FERNANDO DE CASTRO JACINAVICIUS

Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*

São Paulo

2015

FERNANDO DE CASTRO JACINAVICIUS

Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*

Dissertação 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 Mestre em Ciências.

Departamento:

Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal

Área de concentração:

Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses

Orientador:

Profa. Dra. Darci Moraes Barros Battesti

De acordo: _____

Orientador

São Paulo
2015

Obs: A versão original se encontra disponível na Biblioteca da FMVZ/USP

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

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

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

T.3068
FMVZ

Jacinavicius, Fernando de Castro

Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia* / Fernando de Castro Jacinavicius. -- 2015.

105 f. : il.

Dissertação (Mestrado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal, São Paulo, 2015.

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

Área de concentração: Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses.

Orientador: Profa. Dra. Darci Moraes Barros Battesti.

1. Taxonomia. 2. Trombiculidae. 3. *Rickettsia*. 4. Roedores. 5. Marsupiais. 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 "Ácaros Trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*", protocolado sob o nº 2712/2012, utilizando ácaros, sob a responsabilidade da Dra. Darci Moraes Barros Battesti, 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 15/8/2012.

We certify that the Research "Chigger mites (Trombidiformes: Trombiculidae) from small mammals of states of São Paulo and Paraná: morphological studies and investigation of the presence of *Rickettsia*", protocol number 2712/2012, utilizing mites, under the responsibility Dra. Darci Moraes Barros Battesti, agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by "Ethical 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 8/15/2012.

São Paulo, 18 de fevereiro de 2014.

Denise Tabacchi Fantoni
Presidente

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Nome: JACINAVICIUS, Fernando de Castro

Título: Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*

Dissertação 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 Mestre em Ciências

Data: ____/____/____

Banca Examinadora

Prof Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento _____

Prof Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento _____

Prof Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento _____

**Dedico a Fernanda, grande
companheira que me fez ver a beleza na
simplicidade das coisas.**

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pela sua infinita misericórdia, por sempre se mostrar presente em todos os momentos de minha vida.

À honra de conhecer e trabalhar com uma pessoa tão admirável, com conduta notável, minha orientadora e amiga, Dra. Darci Moraes Barros Battesti, que sempre acreditou, encorajou e incentivou o desenvolvimento pessoal e profissional de todos que a cercam.

Aos colegas do Laboratório Biologia Celular (Instituto Butantan), em especial Dra. Marta M. Antoniazzi, Dr. Carlos Jared e Beatriz Maurício, pela ajuda na obtenção de imagens de MEV.

À todos os colegas do Laboratório de Parasitologia (Instituto Butantan), pelos bons momentos juntos, parceria e ajuda.

À Pesquisadora Erika Hingst-Zaher do Museu Biológico (Instituto Butantan), pelo material coletado.

A todos os colegas e pesquisadores do Laboratório Especial de Coleções Zoológicas (Instituto Butantan), pela ajuda em várias etapas práticas deste trabalho. Em especial, ao diretor, Roberto H. Pinto Moraes, por permitir que eu concluísse o mestrado.

Ao amigo Ricardo Bassini, pela grande contribuição neste trabalho, pelos bons momentos juntos, pela valiosa amizade e confiança.

À Dione Seripierri (Biblioteca do MZUSP), por sua prontidão, até mesmo durante a greve, na obtenção das referências e pela pronta ajuda.

Ao Dr. Alexandr A. Stekol'nikov, (Lab. of Parasitology Zoological Institute Russian Academy of Sciences Universitetskaya emb., Rússia), pelas valiosas contribuições e críticas nos trabalhos com trombiculídeos.

Ao Dr. Gilberto S. Gazeta (FIOCRUZ, RJ), por permitir o acesso a uma das coleções mais importantes do país e disponibilizar material para estudo.

Ao Dr. Ricardo Pinto da Rocha, Dr. Marcelo Duarte da Silva e Dr. Michel P. Valim (MZUSP), pelo acesso as coleções na busca de material desta dissertação.

A todos os membros VPS (FMVZ-USP), e em especial o Prof. Dr. Marcelo B. Labruna, por abrir as portas do seu laboratório e permitir parte do desenvolvimento da dissertação.

Ao Prof. Dr. Almir R. Pepato (UFMG), pelas sugestões com os desenhos e padronização de técnicas moleculares.

Ao Dr. Matias P. J. Szabó, (Universidade Federal de Uberlândia) pelas amostras encaminhadas ao laboratório.

Às agências de fomento FAPESP, CNPq e CAPES pelo apoio financeiro em projetos e bolsas que contribuíram para a execução deste trabalho.

À minha família, pelo amor, ajuda e compreensão, em especial minha companheira, amiga e esposa Fernanda.

Por fim, agradeço a todos que contribuíram diretamente neste trabalho, e aqueles que indiretamente, sabendo ou não, estiveram presentes em momentos da minha vida.

**“Foi o tempo que perdeste com tua
rosa que fez tua rosa tão importante”
(Antoine de Saint-Exupéry)**

RESUMO

JACINAVICIUS, F. C. **Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná:** estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*. [Chigger mites (Trombidiformes: Trombiculidae) from small mammals of states of São Paulo and Paraná: morphological studies and investigation of the presence of *Rickettsia*]. 2015. 105 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015.

Para o Brasil foram reportadas 53 espécies de ácaros trombiculídeos. Destas, 5 espécies parasitam anfíbios, 6 espécies parasitam aves, 4 espécies parasitam répteis, 25 espécies parasitam roedores, 8 espécies parasitam marsupiais e 12 espécies parasitam outros mamíferos (incluindo humanos). Assim que os primeiros casos de Febre Maculosa Brasileira (FMB) foram diagnosticados em São Paulo nos anos 30, os ácaros hematófagos, como os trombiculídeos, foram sugeridos como potenciais vetores. No entanto, o papel desses ácaros na epidemiologia da riquetsiose não foi confirmado. Dessa forma, a situação fragmentária dos registros de ocorrência dos trombiculídeos, sua complexidade taxonômica e a escassez de informações sobre sua participação na epidemiologia de riquetsias, foram os principais motivos que levaram à proposição do presente estudo. Com isso, os ácaros que estão depositados nas coleções acarológicas do Instituto Butantan (IBSP), do Museu de Zoologia da USP (MZUSP) e da FIOCRUZ (CAVAIS-IOC), foram examinados e identificados. Igualmente, aqueles obtidos de roedores e marsupiais coletados em algumas localidades do estado de São Paulo e Paraná foram também identificados, bem como, investigados para a presença de *Rickettsia* spp. No total, foram identificadas as espécies *Arisocerus hertigi*, *Eutrombicula* sp. n., *Kymoeta brasiliensis*, *Quadrasetta azulae*, *Q. brasiliensis*, *Q. mackenziei*, *Q. mirandae* e *Trombewingia bakeri*. Além do encontro da nova espécie de *Eutrombicula* sp. n., foi ainda constatado que *E. butantanensis* e *E. alfreddugesi* são espécies distintas. As espécies *Q. azulae*, *Q. mackenziei* e *Q. mirandae*, são assinaladas pela primeira vez no país. Com exceção de *Q. brasiliensis* em *M. americana*, todos os hospedeiros são novos registros para as espécies de ácaros examinados, bem como todas as localidades são novos registros de ocorrência. Assim, o número de espécies de trombiculídeos no Brasil aumentou para 58. Os ácaros investigados para *Rickettsia* foram também preservados em lâminas, como testemunhos. Entretanto, nos espécimes analisados, a presença da bactéria não foi detectada.

Palavras-chave: Taxonomia. Trombiculidae. *Rickettsia*. Roedores. Marsupiais.

ABSTRACT

JACINAVICIUS, F. C. **Chigger mites (Trombidiformes: Trombiculidae) from small mammals of states of São Paulo and Paraná:** morphological studies and investigation of the presence of *Rickettsia*. [Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de *Rickettsia*]. 2015. 105 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015.

For Brazil were reported 53 species of chigger mites. Of these, 5 species parasitize amphibians, 6 species parasitize birds, 4 species parasitize reptiles, 25 species parasitize rodents, 8 species occur on marsupials, and 12 species parasitize other wild mammals (including humans). In the 30s, as soon as the first cases of Brazilian Spotted Fever (BSF) in São Paulo were diagnosed, the haematophagous mites, such as chiggers, were suggested as potential vectors. However, the role of these mites in the epidemiology of the rickettsiosis was not confirmed. Thus, the fragmentary situation of the records of the chigger mites' occurrence, their taxonomic complexity, and the lack of information about their participation in the BSF epidemiology, were the main reasons that led to the present study proposition. So, the mites deposited in the collections of the Instituto Butantan (IBSP), Museu de Zoologia of USP (MZUSP) and FIOCRUZ (CAVAIS-IOC), were identified. Also, those obtained from rodents and marsupials collected in some localities of the state of São Paulo and Paraná were identified and investigated for the presence of *Rickettsia* spp. In total, the species *Arisocerus hertigi*, *Eutrombicula* n. sp., *Kymoceta brasiliensis*, *Quadrasetta azulae*, *Quadrasetta brasiliensis*, *Quadrasetta mackenziei*, *Quadrasetta mirandae*, and *Trombewingia bakeri*, were identified. Besides of the new specie of *Eutrombicula* sp. n., the mites *E. alfreddugesi* and *E. butantanensis* were found to be distinct species. The species *Q. azulae*, *Q. mackenziei*, and *Q. mirandae*, are highlighted for the first time in the country. Except for *Q. brasiliensis* in *M. americana*, all other hosts are new records for the species of examined mites, as well as all locaties are also new occurences. Thus, the number of chigger mite species in Brazil increased to 58. The mites investigated to *Rickettsia* were also preserved in slides, as voucher. However, in the analyzed specimens, the bacteria could not be detected.

Keywords: Taxonomy. Trombiculidae. *Rickettsia*. Rodents. Marsupials.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 -	Trombiculidae parasitando ouvido de roedores silvestres coletados em Cotia e Itapevi, durante abril de 2011 a setembro de 2013	33
Figura 2 -	Esquema explicativo para tomada de medidas do escudo de ácaros Trombiculídeos	38
Figura 3 -	Esquema explicativo para tomada de medidas das pernas, onde o comprimento é obtido pela soma de a, b e c.....	38
Figura 4 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Arisocerus hertigi</i>	49
Figura 5 -	Imagens de microscopia eletrônica de varredura de <i>Arisocerus hertigi</i>	50
Figura 6 -	Imagens de microscopia eletrônica de varredura de <i>Eutrombicula</i> sp.n.....	53
Figura 7 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Kymoeta brasiliensis</i>	56
Figura 8	Imagens de microscopia eletrônica de varredura de <i>K. brasiliensis</i>	57
Figura 9 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Quadrasetta azulae</i>	60
Figura 10 -	Imagens de microscopia eletrônica de varredura de <i>Quadrasetta brasiliensis</i>	63
Figura 11 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Quadrasetta mackenziei</i>	66
Figura 12 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Quadrasetta mirandae</i>	69
Figura 13 -	Desenhos com detalhes morfológicos de <i>Trombewingia bakeri</i>	72
Figura 14 –	Imagens de microscopia eletrônica de varredura de <i>Trombewingia bakeri</i>	73
Figura 15 -	Distribuição geográfica de <i>A. hertigi</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul	77
Figura 16 -	Distribuição geográfica de <i>E. alfreddugesi</i> sensu lato e <i>E. butantanensis</i> nas Américas	78
Figura 17 -	Distribuição geográfica de <i>Eutrombicula</i> sp.n. Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil.....	78
Figura 18 -	Distribuição geográfica de <i>K. brasiliensis</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil.....	79
Figura 19 -	Distribuição geográfica de <i>Q. azulae</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul	79
Figura 20 -	Distribuição geográfica de <i>Q. brasiliensis</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil.....	80

Figura 21 -	Distribuição geográfica de <i>Q. mackenziei</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul	80
Figura 22 -	Distribuição geográfica de <i>Q. mirandae</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul	81
Figura 23 -	Distribuição geográfica de <i>T. bakeri</i> . Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil.....	81
Quadro 1.	Espécies de ácaros (em ordem alfabética) da família Trombiculidae, registrados para o Brasil.....	22

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Morfometria de <i>A. hertigi</i>	48
Tabela 2 -	Morfometria de <i>Eutrombicula</i> sp.n.....	52
Tabela 3 -	Morfometria de <i>K. brasiliensis</i>	55
Tabela 4 -	Morfometria de <i>Q. azulae</i>	59
Tabela 5 -	Morfometria de <i>Q. brasiliensis</i>	62
Tabela 6 -	Morfometria de <i>Q. mackenziei</i>	65
Tabela 7 -	Morfometria de <i>Q. mirandae</i>	68
Tabela 8 -	Morfometria de <i>T. bakeri</i>	71
Tabela 9 -	Quantificação de DNA nas espécies investigadas em espectrofotômetro. A, amplificado; NA, não amplificado.....	82

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

μga: microcerda do genu da perna I

μta: microcerda do tibia da perna I

A: adenina

AL: cerda Anterolateral do escudo dorsal

AM: Amazonas (Estado)

AM: cerda Anteromediana do escudo dorsal

AP: Amapá (Estado)

AP: distância entre a cerda anterolateral (AL) e a cerda posterolateral (PL) do mesmo lado

ASB: maior distância entre as bases das Sensilas e a margem anterior do escudo dorsal

ASS: cerda anterior esternal

AW: largura anterior do escudo dorsal

B: cerda ramificada (do inglês, *branched*)

BA: Bahia (Estado)

Bf: basifêmur

BM: B.P. Bishop Museum

BMNH: British Museum of Natural History, Londres, Inglaterra

BPBM: Bernice Pauahi Bishop Museum, Honolulu, EUA

C: citosina

CAVAISC-IOC: Coleção de Artrópodes Vetores Ápteros de Importância em Saúde das Comunidades – Instituto Osvaldo Cruz; Rio de Janeiro, RJ, Brasil

Cb: lâmina da quelícera

CE: Ceará (Estado)

CMNH: Chicago Museum of Natural History

CNPq: Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico

CS: cerdas posteroanais

Cx: coxa

D1–4: número de cerdas dorsais em fileiras de 1-4

DF: Distrito Federal

Dmax: maior comprimento das cerdas dorsais idiossomais

Dmin: menor comprimento das cerdas dorsais idiossomais

DNA: ácido desoxirribonucleico

dNTP: bases de nucleotídeos

DP: desvio padrão

DS: quantidade de cerdas dorsais do idiossoma, acrescidas das cerdas humerais (H), excluindo-se as cerdas escutais e as cerdas posteroanais (CS)

DSF: fórmula do arranjo das fileiras das cerdas dorsais

F: fêmur

f': microtarsala do tarso da perna I

f^{''}: microtarsala do tarso da perna II

FAPESP: Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo

fCx: fórmula das cerdas da coxa

fD: fórmula das cerdas dorsais

FMB: febre maculosa brasileira

FMNH: The Field Museum of Natural History, Chicago, EUA

FMVZ: Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia

fPp: fórmula das cerdas do Palpo

fSc: relação entre comprimentos das cerdas do Escudo dorsal (AL, AM e PL)

fsp: fórmula da segmentação das pernas

fSt: arranjo das cerdas esternas

fV: fórmula das cerdas ventrais

G: guanina

ga: genuala do genu da perna I

Ga: cerda galeala

Ge: genu

GFM: Grupo da Febre Maculosa

gltA: gene citrato sintetase

gm: genuala do genu da perna II

GO: Goiás (Estado)

gp: genuala do genu da perna III

H: cerda humeral

IAO: Institute of Acarology, Ohio Agricultural Research and Development Center

IBSP: Instituto Butantan, São Paulo, SP, Brasil

Ip: somatória dos comprimentos das pernas I, II e III

kHz: quilohertz

M: molaridade

MEV: microscopia eletrônica de varredura

MG: Minas Gerais (Estado)

MT: Mato Grosso (Estado)

m-t: razão entre a distancia da mastitarsala até a base do tarso da perna III e o comprimento do tarso da perna III

MTa: mastitarsala

mtCOI: gene mitocondrial Citocromo Oxidase Subunidade I

MZUSP: Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil

N: cerda lisa (do inglês, *nude*)

NDV: total de cerdas ventrais e dorsais idiossomais, excluindo-se as das coxas. Pode-se obter pela somatória de D1–4 e VC ou DS e VS

NMNH: National Museum of Natural History/ Smithsonian Institution, Washigton D.C., EUA

OMNM: Oklahoma Museum National Museum, Norman, EUA

P.A.: para análise

pa: comprimento da perna I

PA: Pará (Estado)

PB: Paraíba (Estado)

Pb: pares de bases

PCR: reação em cadeia da polimerase

PE: Pernambuco (Estado)

PL: cerda Pós-lateral do Escudo Dorsal

pm: comprimento da perna II

pp: comprimento da perna III

P-PL: maior distancia entre a base da Pl até a margem posterior do escudo dorsal

PR: Paraná (Estado)

PSB: maior distância entre as bases das sensilas e a margem posterior do escudo dorsal

pST: parasubterminala

PT₁: pretarsala da tarso da perna I

PT₂: pretarsala da tarso da perna II

PW: largura posterior do escudo dorsal

RJ: Rio de Janeiro (Estado)

RM: Rijks-Museum, Leiden, Holanda

RML: Rocky Mountain Laboratory, National Institute of Health, Hamilton, Montana, EUA

RO: Rondônia (Estado)

S: comprimento da sensila ou cerda subterminala do tarso do palpo

S: sul

S₁: tarsala do tarso da perna I

S₂: tarsala do tarso da perna II

SAM: South Australian Museum

SB: distância entre as bases das Sensilas

SC: Santa Catarina (Estado)

SD: somatória de ASB e PSB

SIF: fórmula sintética de identificação

Sisbio: Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade

So: tarsala do tarso do palpo

SP: São Paulo (Estado)

spp.: várias espécies

ST: subterminala

T: timina

Ta: tarso

ta: tibiala da tibia da perna I

TaIII: comprimento da Tarso da perna III

TaW: largura do tarso da perna III

Tf: telofêmur

Ti: tíbia

tm: tibiala da tibia da perna II

tp: tibiala da tibia da perna III

Tr: trocânter

u: ânus

UNESP: Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”

USNM: United State National Museum

USP: Universidade de São Paulo

V: cerdas ventrais

VC: número de cerdas ventrais e dorsais idiossomal, após D1–4

Vmax: maior comprimento das cerdas ventrais idiossomais, excluindo-se as das coxas e as esternais

Vmin: menor comprimento das cerdas ventrais idiossomais, excluindo-se as das coxas e as esternais

VS: cerdas pré-anais, excluindo-se as esternais e as das cerdas das coxas

W: oeste

LISTA DE SÍMBOLOS

%: por cento

/: por

': minuto

": segundo

=: igual

±: desvio padrão

°C: graus Celsius

½: meia

CO₂: (dióxido de carbono)

