morfológicos e moleculares, foi proposto que as espécies de *Frenkelia* (BIOCCA, 1968) fossem reclassificadas dentro do gênero *Sarcocystis* (POCHE, 1913), tornando esse gênero parafilético. Dessa maneira, *F. glareoli* passou a ser denominado *S. glareoli* e *F. microti* ficou com a denominação de *S. microti* (VOTÝPKA et al., 1998; DOLEZEL et al.,

1999; SLAPETA et al., 2002). Posteriormente, Modrý, Votýpka e Svobodová (2004) renomearam *S. microti* como sendo *S. jaypeedubeyi*. Apesar dos resultados moleculares apoiarem a sinonímia entre *Frenkelia* e *Sarcocystis*, a denominação *Frenkelia* ainda é reconhecida e utilizada na literatura.

3.2 *Cystoisospora* spp

O gênero *Isospora* foi descrito por Schneider (1881) e desde então sua taxonomia tem sido motivo de discussões, sendo o gênero *Cystoisospora* proposto devido à presença de cistos unizoicos em tecidos linfoides de roedores, os hospedeiros intermediários de *Isospora felis* e *I. rivolta*, espécies que possuem o gato como hospedeiro definitivo (FRENKEL, 1977). Baseado no ciclo de vida homoxeno similar aos das espécies de *Eimeria* e *Cyclospora*, o gênero *Cystoisospora* (*Isospora*) era classificado dentro da família Eimeriidae (LEVINE, 1988). No entanto, estudos filogenéticos usando o gene 18S rRNA mostraram que *Cystoisospora* está mais estreitamente relacionado com os gêneros *Toxoplasma*, *Neospora* e *Sarcocystis* do que com *Eimeria*, indicando *Cystoisospora* como pertencente à família Sarcocystidae (CARRENO et al., 1998; FRANZEN et al., 2000).

Posteriormente, Barta et al. (2005) propuseram que todos os oocistos esporulados de mamíferos com esporocistos sem corpo de Stieda seriam do gênero *Cystoisospora* (Sarcocystidae), enquanto que os oocistos de aves com corpo de Stieda nos esporocistos seriam do gênero *Isospora* (Eimeriidae). Portanto, as espécies que compõem aquele gênero são *C. felis*, *C. rivolta*, *C. canis*, *C. ohioensis*-like, *C. belli* e *C. suis* (CARRENO et al., 1998; FRANZEN et al., 2000; MÜLLER et al. 2000; SAMARASINGHE; JOHNSON; RYAN, 2008).

O cisto monozoico se caracteriza como sendo um vacúolo parasitóforo simples, sem a existência de uma parede cística, típica de cistos de *T. gondii*, e aderido a uma camada de material granular eletrodenso (MEHLHORN; MARKUS, 1976). A denominação hipnozoíta foi proposta por Levine (1985) para as mesmas formas previamente classificadas por Markus (1978) como dormozoítas, que se apresentam no interior dos cistos unizoicos e, desde então, o nome hipnozoíta tem sido mais utilizado para esta forma evolutiva, como já era utilizado para as formas hepáticas de resistência em espécies do gênero *Plasmodium* (MARCHIAFAVA; CELLI, 1885).

A distribuição sistêmica de cistos teciduais unizoicos nas vísceras de hospedeiros intermediários (roedores, aves, suínos, coelhos, bovinos) mostrou um tropismo pela lâmina própria do intestino, gânglios linfáticos, fígado e baço (DUBEY; FRENKEL, 1972; FRENKEL; DUBEY, 1972; FAYER; FRENKEL, 1979; LINDSAY; BLAGBURN, 1994; COSTA; LOPES, 1994; FREIRE; LOPES, 1996; COSTA; LOPES; CARVALHO, 2001; CARVALHO FILHO et al., 2003; MELO et al., 2003; MASSAD et al., 2003; CARVALHO FILHO et al., 2004; DE OLIVEIRA et al., 2007).

Dubey (1979) observou que a ingestão da musculatura esquelética de camundongos inoculados com oocistos de *C. rivolta* induzia a eliminação de oocistos por gatos, mas não foi identificada nenhuma forma do parasita na musculatura por meio de análise histopatológica ou impressão dos órgãos dos felinos. Costa e Lopes (1998), utilizando a técnica de digestão péptica em tecidos de coelhos experimentalmente infectados com oocistos de *C. felis*, constataram a presença de hipnozoítas no fígado, baço, linfonodos mesentéricos e placas de Peyer, sem identificá-los na musculatura esquelética.

Achados histológicos e o estudo de microscopia eletrônica de cistos teciduais unizoicos em humanos e animais revelaram estruturas semelhantes, explicando a dificuldade em distinguir os hipnozoítas de *C. belli*, complexo *C. ohioensis* e *C. felis* baseando-se na morfologia (DUBEY; MEHLHORN, 1978; LINDSAY; DUBEY; BLAGBURN, 1997). Estudos imunoistoquímicos usando soro anti-*C. suis* e outros Apicomplexa demonstraram reações variáveis com cistos teciduais unizoicos de *C. belli* (LINDSAY; DUBEY; BLAGBURN, 1997), mas este procedimento não foi realizado com *C. felis* e *C. ohioensis*. Relatos de ferramentas moleculares para diferenciar gênero e espécie de *Cystoisospora* têm sido publicados, podendo ser usadas para distinguir hipnozoítas de *C. belli*, complexo *C. ohioensis* e *C. felis* (MÜLLER et al., 2000; SAMARASINGHE; JOHNSON; RYAN, 2008).

Velásquez et al. (2011) realizaram análises coproparasitológicas e histológicas em amostras de oito pacientes aidéticos infectados com *Cystoisospora*. Foi extraído o DNA dessas amostras, seguido da amplificação do gene SSU rRNA e da região ITS-1. O sequenciamento dessas amostras revelou infecções por *C. belli* em todos os casos, independentemente da presença ou ausência de cistos unizoicos.

3.3 *Toxoplasma gondii*

Toxoplasma gondii é um protozoário de distribuição mundial, capaz de infectar todos os animais vertebrados homeotérmicos, incluindo o Homem (DUBEY; BEATTIE, 1988; DUBEY, 2010). Estima-se que 30% da população humana no mundo já tenha sido exposta a *T. gondii* (PETERSEN; DUBEY, 2001). Por sua importância médica e veterinária, *T. gondii* tem sido o parasita mais estudado entre os coccídios. No entanto, muitos aspectos de sua biologia, ciclo biológico e epidemiologia continuam sendo investigados.

No início de 1908, foi feito o primeiro isolamento de *T. gondii* a partir de um roedor africano (*Ctenodactylus gundi*) na França, do qual o nome da espécie foi derivado (NICOLLE; MANCEAUX, 1908). Quase ao mesmo tempo, no Brasil, este parasita foi isolado de coelho de laboratório (SPLENDORE, 1908). Em 1909, Nicole e Manceaux introduziram o gênero *Toxoplasma* e, desde então, todos os isolados têm sido classificados como uma única espécie (LEVINE, 1988).

A transmissão desse parasita pode ser pela via transplacentária por meio de taquizoítas, pela ingestão de tecidos animais contendo cistos infectantes e pela ingestão de alimentos e água contaminados com oocistos excretados nas fezes de felídeos infectados (DUBEY, 2004). Os métodos sorológicos podem determinar a exposição anterior ao parasita, mas não a forma de infecção (BOOTHROYD; GRIGG, 2002); no entanto, recentemente, Hill et al. (2011) identificaram uma proteína específica de esporozoíta (proteína relacionada à embriogênese de *T. gondii* – TgERP) que induziu anticorpos e diferenciou a infecção experimental por oocistos em tecidos de suínos e camundongos. Essa proteína recombinante foi selecionada de uma biblioteca de cDNA construída de esporozoítas de *T. gondii*, podendo ser uma ferramenta útil no diagnóstico de exposição a esporozoítas no início da infecção humana por *T. gondii*, indicando os oocistos como a forma de infecção.

Os felídeos são considerados espécies-chave na transmissão de *T. gondii* para o Homem e outras espécies animais por serem os únicos hospedeiros que albergam o parasita no epitélio intestinal, onde ocorre o desenvolvimento sexual, e excretam os oocistos nas fezes (DUBEY; BEATTIE, 1988; DUBEY, 2010). Um único gato pode eliminar até 10 milhões de oocistos, que se tornam infectantes após esporulação no ambiente (FRENKEL; DUBEY; MILLER, 1970; DUBEY; MILLER; FRENKEL, 1970). Os oocistos esporulados são muito resistentes às condições ambientais, podendo permanecer viáveis por até 18 meses (FRENKEL; RUIZ; CHINCHILLA, 1975; DUBEY; BEATTIE, 1988).

No estado de São Paulo, Pena et al. (2006) relataram a presença de anticorpos anti-*T. gondii* em 35,4% dos gatos examinados. Silva et al. (2001) encontraram anticorpos anti-*T. gondii* em 54,6% de 865 felídeos selvagens neotropicais, compreendendo sete espécies animais. A exposição dos felídeos selvagens brasileiros a *T. gondii* também foi verificada por Silva et al. (2008) ao encontrarem 68,1% de animais soropositivos. A soropositividade em felídeos indica que já houve excreção de oocistos no ambiente em alguma fase da vida do animal, sugerindo uma ampla distribuição do parasita (DUBEY, 1994).

Mundialmente, a soroprevalência para *T. gondii* é bem documentada em diversos mamíferos e aves (DUBEY, 2010). Alguns estudos de ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* em animais selvagens têm sido realizados no Brasil, mostrando a circulação desse agente em diferentes espécies da fauna brasileira. Gennari et al. (2004) encontraram 35,1% de soropositividade em canídeos selvagens brasileiros. Yai et al. (2008) observaram uma soroprevalência de 75% (51/68) em capivaras do estado de São Paulo. Na cidade de São Paulo, foi observada uma soroprevalência geral de 28,4% (58/204) entre diferentes grupos de animais selvagens, incluindo macacos, canídeos, felídeos, xenartros e roedores (YAI et al., 2008).

Em zoológicos dos estados de São Paulo, Mato Grosso e Distrito Federal, pesquisando a soroprevalência em felídeos e canídeos selvagens, foram encontrados, respectivamente, 63,4% (102/169) e 50,5% (49/97) de positividade para anticorpos anti-*T. gondii* por meio da reação de imunofluorescência indireta (RIFI) (ANDRÉ et al., 2010). Em zoológicos do Norte e do Nordeste do Brasil, foi possível detectar a presença de anticorpos anti-*T. gondii* em 61 de 184 (33,15%) amostras de mamíferos selvagens de várias espécies, por meio do teste de aglutinação modificado (MAT), incluindo jaguatiricas, quatis, veados, antas, catetos, primatas, cutias, pacas e porco-espinho, sendo o primeiro relato em antas (*Tapirus terrestris*) (MINERVINO et al., 2010).

No Brasil, a soroprevalência de *T. gondii* na população humana é elevada, incluindo 15-80% dos adultos e chegando a 100% em algumas áreas (DUBEY; BEATTIE, 1988; BAHIA-OLIVEIRA et al., 2003; MOURA et al., 2006). Em média, 60% das mulheres adultas apresentaram sorologia positiva para o parasita no estudo de Neto et al. (1995). Em uma pesquisa de anticorpos IgM anti-*T. gondii* realizada pelo país, de um total de 140.914 amostras analisadas, 47 casos foram identificados e confirmados como toxoplasmose congênita, sugerindo uma prevalência de um caso para cada 3.000 nascimentos, podendo essa alta prevalência ser extrapolada para outros países da América Latina (NETO et al., 2000).

Nos últimos anos, tem-se focado a atenção na variabilidade genética entre os isolados de *T. gondii* de indivíduos aparentemente sadios e doentes. Na população humana da Guiana Francesa e Suriname, casos severos de toxoplasmose em pacientes imunocompetentes têm sido relacionados a amostras de *T. gondii* com características genéticas pouco usuais (AJZENBERG et al., 2004; DEMAR et al., 2007). No Brasil, suspeita-se que a ocorrência elevada (17% de 1000 indivíduos selecionados aleatoriamente) de toxoplasmose clínica ocular no município de Erechim, Rio Grande do Sul, esteja também relacionada a características dos isolados predominantes (GLASNER et al., 1992; KHAN et al., 2006; KHAN et al., 2007). Ainda em Erechim, foi realizado um estudo epidemiológico com pessoas que adquiriram toxoplasmose ocular recentemente, confirmada pela detecção de anticorpos IgM, indicando que a prática da jardinagem e o hábito de comer carne de cordeiro são dois fatores de risco importantes na toxoplasmose adquirida (JONES et al., 2006).

A análise de um grande número de isolados de *T. gondii* oriundos predominantemente da Europa e América do Norte, por meio da Reação em Cadeia pela Polimerase–Polimorfismo de Comprimento de Fragmentos de DNA gerados por Enzimas de Restrição (PCR-RFLP) e microssatélites, mostrou uma diversidade genética extremamente limitada, indicando uma estrutura populacional clonal do parasita (DARDÉ et al., 1992; HOWE; SIBLEY, 1995; AJZENBERG et al., 2002). O método de tipificação que subdivide *T. gondii* em três linhagens clonais designadas como Tipos I, II e III, foi baseado na técnica de PCR-RFLP, utilizando como marcador o gene SAG2. Os tipos clonais I e II estavam associados à toxoplasmose clínica em humanos, enquanto que a maioria dos isolados de animais era do Tipo II ou III, independentemente do estado clínico do animal (HOWE; SIBLEY, 1995; HOWE et al., 1997).

Posteriormente, estudos moleculares de isolados humanos da Guiana Francesa e de galinhas do Brasil foram os primeiros a revelar uma variabilidade genética do parasita maior do que a previamente relatada (AJZENBERG et al., 2004; LEHMANN et al., 2004). Vários estudos posteriores utilizando isolados de diferentes regiões e hospedeiros confirmaram que os isolados de *T. gondii* do Brasil são biologicamente e geneticamente diferentes daqueles da América do Norte e Europa, apresentando uma alta diversidade (FERREIRA et al., 2006; DUBEY et al., 2007a,b; PENA et al., 2008). No continente africano, a genotipagem de isolados de galinhas tem indicado um predomínio das linhagens clonais arquétipas (VELMURUGAN et al., 2008). Entretanto, em outro recente estudo de caracterização genotípica por meio de 13 marcadores microssatélites, foi identificada em animais urbanos e rurais de Gabão uma maior diversidade genética bem como a existência de dois novos

halogrupos (AFRICA 1 e 3) exclusivos deste continente até o momento (MERCIER et al., 2011).

No Brasil, Pena et al. (2008) estudaram as características genéticas de 125 isolados brasileiros provenientes de galinhas, cães e gatos de diferentes estados usando 11 marcadores na PCR-RFLP: SAG1, SAG2 (5´3´SAG2 e alt. SAG2), SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, L358, PK1, CS3 e Apico. Os dados combinados revelaram 48 genótipos, entre os quais 26 correspondiam a um único isolado. Desses 48 genótipos, quatro foram considerados as linhagens clonais comuns no Brasil, sendo denominados Tipos BrI, BrII, BrIII e BrIV. A análise de mortalidade de camundongos infectados indicou que BrI foi altamente virulento, BrIII foi não virulento e BrII e BrIV tinham virulência intermediária.

A análise conjunta de 151 isolados brasileiros de galinhas caipiras corroborou a afirmação que os isolados do Brasil apresentam alta diversidade genética, particularmente devido à alta proporção de genótipos com um único isolado, o que sugere que devam existir mais genótipos únicos circulando no ambiente (DUBEY et al., 2008b).

Dubey et al. (2011b) isolaram *T. gondii* de galinha d'Angola (*Numida meleagrides*) e de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) no Brasil. O isolado da galinha d'Angola (TgNmBr1) foi classificado como clonal Tipo II e os isolados de coelhos foram atípicos Tipo BrII. Dubey et al. (2010) estudaram as características genéticas de 24 isolados de galinhas de Fernando de Noronha, usando 10 marcadores na PCR-RFLP multilocal, revelando amostras com genótipo Tipo II variante (alelo tipo I no marcador Apico), Tipo III e quatro com genótipos diferentes dos já notificados no Brasil. Silva et al. (2011) estudaram isolados de ovelhas usando 11 marcadores na PCR-RFLP multilocal. Quatro dos nove genótipos identificados foram únicos. Dois isolados não virulentos pertenciam ao genótipo clonal do Tipo II variante, confirmando a presença desse genótipo em ovinos de frigoríficos. O genótipo Tipo II também foi identificado em dois isolados de vacas de abatedouro em Santa Catarina (MACEDO et al., 2012). As amostras do Tipo II, incluindo o variante, são dominantes na Europa, América do Norte e África, mas têm sido encontradas com relativa baixa frequência no Brasil (DUBEY et al., 2012). Até a revisão de Dubey et al. (2012), foram reconhecidos 106 genótipos entre 363 isolados brasileiros de *T. gondii*.

Estudos de genotipagem de *T. gondii* em diferentes espécies de animais selvagens ao redor do mundo têm sido realizados. Os resultados de Sundar et al. (2008) sugerem uma alta diversidade genética em isolados de lontras nos Estados Unidos. Prestrud et al. (2008) isolaram o parasita pela primeira vez em uma raposa do Ártico e verificaram que o genótipo era Tipo II, linhagem predominante na maior parte do mundo. Desta forma, estes autores

excluíram a possibilidade de existência de um ciclo único do parasita nesta região onde os gatos são ausentes. No Canadá, a genotipagem de isolados de mão-pelada, gambá, puma, urso preto e gato não revelou nenhuma das linhagens clonais, em contraste com outros resultados que mostram a ampla distribuição do Tipo II em animais domésticos e no Homem nos Estados Unidos e Europa (DUBEY et al., 2008a). A maioria dos isolados obtidos de veados nos Estados Unidos era do Tipo II, sugerindo uma possível via de transmissão do agente entre animais de caça e os humanos (DUBEY et al., 2008c).

Sundar et al. (2008), Conrad et al. (2005) e Miller et al. (2004) encontraram outros genótipos, denominados A e X, em lontras marinhas em regiões costeiras dos Estados Unidos. Na Califórnia, o genótipo X também foi encontrado em felídeos e canídeos selvagens que vivem em regiões costeiras, outras espécies de lontras e em moluscos bivalves destas mesmas regiões (MILLER et al., 2008). Análises recentes mostram que os genótipos A e X têm perfis de RFLP idênticos, ambos pertencentes à linhagem clonal Tipo 12 (KHAN et al., 2011). Dubey et al. (2011c) caracterizaram 95 isolados de animais selvagens, na América do Norte, por meio de 11 marcadores na PCR-RFLP multilocal. Esses dados foram combinados com outros 74 isolados de animais selvagens da mesma região e foram encontrados os genótipos Tipos II, III e 12, representando 85% do total de isolados. Esse estudo demonstrou que o genótipo Tipo 12 foi predominante nos animais selvagens da América do Norte com 46,7% (79/169), entretanto nenhum genótipo Tipo I foi encontrado.

No Brasil, a genotipagem de isolados de *T. gondii* em animais selvagens foi realizada em capivaras (YAI et al., 2009), revelando vários genótipos comuns às espécies domésticas, assim como novos genótipos. Pena et al. (2011) descreveram dois novos genótipos em isolados de um gato mourisco (*Puma yagouaroundi*) e de um gambá de orelha preta (*Didelphis aurita*). Vitaliano (2012) isolou e caracterizou genotipicamente amostras de quatro aves e 18 mamíferos selvagens, sendo a maioria de vida livre (19 animais), identificando 17 genótipos distintos, dos quais 13 nunca haviam sido descritos anteriormente. Esses dados mostram a necessidade de se obter uma amostragem mais ampla de hospedeiros selvagens, para analisar se os genótipos circulantes nesses animais são os mesmos até agora encontrados nas espécies domésticas.

3.4 *Neospora* spp

Os estudos experimentais de McAllister et al. (1998) foram definitivos no conhecimento da biologia de *Neospora caninum*, pois revelaram o papel do cão como hospedeiro definitivo e, consequentemente, o modo de transmissão horizontal. Mais recentemente, observou-se que o coiote (*Canis latrans*) também pode eliminar oocistos nas fezes, demonstrando ser também hospedeiro definitivo de *N. caninum* (GONDIM et al., 2004), assim como os dingos (*Canis lupus dingo*) (KING et al., 2010) e o lobo cinzento (*Canis lupus*) (DUBEY et al., 2011a).

Existem relatos de infecção natural em outros hospedeiros intermediários de diversas partes do mundo, além do cão e do bovino, como em caprinos, ovinos, lagomorfos, (ALMERÍA et al., 2007), equinos, bubalinos, camelídeos (WOLF et al., 2005; SADREBAZZAZ; HADDADZADEH; SHAYAN, 2006), cervos (TIEMANN et al., 2005; DUBEY et al., 2009), antílope (DUBEY; THULLIEZ, 2005), bisão (CABAJ; MOSKWA; PASTUSIAK, 2005), guaxinim (LINDSAY et al., 2001), marsupiais (YAI et al., 2003a), raposa vermelha (JAKUBEK et al., 2001), raposa cinzenta (LINDSAY; WESTON; LITTLE, 2001), lobo (BJÖRKMAN et al., 2010), felinos selvagens (SOBRINO et al., 2008), rinoceronte (SANGSTER et al., 2010), pequenos roedores (JENKINS et al., 2007), capivara (TRUPPEL et al., 2010), javali (BÁRTOVÁ; SEDLÁK; LITERÁK, 2006), mamíferos marinhos (DUBEY et al., 2003) e aves (DARWICH et al., 2012), o que mostra a ampla distribuição do parasita.

No Brasil, estudos iniciais relataram evidência sorológica do parasita em bovinos no estado da Bahia (GONDIM et al., 1999a), e no mesmo ano, foi confirmado o primeiro caso de bovino infectado com o parasita no país (GONDIM et al., 1999b). Em 2001, foi relatado o primeiro isolamento *in vitro* do parasita a partir de tecido nervoso de um cão com neosporose na Bahia, que apresentou paresia de membros posteriores e foi a óbito (GONDIM et al., 2001).

Os taquizoítas de *N. caninum* são morfologicamente semelhantes aos de *T. gondii*. Eles podem ser encontrados nos tecidos de hospedeiros definitivos e intermediários, e também correspondem ao estágio menos resistente do parasita (DUBEY; LINDSAY, 1996; SPEER et al., 1999). Os bradizoítas estão presentes no interior dos cistos teciduais. Os cistos de *N. caninum* são mais frequentemente observados no sistema nervoso central (SNC), porém já

foram relatados em músculo esquelético de cães e bezerros que desenvolveram a doença clínica (PETERS et al., 2001).

A transmissão de *N. caninum* ocorre de forma horizontal ou vertical (via transplacentária). A transmissão vertical é bastante comum em bovídeos, sendo uma forma importante da manutenção da neosporose nos rebanhos, podendo ocorrer pela reativação da infecção já existente na fêmea ou pela infecção em diferentes estágios da gestação (TREES; WILLIAMS, 2005). Em carnívoros, a principal forma de adquirir a infecção é por transmissão horizontal, ou seja, por meio da ingestão de tecidos de hospedeiros intermediários contendo cistos do parasita (RODRIGUES et al., 2004; SERRANO-MARTINEZ et al., 2004).

A quantidade de oocistos excretados pelos cães varia de acordo com tipo e origem do tecido animal infectado ingerido. Houve uma maior excreção de oocistos em cães alimentados com tecidos de bezerros infectados, quando comparada com cães que ingeriram tecidos de camundongos infectados (GONDIM et al., 2002; FERROGLIO et al., 2007). Foi demonstrado que cães podem re-excretar oocistos após a ingestão de tecidos infectados em um intervalo de 18 a 20 meses decorridos da infecção primária; a idade do animal é também um fator importante na quantidade de oocistos excretados, sendo que animais jovens excretam quantidades superiores de oocistos àquelas excretadas por animais adultos (GONDIM et al., 2005).

Cavalcante et al. (2011) demonstraram que cães podem se infectar com diferentes tecidos de bovinos naturalmente infectados (cérebro, masseter, coração e fígado). Bandini et al. (2011) analisaram experimentalmente a infecção de cães com diferentes doses de oocistos esporulados de *N. caninum* e observaram que cães infectados com oocistos esporulados de *N. caninum* não foram capazes de eliminar oocistos nas fezes, mas uma maior dose de inóculo estimulou a produção de anticorpos contra *N. caninum* nos cães.

Transtornos reprodutivos causados pela neosporose são observados em diversos países. O parasita tem sido responsável por perdas econômicas significativas em gado de corte e leite (MOORE et al., 2003; KOIWAI et al., 2005; HALL; REICHEL; ELLIS, 2005; PABON et al., 2007). No Brasil, foi encontrada uma prevalência de infecção por *N. caninum* em 23,3% a 57,7% de fetos abortados no sul do país (CORBELLINI et al., 2002; PESCADOR et al., 2007). Cabral et al. (2009) analisaram 105 fetos bovinos abortados, observando 8,57% de positividade por meio de imunoistoquímica, 20,95% de positividade na *nested*-PCR para região Nc-5 e 6,66% para ITS-1.

Outro organismo estreitamente relacionado a *N. caninum* foi encontrado em equinos e, após caracterização molecular, Marsh et al. (1998) revelaram que esse organismo se

distinguia de *N. caninum*, sendo nomeado *Neospora hughesi*. As duas espécies de *Neospora* possuem morfologia similar, mas diferenças importantes na ultraestrutura, antigenicidade e na genética (MARSH et al., 1998).

Neospora hughesi é descrito como um parasita Apicomplexa associado à EPM. Os sinais clínicos dessa infecção são variáveis e, além de sinais neurológicos, incluem anemia, perda de peso e abortamentos. O parasita é frequentemente encontrado em cérebro e medula espinhal, mas em alguns casos pode ser encontrado em nervos periféricos na musculatura dos olhos, nos intestinos e nos fetos (WALSH et al., 2000).

Pouco se sabe sobre o ciclo de vida ou a prevalência de *N. hughesi*. Até o momento, somente a caracterização molecular desse parasita permite diferenciar as duas espécies do gênero *Neospora*. No Brasil, Villalobos et al. (2006) investigaram a frequência de anticorpos IgG anti-*Neospora* sp em éguas pela RIFI (≥ 50), encontrando 15,1% (73/483) de positividade no grupo que apresentava desordens reprodutivas e 5,8% (19/325) no grupo de fêmeas saudáveis. Villalobos et al. (2012) investigaram a frequência de ocorrência de IgG anti-*Neospora* sp em cavalos de carroceiros de Curitiba, Paraná, encontrando 14,4% (14/97) de animais soropositivos na RIFI (≥ 50).

3.5 *Hammondia* spp

Os protozoários do gênero *Hammondia* foram os primeiros coccídios relatados em cães e gatos. Inicialmente, foram denominados de *Coccidium bigemina* e posteriormente *Isospora bigemina* por Stiles em 1891 (DUBEY, 1977). O parasita encontrado na lâmina própria intestinal de um cão foi denominado de *Sarcocystis bigemina*, e quando encontrado nas células do epitélio intestinal foi sugerido que se chamasse *Isospora heydorni* (TADROS; LAARMAN, 1976). Ao ser descrito no Brasil pela primeira vez, foi denominado *I. bigemina bahiense* (COSTA, 1956).

O ciclo de vida de *I. bigemina* era considerado o mesmo para cães e gatos, e estes, quando infectados, podiam apresentar como sintomatologia diarreia, anemia, fraqueza, febre e tremores musculares (LEVINE, 1973). Houve relatos de infecções naturais pelo parasita em cães e gatos que eliminaram nas fezes oocistos de diferentes tamanhos (LEVINE; IVENS, 1965). Não era possível a distinção desses oocistos com os de *T. gondii*, então todos eram

considerados pertencentes à mesma espécie (LEVINE, 1973; FAYER, 1974; DUBEY; FAYER, 1976).

Devido à descoberta de *T. gondii* e à observação da similaridade com *I. bigemina*, novas pesquisas foram iniciadas em torno do parasita e outros coccídios que infectavam cães e gatos (DUBEY; FAYER, 1976). Após alguns estudos para a elucidação do ciclo de vida de *I. bigemina*, concluiu-se que se tratava de um protozoário obrigatoriamente heteroxeno (DUBEY et al., 2002a; HEYDORN; MEHLHORN, 2002).

No ano de 1975, foi introduzido o gênero *Hammondia*, com a descrição de *Hammondia hammondi*, que tem como hospedeiros definitivos os felídeos (FRENKEL; DUBEY, 1975; DUBEY; SREEKUMAR, 2003). Foi proposto então por Tadros e Laarman (1976) que o parasita denominado anteriormente de *I. heydorni* viesse a ser chamado de *Hammondia heydorni*, que tem como hospedeiros definitivos cães e cachorros-do-mato (SCHARES et al., 2002; SOARES et al., 2009). Os oocistos do protozoário, excretados nas fezes dos hospedeiros definitivos, resultam da reprodução sexuada do parasita e correspondem às formas resistentes (MOHAMMED et al., 2003; DUBEY et al., 2004a; SOARES et al. 2009).

Algumas espécies de ruminantes, como gazela *(Gazella gazella)* (MOHAMMED et al., 2003), caprinos (SILVA et al., 2009) e bovinos (SOARES et al., 2009) foram confirmadas como hospedeiros intermediários naturais de *H. heydorni*. Porém, cistos teciduais de *H. heydorni* ainda não foram observados em ruminantes (DUBEY et al., 2002b).

Descrições de *Hammondia* spp publicadas antes da classificação de *N. caninum*, ou seja, antes de 1988, devem ser interpretadas com cuidado, especialmente se o parasita não foi estocado para testes moleculares (SCHARES et al., 2001). Estudos epidemiológicos sobre parasitas do gênero *Hammondia* são difíceis, pois não há exames sorológicos disponíveis, havendo diferenciação das espécies apenas por métodos moleculares (MONTEIRO et al., 2007; SOARES et al., 2011).

Na Noruega, oocistos de *H. heydorni*-like foram inicialmente detectados em raposas utilizadas em experimentos para determinar seu papel como hospedeiro definitivo para espécies de *Sarcocystis* de renas (GJERDE, 1983) e, mais recentemente, em raposas alimentadas com tecidos musculares de alces infectados com *Sarcocystis* (DAHLGREN; GJERDE, 2010). Várias denominações têm sido atribuídas aos oocistos de *H. heydorni*-like em raposas e para a maioria dos autores seria a mesma espécie *I. bigemina*/*H. heydorni* de cães. No entanto, Nukerbaeva e Svanbaev (1973) acreditavam que várias espécies de *Isospora* eram hospedeiro-específicas, nomeando os oocistos de *I. bigemina*-like encontrados em

criação de raposas prateadas e do ártico no Cazaquistão como *Isospora triffitti* n. sp., em reconhecimento a Marjorie J. Triffitt, que primeiro descreveu esses oocistos em raposas (TRIFFITT, 1927). Esta espécie foi mais tarde alterada para *Isospora triffittae* por Levine (1985).

Algumas infecções experimentais têm sugerido que a espécie de *Hammondia* que infecta raposas não infecta cães (ENZEROTH et al., 1978; GJERDE, 1983; SCHARES et al., 2002). Da mesma forma, as comparações moleculares em poucos *loci* entre isolados de *Hammondia* de raposas e isolados de *H. heydorni* de cães indicaram que eles podem representar duas linhagens genéticas distintas (SCHARES et al., 2002; MOHAMMED et al., 2003; ABEL et al., 2006).

Gjerde e Dahlgren (2011) a fim de diferenciarem as espécies de *Hammondia* de raposas das espécies de *H. heydorni* de cães, iniciaram um estudo molecular com oocistos de *Hammondia* de raposas e de um cão norueguês naturalmente infectado. Foram encontradas diferenças genéticas consistentes entre isolados de raposa e de cão na região ITS-2, gene lsu rRNA, gene de alfa-tubulina e gene HSP70, mas não no gene SSU rRNA ou região ITS-1. Por meio de estudos de infecção experimental e moleculares esta espécie de *Hammondia* de raposa foi nomeada *H. triffittae* n. comb. Os autores concluíram que o gene SSU rRNA e o gene de alfa-tubulina parecem ser marcadores genéticos apropriados para a diferenciação entre *H. triffittae* e *H. heydorni*.

3.6 *Besnoitia* spp

As espécies do gênero *Besnoitia* têm como hospedeiros intermediários caprinos, equinos, bovinos, roedores, gambás e lagartos (DUBEY, 1993; VENTURINI et al., 2002). Há dez espécies de *Besnoitia* conhecidas (*B. jellisoni, B. wallacei, B. darlingi, B. bennetti, B. besnoiti, B. caprae, B. tarandi, B. akadoni, B. oryctofelisi e B. neotomofelis*) e algumas possuem o ciclo de vida e seus hospedeiros bem estabelecidos como *B. wallacei, B. darlingi, B. oryctofelisi* e *B. neotomofelis*, que possuem o gato como hospedeiro definitivo (DUBEY et al., 2003c,d; DUBEY et al., 2004; DUBEY et al., 2005; DUBEY; YABSLEY, 2010).

Cistos de *Besnoitia* em tecidos de hospedeiros sáurios têm sido descritos em estudos de microscopia de luz. Um parasita denominado *Besnoitia panamensis* foi descrito no lagarto *Ameiva ameiva* do Panamá (SCHNEIDER, 1965; SCHNEIDER, 1967a) e outro denominado

B. saurina no lagarto *Basiliscus basiliscus* de Belize (GARNHAM, 1966). Com base nos resultados dos experimentos de imunidade cruzada em camundongos de Schneider (1967b), foi concluído que *B. panamensis* era sinonímia de *B. darlingi* (BRUMPT, 1913), descrita em uma variedade de mamíferos, e Levine (1988) considerou *B. saurina* como mais uma sinonímia deste parasita.

Grissard et al. (1997) encontraram *Besnoitia* sp em um roedor (*Akodon montensis*) em área rural do município de Timbó, Santa Catarina. Após realizarem testes sorológicos (RIFI e ELISA) e exames histopatológicos, o parasita foi inoculado em camundongos, isolado e, assim, confirmada a infecção. Posteriormente, Dubey et al. (2003c) caracterizaram essas amostras para dois genes (SSU rRNA e ITS-1), demonstrando que a espécie de *Besnoitia* encontrada no Brasil não era *B. jellisone* e sim uma nova espécie, nomeada como *B. akodoni*.

Taquizoítas e cistos teciduais são os estágios assexuados de *Besnoitia* encontrados em hospedeiros intermediários enquanto que esquizontes e gamontes ocorrem em hospedeiros definitivos, nos quais se completa a fase sexuada de multiplicação. Os cistos teciduais de *Besnoitia* são diferentes dos cistos dos outros coccídios porque neles ocorre a inclusão do núcleo da célula do hospedeiro (DUBEY; LINDSAY, 2003).

Diagnósticos com base na morfologia de *Besnoitia* são difíceis pela variação no tamanho do cisto tecidual e da espessura da parede. Ressalta-se que tais características dependem do hospedeiro intermediário, assim como a afinidade pelos tecidos e a duração da infecção (DUBEY et al., 2003d). A análise histopatológica foi testada como diagnóstico, sendo sensível em animais com doença aguda, nos quais há vários depósitos de cistos nodulares na pele. Porém, esse tipo de diagnóstico não é recomendado para animais em fase crônica, quando esses nódulos se tornam escassos (CORTES et al., 2004).