MgCl₂: cloreto de magnésio

mL: mililitro

n: tamanho da amostra

ng: nanograma

nm: nanômetro

Nº: número

°: grau

OsO₄: tetróxido de ósmio

pH: potencial hidrogênico

rpm: rotações por minuto

µl: microlitro

µm: micrômetro

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	20
1.1	Histórico taxonômico dos trombiculídeos e a situação atual	20
1.2	Aspectos biológicos e importância epidemiológica.....	28
1.3	Justificativa.....	30
2	OBJETIVOS.....	31
2.1	Geral.....	31
2.2	Objetivos específicos	31
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	32
3.1	Material de Coleções	32
3.2	Material de Campo	32
3.2.1	Região de Cotia e Itapevi, São Paulo (Projeto FAPESP No. 2010/51875-9)	32
3.2.2	Região de Adrianópolis, Paraná (Projeto CNPq No. 478950/2004-7).....	34
3.3	Morfologia.....	34
3.3.1	Terminologia	35
3.3.2	Microscopia eletrônica de varredura	39
3.4	Deteção da presença de <i>Rickettsia</i>	40
3.4.1	Extração de DNA	40
3.4.2	Quantificação do DNA genômico.....	41
3.4.3	PCR (Reação em Cadeia pela Polimerase)	41
3.4.4	Sequenciamento	42
4	RESULTADOS.....	43
4.1	Hospedeiros.....	43
4.2	Catálogo dos espécimes examinados	44
4.3	Detalhamento morfológico das larvas	47
4.3.1	<i>Arisocerus hertigi</i> (Brennan e Jones, 1964).....	47
4.3.2	<i>Eutrombicula</i> sp. n.	51
4.3.3	<i>Kymoceta brasiliensis</i> (Fonseca, 1936)	54
4.3.4	<i>Quadrasetta azulae</i> (Brennan e Jones, 1964).....	58
4.3.5	<i>Quadrasetta brasiliensis</i> Goff e Gettinger, 1989.....	61
4.3.6	<i>Quadrasetta mackenziei</i> (Yunker e Brennan, 1964)	64
4.3.7	<i>Quadrasetta mirandae</i> (Goff e Brennan, 1977).....	67
4.3.8	<i>Trombewingia bakeri</i> (Fonseca, 1955)	70
4.4	Distribuição geográfica.....	74
4.5	Pesquisa de <i>Rickettsia</i>.....	82
5	DISCUSSÃO.....	84
6	CONCLUSÕES / CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	90
	REFERÊNCIAS	91
	APÊNDICE	102

1 INTRODUÇÃO

1.1 Histórico taxonômico dos trombiculídeos e a situação atual

O primeiro ácaro trombiculídeo descrito foi *Acarus batatas* Linnaeus, 1758 coletado no Suriname. Berlese (1905) reuniu as espécies representantes no gênero *Trombicula* que, posteriormente, foi transferido por Oudemans (1912) para a família Trombidiidae. Com a descrição de novas espécies, Ewing (1929,1931) separou esses ácaros na subfamília Trombiculinae, e após alguns anos, a subfamília foi elevada à categoria de família por Ewing (1944a). A família Trombiculidae, originalmente composta de 26 espécies, foi dividida em duas subfamílias, Trombiculinae e Hemitrombiculinae. Um ano mais tarde a subfamília Leeuwenhoeikiinae foi incluída em Trombiculidae (WOMERSLEY, 1945), que passou a compreender três subfamílias. Todavia, Ewing (1949) acrescentou a quarta subfamília, Walchiinae, e foi o primeiro a propor uma terminologia de características morfológicas, utilizada na taxonomia de larvas. Após dois anos, Wharton (1947) adicionou Apoloniinae, sendo esta a quinta subfamília dentro de Trombiculidae. A subfamília Walchiinae passou a ser sinônimo de Gahrlepiinae porque o gênero tipo *Walchia* (que estava em Walchiinae) foi sinonimizado com *Gahrlepieia* (WOMERSLEY, 1952).

Para uniformizar a nomenclatura e descrições de novas espécies Wharton et al. (1951) aprimoraram a terminologia de caracteres proposta por Ewing (1949), e uniformizaram a nomenclatura tanto para larvas quanto para adultos. Adicionalmente, aqueles autores apresentaram uma nova classificação, excluindo a subfamília Hemitrombiculinae por não se enquadrar nos caracteres de definição da família Trombiculidae.

Radford (1946); Audy (1954); Vercammen-Grandjean (1968); Vercammen-Grandjean e Langston (1976); Welborn (1991) e Kolebinova (1992), incluíram Leeuwenhoeikiinae e Apoloniinae na família Leeuwenhoeikiidae. No entanto, outros taxonomistas mantiveram essas duas subfamílias em Trombiculidae (BRENNAN, 1949; WHARTON et al., 1951; WHARTON; FULLER, 1952; HOFFMANN, 1970; LAKSHANA, 1973; NADCHATRAM; DOHANY, 1974; GOFF et al., 1982; DOMROW; LESTER, 1985). Segundo esses autores, Trombiculidae está representada por quatro subfamílias (Leeuwenhoeikiinae, Gahrlepiinae, Apoloniinae e Trombiculinae).

Wharton e Fuller (1952) compilaram a primeira lista de ácaros trombiculídeos para o mundo. Nesta listagem, o Brasil foi representado por oito gêneros e 18 espécies. Fonseca (1955) acrescentou mais um registro para o país, incluindo relato de picadas em humanos. Brennan e Goff (1977) listaram 87 gêneros de trombiculídeos para as regiões Neártica e Neotropical, dos quais, 18 foram citados para o Brasil.

Entre os anos 70 e 90 novas espécies foram descritas por pesquisadores estrangeiros, a partir de espécimes coletados principalmente no norte e centro-oeste do país. Finalmente, Gazeta et al. (2006) descreveram mais um táxon que foi coletado em roedor no estado do Rio de Janeiro.

Para o Brasil estão reportadas 53 espécies de ácaros trombiculídeos, destas 5 espécies do gêneros *Blankaartia* (1) e *Hannemania* (4) parasitam anfíbios, 6 espécies dos gêneros *Apolonia* (1), *Eutrombicula* (2), *Neoschoengastia* (1) e *Parasecia* (2) parasitam aves, 6 espécies dos gêneros *Hooperella* (1), *Leptotrombidium* (1), *Perissopalla* (2), *Trombicula* (1) e *Whartonia* (1) parasitam morcegos, 4 espécies dos gêneros *Apolonia* (1), *Eutrombicula* (1) *Microtrombicula* (1) e *Speleocola* (1) parasitam primatas (incluindo picadas em humanos), 4 espécies dos gêneros *Eutrombicula* (1) e *Fonsecia* (3) parasitam répteis, 1 espécie do gênero *Rhinibius* parasita de tamanduá e 1 espécie do gênero *Eutrombicula* parasita de cavalo. Restringindo os registros para o parasitismo em pequenos mamíferos terrestres, foram reportadas 26 espécies dos gêneros *Aitkenius* (1), *Arisocerus* (1), *Buclypeus* (2), *Caamembecaia* (1), *Colicus* (2), *Eutrombicula* (2), *Kymocta* (4), *Microtrombicula* (2), *Parasecia* (5), *Polylopadium* (1), *Quadrasetta* (1), *Serratacarus* (2) e *Trombewingia* (2) parasitando roedores e 8 espécies dos gêneros *Arisocerus* (1), *Colicus* (1), *Eutrombicula* (1), *Leeuwenhoekia* (1), *Neoschoengastia* (1), *Parasecia* (2) e *Quadrasetta* (1) parasitando marsupiais. Informações sobre essas espécies incluindo os artigos referentes a cada uma delas e as coleções onde os tipos estão depositados podem ser observados no quadro 1.

Quadro 1 - Espécies de ácaros (em ordem alfabética) da família Trombiculidae, registrados para o Brasil

(continua)

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	Coleção de depósito dos tipos
01	<i>Aitkenius vellosus</i> Brennan, 1970	Belém, PA	<i>Proechimys guyannensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(BRENNAN, 1970d)	RML 48876 ^{A, B} , BMNH ^B , FMNH ^B e NMNH ^B
02	<i>Apolonia tigipioensis</i> Torres & Braga, 1938	PE	<i>Gallus gallus domesticus</i> (Linnaeus) ²	(TORRES; BRAGA, 1939)	IBSP 1954 ^A
			<i>Homo Sapiens</i> Linnaeus ⁵		
			<i>Struthio camelus</i> Linnaeus ² <i>Passer domesticus</i> (Linnaeus) ²	(ORNELAS-ALMEIDA et al., 2007)	
03	<i>Arisocerus amapensis</i> Brennan, 1970	Serra do Navio, AP	<i>Euryoryzomys macconelli</i> (Thomas) ⁷	(BRENNAN, 1970c)	RML 49368 ^{A, B} , BMNH ^B , FMNH ^B e NMNH ^B
04	<i>Arisocerus hertigi</i> (Brennan & Jones, 1964)	Brasília, DF	<i>Didelphis albiventris</i> Lund ³	(BRENNAN; JONES, 1964a)	RML43427 ^{A, B} , BMNH ^B , FMNH ^B e NMNH ^B
05	<i>Blankaartia yorkei</i> (Sambon, 1928)	Urucum, MS	<i>Scinax funereus</i> (Cope) ¹	(SAMBON, 1928)	BMNH ^A
06	<i>Buclypeus catatonus</i> Brennan, 1972	Belém, PA	<i>Proechimys guyannensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(BRENNAN, 1972)	RML 49322 ^{A, B} , BMNH ^B , FMNH ^B e BPBM ^B
07	<i>Buclypeus ignota</i> (Brennan, 1971)	Belém, PA	<i>Proechimys guyannensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(BRENNAN, 1971b)	RML 49322 ^{A, B} , NMNH ^B , FMNH ^B e BMNH ^B
08	<i>Caamembecia graciosus</i> Gazeta, Amorim, Bossi, Linhares & Serra-Freire, 2006	Parque Nacional de Itatiaia, RJ	<i>Trinomys graciosus</i> (Moojen) ⁷	(GAZÊTA et al., 2006)	CAVAIS_IOC 0074/ACA ^A
09	<i>Colicus brasiliensis</i> Goff Whitaker & Dietz, 1983	Parque Nacional Serra da Canastra, MG	<i>Cerradomys subflavus</i> (Wagner) ⁷	(GOFF; WHITAKER; DIETZ, 1983)	BPBM 12711 ^{A, B} e NMNH ^B
10	<i>Colicus icomi</i> Brennan, 1970	Serra do Navio, AP	<i>Proechimys guyannensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(BRENNAN, 1970b)	RML 49342 ^{A, B} , BMNH ^B , NMNH ^B e FMNH ^B
11	<i>Colicus spinosus</i> Goff & Gettinger, 1989	Brasília, DF	<i>Gracilinannus agilis</i> (Burmeister) ³	(GOFF; GETTINGER, 1989)	MZUSP ^A , NMNH ^B , BPBM ^B e OMNM ^B

(continuação)

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	Coleção de depósito dos tipos
12	<i>Eutrombicula alfreddugesi</i> s.l. Oudemans, 1910	Butantan, SP	<i>Homo Sapiens</i> Linnaeus ⁵	(FONSECA, 1932b)	RM ^A
		Correntes, MT	<i>Ophis merremii</i> (réptil) ⁶		
		Unaí, MG e Pirenópolis, GO	<i>Tropidurus oreadicus</i> Rodrigues ⁶	(CARVALHO; ARAÚJO; SILVA, 2006)	
			<i>Tropidurus itambere</i> Rodrigues ⁶		
			<i>Tropidurus torquatus</i> (Wied- Neuwied) ⁶		
	Chapada do Araripe, CE	<i>Tropidurus hispidus</i> (Spix) ⁶	(DELFINO et al., 2011)		
		<i>Tropidurus hispidus</i> (Spix) ⁶			
		<i>Tropidurus cocorobensis</i> Rodrigues ⁶			
		<i>Tropidurus semitaeniatus</i> (Spix) ⁶			
		Morro do Chapéu, BA	<i>Tropidurus erythrocephalus</i> Rogrigues ⁶	(MENEZES et al., 2011)	
13	<i>Eutrombicula batatas</i> (Linnaeus, 1758)	Manaus e Carvoeiro, AM	<i>Gallus gallus domesticus</i> (Linnaeus) ²	(EWING, 1925)	NMNH ^A
		Belém, PA	<i>Meleagris gallopavo</i> Linnaeus ²		
		MT	<i>Equus caballus</i> Linnaeus ⁸	(CONFALONIERI; BENEZ, 1976)	
14	<i>Eutrombicula bruyantii</i> (Oudemans, 1910)	Sul do Brasil	<i>Didelphis</i> sp. ³	(OUDEMANS, 1910)	Desconhecido
15	<i>Eutrombicula goeldii</i> (Oudemans, 1910)	Brasil	<i>Dasyprocta aguti</i> (Linnaeus) ⁷	(OUDEMANS, 1910)	Desconhecido
16	<i>Eutrombicula plaumanni</i> (Brennan & Jones, 1964)	Nova Teutônia, SC	<i>Ctenomys minutus</i> Nehring ⁷	(BRENNAN; JONES, 1964a)	RML 34911 ^{A, B} , NMNH ^B , BMNH ^B , BPBM ^B e FMNH ^B

(continuação)

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	Coleção de depósito dos tipos
17	<i>Eutrombicula tinami</i> (Oudemans, 1910)	Brasil	<i>Crypturus noctivagus</i> (Wied) ²	(OUDEMANS, 1910)	Desconhecido
18	<i>Fonsecia ewingi</i> (Fonseca, 1932)	Correntes, MT	<i>Xenodon merremi</i> (Wagler) ⁶	(FONSECA, 1932c)	IBSP 27 ^c
		Promissão, SP			IBSP 392 ^c
		Quiteriozinho, MT			IBSP 378 ^c
		Silvania, Guataparã, Matão e Jacaré, SP			IBSP 336 ^c IBSP 335 ^c
		Morrinhos, GO			IBSP 329 ^c
19	<i>Fonsecia ophidica</i> (Fonseca, 1932)	Rio Negro, PR, Iracema, SP; Penápolis, SP; Birigui, SP	<i>Xenodon merremi</i> (Wagler) ⁶	(FONSECA, 1932c)	Desconhecido
		Promissão, SP			IBSP 29 ^c IBSP 88 ^c
		Iracema, SP			IBSP 86 ^c IBSP 87 ^c
		Matão, SP			IBSP 89 ^c
20	<i>Fonsecia travassosi</i> (Fonseca, 1936)	Angra dos Reis, RJ	<i>Spilotes pullatus</i> (Linnaeus) ⁶	(FONSECA, 1936)	IBSP 30 ^A
21	<i>Hannenanania hepatica</i> Fonseca, 1936	Butantan, SP	<i>Leptodactylus latrans</i> (Steffen) ¹	(FONSECA, 1936)	IBSP 31 ^A
22	<i>Hannenanania hylodeus</i> Oudemans, 1910	Brasil	<i>Hylodes</i> sp. ¹	(OUDEMANS, 1910)	Desconhecido

(continuação)

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	Coleção de depósito dos tipos
23	<i>Hannemania newsteadi</i> Sambon, 1928	Urucum, MS	<i>Scinax funereus</i> (Cope) ¹	(SAMBON, 1928)	BMNH ^A
24	<i>Hannemania stephensi</i> Sambon, 1928	Tombador, MT	<i>Eleutherodactylus</i> sp. ¹	(SAMBON, 1928)	BMNH ^A
25	<i>Hooperella spinirostra</i> (Vercammen-Grandjean, 1967)	Lagoa Santa, MG	<i>Micronycteris megalotis</i> (Gray, 1842) ⁴	(VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. H., 1967)	RML 10462 ^{A, B}
26	<i>Kymoceta brasiliensis</i> (Fonseca, 1936)	Butantan, SP	“Rato silvestre” ⁷	(FONSECA, 1936)	IBSP 334 ^A
27	<i>Kymoceta faitkeni</i> Brennan, 1968	Serra do Navio, AP	<i>Hylaeamys megacephalus</i> (Fisher) ⁷	(BRENNAN, 1968)	RML48875 ^A e 48874 ^B , NMNH ^B , BMNH ^B e RML ^B
28	<i>Kymoceta inca</i> (Brennan and Jones, 1961)	Serra do Navio, AP Bragança, PA	<i>Proechimys guyanensis</i> (E. Goeffroy) ⁷ <i>Hylaeamys megacephalus</i> (Fisher) ⁷	(BRENNAN; BRONSWIJK, 1973)	RML33554 ^A , CNMH ^B , NMNH ^B , BMNH ^B , SAM ^B
29	<i>Kymoceta lutui</i> Goff, Whitaker & Dietz, 1983	Parque Nacional Serra da Canastra, MG	<i>Necomys lasiurus</i> (Lund) ⁷	(GOFF; WHITAKER; DIETZ, 1983)	BPBM 12712 ^A e NMNH ^B
30	<i>Leeuwenhoekia verduni</i> (Oudemans, 1910)	Sul do Brasil	<i>Didelphis</i> sp. ³	(OUDEMANS, 1910)	Desconhecido
31	<i>Leptotrombidium australis</i> Brennan, 1970	Pedras Negras, RO	<i>Tadarida laticaudata</i> (Geoffroy) ⁴	(BRENNAN, 1970a)	RML 50193 ^{A, B} NMNH ^B , FMNH ^B e BMNH ^B
32	<i>Microtrombicula brachytrichia</i> Brennan, 1971	Belém, PA	<i>Proechimys guyanensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(BRENNAN, 1971b)	RML 50350 ^{A, B}
33	<i>Microtrombicula brennani</i> Goff, Whitaker & Dietz, 1986	Reserva Biológica Poço das Antas, RJ	<i>Leontopithecus rosalia</i> (Linnaeus) ⁵	(GOFF; WHITAKER; DIETZ, 1986)	NMNH ^{A, B} e BPBM ^B
34	<i>Microtrombicula rhipidomysi</i> Goff, Whitaker & Dietz, 1983	Parque Nacional Serra da Canastra, MG	<i>Rhipidomys mastacalis</i> (Lund) ⁷	(GOFF; WHITAKER; DIETZ, 1983)	BPBM 12710 ^A e NMNH ^B
35	<i>Neoschoengastia esorhina</i> Brennan, 1971	Ananindeua, PA	<i>Automolus infuscatus</i> (Sclater) ²	(BRENNAN, 1971a)	RML56193-95 ^{A, B} , NMNH ^B , BMNH ^B e BPBM ^B

(continuação)

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	Coleção de depósito dos tipos
36	<i>Neoschoengastia trouessarti</i> Oudemans, 1912	Sul do Brasil	<i>Didelphis</i> sp. ³	(Oudemans, 1910)	Desconhecido
37	<i>Parassecia fundata</i> Brennan, 1969	Belém, PA	<i>Caluromys philander</i> Linnaeus ³	(Brennan, 1969c)	RML 49232 ^{A, B} , NMNH ^B e BMNH ^B
			<i>Didelphis marsupialis</i> Linnaeus ³		
			<i>Glyphorhynchus spirurus</i> (Vieillot) ²		
38	<i>Parassecia lasiurus</i> (Goff & Gettinger, 1991)	Serra do Navio, AP	<i>Proechimys guyanensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(Goff; Gettinger, 1991)	MZUSP ^A , NMNH ^B e BPBM ^B e OMNM ^B
			<i>Necromys lasiurus</i> (Lund) ⁷		
39	<i>Parassecia orphanana</i> Brennan, 1971	Belém, PA	<i>Oxymycteris</i> sp. ⁷	(Brennan, 1971b)	RML 50351 ^{A, B}
40	<i>Parassecia thalurania</i> Brennan, 1969	Belém, PA	<i>Proechimys guyanensis</i> (E. Goeffroy) ⁷	(Brennan, 1969c)	RML 49374 ^A
			<i>Thalurania furcata</i> (Gmelin, 1788) ²		
			<i>Necromys lasiurus</i> (Lund) ⁷		
41	<i>Parassecia valida</i> Brennan, 1969	Serra do Navio, AP	<i>Monodelphis brevicaudata</i> (Erxleben) ³		
42	<i>Perissopalla barticonycteris</i> Brennan, 1969	Bragança, PA	<i>Hylaeamys megacephalus</i> (Fisher) ⁷	(Brennan, 1969c)	RML 49092 ^{A, B} , NMNH ^B e BMNH ^B
43	<i>Perissopalla ipeani</i> Brennan, 1969	Belém, PA	<i>Glyphoncycteris daviesi</i> (Hill) ⁴	(Brennan, 1969b)	RML 49939 ^A , NMNH ^B , FMNH ^B e BMNH ^B
44	<i>Polylopadium aspasiun</i> Brennan, 1969	Belém, PA	<i>Carollia perspicillata</i> (Linnaeus) ⁴	(Brennan, 1969b)	RML 49366 ^A , NMNH ^B , FMNH ^B e BMNH ^B
		Belém e Bragança, PA	<i>Hylaeamys megacephalus</i> (Fisher) ⁷	(Brennan, 1969a)	RML 49341 ^A , NMNH ^B , FMNH ^B e BMNH ^B
		Serra do Navio, AP			

No.	Espécie	Localidade	Hospedeiro	Referências	(conclusão)	
					Coleção de depósito dos tipos	
45	<i>Quadrasetta brasiliensis</i> Goff & Gettinger, 1989	Brasília, DF	<i>Hylaeamys megacephalus</i> (Fisher) ⁷	(GOFF; GETTINGER, 1989)	MZUSP ^A , NMNH ^B , BPBM ^B e OMNM ^B	
			<i>Gracilinanus agilis</i> (Burmeister) ³			
			<i>Monodelphis americana</i> (Müller) ³			
46	<i>Rhinobius tamandua</i> Brennan & Yunker, 1969	Belém, PA	<i>Tamandua tetradactyla</i> (Linnaeus) ⁸	(BRENNAN; YUNKER, 1969)	RML 49365 ^{A, B} , NMNH ^B , FMNH ^B , BMNH ^B	
47	<i>Serratacarus dietzi</i> Goff & Whitaker, 1984	Parque Nacional Serra da Canastra, MG	<i>Necromys lasiurus</i> (Lund) ⁷	(GOFF; WHITAKER, 1984)	NMNH ^A	
48	<i>Serratacarus lasiurus</i> Goff & Whitaker, 1984	Parque Nacional Serra da Canastra, MG	<i>Necromys lasiurus</i> (Lund) ⁷	(GOFF; WHITAKER, 1984)	NMNH ^A	
49	<i>Speleocola tamarina</i> Goff, Whitaker & Dietz, 1987	Reserva Biológica Poço das Antas, RJ	<i>Leontopithecus rosalia</i> (Linnaeus) ⁵	(GOFF; WHITAKER; DIETZ, 1987)	NMNH ^{A, B}	
50	<i>Trombewingia bakeri</i> (Fonseca, 1955)	São Paulo, SP	<i>Guerlinguetus ingrami</i> (Thomas) ⁷	(FONSECA, 1955)	ISBP 344 ^{D, E, 1}	
51	<i>Trombewingia brasiliensis</i> Goff & Gettinger, 1991	Brasília, DF	<i>Necromys lasiurus</i> (Lund) ⁷	(GOFF; GETTINGER, 1991)	MZUSP ^A , NMNH ^B e BPBM ^B e OMNM ^B	
52	<i>Trombicula truncata</i> Brennan, 1970	Príncipe de Beira, RO	<i>Saccopteryx bilineata</i> (Temminck) ⁴	(BRENNAN, 1970a)	RML 50188 ^{A, B} , NMNH ^B , FMNH ^B , BMNH ^B	
53	<i>Whartonia pachywhartoni</i> Vercammen-Grandjean, 1966	Lagoa Santa, MG	<i>Micromycteris megalotis</i> (Gray) ⁴	(VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. G., 1966)	NMNH 10462/6 ^A	

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: ^A, Holótipo; ^B, Parátipos; ^C, Síntipo; ^D, Lectótipos e ^E Paralectótipos. ¹, anfíbio; ², ave; ³, marsupial; ⁴, morego; ⁵, primata; ⁶, réptil; ⁷, roedor e ⁸, outros mamíferos.

¹ JACINAVICIUS, F. C.; BASSINI-SILVA, R.; OLIVEIRA, M. V. B.; HINGST-ZAHER, E.; BARROS-BATTESTI, D. M. *Trombewingia bakeri* (Fonseca, 1955) (Trombidiformes: Trombiculidae): lectotype/ paralectotype designations and new records. **Systematic and Applied Acarology**, Aceito, 2015.

1.2 Aspectos biológicos e importância epidemiológica

Os trombiculídeos são ácaros que possuem coloração variada, podendo ser amarela, vermelha, branca ou laranja, e são popularmente conhecidos como “tlalzahuates” e “coloradillas” no México, “chiggers mites” nos Estados Unidos, “red bugs” na Inglaterra, “Herbstgrasmilben” na Alemanha e “tsutsugamushi” ou “akamushi” no Japão (HOFFMANN, 1990). A coloração da larva depende do tipo de alimento ingerido pela ninfa ou adulto (NADCHATRAM, 1970). A larva de Trombiculidae é ectoparasita de vertebrados, podendo o homem fazer o papel de hospedeiro acidental. As larvas apresentam até 1 mm de comprimento quando estão alimentadas. Durante o parasitismo, elas liquefazem e sugam o tecido epitelial do hospedeiro pela ação enzimática de sua saliva. O sangue não é ingerido nesse processo, mas algumas células sanguíneas podem ser encontradas no estômago do ácaro (JONES, 1950).

Durante a alimentação da larva, um tubo conhecido como estilóstoma se forma na pele, resultante das secreções salivares do ácaro e também das reações imunológicas do hospedeiro. O estilóstoma permite ao parasito alcançar as camadas de tecidos mais profundas da pele (SHATROV, 2000), e indivíduos de algumas espécies podem ser envoltos pelo tecido do hospedeiro, permanecendo em cápsulas por até seis meses (WHARTON; FULLER, 1952).

Miyajima e Okumura (1917) foram os primeiros a fornecer informações sobre cada um dos estágios do ciclo de vida de um trombiculídeo, estudando a espécie *Leptotrombidium akamushi* (Brumpt, 1910) (na época denominada *Trombidium akamushi*). Os autores observaram sete estágios: ovo, pré-larva ou deutovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adultos, sendo que as larvas, as deutoninfas e os adultos são ativos, enquanto que os outros estágios são quiescentes (inativos). Ewing (1944b) desconsiderou as fases inativas como propriamente “estágios”, denominando essas fases como sendo, nada mais do que, cascas cuticulares da exúvia. A deutoninfa e os adultos são predadores de ovos de pequenos artrópodes. Os estudos de biologia e taxonomia desses ácaros foram mais intensificados, especialmente durante a II guerra mundial, aumentando consideravelmente o número de espécies conhecidas. Soldados americanos foram atacados nas trincheiras e acampamentos e contraíram rickettsioses provenientes de larvas de trombiculídeos infectados na Birmania e Sri Lanka (WHARTON; FULLER, 1952). Segundo estes autores, diante da situação, os departamentos de saúde pública se depararam com a necessidade de estudos de catalogação, descrição, morfologia e biologia desses ácaros. Apesar de serem considerados potenciais

vetores de *Rickettsia* spp. (AZAD; BEARD, 1998; POINAR; POINAR, 1998), o real papel desses ácaros na epidemiologia das riquettsioses é ainda desconhecido na região Neotropical.

Alguns ácaros trombiculídeos provocam lesões profundas e reações cutâneas intensas no hospedeiro, principalmente as larvas do gênero *Leptotrombidium* (HASE et al., 1978). No Japão, Miyajima e Okumura (1917) e Takahashi et al. (2004) descreveram que as larvas de algumas espécies de *Leptotrombidium* disseminam tsutsugamushi que é uma rickettsiose humana causada por *Orientia tsutsugamushi* (Hayashi, 1920). Os roedores são reservatórios naturais desta bactéria, e após alimentação dos ácaros nesses hospedeiros, a larva infectada transmite o patógeno para os estágios seguintes e gerações subsequentes (transmissão transestadial e transovariana).

Na Europa, alguns trombiculídeos do gênero *Neotrombicula* foram encontrados naturalmente infectados por bactérias das espécies *Anaplasma phagocytophilum* (Foggie, 1949) na Espanha (FERNÁNDEZ-SOTO; PÉREZ-SÁNCHEZ; ENCINAS-GRANDES, 2001), *Borrelia burgdorferi sensu lato* (Johnson, 1984) na Alemanha (KAMPEN et al., 2004) e *B. garinii* Baranton et al., 1992 e *B. valaisiana* Wang et al., 1997 na República Tcheca (LITERAK et al., 2008). Esses autores sugerem que os trombiculídeos estão envolvidos de alguma forma na epidemiologia das borrelioses e ehrlichioses.

No Brasil, assim que os primeiros casos de Febre Maculosa Brasileira (FMB) foram diagnosticados em São Paulo, Fonseca (1932a) ressaltou a importância de ácaros hematófagos das famílias Macronyssidae e Trombiculidae, como potenciais vetores. No entanto, o papel desses ácaros como vetores não foi confirmado. Segundo o autor, houve um surto de FMB e 60 pessoas foram internadas no Hospital Emílio Ribas naquela ocasião, porém, somente uma apresentava um carrapato fixo à pele. Nos demais casos, não foi possível confirmar qual teria sido o agente transmissor. De fato, os carrapatos das espécies *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 e *Amblyomma aureolatum* (Pallas, 1772) foram apontados como os vetores da bactéria *Rickettsia rickettsii* (Wolbach, 1919) (GOMES, 1933), e atualmente, além destas espécies, há outras envolvidas no ciclo de transmissão (LABRUNA, 2009).

1.3 Justificativa

Em 2004, com a aprovação do projeto CNPq (No. 478950/2004-7) para investigação da ectoparasitofauna de pequenos mamíferos silvestres do estado do Paraná, foi possível coletar as primeiras amostras de trombiculídeos da região do Vale do Ribeira. Muitos lotes de trombiculídeos do Estado de São Paulo puderam ser estudados graças às doações realizadas por pesquisadores à Coleção IBSP. De 2011 a 2013 coletas de trombiculídeos de pequenos mamíferos do estado de São Paulo (projeto FAPESP No. 2010/51875-9) foram realizadas, permitindo a obtenção de material fresco. Porém, a situação fragmentária dos registros de ocorrência desse grupo (PALLINI et al., 2007) e sua complexidade taxonômica, bem como a escassez de informações sobre sua participação na epidemiologia de riquetsias, foram os principais motivos que levaram à proposição do presente estudo. Considerando que existem indicativos da possibilidade dos trombiculídeos participarem da transmissão de *Rickettsia* em outras regiões do mundo, a análise investigativa da presença da bactéria nesse grupo de ácaros, em São Paulo e Paraná, foi relevante para esclarecer o seu papel na cadeia epidemiológica da doença.

2 OBJETIVOS

2.1 Geral

Catalogar as espécies de trombiculídeos provenientes de roedores e marsupiais de algumas localidades do estado de São Paulo e Paraná, e investigar a presença de *Rickettsia* spp. nos espécimes obtidos em campo.

2.2 Objetivos específicos

- Catalogar os tipos e material de Trombiculidae dos Estados de São Paulo e Paraná depositados nas coleções IBSP, MZUSP e CAVAIS-IOC;
- Detalhar e ilustrar a morfologia das espécies examinadas;
- Verificar a distribuição das espécies com base no material depositado nas coleções bem como em coletas recentes, e nos registros da literatura;
- Investigar a presença de *Rickettsia* spp. nos ácaros coletados em campo.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Material de Coleções

A coleção Acarológica do Instituto Butantan (IBSP) é um dos acervos mais antigos de ácaros ectoparasitos de animais silvestres da América Latina. Em 2010 a família Trombiculidae estava representada nesta coleção por 523 lotes provenientes de diversas regiões do mundo. Os espécimes foram tombados em lâminas, em Meio de Hoyer, e algumas tiveram que ser desmontadas e recuperadas conforme a técnica proposta por Jacinavicius et al. (2013a).

As coleções do Museu de Zoologia da USP (MZUSP) e do Instituto Osvaldo Cruz - RJ (CAVAISC-IOC) foram também consultadas.

Além dos ácaros previamente tombados, todos os outros lotes contendo trombiculídeos obtidos de marsupiais e roedores, provenientes do estado de São Paulo e Paraná e os que foram coligidos por outros pesquisadores, depositados na coleção durante o presente estudo, foram igualmente vistoriados.

3.2 Material de Campo

3.2.1 Região de Cotia e Itapevi, São Paulo (Projeto FAPESP No. 2010/51875-9)

Pequenos mamíferos silvestres (Figura 1) foram capturados (com armadilhas de captura viva) nas áreas com fragmentos florestais de duas localidades próximas à São Paulo – Reserva Florestal de Morro Grande, Cotia, SP (23°30'07''S e 46°58'04''W) e Condomínio Residencial Vila Verde, Itapevi, SP (23°35'13''S 46°57'58''W). As fases de campo compreenderam cinco dias consecutivos/mês e foram conduzidas por mais de dois anos, de abril de 2011 a setembro de 2013 (Licença, Sisbio N° 30498-1).

Figura 1 - Trombiculidae parasitando ouvido de roedores silvestres coletados em Cotia e Itapevi, durante abril de 2011 a setembro de 2013

Fonte: (JACINAVICIUS, 2015).

Legenda: A. Infestação em área interna do ouvido de *Thaptomys nigrita* coletado em Morro Grande, Cotia, SP (MGR 135); B. Detalhes do parasitismo (MGR 135); C. Pavilhão do ouvido de *Akodon* sp. coletado em Morro Grande (MGR 130); D. Detalhes do parasitismo (MGR 130); E. Roedor sendo vistoriado em campo; F. Pavilhão do ouvido de *Euryoryzomys russatus* infestado com trombiculídeos, coletado em Morro Grande, Cotia (MGR139). Escalas: 1000µm, 500 µm, 1000 µm, 500 µm, 2000 µm, 1000 µm.

Os ácaros parasitam preferencialmente a região do ouvido interno dos animais (Figura 1), e também os órgãos genitais e as axilas. Os hospedeiros foram vistoriados e os ácaros foram colhidos e acondicionados em frasco de cultura conforme a técnica proposta por Wharton e Carver (1946). Após o manuseio para a remoção dos ácaros, todos os animais

foram devolvidos à natureza. Os hospedeiros que morreram durante os procedimentos de coletas foram enviados ao Museu de Zoologia da USP para depósito na Coleção de Mastozoologia. As identificações dos hospedeiros foram baseadas em Wilson e Reeder (2005).

3.2.2 Região de Adrianópolis, Paraná (Projeto CNPq No. 478950/2004-7)

Pequenos mamíferos silvestres foram capturados em área florestada situada ao sudeste do Paraná, na divisa com o Estado de São Paulo, numa região denominada Vale do Rio Ribeira, no distrito de João Sura, distante 45 Km de Adrianópolis, entre as coordenadas 24°39'S e 49°00'W.

A primeira etapa de campo foi realizada entre 2004 e 2006 (em área particular, não necessitando de licença na ocasião), e a segunda foi entre 2007 e 2009 (Licença, Sisbio Nº 16496).

Os animais foram capturados (com armadilha de captura viva) durante 5 dias consecutivos/a cada três meses. Os trombiculídeos coletados foram, em parte, incorporados à coleção IBSP.

Alguns espécimes foram armazenados em álcool etílico PA para estudos moleculares. Após a remoção dos ácaros, os hospedeiros foram devolvidos ao meio ambiente.

3.3 Morfologia

Os trombiculídeos coletados nas etapas de campo descritas acima, assim como aqueles coligidos por outros pesquisadores, foram incorporados à coleção IBSP.

Uma parte do material foi armazenada para estudos moleculares e outra parte foi preparada para estudos morfológicos.

As estruturas morfológicas são melhores visualizadas quando os exemplares estão ingurgitados. Dessa forma, para a identificação taxonômica, alguns espécimes ingurgitados foram clarificados em ácido láctico, em estufa à 55°C, e montados em lâminas contendo Meio

de Hoyer, conforme Krantz e Walter (2009), utilizando-se estereomicroscópio da marca Nikon, modelo SMZ745T.

Desenhos e mensurações foram realizados em microscópio Leica, modelo Dm4000B com contraste de fase, acoplado à câmara clara e sistema de captura de imagens Leica Application Suite, versão 3.3.0. As imagens foram preparadas pelos programas Adobe Photoshop v. 13.0 e Inkscape v. 2.

Todo o material foi identificado seguindo Brennan e Goff (1977), bem como as descrições originais e exame dos tipos, sempre que possível. Os mapas de distribuição das espécies foram preparados pelo programa DIVA-GIS 7.5.

3.3.1 Terminologia

Para os detalhamentos morfológicos, foram utilizadas as terminologias recomendadas por Wharton et al. (1951); Goff et al. (1982) e Kudryashova (1998), com algumas adaptações propostas por Stekolnikov (2008) e Stekolnikov e Daniel (2012).

Para a diagnose das espécies foram utilizadas as fórmulas diagnósticas (SIF, fPp, fSc, fD, fsp, fCx e fSt), os caracteres contáveis (DS, VS, V, CS e NDV) e os caracteres mensuráveis (Ip, AW, PW, SB, ASB, PSB, SD, AP, AM, AL, PL, S, SI, H, Dmin, Dmax, Vmin, Vmax, pa, pm, pp, P-PL, TaIII e TaW), aceitos na taxonomia do grupo. Seguem as especificações das fórmulas e caracteres citados.