A besnoitiose bovina (*B. besnoiti*) na fase aguda tem como sintomatologia temperatura elevada, aumento das frequências cardíaca e respiratória, inchaço dos linfonodos, diarreia e desenvolvimento de formações nodulares na pele, tecido conjuntivo subcutâneo, membranas mucosas do aparelho digestivo, respiratório, circulatório e geniturinário (CORTES et al., 2003; CORTES et al., 2006). Pode também causar perdas econômicas devido à mortalidade, perda de peso, esterilidade em machos e queda na produção leiteira (JACQUIET; LIÉNARD; FRANC, 2010).

Pare, Hietala e Thurmond (1995) realizaram estudos sorológicos mostrando que o uso de antígenos somáticos no ELISA (Enzyme-Linked Immunoabsorbent Assay) resultava em maior sensibilidade diagnóstica, porém poderia haver alguns problemas de especificidade. Posteriormente, Cortes et al. (2006) utilizaram Western blot como teste confirmatório do

ELISA, contudo ambos os testes realizados por estes autores demonstraram a ocorrência de reação cruzada com *N. caninum* e *T. gondii*.

Além dos testes indiretos, iniciaram-se estudos moleculares para diagnóstico de *Besnoitia*. Ellis et al. (2000) fizeram um estudo de filogenia de *Besnoitia* com o gene 18S tentando relacionar este gênero com *T. gondii, N. caninum* e *H. hammondi*. Os resultados dessas análises mostraram que *Besnoitia* é um grupo irmão dos demais Toxoplasmatíneos, porém distante dos gêneros *Hammondia, Neospora* e *Toxoplasma*.

3.7 *Nephroisospora eptesici*

Wunshmann et al. (2010), em Minessota, Estados Unidos, descreveram um novo coccídio que parasita rim de grandes morcegos marrons (*Eptesicus fuscus*). Esse coccídio foi associado a uma lesão leve, focal ou multifocal, bem demarcada no córtex renal medindo menos de 1,0mm de diâmetro. A lesão cística estava presente em 29 rins dos 590 morcegos e numerosos coccídios, em vários estágios de desenvolvimento, estavam dentro das células epiteliais dos túbulos e no interior do lúmen cístico. Foram colhidos oocistos no tecido renal com paredes delgadas, elipsoidais, esporulados, medindo em média 18,9 x 20,8µm e contendo dois esporocistos com quatro esporozoítas cada um. Um corpo polar e um resíduo proeminente estavam presentes, mas não foram detectados micrópila, resíduo de esporocisto ou corpos de Stidae. A análise da sequência do gene 18S rRNA coloca o parasita na família Sarcocystidae, intimamente ligado a *Sarcocystis* e *Besnoitia*. Um novo gênero e espécie, *Nephroisospora eptesici* nov. gen., n. sp, foi proposto para este coccídio incomum em que todo o ciclo se completa nos rins de um único hospedeiro.

3.8 *Hyaloklossia lieberkuehni*

Lieberkühn[1] (1854 apud MODRÝ, 2001) relatou pela primeira vez um coccídio renal de rãs aquáticas do gênero *Rana*, representando uma espécie com várias características únicas. Esse coccídio foi descrito por Labbé com o nome *Klossia lieberkuehni* e, dois anos mais tarde, o mesmo autor recolocou esse parasita no gênero *Hyaloklossia* (LIEBERKÜHN, 1854; LABBÉ, 1894; LABBÉ, 1896). No entanto, mais tarde, novos estudos classificaram *Hyaloklossia* como sinonímia de *Diplospora* Labbé, 1893 (LAVERAN; MESNIL, 1902; MINCHIN, 1904) e posteriormente como *Isospora* Schneider, 1881 (NOLLER, 1923; DOFLEIN; REICHENOW, 1929). A combinação do ciclo de vida direto, o desenvolvimento extraintestinal, esporulação *in situ* e morfologia do oocisto distinguiram '*Isospora*' *lieberkuehni* de outros membros do gênero *Isospora*, bem como dos membros da família Sarcocystidae.

Modrý et al. (2001) isolaram '*Isospora*' *lieberkuehni* de rins de rãs comestíveis (*Rana* kl. *esculenta*) na República Checa. O sequenciamento do gene SSU rRNA mostrou que esse coccídio pertence à família Sarcocystidae, sendo intimamente relacionado com membros da subfamília Toxoplasmatinae. A posição dentro da família Sarcocystidae se correlaciona com o modo de excistação por placas dobráveis como postulado pelos autores anteriores. Diferenças filogenéticas, morfológicas e biológicas entre '*Isospora*' *lieberkuehni* e outros membros sem corpo de Stieda do gênero '*Isospora*' justificam a separação deste coccídio em um nível genérico. *Hyaloklossia* (LABBÉ, 1896) é o sinônimo mais antigo disponível e neste trabalho foi revalidado, sendo a definição original do gênero *Hyaloklossia* corrigida com base em observações recentes. Oborník et al. (2002) realizaram análises filogenéticas, utilizando o gene SSU rRNA de apicoplastos (incluindo *Sarcocystis muris* e *Hyaloklossia lieberkuehni*) e plastídios. Comparando com as análises de Modrý et al. (2001), foi confirmada a posição filogenética de *H. lieberkuehni* na família Sarcocystidae, como um grupo irmão de *Toxoplasma*/*Neospora*.

---

[1] LIEBERKÜHN, N. Über die Psorospermien. **Archiv für Anatomie, Physiologie, und Wissenschaftliche Medicin**, p. 349-368, 1854.

3.9 ECOLOGIA E PAPEL DOS MORCEGOS NA EPIDEMIOLOGIA DE PROTOZOÁRIOS DA FAMÍLIA SARCOCYSTIDAE

Morcegos são mamíferos pertencentes à ordem Chiroptera (*cheir*=mão e *pteron*=asa, grego). Os quirópteros são um dos grupos de mamíferos mais diversificados do mundo, apresentando 18 famílias, 202 gêneros e 1120 espécies (SIMMONS, 2005). Essa diversidade representa 21% das espécies conhecidas de mamíferos (WILSON; REEDER, 2005). A ordem Chiroptera pode ser dividida nas subordens Megachiroptera e Microchiroptera (REIS et al., 2007). A subordem Megachiroptera não ocorre no Brasil. A subordem Microchiroptera é bastante cosmopolita, só não ocorrendo nas regiões polares e está representada por 17 famílias e 930 espécies (SIMMONS, 2005). Os hábitos alimentares dos morcegos estão entre os mais diversificados nos grupos de mamíferos, observando-se praticamente todos os grupos tróficos, excetuando-se os saprófagos (REIS et al., 2007).

No Brasil, os morcegos são também conhecidos pelos nomes de andirá, guandira ou gurandiruçu na língua tupi. Nove famílias, 64 gêneros e 167 espécies estão catalogados, constituindo-se na segunda ordem em riqueza de espécies neste país, superada apenas pela ordem Rodentia com 235 espécies (REIS et al., 2006; REIS et al., 2007; TAVARES; GREGORIN; PERACCHI, 2008). Os morcegos brasileiros habitam todo o território nacional, ocorrendo na Amazônia, no cerrado, na mata atlântica, no úmido Pantanal, no árido nordeste, nos pampas gaúchos e em áreas urbanas (REIS et al., 2007).

No Brasil, o cão tem papel principal na transmissão da raiva para o Homem, seguido dos morcegos e do gato. Na maioria dos casos de raiva humana do Estado de São Paulo (SP), a espécie transmissora é o cão (84%) ou o quiróptero (10,5%), como também ocorre nas Américas (KOTAIT et al., 2003). Na cidade de São Paulo (SP), desde 1988, quando o primeiro caso de raiva em morcego foi diagnosticado, até 2009, foram registrados 46 casos de raiva envolvendo 12 espécies de morcegos, sendo a maioria morcegos insetívoros, correspondendo a 23 da família Molossidae, 21 da família Vespertilionidae e dois da família Phyllostomidae (KATAOKA et al., 2009).

A relação dos morcegos com o fungo *Histoplasma capsulatum*, agente da histoplasmose, é conhecida há mais de quatro décadas. O crescimento desse fungo em solos contaminados por fezes de morcegos foi relatado por Emmons (1958). No CCZ da cidade de São Paulo, no período de 2003 a 2007, foi observada infecção por esse agente em 2,95% (59/2005) dos morcegos examinados procedentes de diferentes cidades do estado de São

Paulo (GALVÃO-DIAS et al., 2011). Os quirópteros também participam da cadeia epidemiológica de várias outras zoonoses: as virais, incluindo as arboviroses, febre amarela e encefalomielite equina; as bacterianas como salmonelose, brucelose, shiguelose e borreliose; as fúngicas como criptococose e esporotricose; as riquetsioses e as por protozoários como leishmaniose, tripanossomíase e malária (KOTAIT et al., 2003).

Duignan, Horner e O'Keefe (2003) examinaram morcegos de cauda curta (*Mystacina tuberculata*) provenientes da Ilha de Bacalhau e Taranaki, Nova Zelândia, para detecção de patógenos zoonóticos entre vírus, bactérias, protozoários e fungos. Dos 54 animais analisados, foram encontrados cistos de *Sarcocystis*-like na musculatura esquelética, diafragma e língua de 20 animais, por Hematoxilina-Eosina. Não havia evidência de inflamação associada ou degeneração de fibras musculares. Mühldorfer, Speck e Wibbelt (2011) analisaram 486 morcegos e detectaram a presença intramiocárdica de cistos de *Sarcocystis*-like em oito morcegos de quatro espécies diferentes. Esta é a primeira descrição intramuscular de *Sarcocystis*-like em morcegos de vida livre na Europa.

O conhecimento sobre a participação dos quirópteros na cadeia epidemiológica da toxoplasmose, não só no Brasil, como no mundo todo, é extremamente limitado e desatualizado, principalmente considerando-se que *T. gondii* é o coccídio mais estudado atualmente. Os quirópteros poderiam se infectar pela ingestão de oocistos presentes no ambiente contaminando alimentos e água, pela ingestão de bradizoítas presentes em tecidos de hospedeiros intermediários infectados e, possivelmente, também pela transmissão transplacentária de taquizoítas.

No Brasil, Schmidt et al. (1969) analisaram 59 morcegos da espécie *Phyllostomus hastatus hastatus* da região de Sobradinho, Brasília, DF. Onze foram positivos à Reação de Sabin-Feldman. O parasita foi isolado de quatro desses animais por meio do bioensaio em camundongos, confirmando o parasitismo por *T. gondii* em uma espécie de morcego do Brasil. Esta é a maior espécie do gênero e está entre os maiores morcegos das Américas, classificada como onívora (REIS et al., 2007).

No estado de São Paulo, entre 428 amostras de morcegos examinadas, foi verificada uma soroprevalência de 40,42% por meio da RIFI (informação verbal[2]). Mais recentemente, no Brasil, estado de São Paulo, Zetun et al. (2009) analisaram sorologicamente, por meio do MAT, 204 morcegos hematófagos (*D. rotundus*) capturados nas cidades de Bofete (36), Pardinho (10), São Manuel (45), Pratânia (24), Botucatu (16), Itatinga (28) e Anhembi (45).

[2] D'ÁURIA, S. R. N.; CAMARGO, M. C. G. O. Laboratório de Zoonoses do Centro de Controle de Zoonozes de São Paulo (Processo FAPESP 2006/60575-3).

Todas as amostras foram soronegativas para *T. gondii*. Fornazan e Langoni (2010) analisaram 62 morcegos da área urbana do município de Botucatu, estado de São Paulo, encontrando dois morcegos (3,2%) positivos com título 25 no MAT (*Carolia perspicillata* e *Molossus molossus*, frugívoro e insetívoro, respectivamente). Smith e Frenkel (1995) testaram soros de 273 mamíferos de Missouri e Centro-leste de Kansas para presença de anticorpos anti-*T. gondii* utilizando o teste de Sabin-Feldman. Sessenta e cinco (24%) tinham anticorpos, com títulos ≥ 8. Os quatro morcegos insetívoros examinados, um da espécie *Eptesicus fuscus*, um *Lasiurus borealis* e dois *Lasiurus borealis*, apresentaram resultados negativos.

O isolamento de *T. gondii* foi relatado em *Vespertilio pipistrellus* e em *Nyctalus noctula* de Alma-Ata, Cazaquistão, URSS. Neste estudo também foi feita a inoculação de *T. gondii* (RH), quenão induziu a doença clínica em *N. noctula* (LINDSAY; DUBEY[3], 2007a apud GALUZO et al., 1970).

Na França, Doby et al. (1974) relataram a ocorrência de um morcego da espécie *Myotis daubentoni* (insetívoro) soropositivo pela Reação de Sabin Feldman, entre 35 animais examinados. Yuan et al. (2013) pesquisaram anticorpos anti-*T. gondii* utilizando o MAT (título ≥ 25) em 217 amostras de soro de cinco espécies de microquirópteros a partir de quatro províncias da China, entre abril de 2010 e agosto de 2011. Foram encontrados anticorpos para *T. gondii* em 26,5% (18/68) em *Megaderma lyra* (carnívoro), 13,6% (12/88) em *Rousettus leschenaulti* (frugívoro), 13,6% (3/22) em *Cynopterus sphinx* (frugívoro), 20% (4/20) em *Vespertilio superaus* (insetívoro) e 15,8% % (3/19) em *Pipistrellus javanicus* (insetívoro). Houve variação nos títulos de anticorpos de 25 para 400, com uma soroprevalência de 18,4% (40/217).

Dodd et al. (2010) investigaram a prevalência da infecção de *T. gondii* em morcegos frugívoros britânicos (coleção de *Pipistrellus pipistrellus*), extraindo o DNA de tecidos. A prevalência da infecção foi 13,4% pela PCR, tendo como alvo o gene SAG1.

Sangster, Gordon e Hayes (2012) fizeram o primeiro relato de toxoplasmose sistêmica em dois morcegos (*Pteropus conspicillatus* e *P. scapulatus*) megaquirópteros, frugívoros, jovens, oriundos de cativeiros na Austrália, que morreram após apresentarem problemas respiratórios. O diagnóstico foi baseado na sintomatologia clínica (um morcego apresentava sintomatologia nervosa), na histopatologia (presença de cistos teciduais) e imunoistoquímica. Os autores sugerem incluir *T. gondii* no diagnóstico diferencial das doenças neurológicas em morcegos.

---

[3]GALUZO, I. G.; VYSOKOVA, L. A.; KRIVKOVA, A. M. Toxoplasmosis in bats. In: FITZGERALD, P. R. (ed.) **Toxoplasmosis of animals**. University of Illinois: Urbana, College of Veterinary Medicine, 1970.

Schneider (1966) infectou experimentalmente 11 morcegos (*Carollia perspicillata*) com *Besnoitia panamensis*, encontrando o parasita em seis animais 35 a 89 dias pós-inoculação (P.I.). Após esses achados, essa espécie foi reconhecida como sinonímia de *B. darlingi* (SCHNEIDER, 1967b).

A coccidiose renal em morcegos tem sido relatada na literatura. Inicialmente, foi relatada em microquirópteros africanos (*Hipposideros caffer* e *Rhinolophus* sp) de Serra Leoa e Congo. O parasita foi descrito como uma nova espécie, *Klossiella killicki* (BOULARD, 1975). Os esporontes de *Klossiella* foram recuperados de rins de dois morcegos insetívoros (*Myotis sodalis*) capturados em uma caverna em Missouri e examinados por histopatologia (KUSEWITT; WAGNER; HARRIS, 1977). Um terceiro relato foi em espécies de morcegos Vespertilionidae na Alemanha que apresentaram lesões tubulares císticas associadas à infecção por coccídio, no entanto, o gênero do parasita não foi determinado (GRUBER et al., 1996). Wunshmann et al. (2010) descreveram um novo coccídio renal (*Nephroisospora eptesici* nov. gen., n. sp.) em morcegos marrons (*Eptesicus fuscus*), causando lesão cística. Todo o ciclo deste parasita se completa no rim de um único hospedeiro.

Mühldorfer, Speck e Wibbelt (2011) necropsiaram 486 morcegos na Alemanha, no período de 2002 a 2009, sendo observada a presença de coccidiose renal em 11 morcegos pertencentes a seis diferentes espécies. As lesões histopatológicas encontradas foram compatíveis com as descritas por Gruber et al. (1996) e Wunschmann et al. (2010). Foram observados focos brancos macroscópicos na superfície externa dos rins de dois animais examinados e uma resposta celular inflamatória foi observada em um destes casos, associada a um preenchimento da cavidade cística com um material necrótico amorfo.

Até o momento da elaboração deste trabalho, não houve quaisquer relatos de infecção natural por *Frenkelia* sp, *Cystoisospora* sp, *Neospora* sp, *Hammondia* sp ou *Besnoitia* sp em qualquer espécie de morcego, salientando o interesse em se pesquisar esses agentes, a fim de contribuir para ampliar o conhecimento sobre a cadeia epidemiológica de sarcocistídeos em animais selvagens.

4 MATERIAL E MÉTODOS

A colheita de tecidos dos morcegos e a RIFI foram realizadas nos Laboratórios do Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) da Prefeitura do Município de São Paulo.

4.1 ISOLAMENTO DE *T. gondii* DE MORCEGOS NATURALMENTE INFECTADOS

O bioensaio e análise molecular foram realizados nos Laboratórios de Doenças Parasitárias do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal (VPS) da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (FMVZ) da Universidade de São Paulo (USP).

4.1.1 Morcegos

Foram utilizados 1920 morcegos encaminhados para o CCZ de São Paulo, no período de março/2010 a março/2011, procedentes de 13 municípios do estado de São Paulo, fazendo parte da vigilância passiva contra a raiva realizada pelo CCZ (Figura 1). A identificação das espécies de morcegos foi realizada segundo Vizotto e Taddei (1973), levando em consideração o sexo (macho ou fêmea) e a idade (filhote, jovem, adulto, subadulto) dos animais (Quadro 1).

Os animais encaminhados vivos foram sedados com cloridrato de quetamina (50mg/kg), via intramuscular, e a colheita de sangue foi feita por punção cardíaca. A quantidade de sangue colhida teve variação de 20 a 500µL, dependendo da espécie de morcego. Após a colheita, os animais foram eutanasiados utilizando câmara de CO_2. Os animais encaminhados mortos, que sofreram congelamento prévio, também foram incluídos para análise molecular.

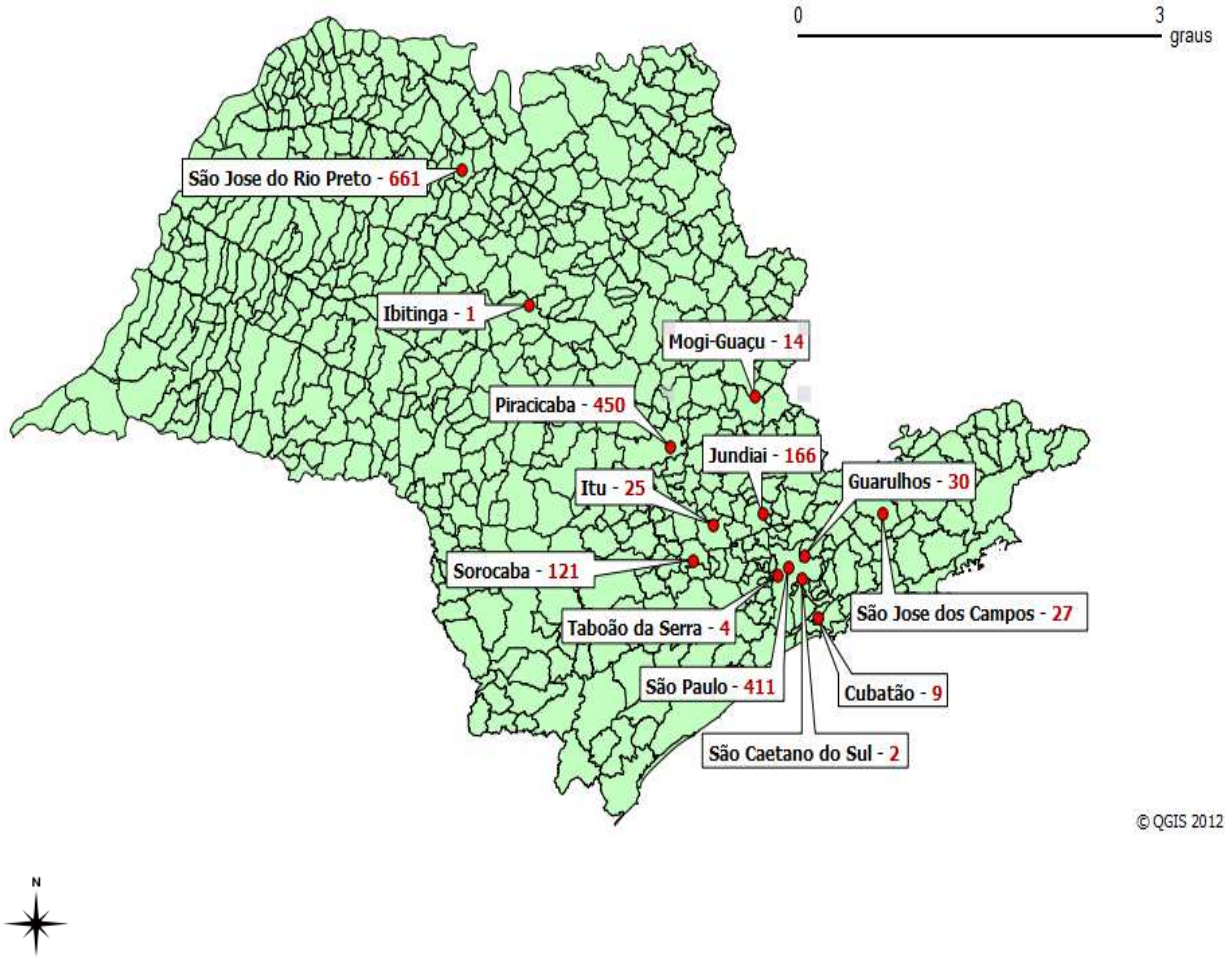
Quadro 1 - Quirópteros encaminhados para o CCZ de São Paulo, no período de março/2010 a março/2011, segundo a classificação, o grupo trófico e a procedência

Família	Subfamília	Gênero	Grupo trófico	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	Total
Phyllostomidae	Desmodontinae	*Desmodus*	Hematófago		2			5						3			**10**
	Carolliinae	*Carollia*	Insetívoro							1							**1**
	Glossophaginae	*Glossophaga*	Nectarívoro		12		1	12	1	16	1	9		122	5	4	**183**
	Phyllostominae	*Micronycteris*	Insetívoro					1									**1**
		Mimon	Insetívoro		1												**1**
		Phyllostomus	Insetívoro						1	2		1					**4**
	Stenodermatinae	*Artibeus*	Frugívoro		4		4	6		5		22	2	19	6		**68**
		Platyrrhinus	Frugívoro	1				3		2		3		29			**38**
		Sturnira	Frugívoro					1		3		1		1	1		**7**
Molossidae		*Cynomops*	Insetívoro					11	1	14		11			11		**48**
		Eumops	Insetívoro		2		4	13	4	123		180	2	16	23		**367**
		Molossops	Insetívoro					1		1		1		2			**5**
		Molossus	Insetívoro	8	5	1	8	72	6	242		358	18	125	62		**905**
		Nyctinomops	Insetívoro				1	7		14	1	54	3	22	2		**104**
		Promops	Insetívoro				2	1		1				1			**5**
		Tadarida	Insetívoro		1			3		2				35	1		**42**
Vespertilionidae	Vespertilioninae	*Eptesicus*	Insetívoro		1		1	15		5		10		3	1		**36**
		Lasiurus	Insetívoro					1		3		5		1	1		**11**
		Histiotus	Insetívoro					1		1		1		3			**6**
	Myotinae	*Myotis*	Insetívoro		2		4	12	1	15		2	1	26	8		**71**
Não identificados								1				3	1	3			**8**
Total				**9**	**30**	**1**	**25**	**166**	**14**	**450**	**2**	**661**	**27**	**411**	**121**	**4**	**1921**

LEGENDA

A	**Cubatão**	**C**	**Ibitinga**	**E**	**Jundiaí**	**G**	**Piracicaba**	**I**	**São José do Rio Preto**	**K**	**São Paulo**	**M**	**Taboão da Serra**
B	**Guarulhos**	**D**	**Itu**	**F**	**Mogi Guaçu**	**H**	**São Caetano do Sul**	**J**	**São José dos Campos**	**L**	**Sorocaba**		

Figura 1 – Mapa do estado de São Paulo com a localização geográfica dos municípios de procedência dos morcegos recebidos no período de março de 2010 a março de 2011 no Centro de Controle de Zoonoses de São Paulo e respectivos números de animais examinados



4.1.2 Colheita de amostras de tecidos e armazenamento

De cada animal foram colhidos coração e musculatura peitoral, colocados em microtubos devidamente identificados, mantidos a 4°C, encaminhados em caixa de isopor com gelo para a FMVZ – USP, onde as amostras eram processadas para o bioensaio (morcegos vivos) ou armazenadas a -20°C para análise molecular (morcegos mortos congelados). Os cérebros eram colhidos no CCZ para o diagnóstico de raiva, sendo que as amostras negativas foram cedidas para este experimento e utilizadas na análise molecular.

4.1.3 Bioensaio em camundongos

O conjunto de tecidos (coração e musculatura peitoral) de cada animal foi tratado individualmente ou foram realizados *pool* de tecidos de até quatro animais, seguindo o protocolo de Dubey (1998). Os tecidos foram macerados com auxílio de gral e pistilo, homogeneizados em salina 0,85% e submetidos à digestão utilizando solução de pepsina ácida (1,3g pepsina, 2,5g NaCl, 3,5mL HCl, água destilada 250mL q.s.p.) na proporção de 25mL para cada 25mL de homogenado de tecidos. A incubação era feita em banho-maria com agitação por 1 h a 37°C. Após a incubação, as amostras eram centrifugadas (2.500 *g* por 10 min) e em seguida era feita a neutralização com bicarbonato de sódio 1,2%. Ao final do processo, a amostra era inoculada em camundongos.

Foram usados camundongos albinos Swiss, com idade ao redor de dois meses, provenientes do Biotério do VPS, FMVZ, USP. Cada grupo foi constituído de três camundongos, alojados na mesma caixa; cada camundongo foi inoculado subcutaneamente com 1,0mL da amostra digerida e observados diariamente.

Imprints de pulmão e cérebro dos animais que vieram a óbito foram examinados para pesquisa de taquizoítas e cistos de *T. gondii* como previamente descrito por Dubey e Beattie (1988). Os taquizoítas eram observados em impressões de pulmão, cortando-se um fragmento, removendo-se o excesso de sangue em um papel absorvente e essa superfície de corte era aplicada sobre uma gota de solução salina em uma lâmina, cobria-se com lamínula e examinava-se ao microscópio composto. Cistos eram observados em fragmentos de cérebro comprimidos entre lâmina e lamínula e examinados ao microscópio composto. Os cérebros de todos os animais soropositivos e soronegativos foram examinados do mesmo modo.

Os camundongos eram considerados infectados com *T. gondii* quando estágios do parasita eram encontrados em seus tecidos. As amostras positivas para *T. gondii* (isolados) eram homogeneizadas separadamente, utilizando gral e pistilo, sendo acrescentado 1,0mL de salina estéril 0,85%. A suspensão obtida era colocada em microtubo de 2,0mL e armazenada em freezer a −70°C até a extração do DNA.

Camundongos que sobreviveram seis semanas P.I. foram examinados sorologicamente para pesquisa de anticorpos pelo MAT, sendo a colheita de sangue (200 a 500µL) realizada pela via submandibular. Após dois meses P.I., os camundongos foram eutanasiados com injeção intrapulmonar de embutramida e iodeto de mebezônio (T-61®, Intervet).

A virulência das amostras foi baseada na mortalidade dos animais infectados durante as quatro semanas P.I. Foram consideradas virulentas, as amostras com 100% de mortalidade dos camundongos, de virulência intermediária com mortalidade entre 30% e 100% e não virulentas com mortalidade menor ou igual a 30% (PENA et al., 2008).

4.2 EXAME SOROLÓGICO PARA A PESQUISA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*Toxoplasma gondii*

Os soros obtidos eram armazenados em freezer -20ºC e examinados por meio da RIFI (CAMARGO, 1974) e, comparativamente, por meio do MAT (DUBEY; DESMONTS, 1987).

4.2.1 Preparo do conjugado antimorcego

O conjugado antimorcego foi produzido no Laboratório de Zoonoses e Doenças transmitidas por vetores do Centro de Controle de Zoonoses de São Paulo (Labzoo-CCZ-SP) de acordo com métodos já descritos (BEUTNER; HOLBORON; JOHNSON, 1965; CAMARGO, 1974; HUDSON; HAY, 1976; D'AURIA et al., 2010). Resumidamente, um *pool* de soros a partir de diferentes espécies de morcegos foi precipitado com sulfato de sódio a 18% e dialisado em uma solução de cloreto de sódio a 0,9%. As imunoglobulinas foram obtidas por cromatografia de troca iônica em dietilaminoetil-celulose (DEAE) - resina de celulose (Sigma, St. Louis, MO) e a pureza da fração proteica foi verificada por imunoeletroforese em gel de agarose (HUDSON; HAY, 1976). A concentração de proteínas foi medida por reação de biureto (GORNALL; BARADAWILL; DAVID, 1949).

Uma ovelha foi imunizada com uma série de 10 inoculações intramusculares de imunoglobulina purificada de morcego (1mg de proteína/mL) associada com o adjuvante completo de Freund em intervalos de 15 dias. O antisoro foi analisado quantitativamente por imunodifusão radial em gel de ágar e, após a identificação da linha de precipitação na diluição de 1:128, o animal foi sangrado por punção jugular. Em seguida, o soro foi precipitado com uma solução de sulfato de sódio a 18%, purificado utilizando resina de celulose (DEAE) e a

imunoglobulina antimorcego foi conjugada com isotiocianato de fluoresceína em diálise durante a noite. O excesso de fluorocromo presente no soro foi removido por filtração em coluna (Sephadex G-50) e o conjugado foi mantido a -20ºC até a sua utilização.

4.2.2 Reação de Imunofluorescência Indireta - RIFI

A amostra RH (SABIN, 1941) de *T. gondii* foi utilizada como antígeno na preparação das lâminas. As amostras de soro eram diluídas 1:16 em solução tampão, pH 7,2 (Na_2HPO_4 0,0084M, NaH_2PO_4 0,0018M, NaCl 0,147M) e incubadas em câmara úmida a 37ºC durante 30 minutos. Após a incubação, as lâminas eram lavadas três vezes na solução tampão (10 minutos cada lavagem). Após a secagem das lâminas, era adicionado o conjugado anti-IgG de morcego. O conjugado era previamente diluído em solução tampão pH 7,2 contendo 0,01% de Azul de Evan. Novamente, as lâminas eram incubadas por 30 minutos a 37ºC e lavadas três vezes por 10 minutos cada lavagem. Os animais com títulos maiores ou iguais a 16 e com fluorescência total na superfície dos taquizoítas foram considerados positivos.

4.2.3 Teste de Aglutinação Modificado - MAT

A diluição dos soros foi feita em microplaca (96 poços com fundo “U”), utilizando solução tamponada, pH 7,2 (NaCl 0,146M; NaH_2PO_4 0,0026M; Na_2HPO_4 0,008M), filtrada em membrana de policarbonato (poro 0,45µm). Foram feitas diluições seriadas 1:25, 1:50 e 1:500. Os soros dos animais com títulos maiores ou iguais a 50 eram novamente diluídos seriadamente na base 2 e testados até chegar ao título máximo da reação.

Utilizando uma capela de exaustão, 150µL de antígeno (taquizoítas fixados em formalina) foram diluídos em 2,5mL de solução tamponada, pH 8,5 (NaCl 0,12M; H_3BO_3 0,05M; NaN_3 0,03M; albumina sérica bovina 0,4%), 35µL de Mercaptoetanol 0,2M e 50µL de Azul de Evan 0,2%. Essa mistura foi homogeneizada e distribuída em outra microplaca, resultando 25µL de reagentes em cada poço. Em sequência, os soros diluídos eram

transferidos para essa microplaca e homogeneizados aos reagentes (v/v). A placa era selada com plástico adesivo para evitar evaporação e incubada durante a noite em estufa a 37ºC.

A formação de um botão de contorno definido na base do poço da placa era anotada como resultado negativo e uma malha completa ou um véu de contorno pouco definido era anotado como positivo (DESMONTS; REMINGTON, 1980). Os animais com títulos maiores ou iguais a 25 foram considerados positivos. Em todas as reações eram usados controles positivo e negativo previamente conhecidos e controle do antígeno. O antígeno foi fornecido gentilmente pelo Dr. J. P. Dubey do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais, Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA), em Beltsville, Maryland, tendo sido enviado por via aérea.

4.3 ANÁLISE MOLECULAR

Uma alíquota de 1,0mL de cada homogenado de tecidos de morcegos (homogenado pré-digestão – PD), antes de ser adicionada a pepsina ácida, foi armazenada a -70°C para posterior extração de DNA e análise molecular.

Os tecidos (coração e músculo peitoral) de cada morcego não utilizados no bioensaio foram homogeneizados com gral e pistilo, os homogenados foram acrescidos de salina estéril 0,85%, distribuídos em microtubos de 2,0mL e também armazenados em freezer a −70°C até o processamento para obtenção de DNA. Para o mesmo objetivo, a suspensão de cérebro de cada morcego foi estocada, separadamente, da mesma maneira.

4.3.1 Extração de DNA

Após o descongelamento, uma alíquota de 300µl do homogenado de tecidos de cada amostra foi separada e lavada duas a três vezes com tampão TE (q.s.p. 1.500µL), pH 8,0 (Tris-HCl 10mM, EDTA 1mM), centrifugando-se a 12.000 *g* por 5 minutos. Foi utilizado um kit comercial para a extração do DNA (Wizard® Genomic DNA Purification Kit /cat. A1125 - Promega).

Primeiramente, foram adicionados 12,5µL de proteinase K (Promega®) e 600mL de solução de lise (*Cell Lysis Solution*) ao sedimento e incubou-se durante a noite a 37ºC em termobloco com agitação.

Cada amostra era então centrifugada a 12.000 *g* por 5 minutos e o sobrenadante era transferido para outro microtubo. Adicionaram-se 300µL de outra solução de lise (*Nuclei Lysis Solution*) e 1,5µL de RNase. Após homogeneização por 10 segundos, seguia-se uma incubação de 15 a 30 minutos a 37ºC.

Na sequência, adicionaram-se 100µL de solução de precipitação (*Protein Precipitation Solution*) e cada amostra foi homogeneizada e incubada em freezer -20ºC por 5 minutos.

Após centrifugação a 12.000 *g* por 4 minutos, o sobrenadante era transferido para outro microtubo (1,5mL) contendo 300µL de álcool isopropílico. Após gentil homogeneização (inversão do microtubo), centrifugou-se por 1 minuto a 12.000 *g*. O sobrenadante foi descartado e cada amostra foi então acrescida de 300µL de álcool etílico a 70%.

Novamente, homogeneizava-se por inversão dos microtubos e centrifugava-se por 1 minuto a 12.000 *g*, descartando-se então o sobrenadante. Após a secagem do *pellet* de DNA extraído em temperatura ambiente, as amostras eram eluídas em 50µL de solução de hidratação (*DNA Rehidration Solution*), incubadas por 1h a 65ºC e armazenadas em freezer a −70°C até o momento do processamento molecular.

4.3.2 PCR-RFLP Multilocal

A PCR-RFLP foi realizada a partir de DNA extraído dos isolados de *T. gondii* de morcegos obtidos no bioensaio em camundongos, sendo incluídas amostras clonais (Tipos I, II e III) e de referência (Cougar, MAS, TgCatBr5) como controles (Quadro 2).

Foram utilizados 12 marcadores (SAG1, 5´3´SAG2, alt. SAG2, SAG3, BTUB, GRA6, c22-8, c29-2, PK1, L358, CS3 e Apico) capazes de distinguir, sem ambiguidade, as três linhagens clonais (Tipos I, II e III) após a amplificação do DNA-alvo e tratamento com enzimas de restrição (SU et al., 2006; DUBEY et al., 2007b; PENA et al., 2008). Os primers e enzimas utilizados estão descritos em detalhe no quadro 3.

As sequências de DNA-alvo foram primeiramente amplificadas em dois multiplex PCR usando os primers externos para todos os marcadores (multiplex 1: SAG1, 5´3´SAG2, SAG3, BTUB e GRA6; multiplex 2: alt. SAG2, c22-8, c29-2, PK1, Apico, L358 e CS3) seguidos de *nested*-PCR para os marcadores individualmente, utilizando os primers internos. Os produtos das PCRs foram primeiramente diluídos 1:2 em água ultrapura.

Utilizou-se a seguinte mistura de reagentes na PCR, para uma reação de 25µL: tampão de reação (KCl 50mM; Tris-HCl 10mM, pH 9,0), 200µM de cada nucleotídeo (dATP, dTTP, dCTP, dGTP), 0,10µM de cada primer, 2mM de $MgCl_2$, 0,5 unidade de *Taq* DNA polimerase e 1,5µL de DNA extraído. Na *nested*-PCR, foi utilizada a mesma mistura, mas com 0,3µM de cada primer.

A PCR foi realizada com uma desnaturação inicial a 95ºC por 4 min, seguida de 25 ciclos de desnaturação a 94°C por 30 seg, hibridização a 55°C por 30 seg e extensão a 72°C por 1 min e 30 seg. A *nested*-PCR foi realizada com uma desnaturação inicial a 95ºC por 4 min, seguida de 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 30 seg, hibridização a 60°C por 1 min e extensão a 72°C por 2 min.

A fim de investigar o padrão de RFLP de cada amostra (SU et al., 2006), 3µL de cada produto de *nested*-PCR foram misturados a 17µL de reação de digestão contendo tampão NE (1x), 0,1mg/ml de BSA e uma unidade de cada enzima de restrição. As amostras foram incubadas na temperatura indicada pelo fabricante como ideal para cada enzima (Quadro 3). Após a incubação, as amostras foram submetidas à análise em gel de agarose a 2,0-3,0%, contendo 0,5µg de brometo de etídeo, em cuba horizontal com solução tampão TBE, pH 8,0 (Tris-borato 0,045M; EDTA 0,001M), juntamente com um marcador de peso molecular com fragmentos múltiplos de 100 pares de bases (pb), e as bandas visualizadas sob luz ultravioleta, utilizando-se um analisador de imagem (Alpha Innotech Corp, San Leandro, CA, USA).

Quadro 2 - Genotipagem multilocal das amostras clonais Tipos I, II e III e das amostras de referência de *Toxoplasma gondii* utilizadas como controles neste estudo

Identidade	**Marcadores PCR-RFLP***												**Genótipos**
	SAG 1	**5'3'SAG2[1]**	**alt. SAG2[2]**	**SAG3**	**BTUB**	**GRA6**	**C22-8**	**C29-2**	**L358**	**PK1**	**Apico**	**CS3**	
RH88	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	I	Tipo I
PTG	II ou III	II	II	II	II	II	II	II	II	II	II	II	Tipo II
CTG	II ou III	III	III	III	III	III	III	III	III	III	III	III	Tipo III
TgCgCa1 (Cougar)	I	II	II	III	II	II	II	u-1	I	u-2	I	II	Referência
MAS	u-1	I	II	III	III	III	u-1	I	I	III	I	II	Referência
TgCatBr5	I	III	III	III	III	III	I	I	I	u-1	I	II	Referência

Su et al. (2006)

u-1 e u-2 são alelos diferentes dos alelos clonais

[1] Marcador SAG2 baseado na terminação 5´ e 3´ da sequência do gene (HOWE et al., 1997)

[2] Novo marcador SAG2 baseado na terminação 5´ da sequência do gene (SU et al., 2006)

Quadro 3 - Informações referentes aos marcadores genéticos e endonucleases utilizados na PCR-RFLP Multilocal para genotipagem de isolados de *Toxoplasma gondii* de morcegos do município de São Paulo, SP

Marcador	Nº. Cromossomo	Primers externos#	Primers internos#	Tamanho (pb)	Enzimas de restrição, temperatura e tempo de incubação	Referência
SAG1	VIII	F: GTTCTAACCACGCACCCTGAG R: AAGAGTGGGAGGCTCTGTGA	F: CAATGTGCACCTGTAGGAAGC R: GTGGTTCTCCGTCGGTGTGAG	390	*Sau96*I + *Hae*II, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Grigg et al. (2001)
5´SAG2	VIII	F: GCTACCTCGAACAGGAACAC R: GCATCAACAGTCTCTTCGTTGC	F: GAAATGTTTCAGGTTGCTGC R: GCAAGAGCGAACTTGAACAC	242	*Mbo*I, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Howe et al. (1997); Su et al. (2006)
3´SAG2	VIII	F: TCTGTTCTCCGAAGTGACTCC R: TCAAAGCGTGCATTATCGC	F: ATTCTCATGCCTCCGCTTC R: AACGTTTCACGAAGGCACAC	222	*Hha*I, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Howe et al. (1997)
SAG3	XII	F: CAACTCTCACCATTCCACCC R: GCGCGTTGTTAGACAAGACA	F: TCTTGTCGGGTGTTCACTCA R: CACAAGGAGACCGAGAAGGA	311	*Nci*I, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Grigg et al. (2001); Su et al. (2006)
alt. SAG2	VIII	F: GGAACGCGAACAATGAGTTT R: GCACTGTTGTCCAGGGTTTT	F: ACCCATCTGCGAAGAAAACG R: ATTTCGACCAGCGGGAGCAC	546	*Hinf*I + *Taq*I, NEB3, BSA, 65ºC 30min, gel 2,5%	Lehmann et al. (2000); Su et al. (2006)
BTUB	IX	F: TCCAAATGAGAGAAATCGT R: AAATTGAATGACGAAGAA	F: GAGGTCATCTCGGACGAACA R: TTGTAGGAACACCCGGACGC	411	*BsiE*I + *Taq*I, NEB4, BSA, 60ºC 1h, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Su et al. (2006)
GRA6	X	F: ATTTGTGTTTCCGAGCAGGT R: GCACCTTCGCTTGTGGTT	F: TTTCCGAGCAGGTGACCT R: TCGCCGAAGAGTTGACATAG	344	*Mse*I, NEB2, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Fazaeli et al. (2000); Su et al. (2006)
c22-8	Ib	F: TGATGCATCCATGCGTTTAT R: CCTCCACTTCTTCGGTCTCA	F: TCTCTCTACGTGGACGCC R: AGGTGCTTGGATATTCGC	521	*BsmA*I + *Mbo*II, NEB2, 37ºC 30min, 55ºC 30min, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Su et al. (2006)
c29-2	III	F: ACCCACTGAGCGAAAAGAAA R: AGGGTCTCTTGCGCATACAT	F: AGTTCTGCAGAGTGTCGC R: TGTCTAGGAAAGAGGCGC	446	*HpyCH4*IV + *Rsa*I, NEB1, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Su et al. (2006)
L358	V	F: TCTCTCGACTTCGCCTCTTC R: GCAATTTCCTCGAAGACAGC	F: AGGAGGCGTAGCGCAAGT R: CCCTCTGGCTGCAGTGCT	418	*Hae*III + *Nla*III, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Su et al. (2006)
PK1	VI	F: GAAAGCTGTCCACCCTGAAA R: AGAAAGCTCCGTGCAGTGAT	F: CGCAAAGGGAGACAATCAGT R: TCATCGCTGAATCTCATTGC	903	*Ava*I + *Rsa*I, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Su et al. (2006)
Apico	Plastídio	F: TGGTTTTAACCCTAGATTGTGG R:AAACGGAATTAATGAGATTTGAA	F:TGCAAATTCTTGAATTCTCAGTT R: GGGATTCGAACCCTTGATA	640	*Afl*II + *Dde*I, NEB2, BSA, 37ºC 1h, gel 3%	Su et al. (2006)
CS3	VIIa	F: GTGTATCTCCGAGGGGGTCT R: TGTGACTTCTTCGCATCGAC	F: AGCGGATTTCCAACACTGTC R: CTGCTGCATTCACAAACTCC	557	*N1a*III + *Mbo*I, NEB4, BSA, 37ºC 1h, gel 2,5%	Khan et al. (2005); Pena et al. (2008)

Fonte: Dados obtidos de Su, Zhang e Dubey (2006), Dubey et al. (2007a) e Pena et al. (2008)
F: Forward (senso); R: Reward (antissenso)

4.3.3 Detecção molecular de *T. gondii*

O DNA de *T. gondii* foi detectado nos isolados obtidos em camundongos (pulmão e cérebro) e nas amostras primárias respectivas de morcegos (PD e cérebro) pela *nested*-PCR, tendo como alvo um fragmento de 155pb do gene B1 (BURG et al., 1989). Para a reação de PCR foram utilizados 10µM de primers externos T1 (5'-AGCGTCTCTCTTCAAGCAGC GTA-3') e T2 (5'-TCCGCAGCGACTTCTATCTCTGT-3') e para a reação de *nested*-PCR foram utilizados 10µM de primers internos T3 (5'-TGGGAATGAAAGAGACGCTAAT GTG-3') e T4 (5'-TTAAAGCGTTCGTGGTCAACTATCG-3'), segundo protocolo descrito por Yai et al. (2003b).

Foi utilizada a seguinte mistura de reagentes na PCR para uma reação de 50µL: 25,2µL de água ultrapura, 5,0µL de tampão de reação (KCl 50mM; Tris-HCl 10mM, pH 9,0), 8,0µL da mistura de dNTPs – dATP, dTTP, dCTP, dGTP (1,25µM), 2,5µL de cada *primer* (10µM), 1,5µL de $MgCl_2$ (50mM), 0,3µL de *Taq* DNA polimerase (5U/µl) e 5,0µL da amostra de DNA extraído. Para a *nested*-PCR foram utilizadas as mesmas quantidades da mistura de reagentes, utilizando-se 29,2µL de água ultrapura e 1,0µL do produto amplificado na PCR. Como controle negativo foi utilizada água ultrapura.

A PCR foi realizada com 25 ciclos a 94°C por 45 seg, 55°C por 1 min e 72°C por 1,5 min, e a *nested*-PCR com 35 ciclos a 94°C por 45 seg, 55°C por 1 min e 72°C por 1,5 min. As reações foram precedidas por uma etapa de desnaturação inicial a 94°C por 3 min e extensão final a 72ºC por 10 min. Todas as reações foram reveladas em gel de agarose 2,0% com 0,3µg de brometo de etídeo.

4.3.4 Detecção molecular de protozoários da família Sarcocystidae nas amostras primárias

Foram submetidos à PCR o material da PD (282 amostras), a musculatura dos animais congelados (866 amostras) e um pequeno fragmento individual de cérebro congelado (1765 amostras), cedido pelo laboratório de Raiva-CCZ-SP. Nem todas as amostras de musculatura possuíam o cérebro do animal correspondente e vice-versa.

O DNA de protozoários sarcocistídeos nas amostras de tecidos de morcegos foi detectado pela *nested*-PCR utilizando primers desenhados com base nas sequências conservadas de *T. gondii*, *H. hammondi*, *N. caninum* e *S. neurona*, que amplificam um fragmento do gene do RNA ribossômico 18S (18S rRNA) comum aos parasitas (SU et al., 2010).

A primeira reação foi realizada usando 25µM dos primers externos Tg18s48F (5'-CCATGCATGTCTAAGTATAAGC-3') e Tg18s359R (5'-GTTACCCGTCACTGCCAC-3'). A segunda reação foi realizada usando 50µM dos primers internos Tg18s58F (5'-CTAAGTATAAGCTTTTATACGGC-3') e Tg18s348R (5'-TGCCACGGTAGTCCAATAC-3') (Integrated DNA Technologies, USA) com 290pb para *S. neurona*, *N. caninum*, *H. hammondi* e *T. gondii* e 310 pb para os demais *Sarcocystis* spp (SU et al., 2010).

Foi utilizada a seguinte mistura de reagentes na PCR para uma reação de 18µL: 11,46µL de água ultrapura, 1,8µL de tampão de reação (KCl 50mM; Tris-HCl 10mM, pH 9,0), 1,4µL da mistura de dNTPs – dATP, dTTP, dCTP, dGTP (2,5µM), 0,1µL de cada *primer* (25µM), 1,4µL de $MgCl_2$ (25mM), 0,14µL de *Taq* DNA polimerase (5U/µl) e 3,0µL da amostra de DNA extraído. Para a *nested*-PCR foram utilizadas as mesmas quantidades da mistura de reagentes com *primer*s a 50µM, utilizando-se 2µL do produto da PCR diluído em água ultra pura (1:2). Como controle negativo, foi utilizada água ultrapura.

A PCR foi realizada com 30 ciclos a 94°C por 30 seg, 55°C por 1 min e 72°C por 2 min, e a *nested*-PCR com 35 ciclos a 94°C por 30 seg, 55°C por 1 min e 72°C por 1,5 min. As reações foram precedidas por uma etapa de desnaturação inicial a 94°C por 4 min. Todas as reações foram reveladas em gel de agarose 1,5% com 0,3µg de brometo de etídeo para checar a qualidade e quantidade do produto da PCR.

4.3.5 Sequenciamento

As amostras primárias amplificadas pela *nested*-PCR foram submetidas à análise por sequenciamento, sendo uma parte realizada na Universidade do Tennessee (Departamento de Microbiologia, Knoxville, Tennessee, EUA). Para a purificação do DNA foi utilizado um kit

comercial (Wizard® SV Gel and PCR Clean-Up System/cat. A9281 - Promega), conforme instruções do fabricante.

Foi adicionada v/v a solução “Membrane Binding Solution” em 50µL do amplificado de PCR. Essa mistura era transferida para uma coluna (SV Minicolumn) acoplada em um microtubo coletor e centrifugada por um minuto a 16.000 *g*. O líquido era descartado, adicionavam-se 700µL de outra solução (*Membrane Wash Solution*) e novamente as amostras eram centrifugadas por um minuto a 16.000 *g*. A lavagem era repetida com mais 500µL da mesma solução e centrifugava-se por cinco minutos a 16.000 *g*. Na sequência, a coluna era transferida para um novo microtubo, aplicavam-se 50µL de água (*Nuclease-Free Water*) no centro da coluna e, após incubação de um minuto à temperatura ambiente, centrifugava-se por 1 minuto a 16.000 *g*. O DNA purificado era armazenado a -20ºC.

O produto purificado foi quantificado no aparelho nanodrop (Hoefer, USA) e, para a reação de sequenciamento, foram utilizados 5µM de *primers* internos utilizados na *nested*-PCR (Tg18s58F), 50ng/mL de produto de DNA purificado e reagentes do BigDye® Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit (cod. 4337456). O processamento foi feito no ABI 3100 DNA Analyser (Applied Biosystems, CA, USA).

Outra parte do sequenciamento foi realizada no Centro de Estudos do Genoma Humano do Instituto de Biologia (IB) da USP. A purificação do produto amplificado foi realizada com uma combinação de duas enzimas: Shrim Alkaline Phosphatase (SAP), que degrada os nucleotídeos não incorporados e a Exonuclease I (EXO), que degrada primers residuais e demais produtos de fita simples indesejáveis. Para isso, foram misturados 8µL de produto da PCR em 5µL de EXO/SAP e incubou-se em termociclador por 1h a 37ºC e depois por 15 minutos a 80ºC. Foram acrescidos 5µM de primers internos (Tg18s58F e Tg18s348R) a esse produto. As amostras foram levadas ao IB para a reação de sequenciamento utilizando o BigDye® Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit (cod. 4337456) e sequenciadas utilizando o ABI 3730 DNA Analyser (Applied Biosystems, CA, USA).

4.3.6 Análise das sequências

A qualidade dos produtos sequenciados foi verificada utilizando-se o programa *Phred/Phrap/Consed* contido na suíte *Codoncode Aligner* (EWING et al., 1998). Com esse

mesmo programa, foi realizada a montagem da sequência final de cada amostra, eliminando as extremidades e regiões de baixa qualidade.

Para que fosse possível selecionar as sequências de organismos conhecidos com 100% de identidade ou com maior identidade com as sequências encontradas em tecidos de morcegos foi utilizada a ferramenta de busca BLAST (www.ncbi.nlm.nih.gov/BLAST). As sequências de nucleotídeos indicadas pelo BLAST que geraram o maior valor de identidade e as sequências homólogas (100% de identidade) dos principais sarcocistídeos (18S rDNA) disponíveis no *Genbank* foram alinhadas com auxílio do programa Clustal W, contido na suíte *BioEdit Sequence Alignment Editor* (THOMPSON et al., 1994; HALL, 1999). Essas sequências foram empregadas na análise filogenética.

O detalhamento das sequências dos principais sarcocistídeos utilizados nesta análise pode ser visualizado no quadro 4. O grau de diversidade nucleotídica existente entre as sequências foi avaliado com auxílio do programa MEGA 4 (TAMURA et al., 2007). Para a construção das árvores filogenéticas, foi empregado o método de distância *neighbor-joining* e a confiabilidade estatística foi avaliada pelo teste de *bootstrap*. Os parâmetros para as reconstruções filogenéticas estão indicados sob as árvores, nas legendas das respectivas figuras.

Quadro 4 – Amostras dos principais representantes da família Sarcocystidae (região 18S rDNA) utilizadas na identificação molecular das amostras de morcegos - São Paulo

Sarcocystidae	**Número de acesso – Genbank***	**Número de nucleotídeos**
Hammondia triffittae	GQ984222	1745
Hammondia heydorni	GQ984224	1745
Hammondia hammondi	AF096498	1747
Neospora caninum	U16159	2271
Toxoplasma gondii	U12138	1732
Benoitia besnoiti	JF314861	2118
Besnoitia jellisoni	AF291426	1816
Nephroisospora epitesici	EU334134	1785
Cystoisospora felis	L76471	1755
Cystoisospora belli	AB268326	1748
Cystoisospora ohioensis	AY618555	1793
Hyaloklossia lieberkuehni	AF298623	1564
Frenkelia glareoli	AF009245	1630
Frenkelia microti	AF009244	1631
Sarcocystis neurona	U07812	1803

*Genbank: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/

5 RESULTADOS

No Apêndice A, encontram-se os dados individuais dos 1921 morcegos utilizados na análise molecular, bioensaio e os respectivos resultados sorológico e molecular. No Apêndice B, encontra-se o detalhamento das amostras de morcegos investigados neste estudo conforme espécie, sexo e idade.

5.1 EXAME SOROLÓGICO PARA A PESQUISA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*Toxoplasma gondii*

Foram colhidas e analisadas 188 amostras de sangue. No sorodiagnóstico, foram obtidos 14,89% (28/188) de positividade na RIFI (títulos ≥ 16) e 18,61% (35/188) no MAT (títulos ≥ 25). A frequência de soropositividade dos morcegos, segundo a família e espécie analisadas, encontra-se na tabela 1.

O teste de concordância entre as técnicas, utilizando índice *Kappa* (IC 95%), foi 0,046, revelando uma baixa concordância (LANDIS; KOCH, 1977) (Tabela 2).

Os títulos de anticorpos na RIFI variaram de 16 a 1024, enquanto que no MAT a variação dos títulos foi de 25 a 200 (Tabela 3).

5.2 BIOENSAIO EM CAMUNDONGOS

Foram realizados 282 bioensaios a partir de *pool* de músculo peitoral e coração de 369 morcegos, sendo realizados 62 bioensaios em *pool* de dois a quatro morcegos e 220 com morcegos individualmente.

Dois isolados de *T. gondii* foram obtidos, sendo um isolado do morcego insetívoro *Molossus molossus* (macho, adulto) capturado em Vila Formosa, zona leste de São Paulo, denominado TgBatBr1 e outro do morcego hematófago *Desmodus rotundus* (macho, adulto) capturado em Perus, região noroeste de São Paulo, denominado TgBatBr2 (Tabela 4).

Tabela 1 - Detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em morcegos da região metropolitana de São Paulo, segundo a espécie de morcego e os testes sorológicos utilizados. São Paulo – 2012

Família	Espécie	Nº animais testados	RIFI* Nº animais reativos (%)	MAT* Nº animais reativos (%)
Phyllostomidae	*Desmodus rotundus*	5	3 (60,0)	1 (20,0)
	Glossophaga sorcina	64	5 (7,8)	16 (25,0)
	Artibeus lituratus	12	2 (16,6)	1 (8,33)
	Platyrrhinus lineatus	11	4 (36,36)	2 (18,18)
Subtotal		**92**	**14 (15,21)**	**20 (21,73)**
Molossidae	*Eumops* sp	1	0 (0,0)	1 (100)
	Eumops perotis	2	1 (50)	1 (50,0)
	Eumops auripendus	1	0 (0,0)	1 (100)
	Eumops glaucinus	3	1 (33,33)	0 (0,0)
	Molossops neglectus	2	1 (50,0)	2 (100)
	Molossus molossus	55	5 (9,09)	5 (9,09)
	Molossus rufus	4	0 (0,0)	0 (0,0)
	Nyctinomops laticaudatus	3	0 (0,0)	0 (0,0)
	Nyctinomops macrotis	4	1 (25,0)	0 (0,0)
	Promops nasutus	1	1 (100)	1 (100)
Subtotal		**76**	**10 (13,15)**	**11 (14,47)**
Vespertilionidae	*Tadarida brasiliensis*	7	3 (42,85)	2 (28,57)
	Eptesicus furinalis	1	0 (0,0)	0 (0,0)
	Histiotus velatus	3	0 (0,0)	0 (0,0)
	Myotis nigricans	5	0 (0,0)	1 (20)
Subtotal		**16**	**3 (18,75)**	**3 (18,75)**
Não identificados		4	1 (25,0)	1 (25,0)
TOTAL		**188**	**28 (14,89)**	**35 (18,61)**

*****Animais considerados reativos na RIFI (títulos ≥ 16) e no MAT (títulos ≥ 25)
RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta
MAT: Teste de Aglutinação Modificado

Tabela 2 - Teste de concordância entre a reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e o teste de aglutinação modificado (MAT), segundo os resultados obtidos para presença de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em morcegos do estado de São Paulo. São Paulo - 2012

		MAT		
		POSITIVO	**NEGATIVO**	**TOTAL**
	POSITIVO	9	19	28
RIFI	**NEGATIVO**	26	134	160
	TOTAL	35	153	188

Kappa: 0,046

Tabela 3 - Distribuição dos títulos de anticorpos anti-*T. gondii* obtidos por meio da reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e por meio do teste de aglutinação modificado (MAT), em morcegos naturalmente infectados do estado de São Paulo no período de março de 2010 a março de 2011 - São Paulo - 2012

RIFI		**MAT**	
Título	**Número de morcegos soropositivos (%)**	**Título**	**Número de morcegos soropositivos (%)**
16	16 (57,14)	25	20 (57,14)
32	0 (0,0)		
64	5 (17,85)	50	12 (34,28)
128	0 (0,0)		
256	5 (17,85)	100	2 (5,71)
512	0 (0,0)		
1024	2 (7,14)	200	1 (2,85)
Total	**28 (100%)**	**Total**	**35 (100%)**

Tabela 4 - Isolamento de *Toxoplasma gondii* em morcegos do estado de São Paulo por meio de bioensaio em camundongos, segundo a amostra e a mortalidade em camundongos. São Paulo - 2012

Identificação da amostra	**Espécies**	**Bioensaio[§]**		
		Nº óbitos / Nº infectados	**% óbitos**	**Sobrevida (DPI[a])**
Pool (1799/1800)	*Glossophaga soricina* *Molossus molossus**	3/3	100	17, 17, 20
Pool (1839/1840/1841)	*Desmodus rotundus* *Desmodus rotundus** *Desmodus rotundus*	3/3	100	13, 16, 16

[§] Três camundongos inoculados por grupo
*Morcegos infectados (identificados pela *nested*-PCR do gene B1)
[a]DPI: dias pós-inoculação

Após o isolamento de *T. gondii* em camundongos, foram realizadas a PCR e *nested*-PCR para um fragmento do gene B1, podendo assim separar o animal infectado de cada *pool* do qual foi isolado *T. gondii* (Figura 2). Observando a figura 2, pode-se notar que a pré-digestão 1 (PD1= *pool* 1799+1800) foi positiva e a análise individual do cérebro revelou que *Molossus molossus* (1800-CE1a) foi o morcego positivo. Do mesmo modo, observou-se que a pré-digestão 2 (PD2= *pool* 1839+1840+1841) foi positiva e a análise individual do cérebro de cada animal revelou como positivo *Desmodus rotundus* (1840-CE2b).

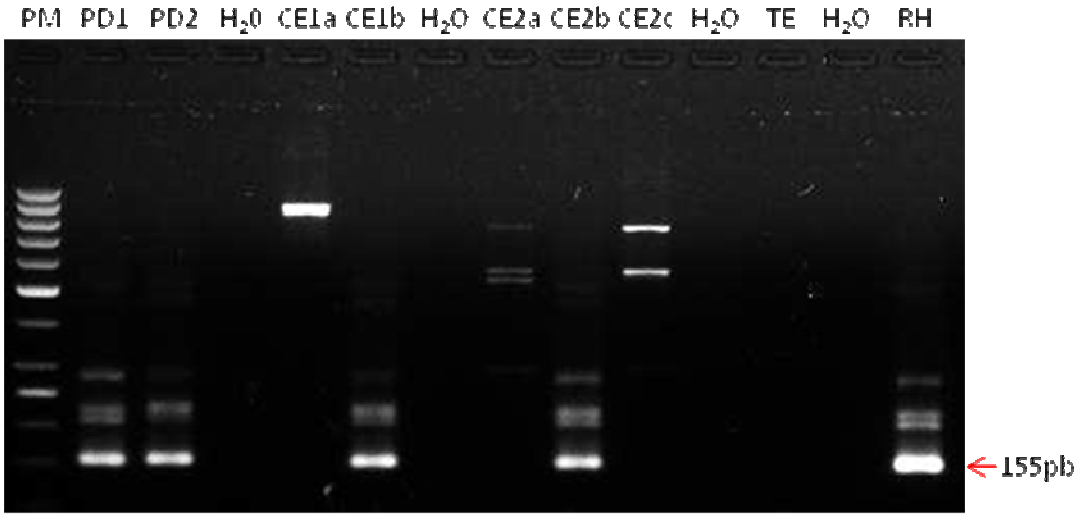
O sangue dos animais da PD1 (1799 e 1800) não foi colhido, enquanto que o resultado da sorologia dos animais da PD2 foi:

animal 1839: título = 64 na RIFI; negativo no MAT (<25)

animal 1840: título = 256 na RIFI; título = 50 no MAT

animal 1841: título = 16 na RIFI; negativo no MAT (<25)

Figura 2 - *Nested*-PCR do *locus* B1, em gel de agarose 2%, a partir da amostra primária (pré-digestão de musculatura e cérebros) de morcegos dos quais foi isolado *T. gondii*



Legenda:

PM - marcador de peso molecular (50bp)

PD1: pré-digestão 1 (*pool* 1799/1800)

PD2: pré-digestão 2 (*pool* 1839/1840/1841)

CE1a: cérebro 1799; CE1b: cérebro 1800

CE2a: cérebro 1839; CE2b: cérebro 1840; CE2c: cérebro 1841

TE: Tris-EDTA (controle negativo da extração)

RH: *T. gondii* – controle positivo; H_20: controle negativo.

5.3 ANÁLISE GENOTÍPICA DOS ISOLADOS DE *Toxoplasma gondii*

Pela análise do polimorfismo do DNA revelado pelos marcadores após digestão com as respectivas enzimas de restrição, dois genótipos foram revelados nos isolados de morcegos (TgBatBr1 e TgBatBr2). O resultado da genotipagem dos isolados de *T. gondii* está apresentado na tabela 5.

Tabela 5 - Genotipagem dos isolados de *Toxoplasma gondii* de morcegos do estado de São Paulo analisados pela PCR-RFLP multilocal e identidade com outros isolados brasileiros

Isolados ID	PCR-RFLP												Identidade com outros isolados brasileiros (estado)	Toxo DB* - RFLP
	SAG1	5' - 3' SAG2[a]	SAG2[b]	SAG3	BTUB	GRA6	c22-8	c29-2	L358	PK1	Apico	CS3		
TgBatBr1	I	III	III	III	III	III	II	I	I	III	I	II	[1]TgCpBr1 (SP)	#162
TgBatBr2	I	III	III	III	III	III	II	I	I	u-1	I	II	[2]TgCatBr5,11,16 (PR)	#19
													[3]TgCkBr28,33,50,52,58 (RJ)	
													[4]TgCatBr84 (SP)	
													TgCpBr10,31 (SP)	
													[5]MM03 (PR)	
													[6]TgOvBr4 (SP)	
													[7]TgRabbitBr1 (MG)	
													[8]TgCkBr205,209 (MS)	

u-1 novo alelo diferente das linhagens clonais Tipo I, II e III.

[a] SAG2 marcador baseado nas extremidades 5'- 3' da sequência do gene (Howe et al., 1997).

[b] Novo marcador SAG2 baseado na extremidade 5' da sequência do gene mas diferente da extremidade 5'-SAG2 (Su et al., 2006).

[1]TgCpBr (SP): isolado de capivara do estado de São Paulo genotipado por Yai et al. (2009).

[2]TgCatBr (PR): isolado de gatos do estado do Paraná genotipado por Su et al. (2006).

[3]TgCkBr (RJ): isolado de galinhas do estado do Rio de Janeiro genotipado por Dubey et al. (2008b).

[4]TgCatBr (SP): isolado de gato do estado de São Paulo genotipados por Pena et al. (2008).

[5]MM03 (PR): isolado de camundongo do estado do Paraná genotipado por Araújo et al. (2010).

[6]TgOvBr (SP): isolado de ovino do estado de São Paulo genotipado por Silva et al. (2011).

[7]TgRabbitBr (MG): isolado de Coelho do estado de Minas Gerais genotipado por Dubey et al. (2011b).

[8]TgCkBr (MS): isolado de galinhas do estado do Mato Grosso do Sul genotipados por Soares et al. (2011).

*Toxo DB: http://toxodb.org/toxo/

5.4 PCR (18S rDNA) E ANÁLISE GENOTÍPICA DE *Toxoplasma gondii* DAS AMOSTRAS PRIMÁRIAS

Do total (2913) de amostras teciduais analisadas, 92 foram positivas na *nested*-PCR, correspondendo a 67 cérebros, 16 PD e 9 tecidos musculares (Tabela 6). Conseguiu-se o sequenciamento de 48 amostras. O resultado das análises das sequências obtidas está representado no quadro 5.

Foram obtidas quatro amostras positivas para *T. gondii*, apresentando 100% de identidade (Quadro 6). Essas amostras primárias foram genotipadas e o resultado pode ser observado no quadro 7.

Tabela 6 – Total de amostras teciduais de morcegos analisadas pela Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR - 18S rDNA) e sequenciadas

Amostras	***nested*-PCR**		**Sequenciadas**
	Analisadas	**Positivas**	
PD	282	16	15
Musculatura-C	866	9	6
Cérebro-C	1765	67	27
Total	**2913**	**92**	**48**

PD: pré-digestão; C: congelado

Quadro 5 – Identidade molecular das sequências de DNA obtidas de tecidos de morcegos positivos na Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR), utilizando a região 18S rDNA, no estado de São Paulo no período de março de 2010 a março de 2011

(continua)

Amostra	**Espécie**	**Localização**	**Identificação molecular (Número de Acesso no Genbank)**
M48-C B651-C	*Eumops glaucinus*	Piracicaba	100% de id. com *T. gondii* (U12138)
M60-C	*Histiotus velatus*	São José do Rio Preto	
B1052-C	*Glossophaga sorcina*	São Paulo	
B1466-C	*Eumops glaucinus*	São José do Rio Preto	
M1148- PD1	*Glossophaga sorcina*	São Paulo	100% de id. com *N. caninum* (U16159)
M308-C	*Nyctinomops laticaudatus*	São José do Rio Preto	100% de id. com *F. glareoli* (AF009245)

(continua)

B332-C	*Glossophaga sorcina*	São Paulo	100% de id. com *H. hammondi* (AF096498)
M591-C	*Molossus molossus*	São José do Rio Preto	100% de id. com *C. ohioensis* (AY618555)
B657-C	*Nyctinomops laticaudatus*	São José do Rio Preto	98% de id. com *N. caninum* (U16159)
B829-C	*Nyctinomops laticaudatus*	Piracicaba	
B999-C	*Molossus molossus*	São Paulo	
B1342-C	*Myotis nigricans*	São Paulo	98% de id. com *N. epitesici* (EU334134)
M1121-PD1	*Histiotus velatus*	São Paulo	98% de id. com *N. epitesici* (EU334134)
M489- PD1	*Molossus molossus*	São Paulo	98% de id. com *T. gondii* (U12138)
M494- PD2	*Molossus molossus* *Molossus rufus*	São Paulo	
M500- PD1	*Molossus molossus*	São Paulo	
M820- PD1	*Molossus molossus*	São Paulo	
M826- PD1	*Molossus molossus*	São Paulo	
M865- PD1	*Glossophaga sorcina*	São Paulo	
M1109-PD3	*Molossus molossus* *Molossus molossus*[a] *Molossus molossus*[b]	São Paulo	
B481-C	*Molossus molossus*[a]	São Paulo	
B482-C	*Molossus molossus*[b]	São Paulo	
M1130-PD1	*Molossus molossus*	São Paulo	
B44-C	*Molossus molossus*	São Paulo	
B1345-C	*Molossus molossus*	Jundiaí	
B1349-C	*Molossus molossus*	Jundiaí	
M853- PD1	*Platyrrhinus lineatus*	São Paulo	97% de id. com *N. epitesici* (EU334134)
B265-C	*Artibeus planirostris*	São José do Rio Preto	
B469-C	*Artibeus lituratus*	São Paulo	
B688-C	*Artibeus lituratus*	Jundiaí	
B955-C	*Artibeus lituratus*	Guarulhos	
B1002-C	*Glossophaga sorcina*	São Paulo	
B1398-C	*Artibeus lituratus*	São José do Rio Preto	
B1682-C	NI	São Paulo	
B1700-C	*Artibeus lituratus*	São Paulo	
B1707-C	*Artibeus lituratus*	São José dos Campos	
B1740-C	*Phyllostomus discolor*	Piracicaba	

(conclusão)

M886- PD1	*Platyrrhinus lineatus*	São Paulo	97% de id. com *N. epitesici* (EU334134)
M493-PD3	*Molossus molossus* *Nyctinomops macrotis* *Sturnira lilium*	São Paulo	97% de id. com *N. caninum* (U16159)
M496- PD3	*Nyctinomops macrotis* *Molossus molossus* *Molossus molossus*	São Paulo	
M828- PD1	*Nyctinomops macrotis*	São Paulo	
B935-C	*Artibeus lituratus*	São Paulo	97% de id. com *B. besnoiti* (JF314861)
B1379-C	*Cynomops planirostris*	Sorocaba	97% de id. com *N. epitesici* (EU334134)
B159-C	*Nyctinomops laticaudatus*	São José do Rio Preto	97% de id. com *Isospora belli* (AB268326)
M437-C	*Artibeus lituratus*	Itu	96% de id. com *B. besnoiti* (JF314861)
M222-PD B468-C	*Tadarida brasiliensis*	São Paulo	94% de id. com *H. lieberkuehni* (AF298623)

M: musculatura; B: cérebro; C: material congelado; PD1,2,3: pré-digestão de 1, 2 ou 3 morcegos;
NI: espécie não identificada; NC: número de nucleotídeos; id.: identidade

Quadro 6 - Morcegos positivos para *Toxoplasma gondii* de acordo com o tecido analisado, utilizando a Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR) (região 18S rDNA), estado de São Paulo, março de 2010 a março de 2011

Espécie	**Análise molecular**		
	Cérebro #	***Pool* de musculatura #**	**PD**
Eumops glaucinus	Positivo (B651)	Positivo (M48)	NR
Histiotus velatus	Negativo	Positivo (M60)	NR
Glossophaga sorcina *Glossophaga sorcina*	Positivo (B1052) Negativo	NR NR	Negativo
Eumops glaucinus	Positivo (B1466)	Negativo	NR

#: tecidos congelados; PD: homogenado pré-digestão; NR: Não realizado

Quadro 7 - Genotipagem de *Toxoplasma gondii* de amostras primárias (tecidos congelados) de morcegos do estado de São Paulo analisadas pela PCR-RFLP multilocal

Amostras primárias		PCR-RFLP												Identidade com outros isolados brasileiros	Toxo DB* RFLP
		SAG1	5'- 3' SAG2	Alt. SAG2	SAG3	BTUB	GRA6	c22-8	c29-2	L358	PK1	Apico	CS3		
Eumops glaucinus	M48 B651	**I**	**III**	**III**	**III**	**III**	**II**	**I**	**III**	**I**	**II**	**I**	**I**	[1]TgCkBr93,94	**#69**
Eumops glaucinus	B1466	**I**	**I**	**I**	**III**	**I**	**II**	**u-1**	**I**	**I**	**I**	**I**	**I**	[2]TgCkBr10, 55, 79, 86, 87, 98, 101, 102, 104, 123, 124, 144, 201, 203, 207 [3]TgCatBr2, 12, 17, 21, 30, 42, 47, 53, 54, 55, 62, 71, 75 [4]TgDgBr3, 7 [5]TgShBr8, 9, 10, 11 [6]TgGtBr2, 3, 4, 9 [7]TgCpBr114 [8]534N (human DNA), [9]U16 [10]RR09 [11]TgDgBr20	**#6 BrI**
Molossus molossus	M60	na	na	na	na	na	**II**	na	na	na	na	**I**	na	na	na
Glossophaga sorcina	B1052	na	na	na	na	na	na	na	na	na	na	na	na	na	na

u-1 novo alelo diferente das linhagens clonais Tipo I, II e III (SU et al., 2006)
[1]TgCkBr93,94 (PR) Dubey et al. (2008b)
[2]TgCkBr10, 55, 79, 86, 87, 98, 101, 102, 104, 123, 124, 144,201, 203, 207 (SP, RJ, PR, RO, PA, MS) Dubey et al. (2007b); Dubey et al. (2008b); Soares et al. (2011)
[3]TgCatBr2, 12, 17, 21, 30, 42, 47, 53, 54, 55, 62, 71, 75 (PR, SP) Pena et al. (2008)
[4]TgDgBr3, 7 (SP) Dubey et al. (2007a)
[5]TgShBr8, 9, 10, 11 (SP) Ragozo et al. (2010)
[6]TgGtBr2, 3, 4, 9 (SP) Ragozo et al. (2010)
[7]TgCpBr114 (SP) Yai et al (2008)
[8]CT534 (SP) Ferreira et al. (2011)
[9]U16 (*Euphractus sexcinctus*) (MG) Vitaliano (2012)
[10]RR09 (*Rattus rattus*) (PR) Araújo et al. (2010)
[11]TgDgBr20 (SP) Pena et al. (2013)
*Toxo DB: http://toxodb.org/toxo/
M: musculatura; B: cérebro; na: Não amplificou

5.5 ANÁLISE DAS SEQUÊNCIAS

As sequências do Genbank recuperadas com a ferramenta BLAST, após alinhamento por meio do software Bioedit, foram analisadas para reconstrução filogenética empregando-se o método de distância *neighbor-joining.* Quinze sequências foram usadas como referências conhecidas. Esta reconstrução gerou a árvore da Figura 3A, na qual os diversos táxons podem ser separados inequivocamente de acordo com os critérios taxonômicos atualmente aceitos. Na figura 3B, observa-se a mesma árvore, mas com uma forma de apresentação diferente (disposição radial), facilitando a visualização da distância entre as espécies de toxoplasmatíneos e espécies de *Sarcocystis*.