SIF: fórmula proposta por Vercammen-Grandjean (1960), que apresenta características diagnósticas encontradas no palpo e pernas, é representada pelas seguintes estruturas na seguinte disposição: a-b-c-d.e.f.g-h.i.j.k, onde: “a” representa a quantidade de cerdas (B) do tarso do palpo e a presença ou ausência de subterminala (S), a tarsala na base do tarso é sempre presente e não é indicada; “b”, a condição B ou N da galeala; “c”, o número de prolongamentos da unha do palpo; “d”, “e” e “f” o número de genulas das pernas I, II e II, respectivamente; “g”, o número de tibialae da perna III; “h”, o número de mastitarsalae da perna III; “i”, o número de mastitibialae da perna III; “j”, o número de mastigenualeae da perna III ou genualae da perna III adicionais, “k”, número de mastifemoralae da perna III.

fPp: fórmula da quantidade de cerdas que constituem o palpo e suas condições (N ou B), na sequência, Cerdas femoral do palpo, Cerdas do genu do palpo e as três cerdas tibiais do palpo (dorsal, lateral e ventral).

fSc: fórmula que expressa a relação entre as cerdas AM, AL e PL do escudo e a posição da base das sensilas em relação a PL (SB-PL – no nível das PLs, SB/PL – anterior ao nível das PLs, PL/SB – posterior ao nível das PLs).

fD: fórmula do número de cerdas humerais e dorsais dispostas em fileiras, as humerais são indicadas na primeira fila, seguida da letra H; variações de quantidade nas fileiras são indicadas entre parênteses. As cerdas posteroanais estão na região ventral do idiossoma, após o ânus, como continuação das cerdas dorsais do idiossoma. A quantidade entre as cerdas dorsais e posteroanais varia, dependendo do grau de ingurgitamento.

fsp: fórmula da segmentação das pernas, que varia de 7-7-7, 7-6-6 ou 6-6-6, difere no fêmur que pode aparecer unido ou subdividido em telofemur e basifemur.

fCx: fórmula da quantidade de cerdas das coxas das pernas I-III.

fSt: fórmula da quantidade de cerdas esternais. Podem incluir uma posterior (entre as coxas III), anterior (entre as coxas I) ou mais cerdas.

DS: somatória das cerdas dorsais e humerais, excluindo-se as cerdas do escudo dorsal, a quantidade destas cerdas pode variar dependendo do grau de ingurgitamento e da técnica de montagem do exemplar.

VS: número de cerdas pré-anais excluindo-se as cerdas coxais e esternais.

CS: número de cerdas pós-anais, estas podem variar em quantidade dependendo do grau de ingurgitamento e da técnica de montagem do exemplar.

V: cerdas ventrais, somatória de VS e CS.

NDV: número de cerdas do idiossoma ($DS + VS + CS$).

Ip: somatória dos comprimentos das pernas I, II e III ($pa + pm + pp$).

AW: largura anterior do escudo dorsal (Figura 2).

PW: largura posterior do escudo dorsal (Figura 2).

SB: distância entre as bases das sensilas (Figura 2).

ASB: maior distância entre as bases das sensilas e a margem anterior do escudo dorsal (Figura 2).

PSB: maior distância entre as bases das sensilas e a margem posterior do escudo dorsal (Figura 2).

SD: somatória de ASB e PSB.

AP: distância entre a cerda anterolateral (AL) e a cerda posterolateral (PL) do mesmo lado (Figura 2).

AM: cerda Anteromediana do escudo dorsal (Figura 2).

AL: cerda Anterolateral do escudo dorsal (Figura 2).

PL: cerda Posterolateral do escudo dorsal (Figura 2).

S: comprimento da sensila, quando esta possui formato globoso, mensura-se também a largura (Figura 2).

SI: largura da sensila, utilizada quando apresenta forma globosa (presente trabalho).

H: comprimento da cerda humeral.

Dmin: menor comprimento das cerdas dorsais idiossomais.

Dmax: maior comprimento das cerdas dorsais idiossomais.

Vmin: menor comprimento das cerdas ventrais idiossomais, excluindo-se as das coxas e as esternais.

Vmax: maior comprimento das cerdas ventrais idiossomais, excluindo-se as das coxas e as esternais.

pa: comprimento da perna I, incluindo a coxa (Figura 3).

pm: comprimento da perna II, incluindo a coxa.

pp: comprimento da perna III, incluindo a coxa.

P-PL: maior distância entre a base da PL até a margem posterior do escudo dorsal.

TaIII: comprimento da Tarso da perna III.

TaW: largura do tarso da perna III.

As medidas (em μm) dos exemplares examinados representam a variação máxima e mínima das estruturas mensuradas (Figuras 2 e 3). Entre parênteses está indicada a média aritmética e o desvio padrão, respectivamente, e entre colchetes estão demonstradas as medidas dos espécimes tipos obtidas das descrições originais. Cerdas pareadas, como AL, PL, H, foram medidas e sua média utilizada em cada espécie.

Figura 2 - Esquema explicativo para tomada de medidas do escudo de ácaros Trombiculídeos

Fonte: (STEKOLNIKOV, 2013).

Figura 3 - Esquema explicativo para tomada de medidas das pernas, onde o comprimento é obtido pela soma de a, b e c

Fonte: (STEKOLNIKOV, 2013)

Quando se trata da descrição e quantificação das cerdas do idiossoma, há na literatura uma grande divergência na terminologia e disposição das cerdas encontradas no idiossoma. Além disso, cerdas dorsais podem escorregar para o lado ventral quando as larvas estão ingurgitadas, durante a montagem. As variações mais frequentes encontradas são: a) comprimento das cerdas dorsais (DS) e ventrais idiossomais (V), b) comprimento das cerdas dorsais (DS), pré-anais (VS) e posteroanais (CS) e c) comprimento das cerdas dorsais (DS), posteroanal (CS) e ventrais (V). Todas estas variações, muitas vezes, são representadas por um valor único, sendo resultado de mensurações selecionadas arbitrariamente ou de sua média ou mediana. Nas descrições mais atuais, as mensurações podem representar o intervalo máximo e mínimo de comprimento das cerdas de cada exemplar. Assim, seguindo Stekol'nikov (2013), nós utilizamos as medidas Dmin como CS, Dmax como H e Vmin como

VS porque essas terminologias devem ser adotadas quando o tipo não foi examinado (nosso caso, com algumas espécies), já que os comprimentos máximos das cerdas dorsais e cerdas humerais são equivalentes. Estamos propondo aqui uma abreviação “SI” para a largura da Sensila, quando for mensurável, ou seja, nas sensilas de formato globoso ou similar. No Anexo I estão listadas todas as medidas do material analisado.

3.3.2 Microscopia eletrônica de varredura

Sempre que possível, quatro exemplares de cada espécie foram selecionados para a microscopia eletrônica de varredura. Para tanto os seguintes procedimentos foram adotados: **Fixação:** Na rotina de preservação das coleções e coleta de campo o material geralmente é acondicionado em álcool etílico 70% ou P.A. O álcool não é um fixador ideal para o preparo em MEV, pois causa retração no material. Neste caso, os exemplares são transferidos para uma placa contendo água destilada e são deixados reidratando por 12 a 24 horas. Quando hidratado o material é transferido para um fixador com glutaraldeído a 2,5% em tampão cacodilato de sódio 0,1M, permanecendo por pelo menos 3 horas. Após, lava-se o material em tampão compatível com o fixador, três vezes por 15 minutos (utilizamos cacodilato de sódio ou fosfato, com pH 7,2). Para melhorar a qualidade das imagens o material é impregnado com OsO₄ (tetróxido de ósmio) a 1% em tampão cacodilato de sódio 0,2M por 1 hora. Lava-se o material novamente com tampão (Cacodilato ou Fosfato de sódio), três vezes, com duração de 15 minutos. **Limpeza:** Os exemplares são limpos utilizando-se como solução de limpeza “Veja Limpeza Pesada”, diluindo-se uma gota em 2 ml de água, durante 3 minutos. A remoção dessa solução é feita com lavagens em água destilada em aparelho de ultrassom da marca Unique, modelo USC 700, 40 kHz, em quatro banhos de 3 minutos cada. Quando o material ainda apresenta sujeira, o processo deve ser repetido. **Desidratação:** Para desidratar, o espécime deve passar por série etanólica de concentração crescente: 15%, 30%, 50%, 70%, 95% e 100%. Até a concentração de 95% as trocas devem ser efetuadas duas vezes durante 15 minutos. Na concentração de 100 % as trocas devem ser realizadas três vezes durante 15 minutos. Manter o material na concentração de 70% se o ponto crítico for efetuado em outro dia. **Secagem:** O processo de secagem pode ser realizado de três maneiras - (1) secagem em papel filtro – o material deve ser colocado em uma placa tampada para secar em temperatura ambiente; - (2) secagem pelo método de ponto crítico - utilizando CO₂ (dióxido de carbono)

como fluido de transição; - (3) secagem com hexametildisilazane – o material deve ser mantido por 30 minutos e em capela química até total evaporação do produto. **Metalização:** Cada exemplar é montado em placa metálica de alumínio (stub) de ½ polegada contendo fita dupla face com cola de prata, e coberto com banho de ouro, usando o sistema de pulverização catódica com argônio e metalização com ouro (*sputtering*).

A microscopia eletrônica de varredura foi realizada no Laboratório de Biologia Celular do Instituto Butantan, em microscópio digital de varredura “Digital Scanning Microscope”, da marca FEI modelo Quanta 250, e no Laboratório de Microscopia Eletrônica do Instituto de Biociências, UNESP, Rio Claro, em microscópio eletrônico de varredura da marca Hitache, modelo TM3000.

3.4 Detecção da presença de *Rickettsia*

3.4.1 Extração de DNA

Para extração de DNA das amostras utilizou-se o kit “DNEasy Tissue Kit” (Qiagen®), seguindo o protocolo recomendado pelo fabricante: Os trombiculídeos foram puncionados na região do idiossoma e colocados separadamente em microtubos de 1,5 mL, acrescidos de 180 µl de solução ATL e 20 µl de proteinase K. Os microtubos contendo o material foram incubados a 56°C, em termobloco por no mínimo 3h. Em seguida, foram adicionados 200 µl de tampão AL e homogeneizados por 15 segundos. Foram então acrescidos 200 µl de etanol 100% e novamente homogeneizados por 15 segundos. Transferiu-se o conteúdo das misturas resultantes para as colunas com tubos coletores e centrifugou-se a 8000 rpm (rotação por minuto) por 1 minuto. Descartou-se o filtrado dos tubos coletores e 500 µl de tampão AW1 foram adicionados na coluna, sendo centrifugados a 8000 rpm por 1 minuto. O filtrado foi descartado e acrescido de 500 µl de tampão AW2 na coluna, sendo novamente centrifugado a 1300 rpm por 3 minutos. Em seguida, os tubos coletores foram descartados. A coluna foi colocada em um novo microtubo de 2,0 mL e foram realizadas duas eluições com 200 µl de H₂O (Milli-Q) por centrifugação a 8000 rpm por 1 minuto.

As amostras eluídas foram concentradas até o volume de 50 µl em aparelho de vácuo, marca Eppendorf, modelo Concentrator Plus, seguindo as especificações do fabricante.

O *Voucher* (testemunho) do material extraído foi obtido desmontando-se as colunas de extração delicadamente. Partes do material foram recuperadas em estereomicroscópio e montadas em lâminas, como descrito no item 3.3.

3.4.2 Quantificação do DNA genômico

O volume 1 µl de DNA genômico foi quantificado em Espectrofotômetro (NanoDrop® ND-1000). As amostras foram lidas em 230, 260 e 280 nm. A concentração foi calculada em ng/µl (pela multiplicação do valor da absorbância pelo coeficiente de extinção).

3.4.3 PCR (Reação em Cadeia pela Polimerase)

A presença de *Rickettsia* spp. nas amostras coletadas foi avaliada através da amplificação de um fragmento de 401 pb do gene citrato sintetase (*gltA*), detectado em todas as espécies de *Rickettsia*, utilizando-se um par de oligonucleotídeos iniciadores, denominados CS-62 (GCA AGT ATC GGT GAG GAT GTA AT) e CS-462 (CTT CCT TAA AAT TCA ATA AAT CAG GAT G) (LABRUNA et al., 2004). O gene *ompA* de 532 pb foi utilizado para a confirmação da presença de *Rickettsia* spp. do Grupo da Febre Maculosa (GFM), empregando-se o par de oligonucleotídeos iniciadores Rr190.70 (ATGGCGAATATTTCTCCAAAA) e Rr190.602 (AGTGCAGCATTCGCTCCCCCT) (REGNERY; SPRUILL; PLIKAYTIS, 1991).

Em ambas as reações, foram utilizados: controle negativo, composto de água Milli-Q livre de DNA e controle positivo (DNA de *Rickettsia parkeri*, cepa NOD). A reação de PCR foi preparada com 0,3 µl de Platinum® Taq DNA Polimerase (Invitrogen); 5 µl de dNTP; 8 µl buffer; 1,5 µl de MgCl₂; 2,5 µl de iniciador senso; 2,5 µl de iniciador antisenso; 25,2 µl de água. O volume total na reação de PCR foi de 50 µl por tubo, sendo 45 µl da preparação e 5 µl de amostra.

A quantidade dos reagentes foi multiplicada de acordo com o número de amostras amplificadas em cada reação. A amplificação foi visualizada em gel de agarose a 1,5 %,

utilizando-se 10 µl de produto de PCR, e foi corada em Syber Safe[®] (Invitrogen), seguindo o protocolo do fabricante.

Para minimizar o achado de falsos negativos na triagem feita para riquétsias, o controle endógeno da extração foi feito em todas as amostras. O produto da extração foi submetido a uma reação que amplifica um fragmento de 408 pb do gene mitocondrial Citocromo Oxidase subunidade I (COI) de ácaros, utilizando o par de iniciadores (*primers*) denominados COI 772 *forward* (5'- TGATTTTTTGGTCACCCAGAAG-3') e COI 773 *reverse* (5'-TACAGCTCCTATAGATAAAAC-3'), segundo Navajas (1994) e adaptado por Soller et al. (2001).

3.4.4 Sequenciamento

Para as amostras positivas, o DNA é purificado com o produto comercial ExoSAP-IT (USB Corporation[®]) seguindo instruções do fabricante (3 µl de ExoSAP e 7,5 µl de DNA amplificado). Para a reação de sequenciamento, utiliza-se o kit *Big Dye Terminator* (Perkin Elmer), de acordo com especificações do fabricante, em sequenciador automático ABI 377 (Applied Biosystem, Foster, CA), disponível na FMVZ/USP.

4 RESULTADOS

Do material examinado no presente estudo foram identificadas 9 espécies: *Arisocerus hertigi* Brennan, 1970; *Eutrombicula* sp. n.; *Kymocta brasiliensis* (Fonseca, 1936); *Quadrasetta azulae* Brennan e Jones, 1964; *Quadrasetta brasiliensis* Goff e Gettinger, 1989; *Quadrasetta mackenziei* Yunker e Brennan, 1964; *Quadrasetta mirandae* Goff e Brennan, 1977; *Trombewingia bakeri* Fonseca, 1955 e *Trombicula butantanensis* Fonseca, 1932.

A seguir estão apresentados os dados de coordenadas geográficas, hospedeiros e as espécies de trombiculídeos examinadas, procedentes de roedores e marsupiais dos estados de São Paulo e Paraná. Com identificação das espécies, quantidade de exemplares, data de coleta, hospedeiro e localidade, bem como detalhamento morfológico. Espécies sinalizadas com (*) foram utilizadas nos testes de investigação de *Rickettsia* sp. Os roedores e marsupiais infestados com trombiculídeos estão apresentados no item 4.1 e todo o material coligido em campo foi incorporado à coleção IBSP e está listado no catálogo abaixo.

4.1 Hospedeiros

Rodentia: Cricetidae; *Akodon* sp., *Akodon cursor* (Winge, 1887), *Akodon montensis* Thomas, 1913, *Delomys sublineatus* (Thomas, 1903), *Delomys dorsalis* (Hensel, 1873), *Euryoryzomys russatus* (Wagner, 1848), *Necomys lasiurus* (Lund, 1840), *Oligoryzomys* sp., *Oligoryzomys nigripes* (Olfers, 1818), *Oxymycterus dasytrichus* (Schinz, 1821), *Sooretamys angouya* (Fischer, 1814) e *Thaptomys nigrita* (Lichtenstein, 1830). **Caviidae;** *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766). **Cuniculidae;** *Cuniculus paca* (Linnaeus, 1766). **Sciuridae;** *Guerlinguetus ingrati* Thomas, 1901 e *Sciurus aestuans* Linnaeus, 1766.

Didelphimorphia: Didelphidae; *Didelphis aurita* (Wied-Neuwied, 1826), *Didelphis albiventris* Lund, 1840, *Monodelphis* sp., *Monodelphis americana* (Müller, 1776) e *Philander opossum* (Linnaeus, 1758).

4.2 Catálogo dos espécimes examinados

IBSP

***Arisocerus hertigi*:** **IBSP10519**, 10 larvas, *Oligoryzomys* sp., Zoológico de São Paulo, São Paulo, SP, 16.IV.2010*. **IBSP10520**, 11 larvas, *Oligoryzomys* sp., Zoológico de São Paulo, São Paulo, SP, 16.IV.2010*. **IBSP10521B**, 4 larvas, *Akodon* sp., Zoológico de São Paulo, São Paulo, SP, 16.IV.2010*. **IBSP10389**, 10 larvas, *Akodon* sp., Zoológico de São Paulo, São Paulo, SP, 16.IV.2010. **IBSP1155**, 1 larva, *Cuniculus paca*, Serra da Cantareira, São Paulo, SP, 13.IX.1937. **IBSP11239**, 6 larva, *Akodon montensis*, Campos do Jordão, SP, 13.I.2013*.

***Eutrombicula* sp. n.:** **IBSP11368**, 8 larvas, *Didelphis aurita*, Condomínio Vila Verde, Itapevi, SP, 19.VI.2013. **IBSP11255**, 1 larva, *Didelphis aurita*, Condomínio Vila Verde, Cotia, SP, 13.XII.2012. **IBSP10541**, 9 larvas, *Didelphis aurita*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 05.XI.2010*. **IBSP1161**, 2 larvas, *Cuniculus paca*, Serra da Cantareira, São Paulo, SP, 17.IX.1937. **IBSP10535B**, 8 larva, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São Paulo, SP, 14.IV.2011*. **IBSP1654**, 6 larvas, *Hydrochoerus hydrochaeris*, Parque Estadual da Água Funda, São Paulo, SP, 07.III.1939. **IBSP1680**, 1 larva, *Didelphis albiventris*, Vila Albertina, São Paulo, SP, 30.VI.1939.

***Kymoceta brasiliensis*:** **IBSP32**, 1 larva holótipo; hospedeiro: “Rato silvestre”; Butantan, São Paulo, SP, 25.IX.1933. **IBSP11129C**, 1 larva, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 26.VI.2012. **IBSP11998**, 1 larva, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 17.VII.2013*. **IBSP11999B**, 2 larvas, *Delomys sublineatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 16.VII.2013*. **IBSP12001A**, 2 larvas, *Delomys sublineatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 16.VII.2013*.

***Quadaseta azulae*:** **IBSP11110C**, 1 larva, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 16.VII.2012. **IBSP1932**, 1 larva, *Akodon cursor*, Butantan, São Paulo, SP, 19.IV.1940. **IBSP1705**, 2 larvas, “Roedor”, Serra da Cantareira, São Paulo, SP, 03.VIII.1939. **IBSP 343**, 5 larvas, *Sciurus aestuans*, Serra da Cantareira, São Paulo, SP, 1.XIII.1935.

***Quadrasetta brasiliensis*:** **IBSP10390**, 8 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Adrianópolis, PR, 12.IX.2009. **IBSP10521A**, 1 larva, *Akodon* sp., Zoológico de São Paulo, São Paulo, SP, 16.IV.2010. **IBSP10535A**, 9 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São Paulo, SP, 12.IV.2011. **IBSP10536**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São

Paulo, SP, 14.IV.2011. **IBSP10537**, 18 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São Paulo, SP, 14.IV.2011*. **IBSP10538**, 24 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São Paulo, SP, 18.XII.2010. **IBSP10540**, 14 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Parque da Cantareira, São Paulo, SP, 17.II.2010*. **IBSP10524A**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 18.VI.2010*. **IBSP10525A**, 1 larva, 18.VI.2010, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP. **IBSP10527A**, 14 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 16.VI.2010*. **IBSP10528**, 12 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 7.XI.2010*. **IBSP10532**, 15 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 20.IV.2010*. **IBSP10533A**, 13 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 19.IV.2010*. **IBSP11096G**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 20.VI.2012. **IBSP11130**, 1 larva, *Monodelphis* sp., Morro Grande, Cotia, SP, 22.VII.2012. **IBSP11131**, 4 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 19.X.2012. **IBSP11132**, 1 larva, *Thaptomys nigrita*, Morro Grande, Cotia, SP, 23.VII.2012. **IBSP11994**, 7 larvas, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 17.IX.2013*. **IBSP11995**, 10 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 19.VII.2013*. **IBSP11996**, 10 larvas, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 21.VIII.2013*. **IBSP11997**, 5 larvas, *Delomys sublineatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 15.VII.2013*. **IBSP11999A**, 5 larvas, *Delomys sublineatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 15.VII.2013*. **IBSP12000**, 9 larvas, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 18.VI.2013*. **IBSP12001B**, 2 larvas, *Delomys sublineatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 15.VII.2013*. **IBSP12002**, 4 larvas, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 21.VIII.2013*. **IBSP12003**, 2 larvas, *Thaptomys nigrita*, Morro Grande, Cotia, SP, 20.VIII.2013*. **IBSP12004**, 6 larvas, *Monodelphis cf. americana*, Morro Grande, Cotia, SP, 16.VII.2013*. **IBSP12005**, 12 larvas, *Necomys lasiurus*, Morro Grande, Cotia, SP, 16.VII.2013*. **IBSP12007**, 3 larvas, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 17.VII.2013*. **IBSP12008**, 9 larvas, *Monodelphis americana*, Morro Grande, Cotia, SP, 20.II.2014*. **IBSP10590D**, 3 larvas, *Didelphis aurita*, Condomínio Vila Verde, Itapevi, SP, 12-16.XII.2011. **IBSP11116B**, 10 larvas, *Monodelphis* sp., Condomínio Vila Verde, Itapevi, SP, 29.XI.2012. **IBSP12006**, 3 larvas, 21.V.2013, *Didelphis aurita*, Vila Verde, Itapevi, SP*. **IBSP 11365A**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*; localidade: Sete Barras, SP, 10.VIII.2013. **IBSP 11303C**, 8 larvas, *Olygoryzomys nigripes*, localidade: Sete Barras, SP, 20.IV.2013*. **IBSP 11305**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*; localidade: Sete Barras, SP, 10.VIII.2013*.

***Quadresetia mackenziei*:** **IBSP10522**, 9 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 8.XI.2010*. **IBSP10523**, 7 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 16.VI.2010*. **IBSP10524B**, 7 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 18.VI.2010. **IBSP10525B**, 9 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 18.VI.2010*. **IBSP10526A**, 9 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 16.VI.2010*. **IBSP10527B**, 1 larva, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 16.VI.2010. **IBSP10529**, 8 larvas, *Euryoryzomys russatus*; localidade: Barra do Una, Peruíbe, SP, 21.IV.2010*. **IBSP10530**, 8 larvas, 20.IV.2010, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP*. **IBSP10531**, 8 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 21.IV.2010*. **IBSP10533B**, 3 larvas, *Euryoryzomys russatus*, Barra do Una, Peruíbe, SP, 19.IV.2010. **IBSP11241A**, 5 larva, *Akodon montensis*, Campos do Jordão, SP, 24.VI.2013*. **IBSP345**, 4 larvas, *Didelphis albiventris*, Campinas, SP, 1.III.1935. **IBSP11365B**, 2 larvas, *Euryoryzomys russatus*; localidade: Sete Barras, SP, 10.VIII.2013. **IBSP11367B**, 1 larva, *Oxymycterus dasytrichus*, Sete Barras, SP, 15.VIII.2013. **IBSP11096E**, 1 larva, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 20.VI.2012.

***Quadraseta mirandae*:** **IBSP10606B**, 1 larva, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 13.IX.2012. **IBSP11096F**, 1 larva, *Euryoryzomys russatus*, Morro Grande, Cotia, SP, 26.VI.2012. **IBSP11129B**, 1 larva, *Akodon montensis*, Morro Grande, Cotia, SP, 26.VI.2012. **IBSP1153**, 1 larva, *Philander opossum*, Serra da Cantareira, São Paulo, SP, 01.IX.1937.

***Trombewingia bakeri*:** **IBSP 344**, 1 larva lectótipo e 1 larva paralectótipo, *Guerlinguetus ingrami ingrami*, Reserva Florestal do Horto Florestal de São Paulo, São Paulo, SP, 1.VIII.1935. **IBSP11226**, 6 larva, *Akodon montensis*, Parque Estadual dos Mananciais, Campos do Jordão, SP, 14.I.2013*. **IBSP11369A**, 1 larva, *Delomys dorsalis*, Morro Grande, Cotia, SP, 18.VI.2013. **IBSP11364A**, 2 larvas, *Sooretamys angouya*, Morro Grande, Cotia, SP, 21.VIII.2013.

²***Trombicula butantanensis*:** **IBSP 28**, 1 larva holótipo - sin. júnior de *E. alfreddugesi*, *Homo sapiens*, Instituto Butantan, São Paulo, SP, 17.II.1932. **IBSP 83** e **IBSP 84**, 3 larvas parátipos, *Ophis Merremii*, Instituto Butantan, São Paulo, SP, 26.III.1932.

CAVAIS-IOC

² A espécie *Trombicula butantanensis*, foi sinonimizada com *E. alfreddugesi* e apresenta similaridade morfológica com a espécie *Eutrombicula* sp.n.

***Quadreseta mackenziei*: ACA1183**, 1 larva, *Oligoryzomys nigripes*, Itirapina, SP, 01.VII.2010. **ACA1143**, 1 larva, *Necromys lasiurus*, Itirapina, SP, 30.VI.2010. **ACA1141**, 2 larvas, *Necromys lasiurus*, Itirapina, SP, 30.VI.2010. **ACA1250**, 1 larva, *Necromys lasiurus*, Itirapina, SP 06.VII.2010.

MZUSP

Não foram encontrados os tipos e nem material de trombiculídeos nessa coleção.

4.3 Descrição e redescrição das larvas

4.3.1 *Arisocerus hertigi* (Brennan e Jones, 1964)

Euschoengastia hertigi Brennan e Jones, 1964. Holótipo e 27 parátipos (RML 43427) em 3.III.1950; hospedeiro: Cutia; Sommerfield, Paraguai. 11 parátipos (RML 44504), 11.III.1950; hospedeiro: gambá; mesma localidade.

Arisocerus hertigi Goff e Gettinger, 1989: 557.

Diagnose: **SIF:** 7BS-N-3-3111.1000; **fPp:** B/B/NNN; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2.2; **fSc:** PL>AL>AM; **Ip:** 1213,25 – 968,19 (1119,90 $\pm$ 95,81); **fD:** 2H-6-6-(2-4)-2; **fV:** 2st-2st-8-2-2; **DS:** 20-22; **VS:** 12-15; **NDV:** 32-35. Pode ser facilmente separada de outras espécies da tribo Schoengastiini por apresentar sensilas expandidas unilateralmente com pequenas cerdas e apresentar cerdas PL longas.

Idiossoma: Elipsoidal, mais longo do que largo; olhos em uma placa ocular, anterior mais largo, fórmula 2/2. Cerdas dorsais com arranjo 2H-6-6-(2-4)-2; Um par de humerais ciliadas e 20 - 22 cerdas dorsais ciliadas. Cerdas ventrais com arranjo 2st-2st-8-2-2; 2 pares de cerdas esternais ciliadas, 8 pré-anais ciliadas e 4 pós-anais semelhantes as dorsais. Total de cerdas no Idiossoma: 38. Urstigma entre as coxas das pernas I e II ovalado. Ânus localizado na terceira linha de cerdas ventrais. **Escudo:** Moderadamente pontuado, hexagonal não regular, com as margens sinuosas, sensilas amplamente expandidas e assimétricas, na margem anterior coberta por microcerdas. Cerdas escutais póstero-laterais longas, fórmula PL>AL>AM. **Gnatossoma:** Com pontuações; quelíceras com ápice tricúspide; dente ventral ligeiramente maior que o dorsal; cerdas do palpo B/B/NNN; tarso com 7 cerdas ramificadas e com uma

tarsala delgada; unha da tíbia trifurcada; cerda *galeala* lisa. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa com uma cerda pilosa (1B); trocanter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarsos 20B, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 1B; trocanter 1B; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibialae 2, microtibiala 0; tarsos 16B, tarsala 1, microtarsala 1 e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocanter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibiala 1, microtibiala 0; tarsos 14B, tarsala 0, mastitarsala 1 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 1 e figuras 4 e 5, respectivamente.

Tabela 1 - Morfometria de *A. hertigi*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[58]	[79]	[30]	[21]	[13]	[34]	-	[22]	[40]	[48]	[85]	[34]	-	[54]
Mínima	51	63	26	21	9	32	13	17	28	33	56	23	17	47
Máxima	82	94	32	28	16	40	21	30	56	53	88	35	22	56
Média	57	71	29	25	11	36	17	21	35	40	78	29	19	52
DP	8,0	8,2	1,7	2,1	2,0	2,8	2,4	3,2	7,2	4,3	7,6	4,3	1,4	3,1

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	Pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
[45]	[51]	-	-	-	-	-	-	[20]	[12]	-	-	-	I
36	43	26	32	210	201	235	656	20	12	32	49	14	I
52	55	42	52	265	252	281	798	22	15	35	82	19	I
41	51	30	43	231	213	249	693	20	13	33	59	17	I
4,0	3,3	5,0	5,1	10,2	10,3	10,7	29,6	0,6	1,1	1,0	8,3	1,3	I

Nota: AW, PW, AP, AL, n = 13; SB, ASB, PSB, SD, P-PL, AM, H, pa, pm, pp, IP, TaIII e TaW, n=12; Dmin, Dmax e Ds, n=11; Vmim, Vmax, VS e NDS, n= 10; S e Si, n=6. Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. “I” estrutura inexistente para a espécie.

Figura 4 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Arisocerus hertigi*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnatossoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente), evidenciando cerdas do tarso; B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda dorsal do idiossoma; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; Cb: lâmina da quelícera; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; MTa: mastitarsala; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminala; PT₁: pretarsala da tarso da perna I; PT₂: pretarsala da tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminala; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; u: ânus; µga: microcerda do genu da perna I; µta: microcerda do tibia da perna I. Barra de escala: A 10µm; B-E 100µm; F-G 10µm; H-I 100µm.

Figura 5 - Imagens de microscopia eletrônica de varredura de *Arisocerus hertigi*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. genu da perna I; B. detalhes da tíbia e tarso do palpo; C. genu da perna II; D. genu da perna III; E. detalhe das cerdas dorsais. Abreviações: F: fêmur; ga: genuala do genu da perna I; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; So: tarsala do tarso do palpo; Ta: Tarso; ta: tibiala da tíbia da perna I; Ti: tíbia; μga: microcerda do genu da perna I. Barra de escala: A, C e D 10μm, B 20μm, E 30μm.

4.3.2 *Eutrombicula* sp. n.

Diagnose: SIF: 7BS-N-2-3111.1000; fPp: B/B/NNB; fCx: 1.1.1; fSt:2.2; fSc: PL>AM>AL; Ip: 999 – 1055 (1021 $\pm$ 21,1); fD: 2H-6-6-4-2-2; fV: 2st-2st-6-2-2-2; DS: 22; VS: 12; NDV: 34.

Detalhamento morfológico: Larva. **Idiossoma:** Circular; olhos em uma placa ocular, anterior mais largo, fórmula 2/2. Cerdas dorsais com arranjo 2H-6-6-4-2-2; Um par de humerais ciliadas; 22 cerdas dorsais ciliadas. Cerdas ventrais com arranjo 2st-2st-6-2-2-2; 2 pares de cerdas esternais ciliadas; 8 pré-anais ciliadas, 2 para anais e 2 pós-anais semelhantes as dorsais. Total de cerdas no Idiossoma: 38. Ânus localizado na terceira linha de cerdas ventrais. **Gnatossoma:** Com pontuações; quelíceras com ápice tricúspide; cerdas do palpo B/B/NNB; tarso com 7 cerdas ramificadas e com uma tarsala delgada; unha da tíbia trifurcada; cerda galeala lisa. **Escudo:** Moderadamente pontuado, regular, com margem inferior convexa e com prolongamento na região das PLs, sensilas filiformes lisas na base e pilosas no ápice, escudo com 5 cerdas escutais, fórmula PL>AM>AL. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarsos 21B, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibialae 2, microtibiala 0; tarsos 16B, tarsala 1, microtarsala 1 e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibiala 1, microtibiala 0; tarsos 14B, tarsala 0, mastitarsala 1 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 2 e figura 6, respectivamente.

Tabela 2 - Morfometria de *Eutrombicula* sp.n.

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Mínima	78	93	45	26	33	59	21	33	55	53	63	56	I	61
Máxima	82	104	49	29	36	64	26	36	60	63	69	64	I	66
Média	80	98	46	27	35	62	24	35	58	57	67	60	I	63
DP	1,3	3,3	1,7	1,2	1,0	1,7	1,7	1,2	1,4	2,9	2,2	3,0	I	1,6

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
43	60	32	54	335	290	349	999	22	12	34	89	20	I
50	64	40	58	356	325	374	1055	22	12	34	97	25	I
46	62	35	56	340	312	363	1021	22	12	34	92	23	I
2,8	1,6	2,8	1,2	8,0	11,7	9,3	21,1	0,0	0,0	0,0	2,7	2,3	I

Nota: AM, Dmin, Dmax, Vmin, Vmax, pa, TaIII, TaW e pp, n=5; IP, n = 4, Todas as outras variáveis, n = 6.
 “I” estrutura inexistente para a espécie.

Figura 6 - Imagens de microscopia eletrônica de varredura de *Eutrombicula* sp.n.

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnathosoma; B. cerda dorsal; C. perna I; D. escudo dorsal; E. detalhe das estruturas do tarso da perna I. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; ga: genua do genu da perna I; Ge: Genu; PL: cerda posterolateral; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; Ti: tibia; μ ga: microcerda do genu da perna I. Barra de escala: A e B 30 μ m, C e E 50 μ m e D 10 μ m.

4.3.3 *Kymocta brasiliensis* (Fonseca, 1936)

Neoschöngastia brasiliensis Fonseca, 1936:50. Holótipo larva IBSP 32, em “rato silvestre” número 334, Instituto Butantan, São Paulo, Brasil, 25.IX.1933.

Neoschoengastia brasiliensis Brennan 1968: 614; Torres e Braga 1939; Radford 1942.

Euschoengastia brasiliensis Fuller 1948: 108.

Doloesia brasiliensis Brennan e Jones, 1961:177, Wharton e Fuller 1952:76.

Kymocta brasiliensis Brennan 1968:614; Nadchatram 1970: 5; Brennan e Bronswijk 1973: 449; Goff, Whitaker e Dietz, 1983: 186; Nadchatram 1983.

Diagnose: **SIF:** 5B-N-2-2110.0000; **fPp:** B/N/NNN; **fCx:** 1.2.4/5; **fSt:**2.2.2; **fSc:** PL>AM>AL; **fD:** 2-8-6-6-6-2-2; **DS:** 32; **VS:** 28; **NDV:** 60. Essa espécie é muito parecida com *K. inca*. (Brennan e Jones, 1961) mas pode se facilmente diferenciada pelo formato globoso da sensila. Em *K. inca* a sensila é clavada.

Detalhamento morfológico: larva. **Idiossoma:** Amplamente oval, mais longo do que largo; olhos em uma placa ocular, anterior mais largo, fórmula 2/2. Cerdas dorsais com arranjo 2H-8-6-6-6-2-2; Um par de humerais ciliadas; 32 cerdas dorsais. 3 pares de cerdas esternais ciliadas, 10 cerdas pré-anais, 12 cerdas pós-anais. Total de cerdas do idiossoma: 60. **Gnatossoma:** Pequeno e fracamente esclerotizado; cerdas do palpo curtas; quelíceras com ápice tricúspide; cerdas do palpo B/N/NNN; tarso com 5 cerdas ramificadas e com uma tarsala pequena e delgada; unha da tíbia bifurcada; cerda galeala lisa. **Escudo:** Fracamente esclerotizado, margens anterior e lateral fracamente discernível, margem posterior indiscernível; cerda AM pilosa e inserida anterior ao nível das cerdas AL; cerdas PL extraescudais, cerdas AL lisas; PL> AM > AL; sensilas globosas com sétulas. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 2, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarsos 20B, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 2B; trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibialae 2, microtibiala 0; tarsos 16B, tarsala 1, microtarsala 1 e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 4-5B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibiala 0, microtibiala 0; tarsos

15B, tarsala 0, mastitarsala 0 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 3 e figuras 7 e 8, respectivamente.