Entretanto, as reconstruções da figura 3 foram feitas com dados quase completos de sequências 18S rDNA (aproximadamente 1.500 pb). Vale ressaltar que as sequências obtidas do DNA dos tecidos de morcegos constituem fragmentos de 18S com aproximadamente 270 pares de bases gerados pela PCR. Para saber se estes fragmentos possuem o mesmo potencial discriminatório das sequências completas, foram feitas as mesmas análises com as amostras da figura 3, mas empregando apenas os nucleotídeos (aproximadamente 300 pb) determinados pelo primer da *nested*-PCR (Tg18s58F). O resultado desta análise produziu uma árvore (Figura 4) com a mesma topologia da árvore gerada com mais dados (Figura 3), mas com valores muito menores para a confiabilidade estatística dos clados. O número de diferenças de nucleotídeos computados para os dados da Figura 3 é mostrado no quadro 8.

Em seguida, procedeu-se à reconstrução filogenética para os dados totais, ou seja, das amostras de referência utilizadas na análise da Figura 3 acrescidas das amostras de morcegos que não tiveram 100% de identidade com nenhuma sequência disponível no GenBank. Esta relação evolutiva está reconstruída na Figura 5. O número de diferenças de nucleotídeos entre as sequências utilizadas nesta análise é mostrado no quadro 9.

Figura 3 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de referência recuperadas pelo BLAST, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA A: disposição retangular e B: disposição radial

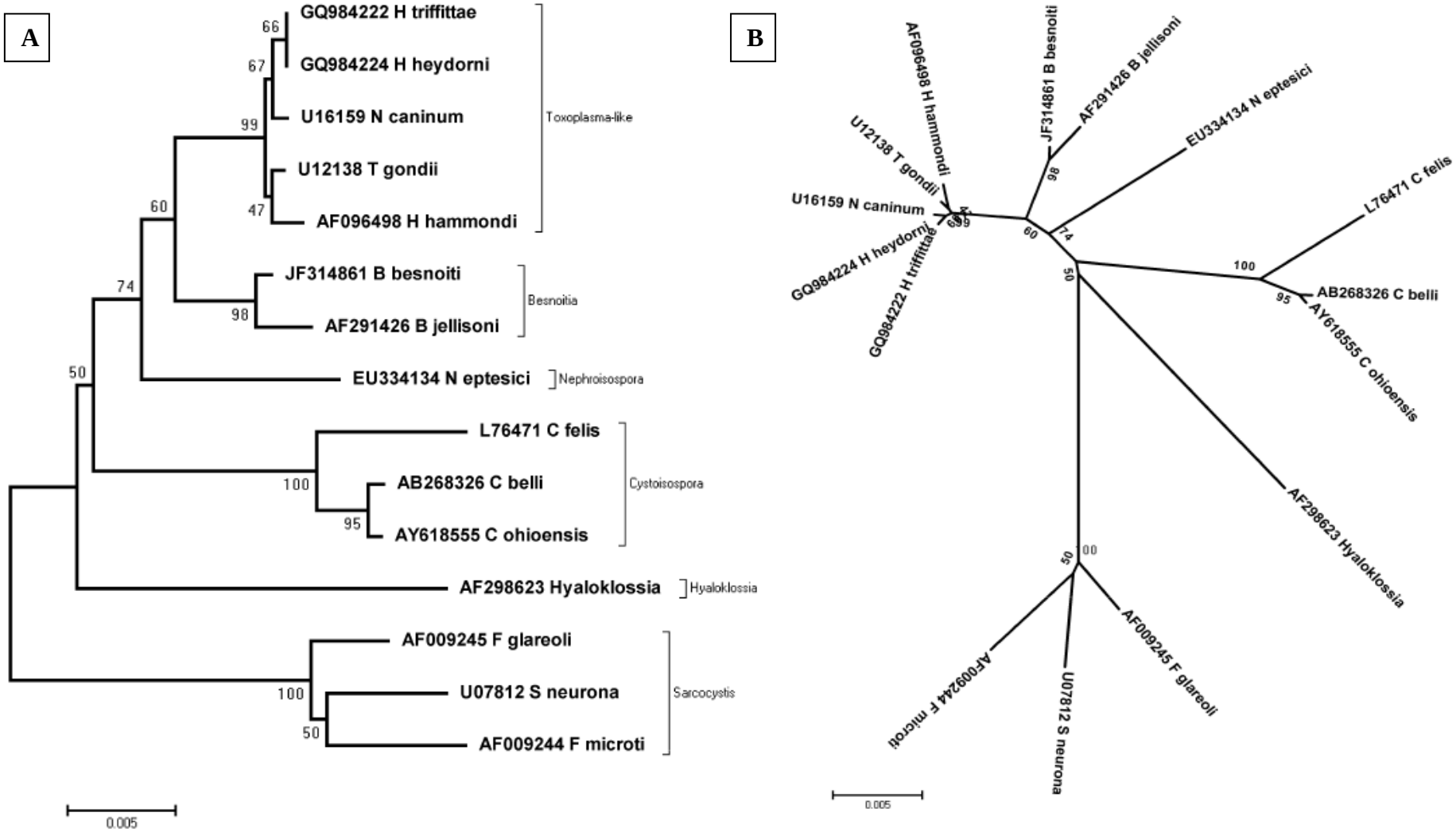
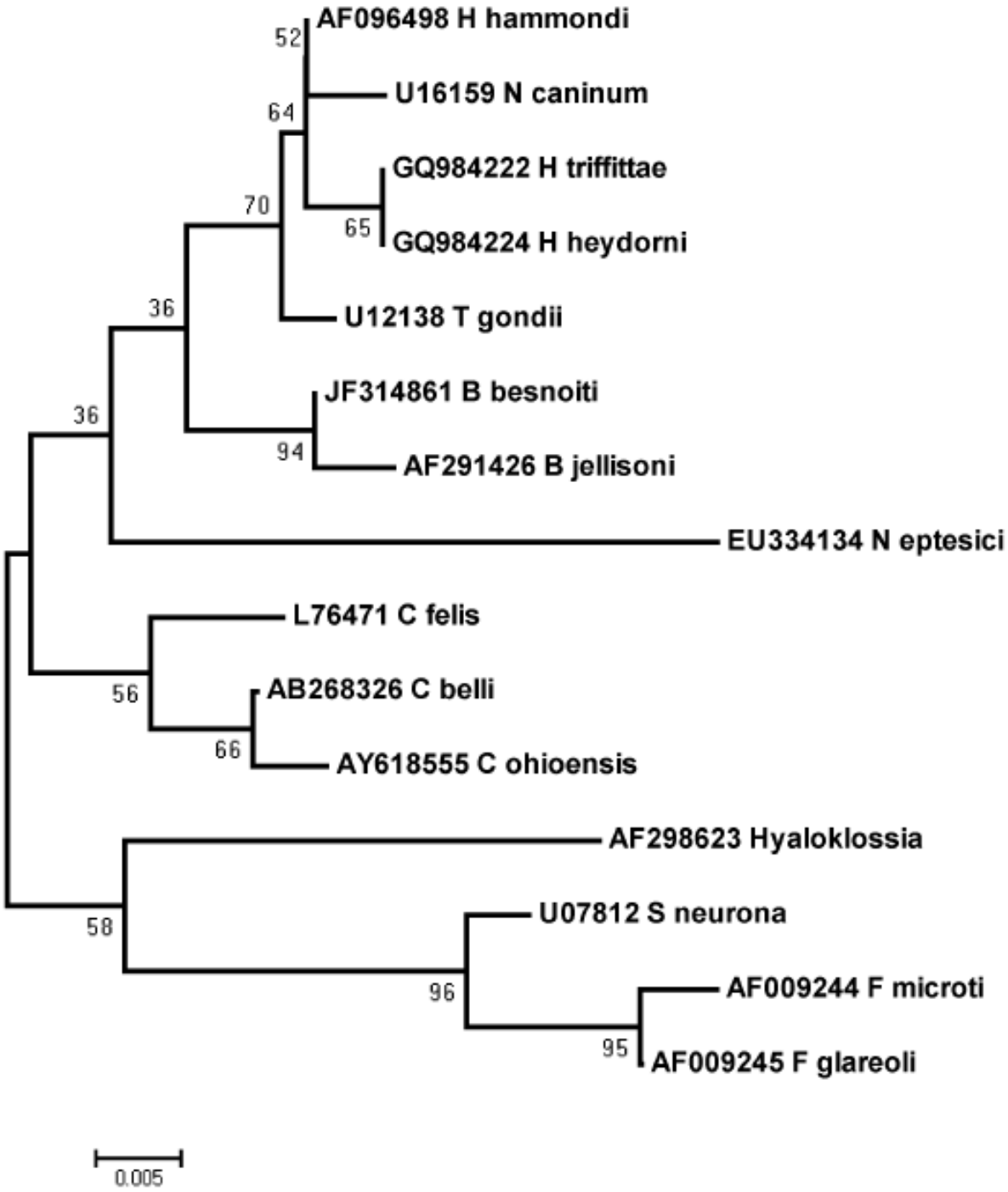


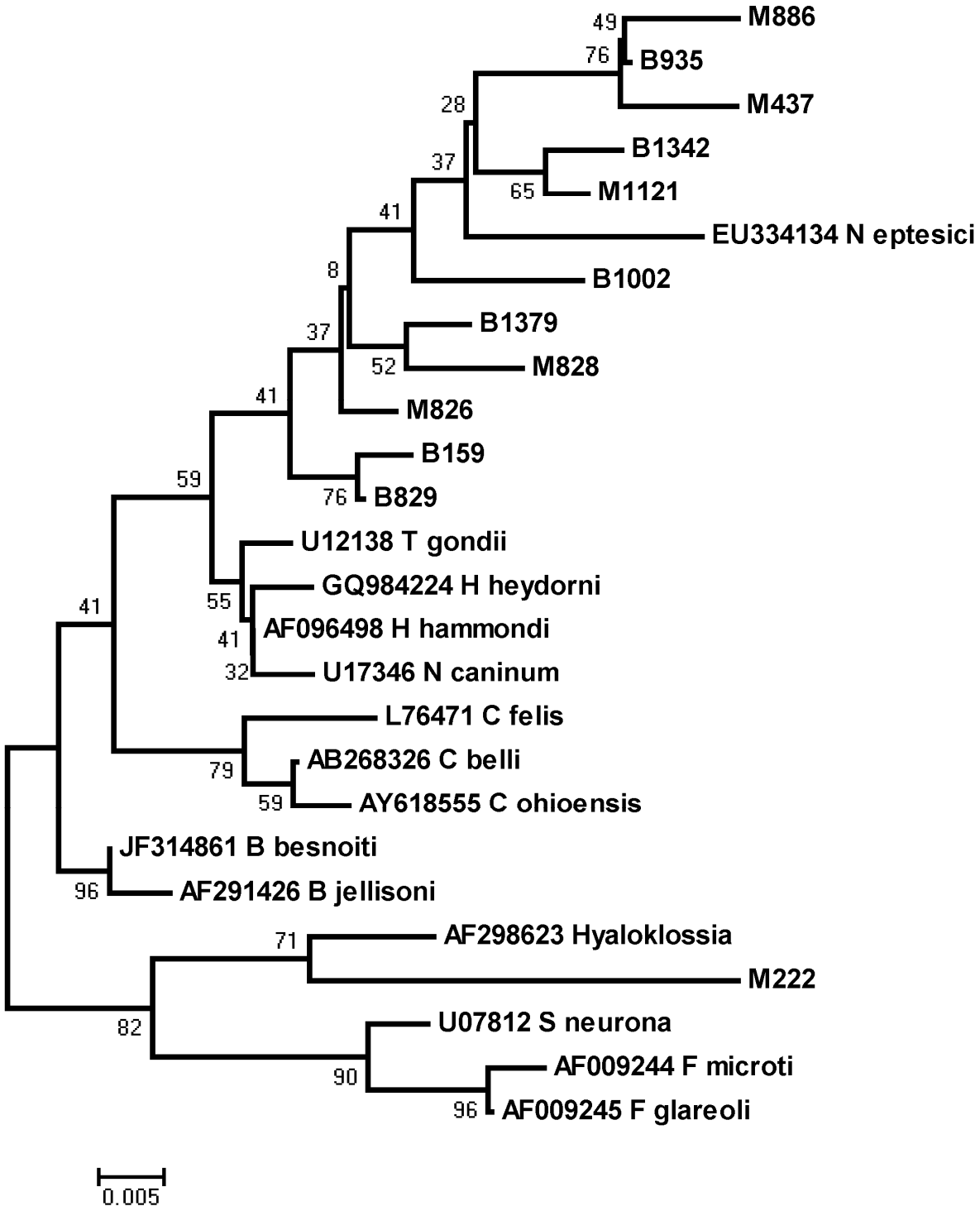
Figura 4 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de referência, determinados pelo primer Tg18S58F, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA



Quadro 8 - Diferença de número de nucleotídeos entre os 15 táxons analisados

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1. U12138 T gondii														
2. AF096498 H hammondi	3													
3. U17346 N caninum	3	4												
4. GQ984224 H heydorni	3	4	2											
5. JF314861 B besnoiti	15	16	15	14										
6. AF291426 B jellisoni	18	19	18	17	6									
7. AB268326 C belli	35	36	35	34	32	35								
8. L76471 C felis	40	41	42	41	38	40	18							
9. AY618555 C ohioensis	35	36	35	34	32	35	2	16						
10. EU334134 N eptesici	21	24	25	24	25	30	39	47	39					
11. U07812 S neurona	49	52	53	52	51	52	60	63	60	57				
12. AF009244 F microti	51	54	55	52	52	54	61	64	61	57	18			
13. AF009245 F glareoli	45	48	49	46	46	48	57	62	57	50	16	15		
14. AF298623 Hyaloklossia	43	43	43	42	35	38	48	54	48	44	60	65	61	

Figura 5 - Relações evolutivas das sequências de nucleotídeos da região 18S rDNA das amostras de morcegos e de referência, inferida pelo método de distância *neighbor-joining* com teste *bootstrap* de 1000 réplicas, modelo de substituição de nucleotídeos *maximum composite likelihood*. Árvore não enraizada gerada com auxílio do programa MEGA.



Quadro 9 - Diferença de número de nucleotídeos das sequências utilizadas.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26
1. U12138 T gondii																										
2. AF096498 H hammondi	1																									
3. U17346 N caninum	2	1																								
4. GQ984224 H heydorni	2	1	2																							
5. JF314861 B besnoiti	4	3	4	4																						
6. AF291426 B jellisoni	5	4	5	5	1																					
7. AB268326 C belli	7	6	7	7	7	8																				
8. L76471 C felis	7	6	7	7	7	8	4																			
9. AY618555 C ohioensis	8	7	8	8	8	9	1	3																		
10. EU334134 N eptesici	9	10	11	11	11	12	10	12	11																	
11. U07812 S neurona	10	11	12	12	8	9	10	11	11	16																
12. AF009244 F microti	12	13	14	12	10	11	14	14	15	17	4															
13. AF009245 F glareoli	11	12	13	11	9	10	13	14	14	17	3	1														
14. AF298623 Hyaloklossia	13	12	13	13	9	10	8	10	9	16	10	14	13													
15. B1342	9	8	9	7	9	10	10	10	11	6	16	15	15	15												
16. M1121	7	6	7	7	7	8	10	8	11	6	15	16	16	15	2											
17. B1379	6	5	6	6	8	9	9	9	10	7	15	16	16	15	5	5										
18. M828	7	6	5	7	9	10	10	12	11	8	16	18	17	14	8	8	3									
19. M886	11	10	11	11	9	10	10	14	11	7	16	18	17	13	7	7	9	8								
20. B935	9	8	9	9	7	8	8	12	9	7	14	16	15	13	5	5	7	8	2							
21. B1002	8	7	8	8	8	9	8	11	9	7	15	17	16	15	7	7	6	7	8	6						
22. B159	5	4	5	5	7	8	6	10	7	8	14	14	13	14	8	8	5	6	8	6	6					
23. M222	18	17	18	18	14	15	15	15	16	19	11	14	14	9	18	18	18	19	16	18	20	19				
24. B829	4	3	4	4	6	7	7	9	8	9	13	13	12	13	7	7	4	5	9	7	6	1	18			
25. M437	11	10	11	9	9	10	10	12	9	9	16	16	15	15	5	7	9	10	4	2	8	8	20	9		
26. M826	3	4	5	5	7	8	8	10	9	6	12	14	13	14	6	6	3	4	8	6	5	4	19	3	8	

6 DISCUSSÃO

No Brasil, os quirópteros representam aproximadamente um terço dos mamíferos terrestres e o segundo grupo em diversidade (TADDEI, 1996). Várias espécies de morcegos vivem em ecossistemas urbanos, utilizando recursos fornecidos direta ou indiretamente pelo homem, como edificações, plantas e iluminação noturna (UIEDA; HARMANI; SILVA, 1995). A Família com o maior número de espécies no estado de São Paulo é Phyllostomidae com 35 espécies registradas ou 47% do total, em segundo lugar está a Família Molossidae com 17 espécies (22,4%) e, em terceiro, Vespertilionidae com 14 espécies (14,4%). A Família Emballonuridae é a quarta mais diversa com quatro espécies (5,2%) seguida por Noctilionidae com duas espécies (2,6%). As famílias Thyropteridae, Furipteridae e Natalidae possuem uma espécie registrada ou 1,3% do total de espécies que ocorrem para o Estado (GARBINO, 2010).

A variedade de adaptações morfológicas e hábitos alimentares dos morcegos, resultante de uma maior oferta de abrigos e recursos, permitem-lhes manter uma relação complexa e interdependente com o meio, agindo tanto como reguladores das populações de artrópodes e pequenos vertebrados como polinizadores e dispersores de sementes (KUNZ et al., 2011), além de serem um excelente bioindicador das alterações ambientais e provocadas na qualidade do hábitat (JONES et al., 2009).

Devido à ocupação humana descontrolada, os morcegos são obrigados a procurarem outros abrigos ou a se adaptarem à presença humana, tornando-se animais sinantrópicos ou até mesmo pragas urbanas. Desse modo, deve haver uma atenção especial no aspecto epidemiológico de doenças zoonóticas devido ao íntimo contato entre morcegos, homem e animais domésticos (SODRÉ; GAMA, 2010). No presente trabalho, pesquisou-se a ocorrência de protozoários pertencentes à família Sarcocystidae em morcegos do estado de São Paulo, ressaltando a importância de *T. gondii* como um parasita capaz de infectar mamíferos e aves domésticas e selvagens, incluindo o Homem. O fato de existirem poucos estudos sobre a presença de *T. gondii* bem como de outros sarcocistídeos em morcegos evidencia a importância deste trabalho.

Após o período de um ano (março de 2010 a março de 2011) foi possível a obtenção de órgãos de 1921 morcegos de áreas urbanas do estado de São Paulo. Foram submetidos 369 animais ao bioensaio em camundongos (282 bioensaios) e a pesquisa de anticorpos anti-*T. gondii* foi realizada no soro de 188 morcegos. Vinte e oito amostras foram positivas (14,89%)

na RIFI (título ≥ 16) e 35 (18,61%) no MAT (título ≥ 25) e pelo teste de concordância entre essas técnicas sorológicas foi observada uma baixa concordância. Este resultado pode estar relacionado à existência de artefatos de técnica gerados devido à intensa hemólise dos soros obtidos, interferindo nos resultados do MAT; deve-se ainda considerar que o título da RIFI utilizado como ponto de corte (16) pode ter sido inespecífico, uma vez que não se conseguiu o isolamento e nem detecção molecular de *T. gondii* desses morcegos (16 animais).

Outro fato que deve ser destacado ainda na utilização das técnicas sorológicas é a existência de particularidades intrínsecas existentes em cada espécie animal, bem como as diferentes proteínas existentes nos soros que podem competir com sítios de ligação das imunoglobulinas. No entanto, mais estudos são necessários para a averiguação da sensibilidade e especificidade destes testes sorológicos no diagnóstico de *T. gondii* em morcegos.

Antigos e escassos são os trabalhos sobre soroprevalência de *T. gondii* em morcegos. No Brasil, temos apenas uma comunicação pessoal sobre a utilização da RIFI para detecção de IgG anti-*T. gondii* em morcegos (informação verbal[4]). Para a realização dessa técnica, foi utilizado um conjugado produzido no CCZ-SP, sendo o mesmo utilizado em nosso trabalho. Nesta comunicação, foi observada uma positividade de 40,42% (173/428) na RIFI, sendo maior que os resultados obtidos no presente estudo (14,89%). Esta diferença pode estar relacionada ao número de amostras analisadas ou mesmo pelo período amostrado (2006-2008), uma vez que as espécies de morcegos e a área abrangida são bastante semelhantes ao presente trabalho.

Outro teste diagnóstico que tem sido utilizado em amostras de animais selvagens é o MAT, citando-se como principais vantagens do método a praticidade, a facilidade de leitura sem necessidade de instrumentos especiais e a possibilidade de realização do teste para qualquer espécie animal, por não requerer reagentes espécie-específicos. Em uma comparação entre a RIFI e o MAT, este último geralmente resulta em um maior número de resultados positivos e títulos ligeiramente mais altos, sendo esse fato observado tanto no presente estudo quanto em outros trabalhos envolvendo diferentes espécies domésticas e selvagens (SILVA; CUTOLO; LANGONI, 2002).

Zetun et al. (2009) analisaram 204 soros de morcegos hematófagos (*D. rotundus*) de vários municípios de São Paulo por meio do MAT, não encontrando nenhuma amostra positiva. Já no presente estudo, foram encontrados na mesma espécie de morcegos

[4] D'ÁURIA, S. R. N.; CAMARGO, M. C. G. O. Laboratório de Zoonoses do Centro de Controle de Zoonozes de São Paulo (Processo FAPESP 2006/60575-3).

hematófagos três animais positivos na RIFI e um deles também no MAT. Em outro estudo preliminar desse mesmo grupo, Fornazan e Langoni (2010) analisaram 62 morcegos da área urbana do município de Botucatu-SP, encontrando dois morcegos (3,2%) positivos (*Carolia perspicillata* e *Molossus molossus*). No presente trabalho, foi diagnosticado *T. gondii* em cinco morcegos *M. molossus*, resultando em 2,65% (5/188) de positividade no MAT e 2,65% (5/188) na RIFI, porém não correspondendo aos mesmos animais, e não foram examinados sorologicamente animais da espécie *C. perspicillata*.

Recentemente, Yuan et al. (2013) encontraram uma positividade de 18,4% (40/217) por meio do MAT na China, mostrando que o parasita se encontra circulante em diferentes populações de morcegos no mundo.

Os demais trabalhos publicados no Brasil e em outros países descrevem baixa soropositividade para *T. gondii* em morcegos por meio da Reação de Sabin-Feldman (SCHMIDT et al, 1969; DOBY et al, 1974; SMITH; FRENKEL, 1995).

Apesar do MAT ter boa sensibilidade e especificidade, há descrições de casos na literatura de que isolados de *T. gondii* foram obtidos de animais soronegativos (DUBEY et al., 2002c) e também trabalhos nos quais o isolamento de *T. gondii* de animais soropositivos não foi possível (YAI et al., 2009; VITALIANO, 2012). No Brasil, Schmidt et al. (1969) foram os primeiros que demonstraram por meio de prova biológica que o parasita é capaz de infectar morcegos.

Nesta pesquisa, foi realizado o bioensaio de todos os animais, mesmo soronegativos, na tentativa de aumentar as chances de se obter um maior número de isolados. Por outro lado, não foi utilizado o cérebro nos 282 bioensaios realizados, apenas o *pool* de coração e músculo peitoral. Utilizando esses homogenados (PD), foram obtidos dois isolados de morcegos (*M. molossus* e *D. rotundus*).

Nos bioensaios realizados em que não se obteve o isolamento (280 bioensaios), observou-se que todos os homogenados foram também negativos para *T. gondii* por meio da análise molecular. O cérebro, que é órgão preferencial para *T. gondii* em várias espécies animais, foi utilizado somente para detecção molecular de sarcocistídeos, uma vez que esse órgão foi previamente congelado, inviabilizando o parasita para o isolamento. Do total de 315 cérebros de morcegos correspondentes aos 369 morcegos utilizados nos bioensaios, detectou-se *T. gondii* em apenas um cérebro (B1052) de um morcego nectarívoro (*Glossophaga sorcina*), mas a análise molecular do homogenado correspondente (PD) foi negativa e o parasita não foi isolado. Desse modo, a não utilização do cérebro no bioensaio no presente estudo pode ter interferido no sucesso do isolamento do parasita. Nada se sabe sobre a

distribuição de cistos de *T. gondii* nos tecidos desta espécie animal, assim estudos experimentais poderiam ser realizados para investigar a resposta imunológica associada com a presença e a viabilidade do agente nos diferentes órgãos desse hospedeiro.

Das amostras primárias em que não foi realizado o bioensaio, foi possível a detecção molecular de *T. gondii* no *pool* de coração e músculo peitoral (M48) e cérebro (B651) de um mesmo morcego insetívoro (*Eumops glaucinus*) e também em uma amostra de *pool* de musculatura (M60) de um morcego insetívoro (*Histiotus velatus*) e em um cérebro (B1466) de outro morcego insetívoro *Eumops glaucinus*.

Sobre o modo de infecção dos morcegos em que houve o isolamento e/ou detecção de *T. gondii*, algumas hipóteses podem ser levantadas considerando-se o hábito alimentar desses animais. Algumas espécies de morcegos insetívoros podem comer até duas vezes o seu próprio peso em insetos em uma única noite, como é o caso de alguns Phyllostomidae, e também podem capturar até 500 insetos por hora, portanto são os principais controladores naturais de artrópodes e os danos por eles causados (GRIFFIN; WEBSTER; MICHAEL, 1960; GOODWIN; GREENHALL, 1961; ROMANO; MAIDAGAN; PIRE, 1999). A dieta insetívora destes morcegos pode ser associada à infecção por *T. gondii*, uma vez que insetos podem agir como transportadores mecânicos por abrigar oocistos viáveis dentro do trato gastrointestinal após contato com solo e material vegetal contaminados ou diretamente de fezes de gatos (FRENKEL; RUIZ; CHINCHILA,1975; RUIZ; FRENKEL, 1980; SAITOH; ITAGAKI, 1990; CHINCHILLA et al., 1994; GRACZYK; KNIGHT; TAMANG, 2005).

Outra possível via de infecção desses morcegos poderia ser pela ingestão de água contendo oocistos (BENENSON et al., 1982; BOWIE et al., 1997; VAUDAUX et al., 2010), pois morcegos insetívoros requerem 20-25% de seu peso em consumo de água diariamente (KURTA; KUNZ; NAGY, 1990), embora provavelmente seja um fato difícil de ocorrer, devido aos oocistos não permanecerem em suspensão em coleções de água.

Também pode ser sugerido que a infecção em morcegos nectarívoros pode se dar pela ingestão de água contendo oocistos ou também pela contaminação mecânica do néctar com oocistos viáveis veiculados por insetos. Os morcegos frugívoros também podem se infectar pela contaminação mecânica de frutas com oocistos transportados por insetos ou pela ingestão de insetos, pois a dieta desses animais não é exclusivamente de frutas (MIKICH, 2002).

Já em abrigos de morcegos hematófagos, o contato físico coletivo é comum, pois os indivíduos se lambem para a higiene corporal, sendo este comportamento frequente principalmente entre as fêmeas, estimulando a regurgitação dos alimentos (SODRÉ et al.,

2010). A abordagem de *D. rotundus* à sua presa pode ser feita repousando diretamente sobre o corpo da presa ou no solo junto ao animal, sendo necessário saltar do chão para iniciar o voo (UIEDA, 1996). Devido a este comportamento, esses morcegos poderiam ter contato com o solo contaminado com oocistos. Outra possível via de infecção seria pela ingestão de sangue de um animal em fase aguda da doença com taquizoítas circulantes, mas isso seria um evento raro, pois a toxoplasmose é principalmente uma doença crônica.

Outra hipótese que pode ser levantada sobre a via de transmissão de *T. gondii* é a ocorrência da transmissão horizontal, mas para isso seriam necessários estudos de infecção experimental em morcegos e desse modo seria possível estudar o comportamento do parasita neste hospedeiro bem como a imunidade contra esse agente.

Diversos são os isolados de *T. gondii* em animais domésticos no Brasil, porém pouco se sabe sobre os genótipos desse parasita em mamíferos selvagens. Foram descritos 36 isolados em capivaras (YAI et al., 2009) com o relato de 16 genótipos. Recentemente, Pena et al. (2011) descreveram dois novos genótipos em isolados de um jaguarundi (*Puma yagouaroundi*) e de um gambá de orelha preta (*Didelphis aurita*) e Vitaliano (2012) obteve 16 isolados de mamíferos selvagens (15 de vida livre e um de cativeiro), correspondendo a 14 genótipos.

No presente estudo, o resultado da genotipagem revelou que o genótipo do isolado TgBatBr1 (*M. molossus*) já foi descrito em uma capivara (TgCpBr1) de Andradina também no estado de São Paulo (YAI et al., 2009), sendo denominado genótipo #162 (Toxo DB-RFLP). Foi verificado 100% de óbito nos camundongos infectados 17-20 dias P.I., corroborando com os resultados de Yai et al. (2009) que também observaram 100% de mortalidade (14-19 dias P.I.).

O genótipo observado no isolado TgBatBr2 (*D. desmodus*) tem uma ampla distribuição no território nacional. Foi encontrado em gatos do Paraná (SU et al., 2006) e São Paulo (PENA et al., 2008) com 100% de mortalidade em camundongos infectados, o mesmo encontrado no presente trabalho. Também foi encontrado em ovino de abatedouro em São Paulo (SILVA et al., 2011), em capivaras de São Paulo (YAI et al., 2009), em coelho (*Oryctolagus cuniculus*) de Minas Gerais (DUBEY et al., 2011b) e em galinhas do Mato Grosso do Sul (SOARES et al., 2011), nos quais foi verificada mortalidade intermediária (0-100%) de camundongos. Outros estudos descreveram o mesmo genótipo em galinha do Rio de Janeiro (DUBEY et al., 2008b) e em camundongo (*Mus musculus*) no Paraná (ARAÚJO et al., 2010), mas sem dados de mortalidade dos camundongos infectados.

A ocorrência dos alelos I e II do marcador CS3 tem sido associada com alta mortalidade de camundongos infectados (PENA et al., 2008; YAI et al., 2009; RAGOZO et al., 2010; VITALIANO, 2012). Devido ao número restrito de isolados não foi possível relacionar estatisticamente a ocorrência dos alelos I e II com a mortalidade de camundongos, no entanto nos dois isolados de morcegos, o marcador CS3 apresentou o alelo II.

O genótipo correspondente ao isolado TgBatBr2, denominado #19 (Toxo DB RFLP), pode ser uma linhagem comum circulante em algumas regiões do Brasil, uma vez que é o quarto genótipo mais frequentemente descrito, com 17 isolados, ficando atrás das linhagens clonais brasileiras Tipo BrI (40 isolados), Tipo BrIII (23 isolados) e Tipo BrII (20 isolados) (DUBEY et al., 2012).

As amostras primárias positivas para *T. gondii* por meio do sequenciamento também foram submetidas à genotipagem por meio da PCR-RFLP. Foi possível a genotipagem completa das amostras primárias de musculatura e cérebro (M48 e B651) de um mesmo morcego insetívoro proveniente do município de Piracicaba (*Eumops glaucinus*), o qual apresentou um padrão genotípico semelhante ao de galinhas no estado do Paraná, correspondendo ao genótipo #69 (Toxo DB RFLP). Também foi possível a genotipagem completa de uma amostra de cérebro (B1466) de outro morcego insetívoro (*Eumops glaucinus*) de São José do Rio Preto. Esse genótipo já foi encontrado em galinhas dos estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Paraná, Rondônia, Pará e Mato Grosso do Sul, também foi encontrado em gatos do estado do Paraná e São Paulo, em cães, ovelhas e capivara do estado de São Paulo, em um tatu-peba (*Euphractus sexcinctus*) do estado de Minas Gerais, em rato (*Rattus rattus*) do estado do Paraná e em humano no estado de São Paulo com toxoplasmose congênita (DUBEY et al., 2007a,b; DUBEY et al. 2008b; YAI et al., 2008; PENA et al., 2008; RAGOZO et al., 2010; ARAÚJO et al., 2010; SOARES et al., 2011, FERREIRA et al., 2011; VITALIANO 2012; PENA et al., 2013). Este padrão representa o Tipo BrI, genótipo #6 (Toxo DB RFLP), correspondendo ao genótipo mais frequente encontrado no Brasil, circulando entre animais domésticos, selvagens e humanos (DUBEY et al., 2012).

Foi possível a genotipagem parcial de uma mostra de *pool* de musculatura (M60) de um morcego insetívoro (*H. velatus*) de São José do Rio Preto, amplificando-se apenas dois alelos, sendo um no marcador GRA6 e o outro no marcador Apico. Não foi possível a amplificação de nenhum alelo da amostra de cérebro (B1052) de um morcego nectarívoro (*Glossophaga sorcina*) de São Paulo, cuja musculatura foi submetida ao bioensaio, não havendo o isolamento e nem detecção molecular de *T. gondii* no homogenado (PD). Quando se parte de amostras primárias, o sucesso da genotipagem completa pode ocorrer em apenas

10% das amostras, como foi verificado nas amostras primárias de Vitaliano (2012). Esse fato se deve ao desconhecimento da quantidade de parasita contido no tecido analisado, apresentando menor eficiência quando comparada às amostras originadas de bioensaio em camundongos, método que leva à amplificação da infecção nos tecidos desses animais experimentais.

Esses dados demonstram que existe um compartilhamento entre os genótipos de *T. gondii* circulantes nos morcegos, que são os únicos mamíferos voadores, e os circulantes nos animais terrestres, tanto domésticos quanto selvagens, incluindo o homem.

A presença de *T. gondii* em morcegos alerta para a inclusão deste agente no diagnóstico diferencial da raiva em morcegos, uma vez que este protozoário também pode estar relacionado a distúrbios neurológicos, como observado por Sangster, Gordon e Hayes (2012) que diagnosticaram a toxoplasmose clínica em um morcego megaquiróptero (*Pterus conspicillatus*) com sintomatologia nervosa.

O gene SSU rRNA tem sido frequentemente utilizado em análises filogenéticas para inferir as relações entre espécies e táxons de categoria superiores dentro do filo Apicomplexa (TENTER; BAVERSTOCK; JOHNSON, 1992; HOLMDAHL et al., 1999; DOLEZEL et al., 1999, SLAPETA et al., 2001, 2002, 2003; MORRISON et al., 2004; ELSHEIKHA; LACHER; MANSFIELD, 2005). O gene SSU rRNA é abundante no genoma de apicomplexas, incluindo a família Sarcocystidae, e sua característica de conter regiões hipervariáveis intercaladas dentro de sequências de DNA altamente conservadas, faz com que esse gene seja apropriado para a diferenciação entre muitas espécies de eucariotos. Além disso, o número relativamente grande de sequências de genes SSU rRNA de diferentes espécies de *Sarcocystis* disponíveis no GenBank fornece dados informativos para a construção de árvores filogenéticas para a família Sarcocystidae.

No presente estudo, para a análise molecular dos tecidos de morcegos, a PCR foi baseada em primers desenhados com base nas sequências conservadas que amplificam a porção 18S do RNA ribossômico (18S rRNA) comum aos protozoários *T. gondii*, *N. caninum*, *H. hammondi* e *S. neurona* (SU et al., 2010). Após o sequenciamento desses protozoários, nota-se claramente a presença de quatro sítios que fornecem dados diferenciais entre eles. Estes sítios configuram assinaturas genéticas que podem ser empregadas para a identificação molecular destes parasitas, pois são consistentes para diversas outras sequências disponíveis no Genbank (Anexo 1).

As amostras analisadas com o auxílio da ferramenta BLAST que apresentaram 100% de identidade com protozoários da família Sarcocystidae (quadro 5) foram: amostra M591

(100% de id. com *C. ohioensis*), B332 (100% de id. com *H. hammondi*), M308 (100% de id. com *S. glareoli*), M1148 (100% de id. com *N. caninum*) e amostras com 100% de id. com *T. gondii* (M48/B651, M60, B1052 e B1466). Pela primeira vez, relata-se a presença de *C. ohioensis* em um morcego insetívoro (*M. molossus*), *H. hammondi* em um morcego nectarívoro (*G. sorcina*), *S. glareoli* em outro insetívoro (*N. laticaudatus*) e *N. caninum* em outro nectarívoro (*G. sorcina*).

As demais 39 amostras sequenciadas apresentaram de 94 a 98% de identidade com outros sarcocistídeos. Em alguns casos, apenas uma substituição de nucleotídeo no fragmento analisado é diferencial entre duas espécies, como observado na subfamília Toxoplasmatinae pela análise da região ITS (MONTEIRO et al., 2007), evento também observado no presente estudo pela análise da região 18S rDNA dos sarcocistídeos.

Pela observação da topografia apresentada na figura 5, as amostras B1342, M1121, M437, M886 e B935 possuem certa proximidade evolutiva com amostras de *Nephroisospora eptesici*, entretanto, não parecem pertencer a esta espécie, dada as diferenças em suas sequências de nucleotídeos. A mesma consideração é válida para as demais sequências que estão próximas a espécies já conhecidas, como é o caso das amostras de musculatura (M222) e cérebro (B468) de um mesmo animal (*Tadarida braziliensis*) que apresentaram proximidade à *Hyaloklosia lieberkuehni*, mas provavelmente não pertençam a esta espécie pelos motivos já citados.

Em um estudo de Ellis et al. (2000), foram analisadas filogeneticamente algumas espécies dos gêneros *Sarcocystis*, *Frenkelia*, *Neospora*, *Hammondia*, *Toxoplasma*, *Besnoitia* e *Isospora*, utilizando a região 18S rDNA, posicionando o gênero *Besnoitia* como grupo irmão do clado formado pelos Toxoplasmatíneos (*Neospora/Hammondia/Toxoplasma*), fato este também observado no presente trabalho.

Não foi detectada a presença molecular de *Besnoitia* e *Sarcocystis* nas amostras de morcegos neste estudo. O fato de haver apenas um relato de infecção experimental de *Besnoitia* em morcegos (SCHNEIDER, 1966), instiga a uma investigação mais criteriosa por meio de ferramentas moleculares, utilizando genes completos ou outros marcadores genéticos, para a nomeação dessas possíveis espécies novas de protozoários, acrescentando dados para a literatura científica.

Com o relato inédito da presença de *N. caninum*, *H. hammondi*, *C. ohioensis* e *S. glareoli* em morcegos nectarívoros e insetívoros, amplia-se a lista de hospedeiros intermediários para estes agentes, alertando para a necessidade do conhecimento da cadeia epidemiológica destes protozoários nesse grupo de animais que são a segunda maior classe de

mamíferos que possuem distribuição global e fundamental importância ecológica. O hábito alimentar desses morcegos poderia ser uma possível via de infecção, devido à ingestão de insetos que funcionam como hospedeiros mecânicos de oocistos presentes no ambiente, bem como a ingestão de água contendo oocistos que é o caso dos demais membros da família Molossidae, *N. laticaudatus* e *M. molossus*. A mesma associação é válida para *G. sorcina*, membro da família Phyllostomidae, que são nectarívoros e poderiam se infectar pela ingestão de oocistos presentes no néctar, veiculados pelos insetos.

A proximidade entre os seres humanos e morcegos, em espaços urbanos e rurais, deve ser entendida como parte integrante de um contexto mais amplo da organização do ambiente em transformação. As doenças aparecem então como resultado de novas regras de interação entre as espécies vivas, estabelecidas pela perturbação do equilíbrio ecológico. Os morcegos são considerados um excelente bioindicador das alterações provocadas na qualidade do hábitat pelas atividades humanas (JONES et al., 2009). A fragmentação do hábitat é uma característica dominante da paisagem moderna (EWERS; DIDHAM, 2006), e a resposta das espécies à fragmentação tem efeitos nas comunidades de morcegos e nas interações ecológicas (disponibilidade de recursos alimentares e abrigos), interespecíficas (competição, predação, partição e sobreposição de nichos) e intraespecíficas (limites fisiológicos e comportamento), causando alterações tanto na composição e riqueza de espécies como nas variações das taxas de natalidade e mortalidade populacionais (WILLIG et al., 2007).

Faz-se necessário rever o envolvimento multidisciplinar, como o trabalho integrado entre profissionais das áreas afins para planejamento urbano sobre edificação e arborização, a fim de reduzir o abrigo e o alimento, que são fatores de crescimento populacional fornecidos abundantemente a esses mamíferos noturnos voadores em áreas urbanas. Neste contexto, deve-se também investigar a importância dos morcegos como reservatórios de doenças infecciosas e criar medidas de controle, fundamentando-se em informações bioecológicas desses animais, educação ambiental e saúde pública para evitar que esses animais se tornem alvos de perseguições e erradicação. A adaptação e transmissão deste conhecimento para a sociedade, como resultado de um processo interativo, permitirão alcançar uma convivência harmônica entre humanos e morcegos e também incentivará a investigação de novos agentes infecciosos e, consequentemente, levará à melhor compreensão das relações parasita-hospedeiro.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A frequência de ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* em morcegos da região metropolitana de São Paulo é baixa.

Diferentes grupos tróficos de morcegos (hematófagos, nectarívoros e insetívoros) podem se infectar com *T. gondii*.

Os gêneros *Desmodus* e *Molossus* são capazes de albergar formas viáveis do parasita em sua musculatura.

É importante a utilização de cérebro e musculatura no estudo molecular da ocorrência de sarcocistídeos em morcegos.

Existe um compartilhamento de genótipos circulantes de *T. gondii* entre morcegos e animais domésticos, selvagens e humanos de diversas regiões brasileiras, confirmando a grande diversidade e variabilidade genotípica desse protozoário.

Os morcegos são hospedeiros intermediários de *C. ohioensis*, *H. hammondi*, *S. glareoli* e *N. caninum* e também albergam protozoários sarcocistídeos ainda não descritos.

REFERÊNCIAS

ABEL, J.; SCHARES, G.; ORZESZKO, K.; GASSER, R. B.; ELLIS, J. T. *Hammondia* isolated from dogs and foxes are genetically distinct. **Parasitology**, v. 132, p. 187-192, 2006.

AJZENBERG, D.; BAÑULS, A. L.; SU, C.; DUMETRE, A.; DEMAR, M.; CARME, B.; M. L. Genetic diversity, clonality and sexuality in *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 34, p. 1185-1196, 2004.

AJZENBERG, D.; BAÑULS, A. L.; TIBAYRENC, M.; DARDÉ, M. L. Microsatellite analysis of *Toxoplasma gondii* shows considerable polymorphism structured into two main clonal groups. **International Journal for Parasitology,** v. 32, p. 27-38, 2002.

ALMERÍA, S.; VIDAL, D.; FERRER, D.; PABÓN, M.; FERNÁNDEZ-DE-MERA, M. I. G.; RUIZ-FONS, F.; ALZAGA, V.; MARCO, I.; CALVETE, C.; LAVIN, S.; GORTAZAR, C.; LÓPEZ-GATIUS, F.; DUBEY, J. P. Seroprevalence of *Neospora caninum* in non-carnivorous wildlife from Spain. **Veterinary Parasitology**, Amsterdã, v. 143, n. 1, p. 21-28, 2007.

ANDRÉ, M. R.; ADANIA, C. H.; TEIXEIRA, R. H. F.; SILVA, K. F.; JUSI, M. M. G.; MACHADO, S. T. Z.; BORTOLLI, C. P. DE; FALCADE, M.; SOUSA, L.; ALEGRETTII, S. M.; FELIPPE, P. A. N.; MACHADO, R. Z. Antibodies to *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in Captive Neotropical and Exotic Wild Canids and Felids. **Journal of Parasitology**, v. 96, n. 5, p. 1007–1009, 2010.

ARAÚJO, J.B.; SILVA, A. V. da; ROSA, R. C.; MATTEI, R. J.; SILVA, R. C. da; RICHINI-PEREIRA, V. B.; LANGONI, H. Isolation and multilocus genotyping of *Toxoplasma gondii* in seronegative rodents in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 174, n. 3-4, p. 328-331, 2010.

BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; JONES, J. L.; AZEVEDO-SILVA, J.; ALVES, C. C. F.; ORÉFICE, F.; ADDISS, D. G. Highly endemic, waterborne toxoplasmosis in North Rio de Janeiro State. **Brazilian Emerging Infectious Diseases**, v. 9, p. 55-62, 2003.

BANDINI, L. A.; NETO, A. F. A.; PENA, H. F. J.; CAVALCANTE, G. T.; SHARES, G.; NISHI, S. M.; GENNARI, S. M. Experimental infection of dosgs (*Canis familiaris*) with sporulated oocysts of *Neospora caninum*. **Veterinary Parasitology**, v. 176, p. 151-156, 2011.

BARTA, J. R.; SCHRENZEL, M. D.; CARRENO, R.; RIDEOUT, B. A. The genus *Atoxoplasma* (Garnham 1950) as a junior objective synonym of the genus *Isospora* (Schneider 1881) species infecting birds and resurrection of *Cystoisospora* (Frenkel 1977) as

the correct genus for *Isospora* species infecting mammals. **Journal of Parasitology**, v. 91, p. 726–727, 2005.

BÁRTOVÁ, E.; SEDLÁK, K.; LITERÁK, I. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* antibodies in wild boars in the Czech Republic. **Veterinary Parasitology**, v. 142, n. 1-2, p. 150-153, 2006.

BENENSON, M. W.; TAKAFUJI, E. T.; LEMON, S. M.; GREENUP, R. L.; SULZER, A. J. Oocyst-transmitted toxoplasmosis associated with the ingestion of contaminated water. **The New England Journal of Medicine,** v. 307, p. 666-669, 1982.

BEUTNER, E. H.; HOLBORON, E. J.; JOHNSON, G. D. A new fluorescent antibody method: mixed antiglobulin immunofluorescensestaining. **Nature,** v. 208, p. 353–355, 1965.

BIOCCA, E. Class *Toxoplasma* tea: critical review and proposal of the new name *Frenkelia* gen. n. for M-organism. **Parasitology**, v. 10, p. 89–98, 1968.

BJÖRKMAN, C.; JAKUBEK, E. B.; ARNEMO, J. M.; MALMSTEN, J. Seroprevalence of *Neospora caninum* in gray wolves in Scandinavia. **Veterinary Parasitology**, Amsterdã, v. 173, n. 1-2, p. 139-142, 2010.

BOOTHROYD, J. C.; GRIGG, M. E. Population biology of *Toxoplasma gondii* and its relevance to human infection: do different strains cause different disease? **Current Opinion in Microbiology**, v. 5, p. 438-442, 2002.

BOULARD, Y. Etude morphologique des coccidies (Adeleidae). *Klossiella killicki* n. sp. chez des microchiropterae Africans et *Klossiella tejerai* Scorza, 1957, chez un marsupial sud-americain. **Bulletin of the Museum of Natural History**, v. 194, n. 284, p. 83–89, 1975.

BOWIE, W. R.; KING, A. E.; WERKER, D. H.; ISAAC-RENTON, J. L.; BELL, A.; ENG, S. B.; MARISON, S. A. Outbreak of toxoplasmosis associated with municipal drinking water. The BC Toxoplasma Investigation Team. **Lancet,** v.350, n. 9072, p.173-177, 1997.

BOX, E. D.; MEIER, J. L.; SMITH, J. E. Description of *Sarcocystis falcatula* Stiles, 1893, a parasite of birds and opossums. **Journal of Protozoology,** v. 31, p. 521-524, 1984.

BREDT, A.; ARAUJO, F. A. A.; CAETANO JR., J.; RODRIGUES, M. G. R.; YOSHIZAWA, M.; SILVA, M. M. S.; HARMANI, N. M. S.; MASSUNAGA, P. N. T.; BÜRER, S. P.; PORTO, V. A. R.; UIEDA, W. **Morcegos em áreas urbanas e rurais:** Manual de Manejo e Controle. Brasília: Fundação Nacional da Saúde, 1996, 117 p.

CABAJ, W.; MOSKWA, B.; PASTUSIAK, K.; GILL, J. Antibodies to *Neospora caninum* in the blood of European bison (*Bison bonasus bonasus* L.) living in Poland. **Veterinary Parasitology**, v. 128, n. 1-2, p. 163-168, 2005.

CABRAL, A. D.; CAMARGO, C. N.; GALLETI, N. T. C.; OKUDA, L. H.; PITUCO, E. M.; DEL FAVA, C. Diagnosis of *Neospora caninum* in bovine fetuses by histology, immunohistochemistry, and *nested*-PCR. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, p. 14-19, 2009.

CAMARGO, M. E. Introdução às técnicas de imunofluorescência. **Revista Brasileira de Patologia Clínica**, v. 10, n. 1, p, 143-169, 1974.

CARRENO, R. A.; SCHNITZLER, B. E.; JEFRIES, A. C.; TENTER, A. M.; JOHNSON, A. M.; BARTA, J. R. Phylogenetics analysis of coccidian based on 18S rDNA sequence comparison indicates that *Isospora* is most closely related to *Toxoplasma* and *Neospora*. **Journal of Eukariotic Microbiology**, v. 45, n. 2, p. 184-188, 1998;

CARRENO, R. A.; J. R. BARTA. An eimeriid origin of isosporoid coccidia with Stieda bodies as shown by phylogenetic analysis of small subunit ribosomal RNA gene sequences. **Journal of Parasitology**, v. 85, p. 77–83, 1999.

CARVALHO FILHO, P. R.; MELO, P. S.; MASSAD, F. V.; LOPES, C. W. G. Determinação da infecção de suínos por *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Cystoisosporinae) através de prova biológica em felinos livres de coccídios. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 12, n. 1, p. 7-12, 2003.

CARVALHO FILHO, P. R.; MASSAD, F. V.; BEZERRA, M. M.; DE OLIVEIRA, F. C. R.; LOPES, C. W. G. *Cystoisospora felis* e *C. rivolta* (Apicomplexa: Cystoisosporinae) em vísceras de gerbis da mongólia (*Meriones unguiculatus*) e sua transmissão para gatos livres de coccídios. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária,** v. 13, n. 4, p. 169-172, 2004.

CAVALCANTE, G. T.; MONTEIRO, R. M.; SOARES, R. M.; NISHI, S. M.; ALVES NETO, A. F.; ESMERINI, P. O.; SERCUNDES, M. K.; MARTINS, J.; GENNARI, S. M. Shedding of *Neospora caninum* oocysts by dogs fed different tissues from naturally infected cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 179, p. 220-223, 2011.

CERNÁ, Z.; KOLÁROVÁ, I.; ŠULC, P. Contribution to the problem of cyst-producing coccidians. **Folia Parasitologica**, v. 25, p. 9–16, 1978.

CHEADLE, M. A.; TANHAUSER, S. M.; DAME, J. B.; SELLON, D. C.; HINES, M.; GINN, P. E.; MACKAY, R. J.; GREINER, E. C. The nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*) is an intermediate host for *Sarcocystis neurona*. **International Journal for Parasitology** v. 31, p. 330–335, 2001a.

CHEADLE, M. A.; YOWELL, C. A.; SELLON, D. C.; HINES, M.; GINN, P. E.; MARSH, A. E.; DAME, J. B.; GREINER, E. C. The striped skunk (*Mephitis mephitis*) is an intermediate host for *Sarcocystis neurona*. **International Journal for Parasitology**, v. 31, p. 843–849, 2001b.

CHINCHILLA, M.; GUERRERO, O. M.; CASTRO, A.; SABAH, J. Cockroaches as transport hosts of protozoan *Toxoplasma gondii*. **Revista de Biologia Tropical**, v. 42, n. 1-2, p. 329-331, 1994.

CLUBB, S. L.; FRENKEL, J. K. *Sarcocystis falcatula* of opossums: transmission by cockroaches with fatal pulmonary disease in psittacine birds. **The Jounal of Parasitology**, v. 78, n. 1, p. 116-124, 1992.

CONRAD, P. A.; MILLER, M. A.; KREUDER, C.; JAMES, E. R.; MAZET, J.; DABRITZ, H.; JESSUP, D. A.; GULLAND, F.; GRIGG, M. E. Transmission of *Toxoplasma*: clues from the study of sea otters assentinels of *Toxoplasma gondii* flow into the marine environment. **International Journal for Parasitology**, v. 35, p. 1155–1168, 2005.

CORBELLINI, L. G.; DRIEMEIER, D.; CRUZ, C. F.; GONDIM, L. F.; WALD, V. Neosporosis as a cause of abortion in dairy cattle in Rio Grande do Sul, southern Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 103, p. 195-202, 2002.

CORTES, H.; FERREIRA, M. L.; SILVA, J. F.; VIDAL, R.; SERRA, P.; CAEIRO, V. Contribuition to the knowledge of bovine besnoitiosis in Portugal. **Revista Portuguesa de Ciencias Veterinarias**, v. 98, n. 545, p. 43-46, 2003.

CORTES, H.; LEITÃO, A.; VIDAL, R.; REIS, Y.; WAAP, H.; PEREIRA DA FONSECA, T.; FAZENDEIRO, I.; FERREIRA, M. L.; CAEIRO, V. Bovine besnoitiosis, one approach for a better understanding of its importance. In: WORLD BUIATRICS CONGRESS 23., 2004, Portugual. **Proceedings**..., 2004. p. 35-36.

CORTES, H. C.; NUNES, S.; REIS, Y.; STAUBLI, D.; VIDAL, R.; SAGER, H.; LEITAO, A.; GOTTSTEIN, B. Imunodiagnosis of *Besnoitia besnoiti* infection by ELISA and Western blot. **Veterinary Parasitology**, v. 141, p. 216-225, 2006.

COSTA, M. D. M. Isosporose do cão - com a descrição de uma nova variedade (*Isospora bigemina* Stiles, 1891 *bahiensis* n. var.). **Boletim do Instituto Biológico da Bahia**, v. 3, p. 107–12, 1956.

COSTA, P. S. da; LOPES, C. W. G. Hipnozoítas de *Cystoisospora felis* (Apicomplexa: Cystoisosporinae). **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 1, n. 1, p. 35-36. 1994.

COSTA, P. S. da; LOPES, C. W. G. Avaliação do parasitismo por *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Cystoisosporinae) em coelhos do tipo carne. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 7, n. 1, p. 15-19, 1998.

COSTA, P. S. da; LOPES, C. W. G.; CARVALHO, E. C. Q. de. Patologia comparativa na infecção experimental por *Cystoisospora felis* (Apicomplexa: Cystoisosporinae) em coelhos tipo carne. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 23, p. 215-218, 2001.

DAHLGREN, S. S.; GJERDE, B. The red fox (*Vulpes vulpes*) and the arctic fox (*Vulpes lagopus*) are definitive hosts of *Sarcocystis alces* and *Sarcocystis hjorti* from moose (*Alces alces*). **Parasitology**, v. 137, p. 1547–1557, 2010.

DARDÉ, M. L.; BOUTEILLE, B.; PESTRE-ALEXANDRE, M. Isoenzyme analysis of 35 *Toxoplasma gondii* isolates and the biological and epidemiological implications. **Journal of Parasitology**, v. 78, p. 786-794, 1992.

DARWICH, L.; CABEZÓN, O.; ECHEVERRIA, I.; PABÓN, M.; MARCO, I.; MOLINA-LÓPEZ, R.; ALARCIA-ALEJOS, O.; LÓPEZ-GATIUS, F.; LAVÍN, S.; ALMERÍA S. Presence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* DNA in the brain of wild birds. **Veterinary Parasitology**, v. 183, n. 3-4, p. 377-381, 2012.

D'AURIA, S. R. N.; CAMARGO, M. C. G. O.; PACHECO, R. C.; SAVANI, E. S. M. M.; DIAS, M. A. G.; DA ROSA, A. R.; DE ALMEIDA, M. F.; LABRUNA, M. B. Serologic survey for rickettsiosis in bats from São Paulo City, Brazil. **Vector-borne and Zoonotic Diseases**, v. 10, n. 5, p. 459-463, 2010.

DEMAR, M.; AJZENBERG, D.; MAUBON, D.; DJOSSOU, F.; PANCHOE, D.; PUNWASI, W.; VALERY, N.; PENEAU, C.; DAIGRE, J. L.; AZNAR, C.; COTTRELLE, B.; TERZAN, L.; DARDÉ, M. L.; CARME, B. Fatal outbreak of human toxoplasmosis along the Maroni River: epidemiological, clinical, and parasitological aspects. **Clinical Infectious Diseases,** v. 45, p. 88-95, 2007.

DESMONTS, G.; REMINGTON, J. S. Direct agglutination test for diagnosis of *Toxoplasma gondii* infection: method for increasing sensitivity and specificity. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 11, n. 6, p. 562-568, 1980.

DOBY, J. M.; DESMONTS, G.; BEAUCOURNU, J. C.; AKINCHINA, T. Recherche immunologique systématique de toxoplasmose chez petits mammifères sauvages em France. **Folia Parasitologica (Praha),** v. 21, p. 289-300, 1974.

DODD, N.; LORD, J.; BROOKS, D.; HIDE, G. An investigation into the prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in british bats. In: **International Congresso of Parasitology** 12., 2010, Melborne, Australia. 2010.

DOFLEIN, F.; REICHENOW, E. **Lehrbuch der Protozoenkunde**, 5th ed. Jena: Gustav Fischer. 1929, 961 p.

DOLEZEL, D.; KOUDELA, B.; JIRKU, M.; HYPSA, V.; OBORNÍK, M.; VOTÝPKA, J.; MODRÝ, D.; SLAPETA, J. R.; LUKES, J. Phylogenetic analysis of *Sarcocystis* spp of mammals and reptiles supports the coevolution of *Sarcocystis* spp with their final hosts. **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 795–798, 1999.

DUBEY, J. P. Taxonomy of *Sarcocystis* and other Coccidia of cats and dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 170, p. 778-782, 1977.

DUBEY, J. P. Life cycle of *Isospora rivolta* (Grassi, 1879) in cats and mice. **Journal of Protozoology**, v. 26, n. 3, p. 433-443, 1979.

DUBEY, J. P. *Toxoplasma*, *Sarcocystis*, *Neospora* and other cyst-forming coccidian of human and animals. In: KREIER, J.P. (Ed**.). Parasitic protozoa.** 2 ed. San Diego: Academic Press, 1993. v. 6, p. 1-158.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association,** v. 205, p. 1593-1598, 1994.

DUBEY, J. P. Refinement of pepsin digestion method for isolation of *Toxoplasma gondii* from infected tissues. **Veterinary Parasitology,** v. 74, p. 75-77, 1998.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis - a waterborne zoonosis. **Veterinary Parasitology**, v. 126, p. 57-72, 2004.

DUBEY, J. P. **Toxoplasmosis of animals and humans**. 2 ed. Boca Raton: CRC Press, 2010, 313 p.

DUBEY, J. P.; BEATTIE, C. P. **Toxoplasmosis of animals and man.** Boca Raton: CRC Press, 1988, 220 p.

DUBEY, J. P.; DESMONTS, G. Serological responses of equids fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **Equine Veterinary Journal**, v. 19, p. 337-339, 1987.

DUBEY, J. P.; FAYER, R. Development of *Isopora bigemina* in dogs and other mammals. **Parasitology**, v. 73, p. 371-380, 1976.

DUBEY, J. P.; FRENKEL, J. K. Extra-intestinal stages of *Isospora felis* and *I. rivolta* (Protozoa: Eimeriidae) in cats. **Journal of Protozoology**, v. 19, n. 1, p. 89-92, 1972.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S., A review of *Neospora caninum* and neosporosis. **Veterinary Parasitology**, v. 67, p. 1-59. 1996.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S. *Sarcocystis speeri* n. sp. (Protozoa Sarcocystidae) from the opossum (*Didelphis virginiana*). **Journal of Parasitology,** v. 85, n. 5, p. 903-909, 1999.

DUBEY, J. P.; MEHLHORN, H. Extraintestinal stages of *Isospora ohioensis* from dogs in mice. **Journal of Parasitology,** v. 64, p. 689–695, 1978.

DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C. Redescription of *Hammondia hammondi* and its differentiation from *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 33, p. 1437-1453, 2003b.

DUBEY, J. P.; THULLIEZ, P. Prevalence of Antibodies to *Neospora caninum* in Wild Animals. **The Journal of Parasitology**, v. 91, n. 5, p. 1217-1218, 2005.

DUBEY, J. P.; YABSLEY, M. J. *Besnoitia neotomofelis* n. sp. (Protozoa: Apicomplexa) from the southern plains woodrat (Neotoma micropus). **Parasitology**, v. 137, p. 1731–1747, 2010.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; SPEER, C. A. Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradizoites, and sporozoites and biology and development of tissue cyst. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 11, n. 2, p. 267-299, 1998.

DUBEY, J. P.; MILLER, N. L.; FRENKEL, J. K. The *Toxoplasma gondii* oocyst from cat faeces. **Journal of Experimental Medicine,** v. 132, p. 636-662, 1970.

DUBEY, J. P.; ROSENTHAL, B. M.; SPEER, S. *Sarcocystis lindsayi* n. sp. (Protozoa: Sarcocystidae) from the South American opossum, *Didelphis albiventris* from Brazil. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 48**,** p. 595–603, 2001.

DUBEY, L. P.; SPEER, C. A.; FAYER, R. Sarcocystosis of Animals and Man. Boca Raton: CRC Press, 1989.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; REZENDE, P. C. B.; COSTA, A. J. Caracterization of an unidentified *Sarcocystis falcatula*-like parasite from the south American opossum, *Didelphis albiventris* from Brasil. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 47, n. 6, p. 538-544, 2000.

DUBEY, J.P.; DESMONTS, G.; MCDONALD, C.; WALLS, K.W. Serologic evaluation of cattle inoculated with *Toxoplasma gondii*: Comparison of Sabin-Feldman dye test and other agglutination tests. **Am. J. Vet. Res.**, v.46, p.1085-1088, 1985.

DUBEY, J. P.; SHKAP, A. V.; PIPANO, B. E.; FISH, B. L.; FRITZ, D. L. Ultrastructure *of Besnoitia besnoiti* Tissue Cystis and Bradyzioites. **Journal Eukaryotic Microbiology**, v. 50, n. 4, p. 240-244, 2003c.

DUBEY, J. P.; BARR, B. C.; BARTA, J. R.; BJERKAS, I.; BJORHMAN, C.; BLAGBURN, B. L.; BOWMAN, D. D.; BUXTON, D.; ELLIS, J. T.; GOTTSTEIN, B.; HEMPHILL, A.; HILL, D. E.; HOWE, D. K.; JENKINS, M. C.; KOBAYASHI, Y.; KOUDELA, B.; MARSH, A. E.; MATTSSON, J. G.; MCALLISTER, M. M.; MODRY, D.; OAMTA, Y.; SIBLEY, L. D.; SPEER, C. A.; TREES, A. J.; UGGLA, A.; UPTON, S. J.; WILLIAMS, D. J.; LINDSAY, D. S. Redescription of *Neospora caninum* and its differentiation from related coccidia. **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 8, p. 929-946, 2002a.

DUBEY, J. P.; DAVIS, S. W.; SPEER, C. A.; BOWMAN, D. D.; DE LAHUNTA, A.; GRANSTROM, D. E.; TOPPER, M. J.; HAMIR, A. N.; CUMMINGS, J. F.; SUTER, M. M. *Sarcocystis neurona* n. sp. (Protozoa: Apicomplexa), the etiologic agent of equine protozoal myeloencephalitis. **The Journal of Parasitology**, v. 77, n. 2, p. 212-218, 1991.

DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M.; SUNDAR, N.; VIANNA, M. C. B.; BANDINI, L. M; YAI, L. E. O.; KWOK, O. C. H.; SU, C. Diverse and atypical genotypes identified in *Toxoplasma gondii* from dogs in São Paulo, Brazil. **The Journal of Parasitology,** v. 93, n. 1, p. 60-64, 2007a.

DUBEY, J. P.; GRAHAM, D.H.; BLACKSTON, C. R.; LEHMANN, T.; GENNARI, S. M.;

RAGOZO, A. M. A.; NISHI, S. M.; SHEN, S. K.; KWOK, O. C. H.; HILL, D. E.; THULLIEZ, P. Biological and genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo, Brazil: Unexpected findings. **International Journal for Parasitology**, v. 32, p. 99-105, 2002c.

DUBEY, J. P.; HILL, D. E.; LINDSAY, D. S.; JENKINS, M. C.; UGGLA, A.; SPEER, C. A. *Neospora caninum* and *Hammondia heydorni* are separate species. **Trends in Parasitology**, v. 18, n. 2, p. 66-69, 2002b.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; KERBER, C. E.; KASAI, N.; PENA, H. F. J.; GENNARI, S. M.; KWOK, O. C. H.; SHEN, S. K.; ROSENTHAL, B. M. First isolation of *Sarcocystis neurona* from the South American opossum, *Didelphis albiventris*, from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 95, p. 295-304, 2001b.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; ROSENTHAL, B. M.; KERBER, C. E.; KASAI, N.; PENA, H. F. J.; KWOK, O. C. H.; SHEN, S. K.; GENNARI, S. M. Isolates of *Sarcocystis falcatula*-like organisms from the South American opossum, *Didelphis marsupialis*, and *Didelphis albiventris* from São Paulo, Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 6, p. 1449-1453, 2001a.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S. Development and ultrastructure of *Besnoitia oryctofelisi* tachyzoites, tissue cysts, bradyzoites, schizonts and merozoites. **International Journal for Parasitology**, v. 33, p. 807–819, 2003b.

DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C.; ROSENTHAL, B. M.; LINDSAY, D. S.; GRISARD, E. C.; VITOR, R. W. A. Biological and molecular characterization of *Besnoitia akodoni* n.sp. (Protozoa: Apicomplexa) from the rodent *Akodon montensis* in Brazil. **Parassitologia (Rome)**, v. 45, p. 61–70, 2003c.

DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C.; ROSENTHAL, B. M.; VIANNA, M. C. B.; NYLUND, M.; NIKANDER, S.; OKSANEN, A. Redescription of *Besnoitia tarandi* (Protozoa: Apicomplexa) from the reindeer (*Rangifer tarandus*). **International Journal for Parasitology**, v. 34, p. 1273–1287, 2004.

DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C.; DONOVAN, T.; ROZMANEC, M.; ROSENTHAL, B. M.; VIANNA, M. C. B.; DAVIS, W. P.; BELDEN, J. S. Redescription of *Besnoitia bennetti* (Protozoa: Apicomplexa) from the donkey (*Equus asinus*). **International Journal for Parasitology**, v. 35, p. 659–672, 2005.