Tabela 3 - Morfometria de *K. brasiliensis*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[20]	I	[15]	[18]	I	I	I	I	[24]	[12]	[28]	[23]	[15]	-
Mínima	20	I	15	18	I	I	I	I	23	12	28	22	15	31
Máxima	22	I	17	18	I	I	I	I	24	14	32	23	15	34
Média	21	I	16	18	I	I	I	I	23	13	30	23	15	32
DP	1,2	I	0,9	0	I	I	I	I	0,7	0,9	1,5	0,6	0	1,3

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
-	-	-	-	[160]	[139]	[152]	[451]	-	-	-	[40]	[21]	I
-	-	-	-	160	138	152	451	-	-	-	40	17	I
-	-	-	-	191	156	169	516	-	-	-	47	21	I
-	-	-	-	173	144	163	480	-	-	-	43	19	I
-	-	-	-	13,1	8,3	7,7	26,9	-	-	-	3	1,6	I

Nota: AW, SB, ASB, AM, AL, PL, S e Si, pa, pm, pp, IP, TaIII e TaW, n=3; H, n=2; Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. "I" estrutura inexistente para a espécie.

Figura 7 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Kymocta brasiliensis*

Fonte: (JACINAVICIUS, F.C., 2015)

Legenda: A. gnatossoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente); B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda idiossomal dorsal; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; **Bf**: basifemur; Cb: lâmina da quelícera; **Cx**: coxa; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminala; PT₁: pretarsala da tarso da perna I; PT₂: pretarsala da tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminala; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; **Tf**: telofêmur; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; µga: microcerda do genu da perna I; µta: microcerda do tibia da perna I. Barra de escala: A-E 50µm; F e G 25µm; H-I 100 µm.

Figura 8 Imagens de microscopia eletrônica de varredura de *K. brasiliensis*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. aspecto ventral do Idiossoma; B. escudo dorsal; C. perna I e II, detalhes da coxa I unisetosa e coxa II bisetosa; D. detalhes das cerdas da coxa III; E. detalhes das cerdas ventrais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; PL: cerda posterolateral; S: sensila; u: ânus; Barra de escala: A 200µm; B, C e D 50µm; E 30µm.

4.3.4 *Quadraseta azulae* (Brennan e Jones, 1964)

Euschoengastia azulae Brennan e Jones, 1964: 698. Holótipo e 8 Parátipos (RML 38148), coletados sobre um gambá, Buenos Aires, Argentina, 21.III.1962, coletados em um “rato”, mesma localidade, 4.V.1962. *Quadraseta azulae* Brennan 1970.

Diagnose: **SIF:** 4B-B-3-2111.0000; **fPp:** B/B/BBB; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2.2; **fSc:** AL > PL > AM; **Ip:** 606 – 832 (700 ± 88,5); **fD:** 2H- (12-8)- (10-8)-(10-8)-(8-6)-(8-4)-(6-2).; **fV:** 2st-2st-(12-6)-(12-10)-(12-8)-(10-8)-(8-6)-(6-4); **DS:** 38-46; **VS:** 42-60; **NDV:** 80-106. Pode ser diferenciada de outras espécies do gênero pelas sensilas globosas. A quantidade de cerdas dorsais e ventrais pode variar.

Detalhamento morfológico: Larva. **Idiossoma:** Elipsoidal, mais longo do que largo; olhos 2/2, em uma placa, anterior mais largo; Cerdas dorsais com fileiras um pouco variáveis, arranjo 2H- (12-8)- (10-8)-(10-8)-(8-6)-(8-4)-(6-2). Um par de cerdas humerais ciliadas; 38-46 cerdas dorsais similares as cerdas do escudo; Cerdas ventrais com arranjo 2st-2st-(12-6)-(12-10)-(12-8)-(10-8)-(8-6)-(6-4); 2 pares de cerdas esternais ciliadas e mais 39 cerdas. Total de cerdas no Idiossoma: 56-59. Ânus localizado entre a quinta e sexta linha de cerdas ventrais. **Gnatossoma:** Com pontuações esparsas; quelíceras com ápice tricúspide; cerdas do palpo B/B/BBB; tarso com 4 cerdas ramificadas e com uma tarsala delgada; unha da tíbia trifurcada; cerda galeala pilosa. **Escudo:** Subretangular com a margem posterior levemente sinuosa, sensilas globosas com pequenas sétulas e hastes relativamente curtas; cerdas escutais PL > AL > AM. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarsos 19B, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, paraterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 5B, tibialae 2, microtibiala 0; tarsos 16B, tarsala 1, microtarsala 1 e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibiala 1, microtibiala 0; tarsos 15B, tarsala 0, mastitarsala 1 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 4 e figura 9, respectivamente.

Tabela 4 - Morfometria de *Q. azulae*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[47]	[61]	[12]	[24]	[11]	-	-	[26]	[26]	[42]	[37]	[20]	-	[35]
Mínima	45	58	13	14	10	33	3	27	18	43	36	19	16	36
Máxima	59	76	20	25	26	41	10	35	31	58	57	26	18	49
Média	51	67	17	20	15	36	7	31	26	51	46	23	17	43
DP	5,5	7,1	2,5	3,9	6,3	2,6	2,6	3,1	5,4	5,5	8,6	2,9	0,7	5,1

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII
-	[25]	-	-	-	-	-	-	[22]	[34]	-	-
26	44	16	35	212	180	214	606	38	30	70	58
34	48	24	44	294	255	296	832	46	54	92	82
29	46	20	39	247	207	246	700	42	43	84	67
2,6	1,5	2,8	3,2	30,7	27,8	31,6	88,5	3,7	8,1	7,5	9,0

Nota: AW, PW, SB, ASB, PSB, SD, P-PL, AP, PL, S, Si, H, Dmin, Dmax, Vmin, Vmax, DS, VS, NDS, n = 5; AL, AM, pa, pm, pp, IP, TaIII e TaW, n=6. Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. "I" estrutura inexistente para a espécie.

Figura 9 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Quadrasetia azulae*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnatossoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente); B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda idiossomal dorsal; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; Cb: lâmina da quelícera; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminala; PT₁: pretarsala da tarso da perna I; PT₂: pretarsala da tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminala; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; u: ânus; uga: microcerda do genu da perna I; u_{ta}: microcerda do tibia da perna I. Barra de escala: A-G 50 µm; H-I 100 µm.

4.3.5 *Quadraseta brasiliensis* Goff e Gettinger, 1989

Quadraseta brasiliensis Goff e Gettinger, 1989:557. Holótipo: larva, a 20-25km S Brasília, DF, Brasil, em 27-X-84, coletado sobre *Oryzomys capito* (OMNH 17459); Parátipos: 14 larvas, mesmos dados com o holótipo; 15 larvas mesmos dados, exceto 28-X-84 (OMNH 17460); 6 larvas, mesmos dados exceto 9-V-84, coletado sobre *Marmosa agilis* (OMNH 17368); 15 larvas, mesmos dados, exceto 3-IV-84, coletado também sobre *Monodelphis americana*, (#6 Mark-Release); 7 larvas, mesmos dados, exceto 16-IV-84, coletado em *M. agilis*, (#6 Mark-Release); 1 larva, mesmos dados exceto 2-II-84; *M. agilis*, (#20 Mark-Release); 10 larvas, mesmos dados, exceto 2-XI-84, coletado sobre *O. capito* (UNB--KAE 170).

Diagnose: **SIF:** 4B-N-3-3111.0000; **fPp:** B/B/BBB; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2.2; **fSc:** PL >AM > AL; **Ip:** 611 – 688 ($648 \pm 27,4$) [718-745]; **fD:** 2H-8-8-8-8-6-4-2; **fV:** fileiras não dispostas em linhas ; **DS:** 44; **VS:** 48 – 56 ($51 \pm 40,5$); **NDV:** 92 – 100 ($95 \pm 3,3$). Pode ser distinguida de outras espécies de *Quadraseta* por apresentar início do arranjo das cerdas dorsais 8-8-8...

Detalhamento morfológico: Larva. **Idiossoma:** olhos 2/2, em uma placa ocular com a região anterior mais larga. Um par de cerdas humerais ciliadas; 46 cerdas dorsais, com arranjo 2H-8-8-8-8-6-4-2; dois pares de cerdas esternais; 34 cerdas pré-anais; 14 cerdas pós-anais. Urstigma entre as coxas das pernas I e II. Total de cerdas do idiossoma 98. **Gnatossoma:** Fórmula das cerdas do palpo: B/B/BBB; tarso com 4 cerdas ramificadas e com uma tarsala, unha da tíbia trifurcada; galeala lisa, quelíceras com ápice tricúspide, base do gnatossoma moderadamente pontuado, com um par de cerdas pilosas. **Escudo:** Trapezoidal; moderadamente pontuado, ligeiramente bicôncavo na margem anterior, na margem posterior biconvexa, margens laterais côncavas; AL, AM, e PL finamente ciliadas; base da AM alinhada com as bases das AL; região posterior do SB ao nível das bases da PLs; sensilas clavadas, com setas finas, PL >AM > AL. **Pernas.** Todas com 7 segmentações, terminando com um par de garras e uma garra como empódio. Onicotríquias ausentes. **Perna I:** coxa (1B), trocânter 1B, basifemur 1B, telofemur 5B, genu 4B, genualae 3 e microgenuala 1, tíbia 8B, tibialae 2 e microtibiala 1, tarso 21B, tarsala com microtarsala, subterminala, parasubterminala e pretarsala. **Perna II:** coxa 1B, trocânter 1B, basifemur 2B, telofemur 4B, genu 3B com genuala, tíbia 6B, tibialae 2, tarso 16B com tarsala [15], microtarsala e pretarsala. **Perna III:** coxa 1B, trocânter 1B, basifemur 2B, telofemur 3B, genu 3B com genuala, tíbia 6B com tibiala, tarso 15B. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 5 e figura 10, respectivamente.

Tabela 5 - Morfometria de *Q. brasiliensis*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[53]	[69]	[25]	[26]	[17]	[43]	I	[33]	[36]	[27]	[45]	[38]	[14]	[51-55]
Parátipos	[51-55]	[63-70]	[23-26]	[21-26]	[15-17]	-	I	[30-33]	[34-40]	[21-27]	[39-46]	[36-39]	[14-16]	-
Mínima	42	50	19	19	10	29	I	28	21	20	33	26	13	36
Máxima	49	63	23	23	12	33	I	33	32	30	38	35	16	43
Media	45	57	22	21	11	32	I	31	26	25	35	31	15	41
DP	2,2	4,0	1,3	1,2	0,7	1,4	I	1,6	3,8	3,2	1,5	2,8	0,9	2,3

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
[37]	[44]	[18]	[27]	[249-262]	[215-224]	[254-259]	[718-745]	[44]	[34]	78	[72]	[16]	I
-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I
21	40	14	32	218	183	206	611	44	48	92	48	14	I
31	44	16	33	250	210	237	688	44	56	100	61	15	I
25	41	16	33	232	196	219	648	44	51	95	55	15	I
2,8	1,4	0,9	0,4	10,5	9,2	9,7	27,4	0,0	3,3	3,3	4,0	0,5	I

Nota: pa, pm, pp e Ip, n= 11; H, n = 9; AW, PW, SB, ASB, SD, AP, AL, PL, S e SI, n = 8; AM, DMIN, DMAX e DS, n = 7; TaIII e TaW, n= 5; VMIN, VMAX, VS e NDV, n = 4. Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. “I” estrutura inexistente para a espécie.

Figura 10 - Imagens de microscopia eletrônica de varredura de *Quadraseta brasiliensis*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2010).

Legenda: 1. vista dorsal: cerdas, escudo e olhos; 2. detalhes do escudo e dos olhos; 3. sensila; 4. tarso do palpo 4B e unha do palpo trifurcada; 5. perna I com tarsala, 3 genualae e 1 microgenuala; 6. perna II com tarsala, 2 tibialae e 1 genuala. 7; perna III com 1 tibiala e 1 genuala. Abreviações: Al: Cerda Anterolateral; Am: Cerda Anteromediana; Bf: Basifemur; Ge: Genu; Hs: Cerda Humeral; PI: Cerda Posterolateral; S: Sensila; Sb: Bases da Sensila; Ta: Tarso; Tf: Telofemur; Ti: Tíbia; Tr: Trocânter. Barra de escala: 1, 60µm; 2, 18µm; 3, 10 µm; 4, 9 µm; 5, 30 µm; 6, 20 µm e 7, 12 µm.

4.3.6 *Quadrasetia mackenziei* (Yunker e Brennan, 1964)

Euschoengastia mackenziei Yunker e Brennan, 1964:193. Holótipo e 4 parátipos, RML No. 39035, coletado sobre *Proechimys guyannensis*, San Joaquim, Beni, Bolívia, 2.VII.1963, coletado por M. L. Kuns; 4 parátipos sobre o mesmo hospedeiro, mesma localidade, entre 30.VI.1963 e 1.VII.1963; 13 parátipos coletados sobre *Calomys callosus*, mesma localidade, mas em outras datas, III.VII.1963. Kuns e Yunker. Outros materiais: 3 espécimes adicionais tendo os mesmos dados do holótipo, mas com a data diferente, 3.VII.1963.

Quadrasetia mackenziei Yunker e Brennan, 1964.

Diagnose: **SIF:** 4B-B-3-3111.0000; **fPp:** B/B/BBB; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2.2; **fSc:** PL >AM > AL, **Ip:** 597-677 (620 $\pm$ 27,4); **fD:** 2H-10-10-10-6...; **fV:** não aplicável, pois as cerdas ventrais não estão dispostas em fileiras; **DS:** 46-61; **VS:** 50-54; **NDV:** 102-115.

Detalhamento morfológico: larva. **Idiossoma:** Elipsoidal, mais longo do que largo; olhos em uma placa ocular, anterior mais largo, fórmula 2/2. Cerdas dorsais com arranjo 2H-10-10-10-6...; Um par de humerais ciliadas, 46-61 cerdas dorsais ciliadas. 50-54 cerdas ventrais dispostas em linhas irregulares; 2 pares de cerdas esternais ciliadas. Total de cerdas no Idiossoma: 102 - 115. **Gnatossoma:** Quelíceras com ápice tricúspide; cerdas do palpo B/B/BBB; tarso com 4 cerdas ramificadas e com uma tarsala; unha da tíbia trifurcada; cerda galeala lisa ou pilosa (lisa na descrição do holótipo). **Escudo:** pontuado, aproximadamente retangular, com concavidade medial na margem posterior e pontas expandidas, 2 sulcos profundos anteriores na base da sensila, sensilas expandidas, globosas coberta por microcerdas., fórmula PL >AM > AL. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarsos 17B, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibialae 2, microtibiala 0; tarsos 16B, tarsala 1, microtarsala 1 e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, microgenuala 0; tíbia 6B, tibiala 1, microtibiala 0; tarsos 15B, tarsala 0, mastitarsala 0 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 6 e figura 11, respectivamente.

Tabela 6 - Morfometria de *Q. mackenziei*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[44]	[56]	[19]	[16]	[15]	[31]	I	[29]	[25]	[21]	[30]	[27]	-	-
Mínima	43	54	21	17	10	29	I	25	18	17	32	26	13	38
Máxima	47	61	24	23	17	40	I	34	29	27	40	31	15	43
Media	45	59	23	21	12	34	I	31	24	24	36	29	14	40
DP	1,4	2,2	1,1	1,9	1,6	3,1	I	2,3	3,0	2,7	2,2	1,5	0,6	1,7

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
-	-	-	-	[246]	[197]	[230]	-	[±50]	[46]	-	-	-	I
23	37	14	28	209	177	205	597	46	50	102	51	14	I
27	44	18	37	246	199	233	677	61	58	115	57	18	I
25	41	16	32	222	185	213	620	53	54	108	54	16	I
1,4	1,9	1,4	2,3	12,7	6,7	8,7	27,4	4,5	2,2	3,6	1,7	1,2	I

Nota: AW, AM, AP, Dmin, Dmax, Vmin, Vmax, Ds, VS e NDS n = 9; S e SI, n = 8; outras variáveis, n = 10. Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. “I” estrutura inexistente para a espécie.

Figura 11 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Quadrasetia mackenziei*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnatosoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente); B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda idiossomal dorsal; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; Cb: lâmina da quelícera; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminal; PT₁: pretarsala do tarso da perna I; PT₂: pretarsala do tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminal; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; u: ânus; µga: microcerda do genu da perna I; µta: microcerda do tibia da perna I. Barra de escala: A-G 50 µm; H-I 100 µm.

4.3.7 *Quadaseta mirandae* Goff e Brennan, 1977

Quadaseta mirandae Goff e Brennan, 1977. Holótipo e nove parátipos foram coletados sobre *Oryzomys albigularis* (RML 52518), em Miranda, 1 km N de Caracas, Quebrada Chacaito, Venezuela em 18-V-1967.

Diagnose: **SIF:** 4B-N-3-3111.0000; **fPp:** B/B/BBB ; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2.2; **fSc:** PL >AM >AL, **Ip:** 763 – 869 ($823 \pm 33,2$); **fD:** 4H-10-6-....; **fV:** cerdas ventrais não dispostas em fileiras regulares; **DS:** 68; **VS:** 64; **NDV:** 136.

Detalhamento morfológico: larva. **Idiossoma:** Circular; olhos em uma placa ocular, anterior mais largo, fórmula 2/2. Cerdas dorsais com arranjo iniciando com 4H-10-6... [4H-10-6-8-10-10-6-10-6-2]; 2 pares de humerais ciliadas; 58-62 cerdas dorsais ciliadas. 60–62 Cerdas ventrais não dispostas em fileiras regulares; 2 pares de cerdas esternais ciliadas. Total de cerdas no Idiossoma: 120-124. **Gnatossoma:** quelíceras com ápice tricúspide; cerdas do palpo B/B/BBB/4B e com uma *tarsala*; unha da tíbia trifurcada; cerda *galeala* lisa **Escudo:** Esparsamente pontilhado; região anterior parcialmente bicôncava; enquanto que a região posterior é parcialmente convexa, base da AM ligeiramente posterior as bases das AL, sensila clavada, com sétulas robustas, SB anterior a bases das PL; PL>AM>AL. **Pernas:** fórmula dos segmentos 7-7-7, terminando em um par de garras e uma garra em formato de empódio; Onicotriquia (cerdas pilosas nas garras) ausentes. Cerdas das pernas: **Perna I.** coxa IB; trocânter IB; basifemur IB; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarso 22B [19B], tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1, pretarsala 1. **Perna II.** coxa IB; trocânter IB; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1; tíbia 6B, tibiala 2; tarso 16B, tarsala 1, microtarsala 1, pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1, tíbia 6B, tibiala 1, tarsos 15B, tarsala 0, mastitarsala 0 e pretarsala 0. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 7 e figura 12, respectivamente.

Tabela 7 - Morfometria de *Q. mirandae*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H
Holótipo	[61]	[80]	[28]	[29]	[17]	-	-	[38]	[44]	[35]	[55]	[55]	[13]	[49-55]
Parátipos	[60-64]	[73-90]	[23-31]	[26-29]	[14-18]	-	-	[34-39]	[44-52]	[33-37]	[55-64]	[47-55]	[12-14]	-
Mínima	55	77	23	20	15	35	10	29	29	21	50	34	12	44
Máxima	62	81	29	31	25	56	20	37	41	33	58	42	15	53
Media	59	78	25	26	20	46	16	32	31	29	54	39	14	49
DP	2,6	1,5	2,5	4,3	4,6	8,6	4,7	2,5	4,6	4,0	3,0	3,7	1,0	2,0

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
40	50	30	[42]	[300-312]	[270-280]	[305-317]	[883-910]	[68]	[60]	[128]	[82]	[18]	I
-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I
30	46	22	42	276	223	259	763	58	60	120	80	16	I
36	48	23	45	305	268	296	869	62	62	124	87	23	I
32	47	22	43	289	252	279	823	60	61	122	83	18	I
2,1	0,6	0,4	1,4	8,7	17,8	12	33,2	2	1	1,5	2,6	2,7	I

Nota: AM, AL, DMIN, DMAX, VMIN e VMAX, n=3; demais variáveis n = 4. Medidas entre colchetes procedentes da descrição original. “I” estrutura inexistente para a espécie.

Figura 12 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Quadrasetta mirandae*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnatossoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente); B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda idiossomal dorsal; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; Cb: lâmina da quelícera; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminala; PT₁: pretarsala da tarso da perna I; PT₂: pretarsala da tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminala; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; u: ânus; µga: microcerda do genu da perna I; µta: microcerda do tibia da perna I. Barra de escala: A-G 50 µm; H-I 100 µm.

4.3.8 *Trombewingia bakeri* (Fonseca, 1955)

Schoengastia (Trombewingia) bakeri Fonseca, 1955:3. Síntipos 3 larvas (IBSP 344) em 1.VIII.1935; Hospedeiro: *Guerlinguetus ingrani*; Reserva Florestal do Horto Florestal de São Paulo, São Paulo, SP.

Euschoengastia (Trombewingia) bakeri Vercammen-Grandjean, 1965:132.

Trombewingia bakeri Lee Goff e Gettinger, 1991:401.

Diagnose: **SIF:** 4B-N-3-3111-0000; **fPp:** B/B/BBB; **fCx:** 1.1.1; **fSt:** 2/2; **fSC:** PL > AL > AM; **Ip:** 750-835; **fD:** 2H-6-6-6-4; **DS:** 32; **VS:** 20; **NDV:** 52. *T. bakeri* é uma espécie muito próxima de *Caambemecaia graciosus* Gazêta, Bossi, Linhares e Serra-Freire, 2006 ocorrente no Estado do Rio de Janeiro (Gazeta et al. 2006). Entretanto *T. bakeri* pode ser facilmente separada de *C. graciosus* por apresentar 3 genualae I (2 genualae I in *C. graciosus*), olhos extraescutais (intraescutal em *C. graciosus*), e cerdas BBB na tíbia do palpo (BNB em *C. graciosus*).

Redescrição do Lectótipo. Larva. **Idiossoma:** olhos 2/2, anterior largo, em uma placa ocular; um par de cerdas humerais em formato de folha; 32 cerdas idiossomais dorsais, em formato de folha, com arranjo em fileiras 2H-8-6-6-6-4; 2 pares de cerdas esternais ciliadas; 25 cerdas ventrais. **Escudo:** retangular, extremamente pontuado entre a região da inserção das sensilas e a as margens anterior e laterais; 1 par de AL, 1 par de PL em forma de folha, cerda AM extremamente reduzida; PL > AL > AM; PW/SB = 3.23; 2 sensilas (perdidas); na descrição original ambas globosas com pequenas cerdas. **Gnatossoma:** formula palpal B/B/BBB/4B; unha do palpo trifurcada, as duas distais menores que a central robusta; Lâmina da quelícera com ponta trifurcada; gnatobase com pontuações e uma par de galeala lisa. **Pernas:** 7-7-7, terminada em um par de unhas e um empódio central. Onicotriquia ausente. **Perna I.** (no exemplar uma perna está ausente); coxa com 1 cerda ramificada (1B); trocânter 1B; basifemur 1B; telofemur 5B; genu 4B, genualae 3, microgenuala 1; tíbia 8B, tibialae 2, microtibiala 1; tarso 21, tarsala 1, microtarsala 1, subterminala 1, parasubterminala 1 e pretarsala 1. **Perna II.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 4B; genu 3B, genuala 1; tíbia 6B, tibialae 2; tarso 16B, tarsala 1, microtarsala 1, e pretarsala 1. **Perna III.** coxa 1B; trocânter 1B; basifemur 2B; telofemur 3B; genu 3B, genuala 1; tíbia 6B, tibiala 1; tarso 15B. Todas as mensurações, bem como as ilustrações podem ser observadas na tabela 8 e figuras 13 e 14, respectivamente.

Tabela 8 - Morfometria de *T. bakeri*

	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P-PL	AP	AM	AL	PL	S	H
Lectótipo	76	86	28	33	23	56	31	24	3	37	74	[33]	61
Paralectótipo	73	85	26	39	22	61	28	29	3	38	74	[33]	60
Mínima	66	79	26	25	19	44	28	24	3	28	61	30	46
Máxima	76	86	28	39	23	61	32	29	3	41	77	33	63
Media	70	82	26	31	22	53	30	26	3	34	70	32	56
DP	3,9	2,5	0,7	5,1	1,2	5,7	1,4	1,8	0	4,1	5,6	1,7	5,1

DMIN	DMAX	VMIN	VMAX	Pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
35	83	17	36	268	238	270	762	32	20	52	53	20	I
37	85	19	36	261	228	262	746	32	20	52	60	22	I
25	71	16	19	261	222	254	746	32	20	52	45	16	I
37	85	34	36	304	255	291	835	32	20	52	63	22	I
32	79	20	29	280	237	270	787	32	20	52	52	19	I
4,6	6,1	7,0	6,8	13,1	11,5	10,2	34,7	0,0	0,0	0,0	4,9	2,0	I

Nota: Para S n=3, para outras variáveis n=6. "I" estrutura inexistente para a espécie.

Figura 13 - Desenhos com detalhes morfológicos de *Trombewingia bakeri*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. gnatossoma, vista dorsal ventral (A₁ e A₂, respectivamente; B. escudo; C. perna I; D. perna II; E. perna III; F. cerda dorsal do idiossoma ; G. cerda pré-anal; H. distribuição das cerdas ventrais; I. distribuição das cerdas dorsais. Abreviações: AM: cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; Cb: lâmina da quelícera; F: fêmur; f': microtarsala da perna I; f'': microtarsala da perna II; Ga: galeala; ga: genuala do genu da perna I; Ge: Genu; gm: genuala do genu da perna II; gp: genuala do genu da perna III; PL: cerda posterolateral; pST: parasubterminala; PT₁: pretarsala da tarso da perna I; PT₂: pretarsala da tarso da perna II; S: sensila; S₁: tarsala do tarso da perna I; S₂: tarsala do tarso da perna II; So: tarsala do tarso do palpo; ST: subterminala; Ta: Tarso; ta: tibiala da tibia da perna I; Ti: tibia; tm: tibiala da tibia da perna II; tp: tibiala da tibia da perna III; Tr: Trocânter; u: ânus; μga: microcerda do genu da perna I; μta: microcerda do tibia da perna I Barra de escala: A-G 50 μm; H-I 100 μm.

Figura 14 – Imagens de microscopia eletrônica de varredura de *Trombewingia bakeri*

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: A. escudo dorsal; B. seta anteromediana; C. cerda ventral pré-anal. D. dorsal idiosomal setae. Abreviações: AM, cerda anteromediana; AL: cerda anterolateral; PL: cerda posterolateral; S: sensila; DS: cerda dorsal; VS: cerda ventral. Barras de escala, respectivamente: 40µm, 4µm, 4µm, 11µm.

4.4 Distribuição geográfica

Os mapas de distribuição geográfica das espécies de trombiculídeos examinadas no presente estudo estão ilustrados nas figuras (15 - 23). As coordenadas geográficas de cada localidade para cada espécie estão apresentadas a seguir, incluindo também as informações encontradas na literatura.

Arisocerus hertigi: Brasil – **Distrito Federal**: Brasília (15°46'47''S e 47°55'47''W); **São Paulo**: Campos do Jordão (22°44'19''S e 45°35'32''W); Serra da Cantareira, São Paulo (23°22'44''S e 46°31'38''W); Zoológico de São Paulo, São Paulo (23°39'7''S e 46°37'4''W). Paraguai – **Sommerfield** (25°25'60''S e 55°43'0''W).

***Eutrombicula alfreddugesi* sensu lato**: Bahamas (25°4'0''N e 77°20'0''W). Brasil – **Bahia**: Morro do Chapéu (11°33'0''S e 41°9'21''W); **Ceará**: Chapada do Araripe (7°12'6''S e 40°1'55''); **Distrito Federal**: Brasília (15°46'47''S e 47°55'47''W); **Goiás**: Pirenópolis (15°51'14''S e 48°57'31''W); **Minas Gerais**: Unaí (16°21'50''S e 46°54'15''W). Bolívia – **Beni** (14°50'0''S e 64°54'0''W). Canadá – **Ontário** (49°15'0''N e 84°29'59''W). Costa Rica (10°00'N e 84°00'W). Cuba – **Cabo Cruz** (19°50'32''N e 77°44'19''W); **Cayo Piedra** (21°57'52''N e 81°7'4''W). Estados Unidos da América – **Alabama** (32°47'30''N e 86°49'51''W); **Arizona** (34°0'0''N e 112°0'0''W); **Califórnia** (35°9'40''N e 117°52'22''W); **Dakota do Norte** (46°21'31''N e 101°38'10''W); **Flórida** (27°66'48''N e 81°51'57''); **Illinois** (41°20'0''N e 88°20'0''W); **Iowa** (42°0'0''N e 93°0'0''W); **Kansas** (39°6'24''N e 94°40'35''W); **Louisiana** (31°0'0''N e 92°0'0''W); **Maryland** (39°0'0''N e 76°42'0''W); **Missouri** (38°30'0''N e 92°30'0''W); **New York** (40°43'0''N e 74°0'0''W); **New Jersey** (40°0'0''N e 74°30'0''W); **Pennsylvania** (41°0'0''N e 77°30'0''W); **Texas** (31°0'0''N e 100°0'0''W); **Virginia** (37°30'0''N e 79°0'0''W). Guatemala – **Chimaltenango** (14°33'47''N e 90°58'55''W). Guiana Francesa – **Baduel** (4°55'60''N e 52°19'0''W). Haiti – **Artibonite**: San Michel de l'Attalaye (19°22'0''N e 72°20'0''W). México – **Aguascalientes** (21°52'51''N e 102°17'46''W); **Baja California** (30°33'0''N e 115°10'0''W); **Baja Califórnia Sur** (25°50'46''N e 111°58'22''W); **Campeche** (18°50'11''N e 90°24'12''W); **Chihuahua** (28°38'7''N e 106°5'20''W); **Chiapas** (16°24'36''N e 92°24'31''W); **Cidade do México** (19°36'0''N e 98°57'0''W); Distrito Federal (19°25'10''N e 98°08'40''W); **Coahuila** (27°18'8''N e 102°2'41''W); **Colima**

(19°5'48''N e 103°57'39''W); **Durango** (24°56'5''N e 104°54'43''W); **Guanajuato** (20°53'1''N e 101°0'54''W); **Guerrero** (17°36'47''N e 99°57'0''W); **Hidalgo** (20°29'0''N e 98°52'0''W); **Jalisco** (20°34'0''N e 103°40'35''W); **Michoacán** (19°10'7''N e 101°53'59''W); **Morelos** (18°44'51''N e 99°4'13''W); **Nayarit** (21°44'38''N e 105°13'42''W); **Nuevo León** (25°34'0''N e 99°58'14''W); **Oaxaca** (16°53'53''N e 96°24'51''W); **Puebla** (19°3'0''N e 98°12'0''W); **Quintana Roo** (19°35'44''N e 87°54'47''W); **San Luís Potosí** (22°36'12''N e 100°25'47''W); **Sinaloa** (24°57'26''N e 107°31'48''W); **Sonora** (29°38'46''N e 110°52'8''W); **Tabasco** (17°58'20''N e 92°35'20''W); **Tamaulipas** (24°17'14''N e 98°33'48''W); **Tlaxcala** (19°25'44''N e 98°9'39''W); **Veracruz** (19°26'5''N e 96°22'59''W); **Yucatán** (20°42'42''N e 88°55'10''W); **Zacatecas** (23°17'34''N e 102°42'2''W). Panamá – **Bocas Del Toro** (9°10'0''N e 82°30'0''W); **Cidade do Panamá** (8°58'0''N e 79°32'0''W); **Chiriquí** (8°26'0''N e 82°26'0''W); **Colón** (9°20'0''N e 82°15'0''W); **Darién** (8°24'30''N e 77°54'54''W); **Herrera** (7°50'0''N e 80°40'0''W); **Los Santos** (7°30'0''N e 8°20'0''W); **Zona do Canal** (8°53'89''N e 79°43'12''W). Peru – **Lima** (12°2'6''S e 77°1'7''W). Suriname – **Paramaribo**: Brokobaka (5°70'38''N e 55°19'70''W); **Coronie** (5°45'49''N e 56°16'40''W); **Wanica**: Lelydorp (5°42'0''N e 55°14'0''W); Sumatraweg (5°70'38''N e 55°70'08''W); Uitkijk (5°47'0''N e 55°21'0''W); **Sipaliwini**: Kaiserberg Airstrip (3°46'37''N e 56°1'40''W). Trinidad – **Arima**: Arima Valley (10°37'0''N e 61°16'0''W); **Cumaca** (10°42'00''N e 61°09'00''W); **Guyaguayare** (10°8'0''N e 61°2'0''W); **Matura** (10°42'00''N e 61°07'00''W); **Mayaro** (10°17'52''N e 61°0'24''W); **Sangre Grande** (10°34'0''N e 61°8'0''W); Vega de Oropouche (10°36'33''N e 61°4'23''W). Uruguai – **Montevideú** (34°53'1''S e 56°10'0''W). Venezuela – **Amazonas** (3°30'0''N e 66°0'0''W); **Bolívar** (8°7'19''N e 63°33'0''W); **Carabobo** (10°11'34''N e 67°58'48''W); **Distrito Federal** (10°29'34''N e 66°55'15''W); **Falcón** (10°3'0''N e 60°48'0''W); **Guárico** (8°42'0''N e 66°36'36''W); **Lara** (10°4'12''N e 69°51'36''W); **Miranda** (10°15'02''N e 66°25'38''W); **Monagas** (9°25'48''N e 63°4'48''W); **Sucre** (10°38'44''N e 63°2'20''W); **Trujillo** (9°22'0''N e 70°26'0''W); **Yaracuy** (10°18'36''N e 68°42'36''W); **Zulia** (9°50'24''N e 72°15'0''W).

Eutrombicula butantanensis (n. comb.): Brasil – **São Paulo**: Butantã, São Paulo (23°33'54''S e 46°42'25''W); **Mato Grosso**: Correntes (17°61'66''S e 54°98'33''W).

***Eutrombicula* sp. n.:** Brasil – **São Paulo:** Água Funda, São Paulo (23°63'37''S e 46°62'34''W); Instituto Butantan, São Paulo (23°57'42''S e 46°72'36''W); Itapevi (23°35'13''S e 46°57'58''W); Peruíbe (24°19'2''S e 46°59'44''W); Serra da Cantareira, São Paulo (23°22'44''S e 46°31'38''W); Vila Albertina, São Paulo (21°28'46''S 47°58'65''W).

Kymocta brasiliensis: Brasil – **São Paulo:** Butantã, São Paulo (23°33'54''S e 46°42'25''W); Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Instituto Butantan, São Paulo (23°57'42''S e 46°72'36''W).

Quadraseta azulae: Brasil – **São Paulo:** Butantã, São Paulo (23°33'54''S e 46°42'25''W); Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Serra da Cantareira, São Paulo (23°22'44''S e 46°31'38''W). Argentina – **Buenos Aires** (36°9'26''S e 60°34'11''W).

Quadraseta brasiliensis: Brasil – **Distrito Federal:** Brasília (15°46'47''S e 47°55'47''W); **Paraná:** Andrianópolis (24°39'25''S e 48°59'27''W); **São Paulo:** Campos do Jordão (22°44'19''S e 45°35'32''W); Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Itapevi (23°35'13''S e 46°57'58''W); Peruíbe (24°19'2''S e 46°59'44''W); Serra da Cantareira, São Paulo (23°22'44''S e 46°31'38''W); Sete Barras (24°23'16''S e 47°55'32''W); Zoológico de São Paulo, São Paulo (23°39'70''S e 46°37'40''W).

Quadraseta mackenziei: Brasil – **São Paulo:** Campinas (22°54'21''S e 47°3'39''W); Campos do Jordão (22°44'19''S e 45°35'32''W); Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Itirapina (22°15'10''S e 47°49'22''W); Peruíbe (24°19'2''S e 46°59'44''W); Sete Barras (24°23'16''S e 47°55'32''W). Bolívia – **Beni** (14°50'0''S e 64°54'0''W).

Quadraseta mirandae: Brasil – **São Paulo:** Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Serra da Cantareira, São Paulo (23°22'44''S e 46°31'38''W). Venezuela – **Bolívar** (8°7'19''N e 63°33'0''W); **Falcón** (10°3'0''N e 60°48'0''W); **Miranda** (10°15'02''N e 66°25'38''W); **Sucre** (10°38'44''N e 63°2'20''W); **Yaracuy** (10°18'36''N e 68°42'36''W); **Zulia** (9°50'24''N e 72°15'0''W).

Trombewingia bakeri: Brasil – **São Paulo:** Cotia (23°30'07''S e 46°58'04''W); Campos do Jordão (22°44'19''S e 45°35'32''W); Horto Florestal, São Paulo (23°27'33''S e 46°38'2''W).

Figura 15 - Distribuição geográfica de *A. hertigi*. Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). Os triângulos azuis evidenciam os dados da literatura (Distrito Federal e Paraguai).

Figura 16 - Distribuição geográfica de *E. alfreddugesi* sensu lato e *E. butantanensis* nas Américas

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os quadrados verdes representam os dados de literatura (América do Norte, Central e do Sul) para *E. alfreddugesi* sensu lato e os triângulos azuis correspondem aos registros (Estados de Mato Grosso e São Paulo) para *E. butantanensis*.

Figura 17 - Distribuição geográfica de *Eutrombicula* sp.n. Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos correspondem aos primeiros registros de localidade (Estado de São Paulo).

Figura 18 - Distribuição geográfica de *K. brasiliensis*. Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). O triângulo azul evidencia os dados de literatura (Estado de São Paulo).

Figura 19 - Distribuição geográfica de *Q. azulae*. Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). O triângulo azul evidencia os dados de literatura (Argentina).

Figura 20 - Distribuição geográfica de *Q. brasiliensis*. Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo e Paraná). O triângulo azul evidencia os dados de literatura (Distrito Federal).

Figura 21 - Distribuição geográfica de *Q. mackenziei*. Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). O triângulo azul evidencia os dados de literatura (Bolívia).

Figura 22 - Distribuição geográfica de *Q. mirandae*. Em destaque a área de ocorrência da espécie na América do Sul

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). Os triângulos azuis evidenciam os dados de literatura (Venezuela).