DUBEY, J. P.; JENKINS, M. C.; RAJENDRAN, C.; MISKA, K.; FERREIRA, L. R.; MARTINS, J.; KWOK, O. C.; CHOUDHARY, S. Gray wolf (*Canis lupus*) is a natural

definitive host for *Neospora caninum*. **Veterinary Parasitology**, v. 181, n. 2-4, p. 382-387, 2011a.

DUBEY, J. P.; QUIRK, T.; PITT, J. A.; SUNDAR, N.; VELMURUGAN, G. V.; KWOK, O. C. H.; LECLAIR, D.; HILL, R.; SU, C. Isolation and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from raccoons (*Procyon lotor*), cats (*Felis domesticus*), striped skunk (*Mephitis mephitis*), black bear (*Ursus americanus*), and cougar (*Puma concolor*) from Canada. **Journal of Parasitology,** v. 94, p. 42-45, 2008a.

DUBEY, J. P.; JENKINS, M. C.; KWOK, O. C. H.; ZINK, R. L.; MICHALSKI, M. L.; ULRICH, V.; GILL, J.; CARSTENSEN, M.; THULLIEZ, P. Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) from Iowa and Minnesota using four serologic tests. **Veterinary Parasitology**, v. 161, n. 3-4, p. 330-334, 2009.

DUBEY, J. P.; PASSOS, L. M.; RAJENDRAN, C.; FERREIRA, L. R.; GENNARI, S. M.; SU, C. Isolation of Viable *Toxoplasma gondii* from Feral Guinea Fowl (*Numida meleagris*) and Domestic Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from Brazil. **The Journal for Parasitology**, v. 97, n. 5, p. 842-8455, 2011b.

DUBEY, J. P.; RAJENDRAN, C.; COSTA, D. G. C.; FERREIRA, L. R.; KWOK, O. C. H.; QU, D.; SU, C.; MARVULO, M. F. V.; ALVES, L. C.; MOTA, R. A.; SILVA, J. C. R. New *Toxoplasma gondii* genotypes isolated from free-range chickens from the Fernando de Noronha, Brazil: unexpected findings. **Journal for Parasitology,** v. 96, n. 4, p. 709-712, 2010.

DUBEY, J. P.; VELMURUGAN, G. V.; RAJENDRAN, C.; YABSLEY, M. J.; THOMAS, N. J.; BECKMEN, K. B.; SINNET, D.; RUID, D.; HART, J.; FAIR, P. A.; McFEE, W. E.; SHEARN-BOCHSLER, V.; KWOK, O. C.; FERREIRA, L. R.; CHOUDHARY, S.; FARIA, E. B.; ZHOU, H.; FELIX, T. A.; SU, C. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* in wildlife from North America revealed widespread and high prevalence of the fourth clonal type. **International Journal for Parasitology**, v. 41, p. 1139-1147, 2011c.

DUBEY, J. P.; ZARNKE, R.; THOMAS, N. J.; WONG, S. K.; VAN BONN, W.; BRIGGS, M.; DAVIS, J. W.; EWING, R.; MENSE, M.; KWOK, O. C. H.; ROMAND, S.; THULLIE, P. *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Sarcocystis neurona*, and *Sarcocystis canis*-like infections in marine mammals. **Veterinary Parasitology**, v. 116, n. 4, p. 275-296, 2003.

DUBEY, J. P.; LAGO, E. G.; GENNARI, S. M.; SU, C.; JONES, J. L. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitology**, v. 139, n. 11, p. 1375-1424, 2012.

DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C.; MISKA, K. B.; HILL, D. E.; VIANNA, M. C.; LINDSAY, D. S. Molecular and biological characterization of *Hammondia heydorni*like oocysts from a dog fed hearts from naturally infected white-tailed deer *(Odocoileus Virginianus)*. **The Journal of Parasitology,** v. 90, p. 1174-1176, 2004c.

DUBEY, J. P.; SUNDAR, N.; GENNARI, S. M.; MINERVINO, A. H. H.; FARIAS, N. A. R.; RUAS, J. L.; SANTOS, T. R. B.; CAVALCANTE, G. T.; KWOK, O. C. H.; SU, C. Biologic and genetic comparison of *Toxoplasma gondii* isolates in free-range chickens from the northern Pará state and the Southern state Rio Grande do Sul, Brazil, revealed highly diverse and distinct parasite populations. **Veterinary Parasitology**, v. 134, p. 182-188, 2007b.

DUBEY, J. P.; VELMURUGAN, G. V.; CHOCKALINGAM, A.; PENA, H. F. J.; DE OLIVEIRA, L. N.; LEIFER, C. A.; GENNARI, S. M.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; SU, C. Genetic diversity of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens from Brazil. **Veterinary Parasitology,** v. 157, p. 299-305, 2008b.

DUBEY, J. P.; VELMURUGAN, G. V.; ULRICH, V.; GILL, J.; CARSTENSEN, M.; SUNDAR, N.; KWOK, O. C. H.; THULLIEZ, P.; MAJUMDAR, D.; SU, C. Transplacental toxoplasmosis in naturally-infected white-tailed deer: isolation and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from foetuses of different gestational ages. **International Journal for Parasitology,** v. 38, p. 1057-1063, 2008c.

DUIGNAN, P.; HORNER, G.; O'KEEFE, J. Infectious and emerging diseases of bats, and health status of bats in New Zealand. **Surveillance**, v. 30, n. 1, p. 15-18, 2003.

ELLIS, J. T.; JOAKIM, O.; HOLMDAHL, M.; RYCE, C.; NJENGA, J.; HARPER, P. A. W.; MORRISON, D. Molecular Phylogeny of *Besnoitia* and the Genetic Relationships Among *Besnoitia* of cattle, Wildebeest and Goats**. Protist**, v. 151, n. 4, p. 329-336, 2000.

ELSHEIKHA, H. M.; LACHER, D. W.; MANSFIELD, L. S. Phylogenetic relationships of *Sarcocystis neurona* of horses and opossums to other cyst-forming coccidia deduced from SSU rRNA gene sequences. **Parasitology Reseacher**, v. 97, p. 345–357, 2005.

EMMONS, C. W. Association of bats with histoplasmosis. **Public health reports**, v. 73, p. 590-595, 1958.

ENTZEROTH, R.; SCHOLTYSECK, E.; GREUEL, E. The roe deer intermediate host of different coccidia. **Naturwissenschaften**, v. 65, p. 395, 1978.

ERHARDOVÁ, B. Nachweis toxoplasmaähnlicher Parasiten bei der Rötelmaus *Clethrionomys glareolus.* **Folia Biologica,** v. 1, p. 381–383, 1955.

EWERS, R. M.; DIDHAM, R. K. Confounding factors in the detection of species responses to habitat fragmentation. **Biological Reviews**, v. 81, p. 117-142, 2006.

EWING, B.; HILLIER, L.; WENDL, M.; GREEN, P. Basecalling of automated sequencer traces using phred.I.Accuracy assessment. **Genome Research**, v. 8, p. 175-185, 1998.

FAYER, R. Development of *Sarcocystis fusiformis* in the small intestine of the dog. **The Journal of Parasitology**, v. 60, n. 4, p. 660-665, 1974.

FAYER, R.; FRENKEL, J. K. Comparative infectivity for calves of oocysts of feline coccidia: *Besnoitia, Hammondia, Cystoisospora, Sarcocystis* and *Toxoplasma*. **Journal of Parasitology**, v. 65, n. 5, p. 756-762. 1979.

FERREIRA, I. M.; VIDAL, J. E.; MATTOS, C. C. de; MATTOS, L. C. de; QU, D.; SU, C.; PEREIRA-CHIOCCOLA, V. L. *Toxoplasma gondii* isolates: multilocus RFLP-PCR genotyping from human patients in Sao Paulo State, Brazil identified distinct genotypes. **Experimental Parasitology**, v. 129, n. 2, p. 190-195, 2011.

FERREIRA, A. M.; VITOR, R. W. A.; GAZZINELLI, R. T.; MELO, M. N. Genetic analysis of natural recombinant Brazilian *Toxoplasma gondii* strains by multilocus PCR-RFLP. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 6, p. 22-31, 2006.

FERROGLIO, E.; PASINO, M.; ROMANO, A.; GRANDE, D.; PREGEL, P.; TRISCIUOGLIO, A. Evidence of *Neospora caninum* DNA in wild rodents. **Veterinary Parasitology**, v. 148, p. 346-349, 2007.

FINDLAY, G. M.; MIDDLETON, A. D. Epidemic disease among voles (*Microtus*) with special reference to *Toxoplasma.* **Journal of Animal Ecology**, v. 3, p. 150–160, 1934.

FORNAZARI, F.; LANGONI, H. Animal hygiene and sustainable livestock production. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF THE INTERNATIONAL SOCIETY FOR ANIMAL HYGIENE 15.2011, **Proceedings...** Vienna, Austria: ISAH,, 2011, v. 3, p. 1225-1226, Ref. 7.

FRANZEN, C.; MULLER, A.; BIALEK, R.; DIEHL, V.; SALZBERGER, B.; FATKENHEUER, G. Taxonomic position of the human intestinal protozoan parasite *Isospora belli* as based on ribosomal RNA sequences. **Parasitology Research**, v. 86, p. 669-676, 2000.

FREIRE, R. B.; LOPES, C. W. G. Distribuição de hipnozoítas de *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Sarcocystidae) em camundongos albinos experimentalmente infectados. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 5, p. 23-28, 1996.

FRENKEL, J. K. Infections with organisms resembling *Toxoplasma*, together with the description of a new organism: *Besnoitia jellisoni*. In: CONGREZO INTERNAZIONALE DI MICROBIOLOGIA 6., 1953, Califórnia: University of California, 1953, v. 5, p. 426-434.

FRENKEL, J. K. *Besnoitia wallacei* of cats and rodents: with reclassification of other cyst-forming isosporoid coccidian. **Journal of Parasitology**, v. 63, n. 4, p. 611-628, 1977.

FRENKEL, J. K.; DUBEY, J. P. Rodents as vectors for feline Coccidia, *Isospora felis* and *Isospora rivolta*. **Journal of Infectious Disease**, v. 125, n. 1, p. 69-72, 1972.

FRENKEL, J. K.; DUBEY, J. P. *Hammondia hammondi* gen. nov., sp. nov., from domestic cats, a new coccidian related to *Toxoplasma* and *Sarcocystis*. **Zeitschrift fur Parasitenkunde**, v. 46, p. 3–12, 1975.

FRENKEL, J. K.; DUBEY, J. P.; MILLER, N. L. *Toxoplasma gondii* in cats: fecal stages identified as coccidian oocysts. **Science**, v. 167, p. 893-896, 1970.

FRENKEL, J. K.; RUIZ, A.; CHINCHILLA, M. Soil survival of *Toxoplasma* oocysts in Kansas and Costa Rica. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene,** v. 24, p. 439-443, 1975.

FRENKEL, J. K.; SMITH, D. D. Determination of the genera of cyst-forming coccidian. **Parasitology Research**, v. 91, p. 384-389, 2003.

FRENKEL, J. K.; SILVA, M. B. O.; SALDANHA, J. C.; SILVA-VERGARA, M. L.; CORREIA, D.; BARATA, C. H.; SILVA, E. L.; RAMIREZ, L. E.; PRATA, A. Presença extra-intestinal de cistos unizóicos de *Isospora belli* em paciente com SIDA. Relato de caso. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 36, n. 3, p. 409-412, 2003.

GARBINO, G. S. T. Lista atualizada de quirópteros do Estado de São Paulo, Brasil, com base na Coleção do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo e registros na literatura. In: ENCONTRO BRASILEIRO PARA O ESTUDO DE QUIRÓPTEROS 5., Búzios, RJ. **Chiroptera Neotropical**, v. 16, n. 1, p. 98-99, 2010. Suplement, 1.

GALVÃO-DIAS, M. A.; ZANCOPÉ-OLIVEIRA, R. M.; GIUDICE, M. C.; MONTENEGRO-NETTO, H.; JORDÃO, L. R.; GRIGORIO, I. M.; ROSA, A. R.; AMORIM, J.; NOSANCHUK, J. D.; TRAVASSOS, L. R.; TABORDA, C. P. Isolation of *Histoplasma capsulatum* from bats in the urban area of São Paulo State, Brazil. **Epidemiology and Infection**, v. 139, n. 10, p. 1642-1644, 2011.

GARNHAM, P. C. C. Besnoitia (Protozoa: Toxoplasmea) in lizards. **Parasitology**, v. 56, p. 329–334, 1966.

GENNARI, S. M.; CAÑÓN-FRANCO, W. A.; YAI, L. E. O.; SOUZA, S. L. P.; SANTOS, L. C.; FARIAS, N. A. R.; RUAS, J.; ROSSI, F. W.; GOMES, A. A. B. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies from wild canids, Brazil. **Veterinary Parasitology,** v. 121, p. 337-340, 2004.

GJERDE, B. Shedding of *Hammondia heydorni*-like oocysts by foxes fed muscular tissue of reindeer (*Rangifer tarandus*). **Acta Veterinaria Scandinavica,** v. 24, p. 241–243, 1983.

GJERDE, B.; DAHLGREN, S. S. *Hammondia triffittae* n. comb. of foxes (*Vulpes* spp.): biological and molecular characteristics and differentiation from *Hammondia heydorni* of dogs. **Parasitology**, v. 138, p. 303-321, 2011.

GLASNER, P. D.; SILVEIRA, C.; KRUSZON-MORAN, D.; MARTINS, M. C.; BURNIER, M.; SILVEIRA, S.; CAMARGO, M. E.; NUSSENBLATT, R. B.; KASLOW, R. A.; BELFORT, R. A unusually high prevalence of ocular toxoplasmosis in southern Brazil. **American Journal of Ophthalmology,** v. 114, p. 136-144, 1992.

GONDIM, L. F.; GAO, L.; MCALLISTER, M. M. Improved production of *Neospora caninum* oocysts, cyclical oral transmission between dogs and cattle, and in vitro isolation from oocysts. **The Journal of Parasitology**, v. 88, p. 1159-1163, 2002.

GONDIM, L. F.; SARTOR, I. F.; HASEGAWA, M.; YAMANE, I. Seroprevalence of *Neospora caninum* in dairy cattle in Bahia, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 86, p. 71-75, 1999a.

GONDIM, L. F.; SARTOR, I. F.; MONTEIRO JR., L. A.; HARITANI, M. *Neospora caninum* infection in an aborted bovine foetus in Brazil. **New Zealand Veterinary Journal**, v. 47, p. 35, 1999b.

GONDIM, L. F.; PINHEIRO, A. M.; SANTOS, P. O.; JESUS, E. E.; RIBEIRO, M. B.; FERNANDES, H. S.; ALMEIDA, M. A.; FREIRE, S. M.; MEYER, R.; MCALLISTER, M.

M. Isolation of *Neospora caninum* from the brain of a naturally infected dog, and production of encysted bradyzoites in gerbils. **Veterinary Parasitology**, v. 101, p. 1-7, 2001.

GONDIM, L. F.; MCALLISTER, M. M.; GAO, L. Effects of host maturity and prior exposure history on the production of *Neospora caninum* oocysts by dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 134, p. 33-39, 2005.

GONDIM, L. F. P.; MCALLISTER, M. M.; PITT, W. C.; ZEMLICKA, D. E. Coyotes (*Canis latrans*) are definitive hosts of *Neospora caninum*. **International Journal for Parasitology**, v. 34, n. 2, p. 159-161, 2004.

GOODWIN, G. G.; GREENHALL, A. M. A review of the bats of Trinidad and Tobago: descriptions, rabies infection and ecology. **Bulletin of American Museum of Natural History**, v. 122, n. 3, p. 187-302, 1961.

GORNALL, A. G.; BARADAWILL, C. J.; DAVID, M. M. Determination of serum proteins by means of the biuret reaction. **The Journal of Biological Chemistry**, v. 177, p. 751–766, 1949.

GRACZYK, T. K.; KNIGHT, R.; TAMANG, L. Mechanical Transmission of Human Protozoan Parasites by Insects. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 18, n. 1, p. 128–132, 2005.

GREENHALL, A. M.; PARADISO, J. L. Bats and bat banding. **Bureau of sport fisberies and Wildlife Resource Publication**, v. 72, p. 1-47, 1968.

GRIFFIN, D. R.; WEBSTER, F. A.; MICHAEL, C. R. The echolocation of flying insects by bats. **Animal Behavior**, v. 8, p. 141-154, 1960.

GRISARD, E. C.; ELSAID, M. M. A.; TAFURI, W. L.; LIMA, J. L.; CARVALHO PINTO, J. C.; STEIDEL, J.; VITOR, R. W. A. *Besnoitia* sp. (Protozoa: Toxoplasmatinae) from *Akodon montensis* (Rodentia: Cricetidae) in Santa Catarina State, Brazil. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 2, p. 314-316, 1997.

GRUBER, A. D.; SCHULZE, C. A.; BRÜGMANN, M.; POHLENZ, J. Renal coccidiosis with cystic tubular dilatation in four bats. **Veterinary Pathology**, v. 33, p. 442-445, 1996.

HALL, C. A.; REICHEL, M. P.; ELLIS, J. T. *Neospora* abortions in dairy cattle: diagnosis, mode of transmission and control. **Veterinary Parasitology**, v. 128, p. 231-241, 2005.

HALL, T. A. BioEdit: a user friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. **Nucleic Acids Symposium Series**, v. 41, p. 95-98, 1999.

HEYDORN, A. O.; MEHLHORN, H. *Neospora caninum* is an invalid species name: an evaluation of facts and statements. **Parasitology Research**, v. 88, p. 174-184, 2002.

HILL, D. E.; COSS, C.; DUBEY, J. P.; WROBLEWSKI, K.; SAUTTER, M.; HOSTEN, T.; MUNOZ-ZANZI, C.; MUI, E.; WITHERS, S.; BOYER, K.; HERMES, G.; COYNE, J.; JAGDIS, F.; BURNETT, A.; MCCLEOD, P.; MORTON, H.; ROBINSON, D.; MCLEOD, R. Identification of a sporozoite-specific antigen from *Toxoplasma gondii*. **Journal of Parasitology**. v. 97, n. 2, p. 328-337, 2011.

HILLYER, E. V.; ANDERSON, M. P.; GREINER, E. C.; ATKINSON, C. T.; FRENKEL, J. K. An outbreak of *Sarcocystis* in a collection of psittacones. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine,** v. 22, n. 4, p. 434-445, 1991.

HOLMDAHL, O. J. M.; MORRISON, D. A.; ELLIS, J. T.; HUONG, L. T. T. Evolution of ruminant *Sarcocystis* (Sporozoa) parasites based;n small subunit rDNA sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution,** v. 11, p. 27–37, 1999.

HOWE, D. K.; HONORÉ, S.; DEROUIN, F.; SIBLEY, L. D. Determination of genotypes of *Toxoplasma gondii* strains isolated from patients with toxoplasmosis. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 35, p. 1411-1414, 1997.

HOWE, D. K.; SIBLEY, L. D. *Toxoplasma gondii* comprises three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. **Journal of Infectious Diseases**, v. 172, p. 1561-1566, 1995.

HUDSON, L.; HAY, F. C. Practical Immunology. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1976.

JACOBSON, E. R.; GARDINER, C. H.; NICHOLSON, A.; PAGE, C. D. *Sarcocystis* encephalitis in a cochatiel. **Journal of the American Medical Association**, v. 185, n. 8, p. 904-906, 1984.

JACQUIET, P.; LIÉNARD, E.; FRANC, M. Bovine besnoitiosis: epidemiological and clinical aspects. **Veterinary Parasitolology**, v. 174, p. 30–36, 2010.

JAKUBEK, E. B.; BRÖJER, C.; REGNERSEN, C.; UGGLA, A.; SCHARES, G.; BJÖRKMAN, C. Seroprevalences of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in Swedish red foxes (*Vulpes vulpes*). **Veterinary Parasitology**, v. 102, n. 1-2, p. 167-172, 2001.

JENKINS, M. C.; PARKER, C.; HILL, D.; PINCKNEY, R. D.; DYER, R.; DUBEY, J. P. *Neospora caninum* detected in feral rodents. **Veterinary Parasitology**, v. 143, n. 2, p. 161-165, 2007.

JONES, G., JACOBS, D., KUNZ, T., WILLIG, M. & RACEY, P. Carpe noctem: the importance of bats as bioindicators. **Endangered Species Research,** v. 8, p. 93-115, 2009.

JONES, J. L.; MUCCIOLI, C.; BELFORT, R.; HOLLAND, G. N.; ROBERTS, J. M.; SILVEIRA, C. Recently acquired *Toxoplasma gondii* infection, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, p. 582–587, 2006.

KATAOKA, A. P. A. G.; MARTORELLI, L. F. A.; ALMEIDA, M. F.; GAMA, A. R.; SODRÉ, M. M.; AMATUZI, E. Bats rabies virus in São Paulo City, Brazil, from 1988 to 2009. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON RABIES IN THE AMERICAS 20., 2009; Quebec, Canada.

KHAN, A.; FUX, B.; SU, C.; DUBEY, J.P.; DARDÉ, M.L.; AJIOKA, J.W.; ROSENTHAL, B.M.; SIBLEY, L.D. Recent transcontinental sweep of *Toxoplasma gondii* driven by a single monomorphic chromosome. Proceedings of the National Academy of Science (Washington, D.C.), v. 104, p. 14872-14877, 2007.

KHAN, A.; JORDAN, C.; MUCCIOLI, C.; VALLOCHI, A. L.; RIZZO, L. V.; BELFORT JR., R.; VITOR, R. W. A.; SILVEIRA, C.; SIBLEY, L. D. Genetic divergence of *Toxoplasma gondii* strains associated with ocular toxoplasmosis, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, p. 942-949, 2006.

KHAN, A.; DUBEY, J. P.; SU, C.; AJIOKA, J. W.; ROSENTHAL, B. M.; SIBLEY, L. D. Genetic analyses of atypical **Toxoplasma gondii** strains reveal a fourth clonal lineage in North America. **International Journal for Parasitology**, v. 41, n. 6, p. 645-655, 2011.

KING, J. S.; SLAPETA, J.; JENKINS, D. J.; AL-QASSAB, S. E.; ELLIS, J. T.; WINDSOR, P. A. Australian dingoes are definitive hosts of *Neospora caninum*. **International Journal for Parasitology**, v. 40, n. 8, p. 945-950, 2010.

KOIWAI, M.; HAMAOKA, T.; HARITANI, M.; SHIMIZU, S.; KIMURA, K.; YAMANE, I. Proportion of abortions due to neosporosis among dairy cattle in Japan. **The Journal of Veterinary Medical Science**, v. 67, p. 1173-1175, 2005.

KOTAIT, I.; AGUIAR, E. A. C.; CARRIERI, M. L.; HARMANI, N. M. S. (Org.). Manual técnico do Instituto Pasteur, São Paulo: Instituto Pasteur, 2003. 44 p.

KOTAIT, I.; CARRIERI, M. L.; CARNIELI, J. R. P.; CASTILHO, J. G.; OLIVEIRA, R. N.; MACEDO, C. I.; FERREIRA, K. C. S.; ACHKAR, S. M. Reservatórios silvestres do vírus da raiva: um desafio para a saúde pública. **Boletim Epidemiológico Paulista**, v. 4, n. 40, p. 1-10, 2007.

KUNZ, T.; BRAUN-DE-TORREZ, E.; BAUER, D.; LOBOVA, T.; FLEMING T. Ecosystem services provided by bats. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1223, p. 1-38, 2011.

KURTA, A.; KUNZ, T. H.; NAGY, K. A. Energetics and water flux of free-ranging big brown bats (*Eptesicus fuscus*) during pregnancy and lactation. **Journal of Mammalogy**, v. 71, p. 59-65, 1990.

KUSEWITT, D. F.; WAGNER, J. E.; HARRIS, P. D. *Klossiella* sp in the kidneys of two bats (*Myotis sodalis*). **Veterinary Parasitology**, v. 3, p. 365-369, 1977.

KUTKIENĖ, L.; PRAKAS, P.; SRUOGA, A.; BUTKAUSKAS, D. Description of *Sarcocystis anasi* sp. nov. and *Sarcocystis albifronsi* sp. nov. in birds of the oder Anseriformes. **Parasitology Research,** v. 10, p. 1043–1046, 2012.

LABBÉ , A. Recherches zoologiques, cytologiques et biologiques sur les parasites endoglobulaires du sang vertebres. **Archives de Zoologie Expérimentale et Generale**, v. 2, n. 3, p. 55-258, 1894.

LABBÉ , A. Recherches zoologiques, cytologiques et biologiques sur les coccidies. **Archives de Zoologie Experimentale et Generale**, v. 4, n. 3, p. 517-654, 1896.

LANDIS, J. R.; KOCH, G. G. The measurement of observer agreement for categorical data. **Biometrics**, v. 33, p. 159-174, 1977.

LAVERAN, M. A.; MESNIL, F. Sur la coccidie trouve!e dans le rein de la *Rana esculenta* et sur l 'infection generale qu'elle produit. **Comptes Rendus de l'Académie des Sciences**, v. 135, n. 3, p. 82-87, 1902.

LEHMANN, T.; GRAHAM, D. H.; DAHL, E. R.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.;

GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P. Variation in the structure of *Toxoplasma gondii* and the roles of selfing, drift, and epistatic selection in maintaining linkage disequilibria. **Infection, Genetics and Evolution,** v. 4, p. 107-114, 2004.

LEVINE, N. D. *Erhardorina* n. g., *Ascogregarina polynesiensis* n. sp., *Eimeria golemanskii* n. sp., *Isospora tamariscini* n. sp., *Gregarina kazumii* n. nom., new combinations and emendations in the names of apicomplexan protozoa. **Journal of Protozoology,** v. 32, p. 359–363, 1985.

LEVINE, N. D. *Isospora bigemina* (Stiles 1891) Lühe, 1906. In: Protozoan parasites of domestic animals and of Man. 2. ed. Minneapolis: Burgess Publishing Company, p. 222-223, 1973.

LEVINE, N. D. **Veterinary Protozoology**. Imes: Iowa State Univ. Press, 1985. 414 p.

LEVINE, N. D. Taxonomy of the Sporozoa. **Journal of Parasitology,** v. 56, p. 208–209, 1970.

LEVINE, N. D. The Protozoan Phylum Apicomplexa, Boca Ratonn FL: CRC Press, 1988.

LEVINE, N. D.; IVENS, V. *Isospora* species in the dog. **The Journal of Parasitology**, v. 51, p. 859–64, 1965.

LIEBERKÜHN, N. Über die Psorospermien. **Archiv für Anatomie, Physiologie, und Wissenschaftliche Medicin**, p. 349-368, 1854.

LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P. Toxoplasmosis in Wild and Domestic Animals. In: WEISS, L. M.; KIM, K. (Ed.) ***Toxoplasma gondii*:** The Model Apicomplexan. Perspectives and Methods, 1. ed.. New York: Elsevier/Academic Press, 2007. 407 p.

LINDSAY, D. S.; BLAGBURN, B. L. Biology of Mammalian *Isospora*. **Parasitology Today**, v. 10, n. 6, p. 214-220, 1994.

LINDSAY, D. S.; WESTON, J. L.; LITTLE, S. E. Prevalence of antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) from South Carolina. **Veterinary Parasitology**, v. 97, n. 2, p. 159-164, 2001.

LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P.; BLAGBURN, B. L. Biology of Isospora spp from humans, nonhumans primates, ans domestic animals. **Clinical Micribiology Revie**w, v. 10, n. 1, p. 19-34, 1997.

LINDSAY, D. S.; SPENCER, J.; RUPPRECHT, C.; BLAGBURN, B. L. Prevalence of agglutinating antibodies to *Neospora caninum* in raccoons, *Procyon lotor*. **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 5, p. 1197-1198, 2001.

MACEDO, M. F. S. B. de; MACEDO, C. A. B. de; EWALD, M. P.C.; MARTINS, G. F.; ZULPO, D. L.; DA CUNHA, I. A. L.; TARODA, A.; CARDIM, S. T.; SU, C.; GARCIA, J. L. Isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* from pregnant dairy cows (*Bos taurus*) slaughtered. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 1, p. 74-77, 2012.

MARCHIAFAVA, E.; CELLI, A. Weitere Untersuchungen uber die Malariainfectioni. Fortschritte der Medicin. **Munchen,** v. 3, p. 787–806, 1885.

MARKUS, M. B. Terminology for invasive stages of protozoa of the subphylum Apicomplexa (Sporozoa). **South African Journal of Science**, v. 74, n. 2, p. 105-106, 1978.

MARSH, A. E.; BARR, B. C.; PACKHAM, A. E.; CONRAD, P. A. Description of a new *Neospora* species (Protozoa: Apicomplexa: Sarcocystidae). **Journal of Parasitology**, v. 84, p. 983-991, 1998.

MASSAD, F. V.; OLIVEIRA, F. C. R.; ALBUQUERQUE, G. R.; LOPES, C.W. G. Hypnozoítas de *Cystoisospora ohioensis* (Dubey, 1975) Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Cystoisosporinae) em frangos. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária,** v. 10, p. 57–58, 2003.

McALLISTER, M. M.; DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; JOLLEY, W. R.; WILLS, R. A.; MCGUIRE, A. M. Dogs are definitive hosts of *Neospora caninum*. **International Journal for Parasitology**, v. 28, p. 1473-1478, 1998.

MEHLHORN, H.; MARKUS, M. B. Electron microscopy of stages of *Isosopora felis* of the cat in the mesenteric lymph node of the mouse. **Zeitschrift Parasitenkunde**, v. 51, n. 1, p. 15-24, 1976.

MELO, P. S.; CARVALHO FILHO, P. R.; FLAUSINO, W.; LOPES, C. W. G. Hypnozoites of *Cystoisospora felis* (Wenyon,1923) Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Cystoisosporinae) in swine (*Sus scrofa domesticus*) visceras: a new intermediate host. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 12, n. 3, p. 103-107, 2003.

MERCIER, A.; AJZENBERG, D.; DEVILLARD, S.; DEMAR, M. P.; DE THOISY, B.; BONNABAU, H.; COLLINET, F.; BOUKHARI, R.; BLANCHET, D.; SIMON, S.; CARME, B.; DARDÉ, M. L. Human impact on genetic diversity of *Toxoplasma gondii*: example of the anthropized environment from French Guiana. **Infection Genetics and Evolution**, v. 11, n. 6, p. 1378-1387, 2011.

MIKICH, S. B. A dieta dos morcegos fruglvoros (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae) de um pequeno remanescente de Floresta Estacional Semidecidual do sul do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 19, n. 1, p. 239-249, 2002.

MILLER, M. A.; GRIGG, M. E.; KREUDER, C.; JAMES, E. R.; MELLI, A. C.; CROSBIE, P. R.; JESSUP, D. A.; BOOTHROOYD, J. C.; BROWNSTEIN, D.; CONRAD, P. A. An unusual genotype of *Toxoplasma gondii* is common in California sea otters (*Enhydra lutris nereis*) and is a cause of mortality. **International Journal of Parasitology**, v. 34, p. 275–284, 2004.

MILLER, M. A.; MILLER, W. A.; CONRAD, P. A.; JAMES, E. R.; MELLI, A. C.; LEUTENEGGER, C. M.; DABRITZ, H. A.; PACKHAM, A. E.; PARADIES, D.; HARRIS, M.; AMES, J.; JESSUP, D. A.; WORCESTER, K.; GRIGG, M. E. Type X *Toxoplasma gondii* in a wild mussel and terrestrial carnivores from coastal California: NOVO linkages between terrestrial mammals, runoff and toxoplasmosis of sea otters. **International Journal of Parasitology**, v. 38, n. 11, p. 1319–1328, 2008.

MINCHIN, E. A. The Sporozoa. In: Lankester, E. R. (Ed.) **Treatise on Zoology. Introduction and Protozoa**, . London: Adam & Charles Black, 1903. p. 231.

MINERVINO, A. H. H.; SOARES, H. S.; BARRÊTO-JÚNIOR, R. A.; NEVES, K. A. L.; JESUS PENA, H. F.; ORTOLANI, E. L.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in captive wild mammals and birds in Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. v. 41, n. 3, p. 572–574, 2010.

MODRÝ, D.; SLAPETA, J. R.; JIRKU, M.; OBORNÍK, M.; JULIUS LUKES, J.; KOUDELA, B. Phylogenetic position of a renal coccidium of the European green frogs, '*Isospora*' *lieberkuehni* Labbé , 1894 (Apicomplexa: Sarcocystidae) and its taxonomic implications. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51, p. 767–772, 2001.

MODRÝ, D.; VOTÝPKA, J.; SVOBODOVÁ, M. Note on the taxonomy of *Frenkelia microti* (Findlay & Middleton, 1934) (Apicomplexa: Sarcocytidae). **Systematic Parasitology**. v. 58, p. 185-187, 2004.

MOHAMMED, O. B.; DAVIES, A. J.; HUSSEIN, H. S.; DASZAK, P.; ELLIS, J. T. *Hammondia heydorni* from the Arabian mountain gazelle and red fox in Saudi Arabia. **The Journal of Parasitology**, v. 89, p. 535-539, 2003.

MONTEIRO, R. M.; RICHTZENHAIN, L. J.; PENA, H.F.J.; SOUZA, S. L.; FUNADA, M. R.; GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P.; SREEKUMAR, C.; KEID, L. B.; SOARES, R. M. Molecular phylogenetic analysis in *Hammondia*-like organisms based on partial Hsp70 coding sequences. **Parasitology**, v. 134, p. 1195-1203, 2007.

MOORE, D. P.; CAMPERO, C. M.; ODEON, A. C.; CHAYER, R.; BIANCO, M. A. Reproductive losses due to *Neospora caninum* in a beef herd in Argentina. Journal of Veterinary Medicine Series B**. Infectious Diseases and Veterinary Public Health**, v. 50, n. 6, p. 304-308, 2003.

MORRISON, D. A.; BORNSTEINA, S.; THEBOA, P.; WERNERYB, U.; KINNEB, J. MATTSSONA, J. G. The current status of the small subunit rRNA phylogeny of the coccidia (Sporozoa). **International Journal for Parasitology**, v. 34, p. 501–514, 2004.

MOURA, L.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; WADA, M. Y.; JONES, J. L.; TUBOI, S. H.; CARMO, E. H.; RAMALHO, W. M.; CAMARGO, N. J.; TREVISAN, R.; GRAÇA, R. M. T.; SILVA, A. J. DA; MOURA, S.; DUBEY, J. P.; GARRETT, D. O. Waterborne toxoplasmosis, Brazil, from field to gene. **Emerging Infectious Diseases,** v. 12, p. 326-329, 2006.

MUGRIDGE, N. B.; MORRISON, D. A.; HECKEROTH, A. R.; JOHNSON, A. M.; TENTER, A. M. Phylogenetic analyses based on fullength large subunit ribosomal RNA gene sequence comparison reveal that *Neospora caninum* is more closely related to *Hammondia heydorni* then to *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 1545-1556, 1999.

MÜHLDORFER, K.; SPECK, S.; WIBBELT, G. Diseases in free-ranging bats from Germany. **BMC Veterinary Research**, v. 7, p. 61, 2011.

MULLANEY, T.; MURPHY, A. J.; KIUPEL, M.; BELL, J. B.; ROSSANO, M. G.; MANSFIELD, L. S. Evidence to support horses as natural intermediate hosts for *Sarcocystis neurona*.**Veterinary Parasitology**, v. 133, p. 27-36, 2005.

MÜLLER, A.; BIALEK, R.; FÄTKENHEUER, G.; SALZBERGER, B.; DIEHL, V.; FRANZEN, C. Detection of *Isospora belli* by polymerase chain reaction using primers based on small-subunit ribosomal RNA. **European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases**, v. 19, p. 631–634, 2000.

NETO, V. A.; MEDEIROS, E. A. S.; LEVI, G. C.; DUARTE, M. I. S. Toxoplasmose. 4. ed. São Paulo: Sarvier. 1995, p. 154.

NETO, E. C.; ANELE, E.; RUBIM, R.; BRITES, A.; SCHULTE, J.; BECKER, D.; TUUMINEN, T. High prevalence of congenital toxoplasmosis in Brazil estimated in a 3-year prospective neonatal screening study. **International Journal of Epidemiology,** v. 29, p. 941-947, 2000.

NICOLE, C.; MANCEAUX, L. H. Sur un protozoaire nouveau du gondi. **Comptes Rendus Hebdomadaires des Séances de I'Academic des Sciences**, Paris, v. 148, p. 369-372, 1909.

NICOLE, C.; MANCEAUX, L. H. Sur une infection à corps de Leishmann (ou organisms voisins) du gondi. **Comptes Rendus Hebdomadaires des Séances de I'Academic des Sciences**, v. 147, p. 763–766, 1908.

NOLLER, W. Zur Kenntnis eines Nierencoccids. Der Entwicklungskreis des Coccids der Wasserfroschniere [*Isospora lieberkuhni* (Labbé, 1894)]. **Archiv fur Protistenkunde**, v. 47, p. 101-108, 1923.

NUKERBAEVA, K. K.; SVANBAEV, S. K. Koktsidii pushnykh zverei v Kazakhstane. [Coccidia of fur-bearing mammals in Kazakhstan]. **Vestnik Sel'skokhozyaistvennoi Nauki Kazakhstana**, v. 12, p. 50–54, 1973.

OBORNÍK, M.; JIRKÚ, M.; SLAPETA, J. R.; MODRÝ, D.; KOUDELA, B.; LUKES, J. Notes on coccidian phylogeny, based on the apicoplast small subunit ribissomal DNA. **Parasitology Research**, v. 88, p. 360-363, 2002.

ODENING, K. The present state of species systematics in *Sarcocystis* Lankester, 1882 (Protista, Sporozoa, Coccidia). **Systematic Parasitology**, v. 41, n. 3, p. 209-233, 1998.

OLIVEIRA, F. C. de; STABENOW, C. D. A. S.; MASSAD, F. V.; LOPES, C. W. Hypnozoites of *Cystoisospora* Frankel, 1977 (Apicomplexa: Cystoisosporinae) in Mongolian gerbil lymph nodes and their transmission to cats free of coccidia. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 2, p. 72-76, 2007.

OWEN, M. R.; TREES, A. F. Genotyping of *Toxoplasma gondii* associated with abortion in sheep. **Journal of Parasitology**, v. 85, n. 2, p. 382-384, 1999.

PABON, M.; LOPEZ-GATIUS, F.; GARCIA-ISPIERTO, I.; BECH-SABAT, G.; NOGAREDA, C.; ALMERIA, S. Chronic *Neospora caninum* infection and repeat abortion in dairy cows: a 3-year study. **Veterinary Parasitology**, v. 147, p. 40-46, 2007.

PAGE, C. D.; SCHMIDT, R. E.; ENGLISH, J. H.; GARDINER, C. H.; HUBBARD, G. B.; SMITH, G. C. Antemortem diagnosis and treatment of sarcocystosis in two species of psittacines. **Journal of Zoo Wildlife Medicine**, v. 23, n. 1, p. 77-85, 1992.

PARE, J.; HIETALA, S. K.; THURMOND, M. C. An enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for serological diagnosis of *Neospora* sp. Infection in cattle. **Journal Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 7, p. 352-359, 1995.

PENA, H. F. J.; GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P.; SU, C. Population structure and mouse-virulence of *Toxoplasma gondii* in Brazil. **International Journal for Parasitology,** v. 38, p. 561-569, 2008.

PENA, H. F. J.; MOROZ, L. R.; SOZIGAN, R. K. B. Primeiro relato de toxoplasmose cutânea canina no Brasil: caso clínico, isolamento e caracterização molecular de *T. gondii*. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE TOXOPLASMOSE 2., 2013, São Paulo. **Anais...** São Paulo, 2013. p. 24-25.

PENA, H. F. J.; SOARES, R. M.; AMAKU, M.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. *Toxoplasma gondii* infection in cats from São Paulo state, Brazil: Seroprevalence, oocyst shedding, isolation in mice, and biologic and molecular characterization. **Research in Veterinary Science,** v. 81, p. 58-67, 2006.

PENA, H. F. J.; MARVULO, M. F.; HORTA, M. C.; SILVA, M. A.; SILVA, J. C.; SIQUEIRA, D. B.; LIMA, P. A.; VITALIANO, S. N.; GENNARI, S. M. Isolation and genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* from a red-handed howler mon- key (*Alouatta belzebul*), a jaguarundi (*Puma yagouaroundi*), and a black-eared opossum (*Didelphis aurita*) from Brazil. **Veterinary Parasitology,** v. 175, n. 3–4, p. 377–381, 2011.

PESCADOR, C. A.; CORBELINI, L. G.; OLIVEIRA, E. C.; RAYMUNDO, D. L.; DRIEMEIER, D. Histopathological and immunohistochemical aspects of *Neospora caninum* diagnosis in bovine aborted fetuses. **Veterinary Parasitology**, v. 150, p. 159-163, 2007.

PETERS, M.; LUTKEFELS, E.; HECKROTH, A. R.; SCHARES, G. Immunohistochemical and ultrastructural evidence for *Neospora caninum* tissue cysts in skeletal muscles of naturally infected dogs and cattle**. International Journal for Parasitology**, v. 31, p. 1144-1148, 2001.

PETERSEN, E.; DUBEY, J. P. Biology of *Toxoplasma gondii*. In: JOYNSON, D. H., WREGHITT, T. (Ed.). **Toxoplasmosis:** a comprehensive clinical guide. Cambridge: Cambridge University Press, 2001. p. 1-49.

PRESTRUD, K.W.; DUBEY, J. P.; ÅSBAKK, K.; FUGLEI, E.; SU, C. First isolate of *Toxoplasma gondii* from arctic fox (*Vulpes lagopus*) from Svalbard. **Veterinary Parasitology,** v. 151, p. 110-114, 2008.

RAGOZO, A. M.; PENA, H. F.; YAI, L. E.; SU, C.; GENNARI, S. M. Genetic diversity among *Toxoplasma gondii* isolates of small ruminants from Brazil: novel genotypes revealed. **Veterinary Parasitology**, v. 170, n. 3-4, p. 307-312, 2010.

REIS, N. R. **Estudos ecológicos dos quirópteros de matas primárias e capoeiras da região de Manaus, Amazonas.** 1981. 242f. Tese (Doutorado) - Universidade do Amazonas, INPA, Manaus, 1981.

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. (Ed.). **A Bacia do rio Tibagi**. Londrina: Editora da Universidade Estadual de Londrina.2002. p. 251-270.

REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P. (Ed.). **Mamíferos do Brasil**. Londrina: Editora da Universidade Estadual de Londrina. 2006. 437 p.

REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P. (Ed.). **Morcegos do Brasil.** Londrina: Editora da Universidade Estadual de Londrina. 2007. 253 p.

RODRIGUES, A. A.; GENNARI, S. M.; AGUIAR, D. M.; SREEKUMAR, C.; HILL, D. E.; MISKA, K. B.; VIANNA, M. C.; DUBEY, J. P. Shedding of *Neospora caninum* oocysts by dogs fed tissues from naturally infected water buffaloes (*Bubalus bubalis*) from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 124, p. 139-150, 2004.

ROMANO, M. C.; MAIDAGAN, J. I.; PIRE, E. F. Behavior and demography in an urban colony of *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera: Molossidae) inRosario, Argentina. **Revista de Biología Tropical**, v. 47, n. 4, 1999.

RUIZ, A.; FRENKEL, K. Intermediate and transport hosts of *Toxoplasma gondii* in Costa Rica. **The American Society of Tropical Medicine and Hygiene**,v. 29, n.6, p. 1161-1166, 1980.

SABIN, A. B. Toxoplasmic encephalitis in children. **Journal of the American Medical Association,** v .16, p. 801-807, 1941.

SADREBAZZAZ, A.; HADDADZADEH, H.; SHAYAN, P. Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in camels (*Camelus dromedarius*) in Mashhad, Iran. **Parasitology Research**, v. 98, n. 6, p. 600-601, 2006.

SAITOH, Y.; ITAGAKI, H. Dung beetles, *Onthophagus* spp., as potential transport hosts of feline coccidia. **Nippon Juigaku Zasshi**, v. 52, p. 293-297, 1990.

SAMARASINGHE, B.; JOHNSON, J.; RYAN, U. Phylogenetic analysis of *Cystoisospora* species at the rRNA ITS1 locus and development of a PCR-RFLP assay. **Experimental Parasitology**, v. 118, n. 4, p. 592-595, 2008.

SANGSTER, C. R.; GORDON, A. N.; HAYES, D. Systemic toxoplasmosis in captive flying-foxes. **Australian Veterinary Journal**, v. 90, n. 4, p. 140-142, 2012.

SANGSTER, C.; BRYANT, B.; CAMPBELL-WARD, M.; KING, J. S.; ŠLAPETA, J. Neosporosis in an Aborted Southern White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) Fetus. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 41, n. 4, p. 725-728, 2010.

SCHARES, G.; HEYDORN, A. O.; CUPPERS, A.; MEHLHORN, H.; GEUE, L.; PETERS, M.; CONRATHS, F. J. In contrast to dogs, red foxes (*Vulpes vulpes*) did not shed *Neospora caninum* upon feeding of intermediate host tissues. **Parasitology Research**, v. 88, p. 44–52, 2002.

SCHARES, G.; HEYDORN, A. O.; CUPPERS, A.; CONRATHS, F. J.; MEHLHORN, H. *Hammondia heydorni*-like oocysts shed by a naturally infected dog and *Neospora caninum* NC-1 cannot be distinguished. **Parasitology Research**, v. 87, p. 808-816, 2001.

SCHMIDT, S.; GALVÃO, A. B.; FERNANDES, W. J.; OLIVEIRA, R. L. Do primeiro encontro do *Toxoplasma gondii* (Nicolle & Manceaux, 1909) em morcegos. **Revista Goiana de Medicina,** v. 15, p. 149-154, 1969.

SCHNEIDER, A. Sur les psorospermies oviformes ou coccidies. Especes nouvelles ou peu connues. **Archives de Zoologie Experimentale st Generale**, v. 9, p. 387–404, 1881.

SCHNEIDER, C. R. Experimental infection of short-tailed bats, *Carollia perspicillata*, with *Besnoitia panamensis* (Protozoa: Toxoplasmatidae). **Journal of Parasitology**, v. 52, p. 703, 1966.

SCHNEIDER, C. R. *Besnoitia panamensis*, sp. n. (Protozoa: Toxoplasmatidae) from Panamanian lizards. **Journal of Parasitology**, v. 51, p. 340–344, 1965.

SCHNEIDER, C. R. *Besnoitia darlingi* (Brumpt, 1913) in Panama. **Journal of Protozoology**, v. 14, p. 78–82, 1967a.

SCHNEIDER, C. R. Cross-immunity evidence of the identity of *Besnoitia panamensis* from lizards and *B. darlingi* from opossums. **Journal of Parasitology**, v. 53, p. 886, 1967b.

ŠEBEK, Z. *Sarcocystis* and M-organisms in insectivores and rodents. **Folia Zoologica,** v. 11, p. 355–366, 1962.

SERRANO-MARTINEZ, E.; COLLANTES-FERNANDEZ, E.; RODRIGUEZBERTOS, A.; CASAS-ASTOS, E.; ALVAREZ-GARCIA, G.; CHAVEZVELASQUEZ, A.; ORTEGA-MORA, L. M. *Neospora* species-associated abortion in alpacas (*Vicugna pacos*) and llamas (*Llama glama*). **The Veterinary Record**, v. 155, p. 748-749, 2004.

SILVA, K. F.; ANDRÉ, M. R.; ADANIA, C. H.; ALLEGRETTI, S. M.; FELIPPE, P. A. N.; MACHADO, R. Z. Detection of antibodies to *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in Brazilian wild captive felids. In: *TOXOPLASMA* CENTENNIAL CONGRESS, 2008, Búzios, 2008. p.105.

SILVA, R. C. da; LANGONI, H.; SU, C.; SILVA, A. V. Genotypic characterization of *Toxoplasma gondii* in sheep from Brazilian slaughterhouses: New atypical genotypes and the clonal type II strain identified. **Veterinary Parasitology,** v. 175, p. 173-177, 2011.

SILVA, J. C. R.; OGASSAWARA, S.; ADANIA, C. H.; FERREIRA, F.; GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P.; FERREIRA-NETO, J. S. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 102, p. 217-224, 2001.

SILVA, A.; BOARETO, H.; ISBRECHT, F. B.; SILVA, R. C.; LANGONI, H. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em suínos da região Oeste do Paraná, Brasil. **Veterinária e Zootecnia**, v. 15, n. 2, p. 263-266, 2008.

SILVA, M. S.; UZEDA, R. S.; COSTA, K. S.; SANTOS, S. L.; MACEDO, A. C.; ABESANDES, K.; GONDIM, L. F. Detection of *Hammondia heydorni* and related coccidia (*Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii*) in goats slaughtered in Bahia, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 162, p. 156-159, 2009.

SIMMONS, N. B. Order Chiroptera. In: WILSON, D. E., REEDER, D. M. (Ed.). **Mammal species of the world:** a taxonomic and geographic reference, 3. ed., Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005. v. 1, p. 312-529.

SLAPETA, J. R.; MODRÝ, D.; VOTÝPKA, J.; JIRK, M.; KOUDELA, B.; LUKES, J. Multiple origin of the dihomoxenous life cycle in sarcosporidia. **International Journal for Parasitology**, v. 31, p. 414–417, 2001.

SLAPETA, J. R.; KYSELOVÁ, I.; RICHARDSON, A. O.; MODRÝ, D.; LUKES, J. Phylogeny and sequence variability of the *Sarcocystis singaporensis* Zaman and Colley, (1975) 1976 ssrDNA. **Parasitology Reseacher**, v. 88, p. 810–815, 2002.

SLAPETA, J. R.; MODRÝ , D.; VOTÝPKA, J.; JIRKU, M.; LUKES, J.; KOUDELA, B. Evolutionary relationships among cyst-forming coccidia *Sarcocystis* spp. (Alveolata: Apicomplexa: Coccidea) in endemic African tree vipers and perspective for evolution of heteroxenous life cycle. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 27, p. 464–475, 2003.

SMITH, J. H.; NEILL, P. J. G.; DILLARD, E. A.; BOX, E. D. Pathology of experimental *Sarcocystis falcatula* infections of Canaries (*Serinus canaries*) and Pigeons (*Columba livia*). **The Journal of Parasitology,** v. 76, n. 1, p. 59-68, 1990.

SMITH, D. D.; FRENKEL, J. K. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in wild mammals of Missouri and east central Kansas: biologic and ecologic considerations of transmission**. Journal of Wildlife Diseases**, v. 31, n. 1, p. 15-21, 1995.

SOARES, R. M.; CORTEZ, L. R. P. B.; GENNARI, S. M.; SERCUNDES, M. K.; KEID, L. B.; PENA, H. F. J. Crab-eating (*Cerdocyon thous*), a South American canid, as a definitive host for *Hammondia heydorni*. **Veterinary Parasitology**, v. 162, p. 46-50, 2009.

SOARES, R. M.; LOPES, E. G.; KEID, L. B.; SERCUNDES, M. K.; MARTINS, J.; RICHTZENHAIN, L. J. Identification of *Hammondia heydorni* oocysts by a heminested-PCR (hnPCR-AP10) based on the H. heydorni RAPD fragment AP10. **Veterinary Parasitology**, v. 175, p. 168–172, 2011.

SOBRINO, R.; DUBEY, J. P.; PABÓN, M.; LINAREZ, N.; KWOK, O. C.; MILLÁN, J.; ARNAL, M. C.; LUCO, D. F.; LÓPEZ-GATIUS, F.; THULLIEZ, P.; GORTÁZAR, C.; ALMERÍA, S. *Neospora caninum* antibodies in wild carnivores from Spain. **Veterinary Parasitology**, v. 155, n. 3-4, p. 190-194, 2008.

SODRÉ, M. M.; GAMA, A. R. da. Levantamento dos registros de contato direto de morcegos com humanos e animais domésticos, na cidade de São Paulo, Brasil Chiroptera Neotropical. In: V Encontro Brasileiro para o Estudo de Quirópteros. Búzios, RJ, **Chiroptera Neotropical**, v. 16, n. 1 p. 155-156, 2010. Suplement, 1.

SOLDATI, D.; DUBREMETZ, J. F.; LEBRUN, M. Microneme proteins: structural and functional requirements to promote adhesion and invasion by the apicomplexan parasite *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 12, p. 1293-1302, 2001.

SPEER, C. A.; DUBEY, J. P.; MCALLISTER, M. M.; BLIXT, J. A. Comparative ultrastructure of tachyzoites, bradyzoites, and tissue cysts of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 1509-1519, 1999.

SPLENDORE, A. Un nuevo protozoa parasitea de'conigli incontrato nelle lesiono anatomiche d'una malattia che ricorda in molti punti il kala-azar dell'umo. Nota preliminare. **Revista Sociedade Scientífica São Paulo**, v. 3, p.109–112, 1908.

STILES, C. W. Note préliminaire sur quelques parasites. **Bulletin de la Société Zoologique de France, v.** 16, p. 163–164, 1891.

SU, C.; ZHANG, X.; DUBEY, J. P. Genotyping of *Toxoplasma gondii* by multilocus PCR-RFLP markers: A high resolution and simple method for identification of parasites. **International Journal for Parasitology**, v. 36, p. 841-848, 2006.

SU, C.; SHWAB, E. K.; ZHOU, P.; ZHU, X. Q.; DUBEY, J. P. Moving towards an integrated approach to molecular detection and identification of *Toxoplasma gondii*. **Parasitology**, v. 137, n. 1, p. 1-11, 2010.

SUNDAR, N.; COLE, R. A.; THOMAS, N. J.; MAJUMDAR, D.; DUBEY, J. P.; SU, C. Genetic diversity among sea otter isolates of *Toxoplasma gondii*. **Veterinary Parasitology**, v. 151, p. 125-132, 2008.

TADDEI, V. A. Sistemática de quirópteros. **Boletim do Instituto Pasteur**, v. 1, n. 2, p. 3-15, 1996.

TADROS, W.; LAARMAN, J. J. *Sarcocystis* and related coccidian parasites: a brief general review, together with a discussion on some biological aspects of their life cycles and a new proposal for their classification. **Acta Leiden**, v. 44, p. 1–107, 1976.

TADROS, W. A.; BIRD, R. G.; ELLIS, D. S. The fine structure of cysts of *Frenkelia* (the M-organism). **Folia Parasitologica**, v. 19, p. 203–209, 1972.

TADROS, W.; LAARMAN, J. J. *Sarcocystis* and related coccidian parasites: a brief general review, together with a discussion on some biological aspects of their life cycles and a new proposal for their classification. **Acta Leiden**, v. 44, p. 1–107, 1976.

TAMURA, K.; DUDLEY, J.; NEI, M.; KUMAR, S. MEGA 4: Molecular evolutionary genetics analysis (MEGA) software version 4.0. **Molecular Biology and Evolution**. v. 24, n. 8, p. 1596-1599, 2007.

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. (Org.). **Morcegos do Brasil:** biologia, sistemática, ecologia e conservação. Ed. Porto Alegre: Armazém digital, 2008, 575 p.

TENTER, A. M.; BARTA, J. R.; BEVERIDGE, I.; DUSZYNSKI, D. W.; MEHLHORN, H.; MORRISON, D. A.; THOMPSON, A. R. C.; CONRAD, P. A. The conceptual basis for a new classification of the coccidian. **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 5, p. 595-616, 2002.

TENTER, A. M.; BAVERSTOCK, P. R.; JOHNSON, A. M. Phylogenetic relationships of *Sarcocystis* species from sheep, goats, cattle and mice based on ribosomal RNA sequences. **International Journal for Parasitology**, v. 22, p. 503–513, 1992.

THOMPSON, J. D.; HIGGINS, D. G.; GIBSON, T. J. Clustal W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position specific gap penalties and weight matrix choice. **Nucleic Acids Research**, v. 22, p. 4673-4680, 1994.

TIEMANN, J. C. H.; SOUZA, S. L. P.; RODRIGUES, A. A. R.; DUARTE, J. M. B.; GENNARI, S. M. Environmental effect on the occurrence of anti-*Neospora caninum* antibodies in pampas-deer (*Ozotoceros bezoarticus*). **Veterinary Parasitology**, v. 134, n. 1-2, p. 73-76, 2005.

TOMLEY, F. M.; BILLINGTON, K. J.; BUMSTEAD, J. M.; CLARCK, J. D.; MONAGHAN, P. EtMIC4: a microneme protein from *Eimeria tenella* that contains tandem arrays of epidermal growth factor-like repeats and thrombospondin type-1repeats. **International Journal for Parasitology**, v. 31, p. 1303-1310, 2001.

TREES, A. J.; WILLIAMS, D . J. Endogenous and exogenous transplacental infection in *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii*. **Trends in Parasitology**, v. 21, p. 558-561, 2005.

TRIFFITT, M. J. Observations on the oocysts of coccidia found in the faeces of carnivores. **Protozoology**, v. 3, p. 65–74, 1927. Supplement to Journal of Helminthology.

TRUPPEL, J. H.; MONTIANI-FERREIRA, F.; LANGE, R. R.; VILANI, R. G. D'O. C.; REIFUR, L.; BOERGER, W.; COSTA-RIBEIRO, C. V.; THOMAZ-SOCCOL, V. Detection of *Neospora caninum* DNA in capybaras and phylogenetic analysis. **Parasitology International**, v. 59, n. 3, p. 376-379, 2010.

UIEDA, W.; HARMANI, N. M. S.; SILVA, M. S. Raiva em morcegos insetívoros (Molossidae) do Sudeste do Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 29, n. 5, p. 393-397, 1995.

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. 1, n. 2, p. 17-35, 1996.

UPTON, S. Suborder Eimeriorina Léger, 1911. In: LEE, J. J., HUTNER, S. H., BOVEE, E. C. (Ed.). **The Ilustrated Guide to the Protozoa**, 2 ed. Lawrence, KS: Allen Press, 2001. p. 318–339.

VAUDAUX, J. D.; MUCCIOLI, C.; JAMES, E. R.; SILVEIRA, C.; MAGARGAL, S. L.; JUNG, C.; DUBEY, J. P.; JONES, J. L.; DOYMAZ, M. Z.; BRUCKNER, D. A.; BELFORT, R. J. R.; HOLLAND, G. N.; GRIGG, M. E. Identification of an atypical strain of *Toxoplasma gondii* as the cause of a waterborne outbreak of toxoplasmosis in Santa Isabel do Ivai, Brazil. **The journal of Infectious Diseases**, v. 202, n. 8, p. 1226-1233, 2010.

VELÁSQUEZ, J. N.; OSWALDO, G. A.; DI RISIO, C.; ETCHART, C.; CHERTCOFF, A. V.; PERISSÉ, G. E.; CARNEVALE, S. Molecular characterization of *Cystoisospora belli* and unizoite tissue cyst in patients with Acquired Immunodeficiency Syndrome**. Parasitology**, v. 138, n. 3, p. 279-286, 2011.

VELMURUGAN, G. V.; DUBEY, J. P.; SU, C. Genotyping studies of *Toxoplasma gondii* isolates from Africa revealed that the archetypal clonal lineages predominate as in North America and Europe. **Veterinary Parasitology,** v. 155, p. 314-318, 2008.

VENTURINI, L.; PETRUCCELLI, M.; PÍSCOPO, M.; ÚNZAGA, J. M.; VENTURINI, M. C.; BACIGALUPE, D.; BASSO, D.; DUBEY, J. P. Natural *Besnoitia* sp. Infection in domestic rabbits from Argentina. **Veterinary Parasitology**, v. 107, p. 273-278, 2002.

VILLALOBOS, E. M. C.; UENO, T. E. H.; SOUZA, S. L. P.; CUNHA, E. M. S.; LARA, M. C. C. S. H.; GENNARI, S. M.; SOARES, R. M. Association between the presence of serum

antibodies against *Neospora* spp. and fetal loss in equines. **Veterinary Parasitology**, v. 142, p. 372–375, 2006.

VILLALOBOS, E. M. C.; FURMN, K. E.; LARA, M. C. C. S. H.; CUNHA, E. M. S.; FINGER, M. A.; BUSCH, A. P. B.; FILHO, I. R. B.; DECONTO, I.; DOMBUSCH, P. T.; BIONDO, A. W. Detection of *Neospora* sp. antibodies in cart horses from urban areas of Curitiba, Southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 1, p. 68-70, 2012.

VITALIANO, S. N. **Isolamento e caracterização biológica e genotípica de *Toxoplasma gondii* em animais selvagens do Brasil.** 2012. 100f. Tese (Doutorado em Ciências) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, 2012.

VIZOTTO, L. D.; TADDEI, V. A. Chave para identificação dos quirópteros brasileiros. **Revista da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de São José do Rio Preto**, v. 1, p. 1-72, 1973.

VOTÝPKA, J.; HYPSA, V.; JIRKŮ, M.; FLEGR, J.; VÁVRA, J.; LUKES, J. Molecular phylogenetic relatedness of *Frenkelia* spp. (Protozoa, Apicomplexa) to *Sarcocystis falcatula* Stiles 1893: is the genus Sarcocystis paraphyletic? **Journal of Eukaryotic Microbiology,** v. 45, n. 1, p.137-141, 1998.

WALSH, P. C.; DUNCAN, J. R. B. R.; ZAJAC, M. A.; BLAGBURN, B. L.; LINDSAY, D. *Neospora hughesi* experimental infections in mice, gerbils and dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 92, p. 119-128, 2000.

WILLIG, M. R.; PRESLEY, S. J.; BLOCH, C. P.; HICE, C. L.; YANOVIAK, S. P.; DÍAZ, M. M.; CHAUCA, L. A.; PACHECO, V.; WEAVER, S. C. Phyllostomid bats of Lowland Amazonia: effects of habitat alteration on abundance. **Biotropica,** v. 39, n. 6, p. 737-746, 2007.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. (Ed.). **Mammal species of the world:** taxonomic and geographic reference. 3. ed. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005, v. 1, 2181 p.

WOLF, D.; SCHARES, G.; CARDENAS, O.; HUANCA, W.; CORDERO, A.; BÄRWALD, A.; CONRATHS, F. J.; GAULY, M.; ZAHNER, H.; BAUER, C. Detection of specific antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in naturally infected alpacas (*Lama pacos*), llamas (*Lama glama*) and vicuñas (*Lama vicugna*) from Peru and Germany. **Veterinary Parasitology**, v. 130, n. 1-2, p. 81-87, 2005.

WUNSCHMANN, A.; WELLEHAN JR., J. F. X.;; ARMIEN, A.; BEMRICK, W.J.; BARNES, D.; AVERBECK, G. A.; ROBACK, R.; SCHWABENLANDER, M.; D'ALMEIDA, E.; JOKI, R.; CHILDRESS, A. L.; CORTINAS, R.; GARDINER, C. H.; GREINER, E. C. Renal infection by a new coccidian genus in big brown bats (*Eptesicus fuscus*). **Journal for Parasitology,** v. 96, n. 1, p. 178-183, 2010.

YAI, L. E. O.; RAGOZO, A. M. A.; AGUIAR, D. M.; DAMACENO, J. T.; OLIVEIRA, L. N.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. Isolation of *Toxoplasma gondii* from capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) from São Paulo, Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 94, p. 1060-1063, 2008.

YAI, L. E. O.; RAGOZO, A. M. A.; SOARES, R. M.; PENA, H. F J.; SU, C.; GENNARI, S. M., Genetic diversity among capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*) isolates of *Toxoplasma gondii* from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 162, p. 332-337, 2009.

YAI, L. E. O.; VIANNA, M. C. B.; SOARES, R. M.; CORTEZ, A.; FREIRE, R. L.; RICHTZENHAIN, L. J.; GENNARI, S. M. Evaluation of experimental *Toxoplasma gondii* (Nicolle and Manceaux, 1909) infection in pigs by bioassay in mice and Polymerase Chain Reaction. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 40, p. 227-234, 2003b.

YAI, L. E.; CAÑON-FRANCO, W. A.; GERALDI, V. C.; SUMMA, M. E.; CAMARGO, M. C.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in the South American opossum (*Didelphis marsupialis*) from the city of São Paulo, Brazil. **The Journal of Parasitology**,v. 89, n. 4, p. 870-871, 2003a.

YUAN, Ziguo; ZHANG, Xiuxiang; LIN, Ruiqing; ESKILD, P.; ZHU, Xingquan. First Report of *Toxoplasma gondii* Infection in Five Species of Bats in China, 2013. (On line) Disponível em <http://www.paper.edu.cn/download/downPaper/201301-175>. Acesso em: 29 jan. 2013.

ZETUN, C. B.; HOFFMANN, J. L.; SILVA, R. C.; SOUZA, L. C.; LANGONI, H. *Leptospira* spp. and *Toxoplasma gondii* antibodies in vampire bats (*Desmodus rotundus*) in Botucatu region, SP, BRAZIL. **The Journal of Venomous Animal Toxins including Tropical Disease**, v. 15, n. 3, p. 546-552, 2009.

APÊNDICE A

Amostra	Espécie	Sexo	Idade	Localização	RIFI	MAT	Tecido	PCR	SEQ
1	*Nyctinomops macrotis*	NI	NI	São Paulo	#	#	C	neg	
2	*Molossus molossus*	NI	NI	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
3	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	M	neg	
4	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
5	*NI*	NI	NI	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
6	*Cynomops planirostris*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
7	*Lasiurus ega*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
8	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
9	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
10	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
11	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
12	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
13	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
14	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
15	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
16	*Artibeus fimbriatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
17	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
18	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
19	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
20	*Eumops perotis*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
21	*Lasiurus blossevillii*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
22	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
23	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
24	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
25	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
26	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
27	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
28	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
29	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
30	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
31	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
32	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
33	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
34	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
35	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
36	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
37	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
38	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
39	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
40	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
41	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
42	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
43	*Myotis nigricans*	M	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	
44	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
45	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
46	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
47	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
48	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
49	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
50	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
51	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
52	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
53	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
54	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
55	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
56	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
57	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
58	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
59	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
60	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
61	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
62	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
63	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
64	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
65	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
66	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
67	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
68	*Platyrrhinus lineatus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
69	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
70	*Cynomops planirostris*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
71	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
72	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
73	*Molossus rufus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
74	*Molossus rufus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
75	*Molossus rufus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
76	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
77	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
78	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
79	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
80	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	

81	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
82	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
83	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
84	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
85	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
86	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
87	*Artibeus planirostris*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
88	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
89	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	pos	B159
							M	neg	
90	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
91	*Eumops auripendulus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
92	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
93	*Molossus molossus*	M	Jovem	Ibitinga	#	#	C	neg	
							M	neg	
94	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
95	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
96	*Molossus rufus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
97	*Lasiurus blossevillii*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
98	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
99	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
100	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
101	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
102	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
103	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
104	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
105	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
106	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
107	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
108	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	

109	*Desmodus rotundus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
110	*Desmodus rotundus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
111	*Desmodus rotundus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
112	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
113	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
114	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
115	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
116	*Molossus rufus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
117	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
118	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
119	*Tadarida brasiliensis*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
120	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
121	*Molossus molossus*	M	Jovem	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
122	*Molossus molossus*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
123	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
124	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
125	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
126	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
127	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
128	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
129	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
130	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
131	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
132	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
133	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
134	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
135	*Artibeus lituratus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
136	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
137	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	

							M	neg	
138	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
139	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
140	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
141	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
142	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
143	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
144	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
145	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
146	*Artibeus lituratus*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
147	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
148	*Molossus molossus*	M	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
149	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José dos Campos	#	#	M	neg	
150	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
151	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	M	neg	
152	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
153	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
154	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
155	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
156	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
157	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
158	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	poa	B651
							M	pos	M48
159	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
160	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
161	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
162	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
163	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
164	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
165	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	pos	B657

							M	neg	
166	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
167	*Cynomops planirostris*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
168	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
169	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
170	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
171	*Lasiurus ega*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
172	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
173	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
174	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
175	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
176	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
177	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
178	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
179	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
180	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	pos	M308
181	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
182	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
183	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
184	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
185	*Eptesicus sp*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
186	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
187	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
188	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
189	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
190	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
191	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	

192	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
193	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
194	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
195	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
196	*Eumops sp*	NI	NI	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
197	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
198	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
199	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
200	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
201	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
202	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
203	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
204	*Artibeus fimbriatus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
205	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
206	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
207	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
208	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
209	*Molossus rufus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
210	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
211	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
212	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
213	*Artibeus lituratus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
214	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
215	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
216	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
217	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
218	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
219	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	

220	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
221	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
222	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
223	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
224	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
225	*Nyctinomops macrotis*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
226	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
227	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
228	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
229	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
230	*Artibeus lituratus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
231	*Eumops glaucinus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
232	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
233	*Eumops perotis*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
234	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
235	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
236	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
237	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
238	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
239	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
240	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
241	*Molossops neglectus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
242	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
243	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
244	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
245	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
246	*Molossops neglectus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
247	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
248	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
249	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
250	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
251	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
252	*Artibeus fimbriatus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
253	*Molossops neglectus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
254	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
255	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
256	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
257	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
258	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
259	*Artibeus planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	pos	B265
							M	neg	
260	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
261	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
262	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
263	*Promops nasutus*	F	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
264	*Artibeus lIturatus*	F	Jovem	Itu	#	#	M	pos	M437
265	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
266	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
267	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
268	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
269	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
270	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
271	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
272	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
273	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
274	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
275	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
276	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
277	*Eumops auripendulus*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
278	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
279	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
280	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
281	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
282	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
283	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
284	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
285	*Eumops perotis*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
286	*NI*	NI	NI	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
287	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
288	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
289	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
290	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
291	*Artibeus lituratus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
292	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
293	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
294	*Artibeus lituratus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
295	*Phyllostomus discolor*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
296	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
297	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
298	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
299	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
300	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
301	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
302	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
303	*Sturnira lilium*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
304	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
305	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
306	*Cynomops planirostris*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
307	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
308	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
309	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
310	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
311	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
312	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
313	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
314	*Eumops auripendulus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
315	*Eumops auripendulus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
316	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
317	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
318	*Eumops auripendulus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
319	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
320	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
321	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
322	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
323	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	C	pos	B44
							M	neg	
324	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
325	*NI*	NI	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
326	*Eumops perotis*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
327	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
328	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	

329	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
330	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
331	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
332	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
333	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
334	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	
335	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	
336	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
337	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
338	*Artibeus lituratus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
339	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
340	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
341	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
342	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	pos	M60
343	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
344	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
345	*Histiotus velatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
346	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
347	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
348	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
349	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
350	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
351	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
352	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
353	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
354	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
355	*Eptesicus diminutus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
356	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
357	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
358	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
359	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
360	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
361	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
362	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
363	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
364	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
365	*Myotis levis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
366	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
367	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
368	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
369	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
370	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
371	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
372	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
373	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
374	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
375	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
376	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
377	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
378	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
379	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
380	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
381	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
382	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
383	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
384	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
385	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	

386	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
387	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
388	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
389	*Lasiurus ega*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
390	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
391	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
392	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
393	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
394	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
395	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
396	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
397	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
398	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
399	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
400	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
401	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
402	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
403	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
404	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
405	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
406	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
407	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
408	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
409	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
410	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
411	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
412	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
413	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
414	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	

415	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
416	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
417	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
418	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
419	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
420	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
421	*Eumops auripendulus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
422	*Cynomops abrasus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
423	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
424	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
425	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
426	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
427	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
428	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
429	*Cynomops abrasus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
430	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
431	*Artibeus lituratus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
432	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
433	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
434	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
435	*Cynomops planirostris*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
436	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
437	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
438	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
439	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
440	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
441	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
442	*Promops nasutus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
443	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
444	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
445	*Sturnira lilium*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
446	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
447	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

448	*Sturnira lilium*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
449	*Sturnira lilium*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
450	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
451	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
452	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
453	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
454	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
455	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
456	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
457	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
458	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
459	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	Neg	
							C	Pos	B688
460	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	Neg	
461	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	Neg	
462	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
463	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
464	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	Neg	
465	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	Neg	
466	*Eumops perotis*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
467	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
468	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
469	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
470	*Artibeus fimbriatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
471	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
472	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
473	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	Neg	
474	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
475	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
476	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
477	*Eumops perotis*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
478	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
479	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	Neg	
							M	Neg	
480	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
481	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
482	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
483	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
484	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
485	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
486	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

487	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
488	*Cynomops abrasus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
489	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
490	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
491	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
492	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
493	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
494	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
495	*Cynomops greenhalli*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
496	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
497	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
498	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
499	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
500	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
501	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
502	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
503	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
504	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
505	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
506	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
507	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
508	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
509	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
510	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
511	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	M	neg	
512	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
513	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
514	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
515	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
516	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
517	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
518	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
519	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
520	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
521	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
522	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
523	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
524	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
525	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
526	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
527	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
528	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
529	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	M	neg	
530	*Artibeus planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
531	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	

532	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
533	*Desmodus rotundus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
534	*Molossus rufus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
535	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
536	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
537	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
538	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
539	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
540	*Glossophaga soricina*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
541	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
542	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
543	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
544	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
545	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
546	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
547	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
548	*Molossus rufus*	M	Subadulto	Itu	#	#	C	neg	
549	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
550	*Sturnira lilium*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
551	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
552	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
553	*Eumops perotis*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
554	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
555	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
556	*Platyrrhinus lineatus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
557	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
558	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
559	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
560	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
561	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
562	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
563	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
564	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
565	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
566	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
567	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
568	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
569	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
570	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	

571	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
572	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
573	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
574	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
575	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
576	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
577	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
578	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
579	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
580	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
581	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
582	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
583	*Sturnira lilium*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
584	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
585	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
586	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
587	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
588	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
589	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
590	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
591	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
592	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	pos	B1707
							M	neg	
593	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
594	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
595	*Phyllostomus discolor*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
596	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
597	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
598	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
599	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
600	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
601	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
602	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
603	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
604	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
605	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
606	*Eumops perotis*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
607	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
608	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	

609	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
610	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
611	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
612	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
613	*Phyllostomus discolor*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	pos	B1740
614	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
615	*Glossophaga soricina*	M	Subadulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
616	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
617	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
618	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
619	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
620	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
621	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
622	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
623	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
624	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
625	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
626	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
627	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
628	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
629	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
630	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
631	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
632	*Molossus rufus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
633	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
634	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
635	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
636	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
637	*Eumops perotis*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
638	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
639	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
640	*Eumops perotis*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
641	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	

642	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
643	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
644	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
645	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
646	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
647	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
648	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
649	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
650	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
651	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
652	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
653	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
654	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
655	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
656	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
657	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
658	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
659	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
660	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
661	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
662	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
663	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
664	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
665	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
666	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
667	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
668	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
669	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
670	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	

671	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
672	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
673	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
674	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
675	*Molossus rufus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
676	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
677	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
678	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
679	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	pos	B332
							M	neg	
680	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
681	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
682	*Eumops perotis*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
683	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
684	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
685	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
686	*Eumops bonariensis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
687	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
688	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
689	*Eumops perotis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
690	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
691	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
692	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
693	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
694	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
695	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
696	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
697	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
698	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
699	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
700	*Eumops perotis*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

701	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
702	*Eumops auripendulus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
703	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
704	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
705	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
706	*Eumops perotis*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
707	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
708	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
709	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
710	*Molossus rufus*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
711	*Molossus molossus*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
712	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
713	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
714	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
715	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
716	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
717	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
718	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
719	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
720	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
721	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
722	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
723	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
724	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
725	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
726	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
727	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
728	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
729	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
730	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
731	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
732	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
733	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
734	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
735	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
736	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
737	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
738	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
739	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
740	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
741	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
742	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
743	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
744	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
745	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
746	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
747	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
748	*Myotis nigricans*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
749	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

750	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
751	*Molossus rufus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
752	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
753	*Molossus rufus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
754	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
755	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
756	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
757	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
758	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
759	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
760	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	
761	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
762	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
763	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							M	neg	
764	*Eumops perotis*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
765	*Eumops perotis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
766	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
767	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
768	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
769	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
770	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
771	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
772	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
773	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
774	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
775	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
776	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
777	*Nyctinomops macrotis*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
778	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
779	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
780	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							M	neg	
781	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
782	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
783	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
784	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
785	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
786	*Molossus rufus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
787	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
788	*Molossus rufus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
789	*Molossus rufus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
790	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
791	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

792	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
793	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
794	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
795	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
796	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
797	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
798	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
799	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
800	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
801	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
802	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
803	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
804	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
805	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
806	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
807	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
808	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
809	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
810	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
811	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
812	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
813	*Eumops perotis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
814	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
815	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
816	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
817	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
818	*Molossus rufus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
819	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
820	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
821	*Cynomops planirostris*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
822	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
823	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
824	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
825	*Molossus molossus*	F	Adulto	Mogi Guaçu			M	neg	
826	*Myotis albescens*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
827	*Molossus rufus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
828	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
829	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
830	*Myotis albescens*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
831	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

							M	neg	
832	*Eumops perotis*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
833	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
834	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
835	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
836	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
837	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
838	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
839	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
840	*Histiotus velatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
841	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
842	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
843	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
844	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
845	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
846	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
847	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
848	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
849	*Lasiurus blossevillii*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
850	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
851	*Eumops auripendulus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
852	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
853	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
854	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
855	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
856	*Molossus molossus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
857	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
858	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
859	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
860	*NI*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
861	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
862	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
863	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
864	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
865	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	

866	*Molossus rufus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
867	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
868	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
869	*Eumops auripendulus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
870	*Myotis nigricans*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
871	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
872	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
873	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
874	*Eumops auripendulus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
875	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
876	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
877	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
878	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
879	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
880	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
881	*Molossus molossus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
882	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
883	*Artibeus lituratus*	F	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
884	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
885	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
886	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
887	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
888	*Eumops auripendulus*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
889	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
890	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
891	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
892	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
893	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
894	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
895	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
896	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
897	*Eumops glaucinus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
898	*Molossus molossus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
899	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
900	*Eumops perotis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
901	*Eumops perotis*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

902	*Lasiurus blossevillii*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
903	*Eumops perotis*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
904	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
905	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
906	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
907	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
908	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
909	*Molossus rufus*	M	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
910	*Molossus molossus*	M	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
911	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
912	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
913	*Molossus molossus*	F	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
914	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
915	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
916	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
917	*Eumops glaucinus*	F	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	pos	B1466
							M	neg	
918	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
919	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
920	*Eumops perotis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
921	*Eumops perotis*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
922	*Molossus rufus*	F	Filhote	São José dos Campos	#	#	C	neg	
923	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
924	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
925	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
926	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
927	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
928	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
929	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
930	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
931	*Eptesicus furinalis*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
932	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
933	*Eumops perotis*	F	Filhote	Jundiaí	#	#	C	neg	
934	*Myotis sp*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
935	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
							M	neg	
936	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	

937	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
938	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
939	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
940	*Lasiurus blossevillii*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
941	*Molossus molossus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
942	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
943	*Artibeus fimbriatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
944	*Eptesicus furinalis*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
945	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
946	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
947	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
948	*Platyrrhinus lineatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
949	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
950	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
951	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
952	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
953	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
954	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
955	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
956	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
957	*Molossus molossus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
958	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
959	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
960	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
961	*Eumops auripendulus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
962	*Eumops auripendulus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
963	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
964	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
965	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	

966	*Molossus rufus*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
967	*Myotis nigricans*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
968	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
969	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
970	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
971	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
972	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
973	*Molossus rufus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	M	neg	
974	*Platyrrhinus lineatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
975	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
976	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
977	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
978	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
979	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
980	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
981	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
982	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
983	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
984	*Artibeus planirostris*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
985	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
986	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
987	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
988	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
989	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
990	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
991	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
992	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
993	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
994	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
995	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
996	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
997	*Molossus rufus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
998	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
999	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
1000	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
1001	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
1002	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
1003	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1004	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1005	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1006	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1007	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1008	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1009	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1010	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1011	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1012	*Molossus molossus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1013	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1014	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1015	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1016	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	

1017	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1018	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1019	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1020	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1021	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1022	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1023	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1024	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Taboão da Serra	#	#	M	neg	
1025	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Taboão da Serra	#	#	M	neg	
1026	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Taboão da Serra	#	#	M	neg	
1027	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	M	neg	
1028	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	M	neg	
1029	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	Cubatão	#	#	M	neg	
1030	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1031	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1032	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1033	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1034	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1035	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1036	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1037	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1038	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1039	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1040	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1041	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1042	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1043	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1044	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1045	*Artibeus lituratus*	F	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
1046	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1047	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	M	neg	
1048	*Myotis nigricans*	M	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1049	*Molossus molossus*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1050	*Molossus molossus*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
1051	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1052	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1053	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1054	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1055	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1056	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1057	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1058	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1059	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1060	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1061	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1062	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

1063	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1064	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1065	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1066	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1067	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1068	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1069	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1070	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1071	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1072	*Eptesicus furinalis*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1073	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1074	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1075	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1076	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1077	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1078	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1079	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1080	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1081	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1082	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1083	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1084	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1085	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1086	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1087	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1088	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1089	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1090	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1091	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1092	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1093	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1094	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1095	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1096	*Molossus rufus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1097	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1098	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1099	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1100	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1101	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1102	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1103	*Molossus rufus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1104	*Cynomops planirostris*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	

1105	*Molossus molossus*	M	Filhote	Sorocaba	#	#	C	neg	
1106	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1107	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1108	*Cynomops planirostris*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1109	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1110	*Molossus molossus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1111	*Molossus rufus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1112	*Eumops perotis*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1113	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1114	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1115	*Myotis nigricans*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1116	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1117	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1118	*Molossus rufus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1119	*Molossus molossus*	M	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
1120	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1121	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1122	*Eptesicus furinalis*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1123	*Eumops glaucinus*	F	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
1124	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1125	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1126	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1127	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1128	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1129	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1130	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1131	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1132	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1133	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1134	*Eumops perotis*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1135	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1136	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1137	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1138	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1139	*Molossus molossus*	F	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
1140	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1141	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1142	*Lasiurus ega*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1143	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1144	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1145	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1146	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1147	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1148	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1149	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	M	pos	M591

1150	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1151	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1152	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1153	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1154	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1155	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1156	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1157	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1158	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1159	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1160	*Nyctinomops macrotis*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1161	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1162	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1163	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1164	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1165	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1166	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1167	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1168	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1169	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1170	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1171	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1172	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1173	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1174	*Myotis nigricans*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	pos	B1342
1175	*NI*	F	Jovem	São José dos Campos	#	#	C	neg	
1176	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
1177	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1178	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1179	*Molossus rufus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1180	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	pos	B1348
1181	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	pos	B1349
1182	*Molossus rufus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1183	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1184	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1185	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1186	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1187	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1188	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1189	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1190	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

1191	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1192	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1193	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1194	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1195	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1196	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1197	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1198	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1199	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1200	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1201	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1202	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1203	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1204	*Eumops glaucinus*	F	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1205	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1206	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1207	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1208	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1209	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1210	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1211	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1212	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1213	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1214	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1215	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1216	*Molossus molossus*	F	Jovem	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
1217	*Eumops perotis*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
1218	*Molossus molossus*	M	Jovem	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
1219	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1220	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1221	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	

1222	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1223	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1224	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1225	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1226	*Molossus molossus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1227	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1228	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1229	*Molossus rufus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1230	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1231	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1232	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1233	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1234	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1235	*Molossus rufus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1236	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1237	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1238	*Eumops sp*	M	Filhote	Piracicaba	#	#	C	neg	
1239	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1240	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1241	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1242	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1243	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1244	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1245	*Eptesicus furinalis*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1246	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1247	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1248	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1249	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1250	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1251	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1252	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1253	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1254	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1255	*Molossus rufus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1256	*Molossus molossus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
1257	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1258	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1259	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1260	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1261	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1262	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1263	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1264	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1265	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

							M	neg	
1266	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1267	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1268	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1269	*Molossus molossus*	M	Jovem	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
1270	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1271	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1272	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1273	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1274	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1275	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1276	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	M	neg	
1277	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1278	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1279	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1280	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1281	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1282	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1283	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1284	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1285	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1286	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1287	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1288	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1289	*Molossus rufus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1290	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1291	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1292	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1293	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1294	*Eptesicus sp*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1295	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1296	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1297	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1298	*Molossus molossus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1299	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1300	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1301	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1302	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1303	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

							M	neg	
1304	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José dos Campos	#	#	C	neg	
1305	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
1306	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1307	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1308	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1309	*Molossus rufus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
1310	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Caetano do Sul	#	#	C	neg	
1311	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1312	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1313	*Molossus rufus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1314	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1315	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1316	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1317	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1318	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1319	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1320	*Molossus rufus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1321	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1322	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1323	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1324	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1325	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1326	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1327	*Eumops auripendulus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1328	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1329	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1330	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1331	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1332	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1333	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1334	*Molossus molossus*	M	Filhote	São Paulo	#	#	C	neg	
1335	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1336	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1337	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São José dos Campos	#	#	C	neg	
							M	neg	
1338	*Myotis nigricans*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1339	*Micronycteris megalotis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1340	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1341	*Promops nasutus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1342	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1343	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1344	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1345	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1346	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	M	neg	

1347	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1348	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1349	*Eumops auripendulus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1350	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1351	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1352	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1353	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1354	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1355	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1356	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1357	*Molossus rufus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1358	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1359	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1360	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1361	*Cynomops planirostris*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	pos	B1379
1362	*Cynomops planirostris*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1363	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1364	*Molossus rufus*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1365	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1366	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Itu	#	#	C	neg	
1367	*Myotis sp*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1368	*Molossus rufus*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1369	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1370	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1371	*Eptesicus sp*	M	Filhote	Jundiaí	#	#	C	neg	
1372	*Eptesicus sp*	F	Filhote	Jundiaí	#	#	C	neg	
1373	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1374	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1375	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
1376	*Molossus rufus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1377	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1378	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1379	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1380	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	pos	B1398
1381	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1382	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1383	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1384	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1385	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1386	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1387	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1388	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1389	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	

1390	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1391	*Mimon bennettii*	M	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1392	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1393	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1394	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1395	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1396	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1397	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1398	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1399	*Eumops perotis*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1400	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1401	*Molossus molossus*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1402	*Molossus rufus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1403	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1404	*Molossus rufus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1405	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1406	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1407	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1408	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1409	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1410	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1411	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1412	*Eumops glaucinus*	M	Filhote	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1413	*Molossus molossus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1414	*Cynomops planirostris*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1415	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1416	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1417	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1418	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1419	*Molossus molossus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1420	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1421	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1422	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1423	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1424	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	M	neg	
1425	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1426	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1427	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1428	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

							M	neg	
1429	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1430	*Molossus rufus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1431	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1432	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1433	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1434	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1435	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1436	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1437	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1438	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1439	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1440	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1441	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1442	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1443	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1444	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1445	*Lasiurus blossevillii*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1446	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1447	*Molossus molossus*	F	Filhote	Jundiaí	#	#	C	neg	
1448	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1449	*Molossus molossus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1450	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1451	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1452	*Molossus molossus*	F	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
1453	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1454	*Tadarida brasiliensis*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1455	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1456	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1457	*Eumops sp*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1458	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1459	*Eptesicus furinalis*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1460	*Eptesicus furinalis*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1461	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1462	*Eptesicus furinalis*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1463	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1464	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1465	*Molossus rufus*	M	Filhote	Jundiaí	#	#	C	neg	
1466	*Myotis nigricans*	M	Jovem	Guarulhos	#	#	C	neg	
1467	*Molossus rufus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1468	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1469	*Carollia perspicillata*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1470	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1471	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1472	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	

1473	*Myotis nigricans*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1474	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1475	*Molossus molossus*	M	Filhote	Cubatão	#	#	C	neg	
1476	*Molossus molossus*	F	Adulto	Cubatão	#	#	C	neg	
1477	*Molossus molossus*	F	Jovem	Cubatão	#	#	C	neg	
1478	*Molossus molossus*	F	Filhote	Cubatão	#	#	C	neg	
1479	*Molossus molossus*	F	Filhote	Cubatão	#	#	C	neg	
1480	*Molossus molossus*	M	Filhote	Cubatão	#	#	C	neg	
1481	*Molossus molossus*	F	Filhote	Cubatão	#	#	C	neg	
1482	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1483	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1484	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1485	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1486	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1487	*Molossus rufus*	F	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1488	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1489	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1490	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1491	*Eumops perotis*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1492	*Eumops perotis*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1493	*Eumops perotis*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1494	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1495	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1496	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1497	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1498	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1499	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1500	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1501	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1502	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1503	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1504	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1505	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1506	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1507	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1508	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1509	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1510	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1511	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1512	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1513	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1514	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1515	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1516	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1517	*Molossus rufus*	M	Jovem	Sorocaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1518	*Cynomops abrasus*	M	Subadulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
1519	*Phyllostomus hastatus*	M	Adulto	Mogi Guaçu	#	#	C	neg	
							M	neg	
1520	*Eumops glaucinus*	F	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	

1521	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1522	*Molossus molossus*	F	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1523	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1524	*Eumops perotis*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1525	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1526	*Molossus molossus*	F	Adulto	Cubatão			C	neg	
1527	*Cynomops planirostris*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1528	*Molossus molossus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1529	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1530	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1531	*Histiotus velatus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
1532	*Molossus molossus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
1533	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1534	*Molossus molossus*	M	Adulto	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
1535	*Molossus rufus*	F	Jovem	Itu	#	#	C	neg	
1536	*Promops nasutus*	F	Subadulto	Itu	#	#	C	neg	
1537	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1538	*Myotis nigricans*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1539	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	pos	B829
1540	*Molossus molossus*	F	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1541	*Eumops auripendulus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	C	neg	
							M	neg	
1542	*Molossus rufus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1543	*Molossus molossus*	M	Jovem	São José do Rio Preto	#	#	C	neg	
							M	neg	
1544	*Molossus molossus*	F	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1545	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1546	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Piracicaba	#	#	C	neg	
1547	*Molossus molossus*	M	Adulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1548	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
							M	neg	
1549	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	Piracicaba	#	#	C	neg	
1550	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1551	*Molossus molossus*	M	Adulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1552	*Molossus molossus*	M	Subadulto	Jundiaí	#	#	C	neg	
							M	neg	
1553	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1554	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1555	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1556	*Molossus rufus*	F	Adulto	Jundiaí	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1557	*Eumops glaucinus*	M	Jovem	Jundiaí	#	#	PD	neg	
1558	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	16	25	PD	neg	

							C	neg	
1559	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1560	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1561	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1562	*Molossus molossus*	F	Filhote	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1563	*Molossus molossus*	M	Filhote	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1564	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1565	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1566	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1567	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1568	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1569	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	pos	M222
							C	pos	B468
1570	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	pos	B469
1571	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1572	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1573	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1574	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1575	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1576	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1577	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1578	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1579	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1580	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1581	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1582	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	16	NR	PD3	pos	M1109
							C	neg	
1583	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	pos	B481
1584	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	pos	B482

1585	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1586	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1587	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1588	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1589	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1590	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1591	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD2	neg	
							C	neg	
1592	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1593	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1594	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Taboão da Serra	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1595	*Molossops neglectus*			São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1596	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1597	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1598	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1599	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1600	*Histiotus velatus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1601	*Histiotus velatus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M1121
							C	neg	
1602	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1603	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1604	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1605	*Molossus molossus*	M	Jovem	Guarulhos	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1606	*Myotis nigricans*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1607	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1608	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1609	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	

1610	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M1130
							C	neg	
1611	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1612	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1613	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1614	*Artibeus lIturatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1615	*Platyrrhinus lineatus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1616	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1617	*Glossophaga soricina*	F	Filhote	Guarulhos	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1618	*NI*			São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1619	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	Guarulhos	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1620	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1621	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1622	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
							C	neg	
1623	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
							C	neg	
1624	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
							C	neg	
1625	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1626	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1627	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1628	*Eptesicus furinalis*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1629	*Lasiurus ega*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1630	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1631	*Artibeus lIturatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1632	*Myotis ruber*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1633	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1634	*Tadarida brasiliensis*			São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1635	*Molossus molossus*			São Paulo	NR	NR	PD	pos	M820
							C	neg	
1636	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1637	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	

1638	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1639	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1640	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1641	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1642	*Nyctinomops macrotis*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1643	*Artibeus lIturatus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1644	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1645	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M826
							C	neg	
1646	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1647	*Nyctinomops macrotis*	M	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M828
							C	neg	
1648	*Artibeus lIturatus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1649	*Artibeus lIturatus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1650	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1651	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1652	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1653	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1654	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1655	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1656	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1657	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1658	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1659	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1660	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1661	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1662	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1663	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	

1664	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1665	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1666	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1667	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	pos	B935
1668	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1669	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1670	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1671	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1672	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1673	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1674	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1675	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1676	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1677	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1678	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1679	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1680	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1681	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1682	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1683	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1684	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1685	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1686	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1687	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1688	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1689	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Guarulhos	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1690	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	Guarulhos	NR	NR	PD	neg	

							C	pos	B955
1691	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1692	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1693	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1694	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1695	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1696	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1697	*Platyrrhinus lineatus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
1698	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1699	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1700	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1701	*NI*	NI	NI	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	pos	B1682
1702	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1703	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1704	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
1705	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
1706	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1707	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1708	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1709	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1710	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1711	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
1712	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1713	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1714	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1715	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	50	PD	neg	
1716	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	16	25	PD	neg	
							C	neg	
1717	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	Guarulhos	NR	NR	PD	neg	
1718	*NI*			São Paulo	64	NR	PD	neg	
							C	neg	
1719	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1720	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1721	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1722	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1723	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	pos	B1700
1724	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1725	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1726	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1727	*Eumops perotis*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1728	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
1729	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1730	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1731	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1732	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	PD	neg	

1733	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1734	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1735	*Molossus rufus*	M	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1736	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1737	*Eptesicus furinalis*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1738	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1739	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
1740	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
1741	*Tadarida brasiliensis*	M	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1742	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1743	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1744	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1745	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	64	NR	PD	neg	
							C	neg	
1746	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1747	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1748	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1749	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1750	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M853
							C	neg	
1751	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1752	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1753	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1754	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	pos	M886
							C	neg	
1755	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1756	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1757	*Molossus rufus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1758	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1759	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1760	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	pos	M1147
							C	neg	
1761	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1762	*Molossus rufus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	

1763	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1764	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1765	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1766	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1767	*Artibeus lituratus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1768	*Platyrrhinus lineatus*	M	Filhote	São Paulo	#	#	C	neg	
1769	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1770	*Nyctinomops macrotis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1771	*Eumops perotis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1772	*Histiotus velatus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD2	neg	
							C	neg	
1773	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1774	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1775	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1776	*Glossophaga soricina*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1777	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1778	*Nyctinomops laticaudatus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1779	*Glossophaga soricina*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1780	*Tadarida brasiliensis*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1781	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1782	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1783	*Glossophaga soricina*	M	Filhote	São Paulo	#	#	C	neg	
1784	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	pos	M865
							C	neg	
1785	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	Guarulhos	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	

1786	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	pos	B999
1787	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
1788	*Eumops glaucinus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1789	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1790	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	pos	B1002
1791	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1792	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD2	neg	
							C	neg	
1793	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1794	*Molossus rufus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1795	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
1796	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1797	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	PD	neg	
							C	neg	
1798	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1799	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1800	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	pos	ISO
1801	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1802	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1803	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	256	50	C	neg	
1804	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1805	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1806	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1807	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1808	*Molossus rufus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1809	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	

1810	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1811	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1812	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1813	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1814	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1815	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1816	*Molossus molossus*	M	Filhote	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1817	*Molossus molossus*	M	Filhote	São Paulo	#	#	C	neg	
1818	*Artibeus lituratus*	M	Filhote	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1819	*Eumops auripendulus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1820	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1821	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD4	neg	
							C	neg	
1822	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1823	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	16	NR	C	neg	
1824	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD4	neg	
1825	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
1826	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
1827	*Molossus rufus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1828	*Nyctinomops macrotis*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1829	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1830	*Eptesicus brasiliensis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1831	*Eumops auripendulus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1832	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD2	neg	
							C	neg	
1833	*Artibeus lituratus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	

1834	*Glossophaga soricina*	NI	NI	São Paulo	NR	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1835	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1836	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1837	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1838	*Glossophaga soricina*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1839	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	São Paulo	64	NR	PD3	neg	
							C	neg	
1840	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	São Paulo	256	50	C	pos	ISO
1841	*Desmodus rotundus*	M	Adulto	São Paulo	16	NR	C	neg	
1842	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1843	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1844	*Glossophaga soricina*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1845	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1846	*Molossus molossus*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1847	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1848	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1849	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	pos	B1052
1850	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Caetano do Sul	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1851	*Eumops bonariensis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1852	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	256	NR	PD	neg	
							C	neg	
1853	*Eumops glaucinus*	M	Subadulto	São Paulo	256	100	PD	neg	
							C	neg	
1854	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	64	25	PD	neg	
							C	neg	
1855	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	

1856	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1857	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1858	*Myotis nigricans*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1859	*Myotis nigricans*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1860	*Myotis nigricans*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1861	*Myotis nigricans*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1862	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1863	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
1864	*Nyctinomops macrotis*	F	Adulto	São Paulo	NR	NR	PD	neg	
							C	neg	
1865	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	PD	neg	
							C	neg	
1866	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	PD2	pos	M489
							C	neg	
1867	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1868	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1869	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
1870	*Artibeus lituratus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
1871	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1872	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1873	*Molossops neglectus*	M	Adulto	São Paulo	1024	25	PD	neg	
							C	neg	
1874	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	pos	M493
							C	neg	
1875	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	256	NR	C	neg	
1876	*Sturnira lilium*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1877	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	pos	M494
1878	*Molossus rufus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	

1879	*Nyctinomops laticaudatus*	F	Jovem	São Paulo	NR	NR	C	neg	
							PD2	neg	
1880	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1881	*Nyctinomops macrotis*	F	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	pos	M496
							C	neg	
1882	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
								neg	
1883	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
								neg	
1884	*Platyrrhinus lineatus*	M	Adulto	São Paulo	NR	50	C	neg	
							PD2	neg	
1885	*Platyrrhinus lineatus*	F	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1886	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#	PD	pos	M500
							C	neg	
1887	*Nyctinomops macrotis*	M	Jovem	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1888	*Tadarida brasiliensis*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1889	*Molossus molossus*	M	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1890	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1891	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1892	*Eumops perotis*	F	Subadulto	São Paulo	1024	25	PD	neg	
							C	neg	
1893	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD	neg	
							C	neg	
1894	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1895	*Molossus molossus*	F	Jovem	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1896	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1897	*Molossus molossus*	M	Jovem	São Paulo	NR	100			
							C	neg	
1898	*Myotis nigricans*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1899	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1900	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1901	*Tadarida brasiliensis*	F	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	

1902	*Eumops sp.*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1903	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1904	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1905	*Nyctinomops macrotis*	M	Jovem	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1906	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1907	*Promops nasutus*	M	Adulto	São Paulo	64	200			
							C	neg	
1908	*Myotis nigricans*	M	Jovem	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1909	*Eumops sp.*	M	Subadulto	São Paulo	NR	50			
							C	neg	
1910	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD3	neg	
							C	neg	
1911	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	50	C	neg	
1912	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	C	neg	
1913	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1914	*Molossus molossus*	F	Adulto	São Paulo	#	#			
							C	neg	
1915	*Eumops glaucinus*	F	Subadulto	São Paulo	#	#	C	neg	
							PD2	neg	
1916	*Molossus molossus*	M	Adulto	São Paulo	NR	50			
							C	neg	
1917	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	PD3	neg	
							C	neg	
1918	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	NR	25	C	neg	
1919	*Glossophaga soricina*	F	Adulto	São Paulo	#	#	C	neg	
1920	*Eumops glaucinus*	F	Adulto	São Paulo	#	#	PD2	neg	
							C	neg	
1921	*Glossophaga soricina*	M	Adulto	São Paulo	NR	25	PD2	neg	

LEGENDAS

- Não foi realizado bioensaio (apenas análise molecular)
- Bioensaio (“pool” de musculatura de morcegos)
- Bioensaio individual

NI Espécie, sexo e idade não identificados

NR Não reagente

Não foram feitos RIFI e/ou MAT

M Musculatura (músculo peitoral + coração)

C Cérebro

PD Pré-digestão individual (músculo peitoral + coração)

PD2 Pré-digestão de 2 morcegos (músculo peitoral + coração)

PD3 Pré-digestão de 3 morcegos (músculo peitoral + coração)

PD4 Pré-digestão de 4 morcegos (músculo peitoral + coração)

Neg Negativo

Pos Positivo

RIFI Reação de Imunofluorescência Indireta

MAT Teste de Aglutinação Modificado

PCR Reação em Cadeia pela Polimerase

SEQ Sequenciamento

***** Amostras sequenciadas

APÊNDICE B - Detalhamento das amostras de morcegos (n=1921) investigados neste estudo.

Gênero	Espécie	Morcegos		Sexo			Idade				
		n	%	M	F	NI	1	2	3	4	NI
Desmodus	*Desmodus rotundus*	10	0,52	6	4	0	0	0	0	10	0
Carollia	*Carollia perspicillata*	1	0,05	0	1	0	0	1	0	0	0
Glossophaga	*Glossophaga soricina*	183	9,52	84	98	1	2	15	10	155	1
Micronycteris	*Micronycteris megalotis*	1	0,05	1	0	0	0	0	0	1	0
Mimon	*Mimon bennettii*	1	0,05	1	0	0	0	0	0	1	0
Phyllostomus	*Phyllostomus discolor*	3	0,15	0	3	0	0	0	1	2	0
	Phyllostomus hastatus	1	0,05	1	0	0	0	0	0	1	0
Artibeus	*Artibeus fimbriatus*	5	0,26	1	4	0	0	4	0	1	0
	Artibeus lituratus	59	3,07	26	33	0	3	5	6	45	0
	Artibeus planirostris	4	0,20	2	2	0	0	1	1	2	0
Platyrrhinus	*Platyrrhinus lineatus*	38	1,97	14	24	0	1	6	0	31	0
Sturnira	*Sturnira lilium*	7	0,36	4	3	0	0	0	1	6	0
Cynomops	*Cynomops abrasus*	4	0,20	3	1	0	0	0	1	3	0
	Cynomops greenhalli	1	0,05	0	1	0	0	0	0	1	0
	Cynomops planirostris	43	2,23	25	18	0	0	6	4	33	0
Eumops	*Eumops auripendulus*	18	0,93	9	9	0	0	8	1	9	0
	Eumops bonariensis	2	0,10	0	2	0	0	1	0	1	0
	Eumops glaucinus	307	15,98	138	169	0	6	113	55	133	0
	Eumops perotis	35	1,82	16	19	0	1	6	9	19	0
	Eumops sp	5	0,26	3	2	0	2	0	1	2	0
Molossops	*Molossops neglectus*	5	0,26	3	2	0	0	0	1	4	0
Molossus	*Molossus molossus*	720	37,48	414	304	2	21	238	83	376	2
	Molossus rufus	185	9,63	115	70	0	3	67	20	95	0
Nyctinomops	*Nyctinomops laticaudatus*	85	4,42	49	36	0	0	18	19	48	0
	Nyctinomops macrotis	19	0,98	5	13	1	0	12	2	4	1
Promops	*Promops nasutus*	5	0,26	2	3	0	0	0	1	4	0
Tadarida	*Tadarida brasiliensis*	42	2,18	21	20	1	0	0	4	37	1
Eptesicus	*Eptesicus brasiliensis*	1	0,05	0	1	0	0	1	0	0	0
	Eptesicus diminutus	1	0,05	0	1	0	0	0	0	1	0
	Eptesicus furinalis	30	1,56	10	20	0	0	6	2	22	0
	Eptesicus sp	4	0,20	2	2	0	2	1	0	1	0
Lasiurus	*Lasiurus blossevillii*	6	0,31	3	3	0	0	1	0	5	0
	Lasiurus ega	5	0,26	2	3	0	0	1	0	4	0
Histiotus	*Histiotus velatus*	6	0,31	3	3	0	0	0	0	6	0
Myotis	*Myotis albescens*	2	0,10	2	0	0	0	1	0	1	0
	Myotis levis	1	0,05	0	1	0	0	0	0	1	0
	Myotis nigricans	65	3,38	29	36	0	0	17	2	46	0
	Myotis ruber	1	0,05	1	0	0	0	0	0	1	0
	Myotis sp	2	0,10	1	1	0	0	2	0	0	0
NI		8	0,41	1	1	6	0	1	0	2	5

F: fêmea; M: macho

1: filhote; 2: jovem; 3: subadulto; 4: adulto

NI: espécie e idade não identificada

ANEXO 1

```
                                  10        20        30        40        50        60
                          ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....|
U12138 T gondii           TAAACTGCGA ATGGCTCATT AAAACAGTTA TAGTTTATTT GATGGTCTTT ACTACATGGA
AF096498 H hammondi       .......... .......... .......... .......... .......... ..........
U17346 N caninum          .......... .......... .......... .......... .......... ..........
GQ984224 H heydorni       .......... .......... .......... .......... .......... ..........

                                  70        80        90       100       110       120
                          ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....|
U12138 T gondii           TAACCGTGGT AATTCTATGG CTAATACATG CGCACATGCC TCTTCCCCTG GAAGGGCAGT
AF096498 H hammondi       .......... .......... .......... .......... .....T.... ..........
U17346 N caninum          .......... .......... .......... .......... .....T.... ..........
GQ984224 H heydorni       .......... .......... .......... .......... .....T.... ..........

                                 130       140       150       160       170       180
                          ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....|
U12138 T gondii           GTTTATTAGA TACAGAACCA ACCCACCTTC CGGTGGTCCT CAGGTGATTC ATAGTAACCG
AF096498 H hammondi       .......... .......... .......... .......... .......... ..........
U17346 N caninum          .......... .......... .......... .......... .G........ ..........
GQ984224 H heydorni       .......... .......... .......... .......... .......... ..........

                                 190       200       210       220       230       240
                          ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....| ....|....|
U12138 T gondii           AACGGATCGC GTT-GACTTC GGTCTGCGAC GGATCATTCA AGTTTCTGAC CTATCAGCTT
AF096498 H hammondi       .......... ...-...... .......... .......... .......... ..........
U17346 N caninum          .......... ...T...... .......... .......... .......... ..........
GQ984224 H heydorni       .......... ...-...... .......... A......... .......... ..........

                                 250
                          ....|....| .
U12138 T gondii           TCGACGGTAC T
AF096498 H hammondi       .......... .
U17346 N caninum          .......... .
GQ984224 H heydorni       .......... .
```