Figura 23 - Distribuição geográfica de *T. bakeri*. Em destaque a área de ocorrência da espécie no Brasil

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

Legenda: Os círculos vermelhos representam as espécies examinadas no presente estudo (Estado de São Paulo). O triângulo azul evidencia os dados de literatura (Estado de São Paulo).

4.5 Pesquisa de *Rickettsia*

Foram testadas 48 amostras de trombiculídeos, totalizando 229 ácaros, analisados individualmente ou em pools de até 10 espécimes, sendo: 19 de *A. hertigi*, 14 de *Eutrombicula* sp., 5 de *K. brasiliensis*, 146 de *Q. brasiliensis*, 40 de *Q. mackenziei* e 5 de *T. bakeri*. O controle endógeno de extração do DNA foi positivo para 41 amostras, porém todos os lotes foram testados para *Rickettsia*. No entanto, a presença da bactéria não foi detectada (tabela 9).

Tabela 9 - Quantificação de DNA nas espécies investigadas em espectrofotômetro. A, amplificado; NA, não amplificado

(continua)

Amostra IBSP	Quantidade de DNA (ng/ µl)	Espécie	Localidade	Quantidade de ácaros.	COI	gltA
10519	14,7	<i>A. hertigi</i>	São Paulo - SP	6	NA	NA
10520	8,4	<i>A. hertigi</i>	São Paulo - SP	5	A	NA
10521B	11,5	<i>A. hertigi</i>	São Paulo - SP	3	A	NA
11239	14,9	<i>A. hertigi</i>	Campos do Jordão - SP	5	A	NA
10535B	21,8	<i>Eutrombicula</i> sp.n.	São Paulo - SP	8	A	NA
10541	18,9	<i>Eutrombicula</i> sp.n.	Peruíbe - SP	6	A	NA
11998	11,0	<i>K. brasiliensis</i>	Cotia - SP	1	NA	NA
11999B	5,8	<i>K. brasiliensis</i>	Cotia - SP	1	NA	NA
11999B	8,7	<i>K. brasiliensis</i>	Cotia - SP	1	A	NA
12001A	12,7	<i>K. brasiliensis</i>	Cotia - SP	1	A	NA
12001A	8,1	<i>K. brasiliensis</i>	Cotia - SP	1	A	NA
10524A	16,9	<i>Q. brasiliensis</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10527A	16,6	<i>Q. brasiliensis</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10528	6,6	<i>Q. brasiliensis</i>	Peruíbe - SP	5	NA	NA
10532	13,2	<i>Q. brasiliensis</i>	Peruíbe - SP	6	A	NA
10533A	11,5	<i>Q. brasiliensis</i>	Peruíbe - SP	5	NA	NA
10537	13,7	<i>Q. brasiliensis</i>	São Paulo - SP	5	A	NA
10538	14,0	<i>Q. brasiliensis</i>	São Paulo - SP	10	A	NA
10540	25,1	<i>Q. brasiliensis</i>	São Paulo - SP	5	NA	NA
11994	13,1	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	7	A	NA
11995	16,6	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	10	A	NA
11996	67,1	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	10	A	NA
11997	29,4	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	5	A	NA
11305A	12,1	<i>Q. brasiliensis</i>	Sete Barras - SP	5	A	NA
11303C	9,5	<i>Q. brasiliensis</i>	Sete Barras - SP	6	A	NA
11303C	8,1	<i>Q. brasiliensis</i>	Sete Barras - SP	1	A	NA
11303C	11,4	<i>Q. brasiliensis</i>	Sete Barras - SP	1	A	NA

(conclusão)

Amostra IBSP	Quantidade de DNA (ng/ μ l)	Espécie	Localidade	Quantidade de ácaros.	COI	gltA
11999A	12,8	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	5	A	NA
12000	13,3	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	5	A	NA
12000	9,2	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	4	A	NA
12001B	13,8	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	2	A	NA
12002	5,0	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	4	A	NA
12003	12,0	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	2	A	NA
12004	9,9	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	6	A	NA
12005	12,3	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	6	A	NA
12005	5,7	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	6	A	NA
12006	12,8	<i>Q. brasiliensis</i>	Itapevi - SP	3	NA	NA
12007	5,4	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	3	A	NA
12008	4,8	<i>Q. brasiliensis</i>	Cotia - SP	9	A	NA
10522	10,5	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10523	16,7	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10525B	11,0	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	6	A	NA
10526A	4,3	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10529	12,4	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10530	22,2	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
10531	12,3	<i>Q. mackenziei</i>	Peruíbe - SP	5	A	NA
11241A	21,5	<i>Q. mackenziei</i>	Campos do Jordão - SP	4	A	NA
11226	8,0	<i>T. bakeri</i>	Campos do Jordão - SP	5	A	NA

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).

5 DISCUSSÃO

Foi observado no presente estudo que as cerdas e alguns detalhes morfológicos são mais fáceis de serem examinados quando as larvas de trombiculídeos estão ingurgitadas. Assim, priorizamos os espécimes ingurgitados para as identificações, tanto em microscopia óptica quanto em microscopia eletrônica de varredura.

O gênero *Arisocerus* é restrito à América Latina e as duas espécies conhecidas são parasitas de roedores e marsupiais. A espécie *A. amapensis* está distribuída no norte do Brasil (no Amapá), Suriname e Venezuela; e *A. hertigi* ocorre no Paraguai e Brasil (Distrito Federal) (GOFF; GETTINGER, 1989). No presente estudo somente *A. hertigi* foi observada. Esta espécie foi descrita originalmente como *Euschoengastia hertigi* Brennan e Jones, 1964, coletada em roedores da família Dasypodidae e marsupiais da família Didelphidae, procedentes de Sommerfield, Paraguai (BRENNAN; JONES, 1964a). Nos anos 80 foi transferida para o gênero *Arisocerus* por aqueles autores, que encontraram a espécie em didelfídeos do DF. Um exemplar foi identificado na coleção (IBSP 1155), coletado em *C. paca* da serra da Cantareira, São Paulo, em 1937. Este e os espécimes coletados em campo são novos registros de ocorrência para o estado de São Paulo, nas cidades de Campos de Jordão e São Paulo (Figura 15) bem como de hospedeiros, sendo encontrados pela primeira vez em *Akodon* sp., *Oligoryzomys* sp. e *C. paca* (JACINAVICIUS et al., 2013b). Recentemente *A. hertigi* foi também assinalada em roedor da espécie *C. intermedia* no município Florianópolis, SC³.

O gênero *Eutrombicula* inclui 104 espécies distribuídas no mundo, das quais 43 ocorrem na região Neotropical. Este gênero não apresenta uma especificidade parasitária ocorrendo em anfíbios, répteis, aves e mamíferos. Do Brasil, são conhecidas sete espécies: *E. alfreddugesi*, *E. batatas*, *E. bruyanti*, *E. butantanensis* (n. comb.), *E. goeldii*, *E. plaumanni* e *E. tinami*.

No material examinado foi encontrada uma espécie de *Eutrombicula*, com características morfológicas semelhantes à *E. alfreddugesi*, que na verdade forma um complexo de espécies (DANIEL; STEKOLNIKOV, 2004). Esta espécie ficou popularizada por ser a de maior distribuição do gênero e por parasitar acidentalmente humanos. No entanto,

³ REGOLIN, A. L.; FURNARI, N.; LINARDI, P. M., JACINAVICIUS, F. C.; CARVALHO-PINTO, C. J. Ectoparasites of the critically endangered insular cavy, *Cavia intermedia* (Rodentia: Caviidae), southern Brazil. *International Journal for Parasitology*. (manuscrito em preparação)

segundo Stekol'nikov (2013), quando estudos morfométricos não são utilizados para identificação de trombiculídeos os equívocos são inevitáveis.

No Brasil *E. alfreddugesi* sensu lato foi coletada em répteis nos municípios de Unaí, MG e Pirenópolis, GO (CARVALHO; ARAÚJO; SILVA, 2006), Chapada do Araripe, CE (DELFINO et al., 2011) e Morro do Chapéu, BA (MENEZES et al., 2011). Além desses registros, a espécie está relatada nas Bahamas (JENKINS, 1949), Bolívia (BRENNAN, 1970a), Canadá (JENKINS, 1949), Costa Rica (WEBB JR.; LOOMIS, 1977), Cuba (JENKINS, 1949; DANIEL; STEKOLNIKOV, 2004), Estados Unidos da América (EWING, 1923,1926,1944b; JENKINS, 1948,1949; LOOMIS, 1956; BRENNAN; WHITE, 1960; LOOMIS; CROSSLEY JR., 1963; ROHANI; CROMROY, 1979), Guatemala (BRENNAN; DALMAT, 1960), Guiana Francesa (FLOCH; FAURAN, 1956), Haiti (JENKINS, 1949), México (PEARSE; CREASER; HALL, 1936; WHARTON, 1938; ISLAS, 1943; HOFFMANN, 1949; JENKINS, 1949; KROMAN et al., 1967; LOOMIS, 1969; HOFFMANN, 1990; ESTÉBANES-GONZÁLEZ; CERVANTES, 2005), Panamá (JENKINS, 1949; BRENNAN; YUNKER, 1966), Perú (JENKINS, 1949), Suriname (JENKINS, 1949; BRENNAN; LUKOSCHUS, 1971; BRENNAN; BRONSWIJK, 1975), Trinidad (BRENNAN; JONES, 1960), Uruguai (JENKINS, 1949) e Venezuela (JENKINS, 1949; BRENNAN; REED, 1974) (Figura 16).

Na Coleção Acarológica do Instituto Butantan está depositada a série típica de *Trombicula butantanensis* Fonseca, 1932 (IBSP 28, 83 e 84), que foi sinonimizada com *E. alfreddugesi* por Ewing (1938), sem o exame do tipo. Esse autor baseou-se apenas na descrição original de *T. butantanensis*, que omitia muitos caracteres morfométricos não padronizados naquela época. Ao refazermos as medidas do tipo de *T. butantanensis*, comparando com as descrições e morfometrias *E. alfreddugesi* (JENKINS, 1949; WOLFENBARGER, 1952; DOHANY; CROMROY, 1976; ROHANI; CROMROY, 1979; DANIEL; STEKOLNIKOV, 2004), observamos que *T. butantanensis* e *E. alfreddugesi* são espécies distintas. O gênero *Trombicula* foi proposto por Berlese (1905) para reunir todas as espécies de ácaros pertencentes a família Trombiculidae, tendo como espécie tipo *Trombicula minor* Berlese, 1905. Os espécimes de *Eutrombicula* coletados no presente estudo pertencem a uma nova espécie, que denominamos *Eutrombicula* sp.n.⁴. Esta espécie foi coletada em *C. paca*, *D. albiventris*, *D. aurita*, *E. russatus* e *H. hydrochaeris* em Cotia, Itapevi, Peruíbe e São

⁴ JACINAVICIUS, F. C.; BASSINI-SILVA, R.; STEKOLNIKOV, A. A.; BARROS-BATTESTI, D. M. Reinstatement of *Eutrombicula butantanensis* (comb. n.) (Fonseca, 1932) (Trombidiformes: Trombiculidae), and description of a new species (manuscrito em preparação).

Paulo (Figura 17). Audy et al. (1965) propuseram um neótipo para *T. minor*, uma vez que o tipo foi destruído durante a segunda guerra mundial, e redescreveram o gênero *Trombicula*. Algumas espécies que estavam nesse gênero foram transferidas para outros gêneros por não se enquadrarem na nova redescrição. No caso de *T. butantanensis*, a espécie não possui caracteres do gênero *Trombicula* e sim de *Eutrombicula*. Dessa forma, estamos propondo aqui a transferência dessa espécie para *Eutrombicula* como uma nova combinação, *Eutrombicula butantanensis* (n. comb.)⁴.

O gênero *Kymocta* inclui 7 espécies na região Neotropical, das quais 4 ocorrem no Brasil (*K. brasiliensis*, *K. faitkeni*, *K. inca* e *K. lutui*). São ácaros que parasitam as cavidades intranasais de roedores e marsupiais. No presente estudo, foi registrada a presença somente de *K. brasiliensis*, cujo único relato de literatura é o tipo que foi coletado em roedor silvestre não identificado na cidade de São Paulo (FONSECA, 1936). Assim, os roedores dos gêneros *Akodon* e *Delomys* são novos registros de hospedeiros para *K. brasiliensis* e Cotia é uma nova localidade de ocorrência (Figura 18). O holótipo de *K. brasiliensis* (IBSP 32) foi emprestado pelo Dr. Flávio da Fonseca (Curador da coleção IBSP até 1963) para o Dr J. Ralph (Institute for Medical Research, Malásia) nos anos 50. Esse tipo ficou esquecido naquela coleção até os 1975, quando o Dr. Rizal (Diretor do Instituto Butantan) solicitou a devolução. Nadchatram (sucessor do Dr J. Ralph), antes de devolver fez pranchas e redescrição do espécime, publicando o artigo nos anos 80 (NADCHATRAM, 1983). Recentemente, esta espécie foi criada em laboratório a partir de larvas coletadas no presente estudo (BASSINI-SILVA et al., 2014), e a descrição de ninfa está em estudo.

No gênero *Quadrasetia* estão incluídas 14 espécies, todas elas distribuídas somente na região Neotropical. Treze são parasitas de roedores e marsupiais e 1 parasita de ave. Para o Brasil, o único registro era somente para a espécie *Q. brasiliensis* (GOFF; GETTINGER, 1989). No presente estudo, além desta, foram encontradas as espécies *Q. azulae*, *Q. mackenziei* e *Q. mirandae*.

A espécie *Q. azulae* tem como único registro sua localidade-tipo (Buenos Aires, Argentina) parasitando marsupiais e roedores (BRENNAN; JONES, 1964b). Além dos espécimes obtidos nas fases de campo, foi identificado um exemplar que estava montado em lâmina (IBSP 343), que foi coletado *S. aestuans* da serra da Cantareira, São Paulo em 1935. Portanto, os exemplares examinados são primeiros registros da espécie para o país, sendo Cotia e São Paulo novas localidades de ocorrência (Figura 19), e, *S. aestuans*, *A. cursor* e *E. russatus* são novos registros de hospedeiros.

O único registro da espécie *Q. brasiliensis* era a localidade-tipo (Brasília, Brasil) tendo sido descrita do Distrito Federal, Brasília, coletada em roedores *H. megacephalus* (citado como *Oryzomys capito*) e em marsupiais *G. agilis* (citado como *Marmosops agilis*) e *M. americana* (GOFF; GETTINGER, 1989). Em 2010 a espécie foi registrada pela primeira vez na região sul, em Adrianópolis (PR), e *E. russatus* foi um primeiro registro de hospedeiro (JACINAVICIUS et al., 2010). Acrescentamos as cidades de São Paulo, Peruíbe, Cotia, Itapevi, Sete Barras como novas ocorrências (Figura 20), e *Akodon* sp., *A. montensis* *D. sublineatus*, *N. lasiurus*, *O. nigripes*, *T. nigrita* e *D. aurita* como novos hospedeiros para *Q. brasiliensis*. Esta espécie foi criada em laboratório a partir de larvas coletadas no presente estudo (BASSINI-SILVA et al., 2014) e a descrição da ninfa está em andamento.

A espécie *Q. mackenziei* foi originalmente descrita de San Joaquim, Beni, Bolívia (YUNKER; BRENNAN, 1964) de roedores *P. guyanensis* e *C. callosus*. No presente estudo, foi identificado um exemplar em lâmina, coletado em *D. albiventris* de Campinas, em 1935 (IBSP 345). Portanto, os espécimes encontrados em Barra do Una, Campos do Jordão, Campinas, Cotia, Itirapina, Peruíbe e Sete Barras (SP) (Figura 21) são primeiros registros de localidade e de ocorrência para o país, e *A. montensis*, *E. russatus*, *N. lasiurus*, *O. nigripes*, *O. dasytrichus* e *D. albiventris*, são novos registros de hospedeiros.

A espécie *Q. mirandae* é parasita de roedores cricetídeos e marsupiais didelfídeos na Venezuela (GOFF; BRENNAN, 1977). Foi identificado um exemplar na coleção (IBSP 1153) que foi coletado em *P. opossum* da serra da Cantareira, São Paulo em 1937. Este e os exemplares coletados em Cotia (Figura 22) são os primeiros registros para o país, sendo *A. montensis*, *E. russatus* e *P. opossum* novos registros de hospedeiros.

O gênero *Trombewingia* ocorre no Brasil, e possui duas espécies, *T. brasiliensis* Goff e Gettinger, 1991 que ocorre no Distrito Federal, e *T. bakeri* (Fonseca, 1955) com ocorrência para a cidade de São Paulo. Na região de estudo, foi encontrada somente *T. bakeri*. O tipo desta espécie (IBSP 344) foi coletado em *G. ingrami*, do Horto Florestal de São Paulo, em 1935 (FONSECA, 1955). Apresentamos aqui os novos registros de ocorrência para Campos de Jordão e Cotia (Figura 23), bem como de parasitismo por *A. montensis*, *D. dorsalis* e *S. angouya* (Jacinavicius et al. 2014⁵).

Alguns roedores foram encontrados parasitados por mais de uma espécie de trombiculídeos simultaneamente. Três *Delomys sublineatus* de Cotia foram encontrados

⁵ JACINAVICIUS, F. C.; BASSINI-SILVA, R.; OLIVEIRA, M. V. B.; HINGST-ZAHER, E.; BARROS-BATTESTI, D. M. *Trombewingia bakeri* (Fonseca, 1955) (Trombidiformes: Trombiculidae): lectotype/paralectotype designations and new records. **Systematic and Applied Acarology**, trabalho aceito, 2014.

parasitados por *Q. brasiliensis* e *K. brasiliensis*. Da localidade de Cotia um *Akodon montensis* foi encontrado parasitado com *K. brasiliensis* e *Q. mirandae* e outro *Akodon montensis* com *K. brasiliensis* e *Q. brasiliensis*. Um *Akodon* sp. de São Paulo foi encontrado parasitado por *Q. brasiliensis* e *A. hertigi*. Quatro espécies *E. russatus* de Peruíbe e uma de Sete Barras foram encontrada parasitadas por *Q. brasiliensis* e *Q. mackenziei*, um mesmo roedor de São Paulo foi encontrado parasitado por *Q. brasiliensis* e *Eutrombicula* sp. n. e outro de Cotia foi encontrado parasitado por *Q. brasiliensis*, *Q. mackenziei* e *Q. mirandae*.

Até o início do presente estudo, eram conhecidas 53 espécies de trombiculídeos para o Brasil, em diferentes hospedeiros, de acordo com a literatura (Quadro 1). Dessas, 40 espécies foram encontradas em roedores e marsupiais. Com base no material depositado nas coleções examinadas, e nas coletas realizadas para esses dois grupos de hospedeiros, esse número aumentou para 46 espécies.

Nas descrições originais, os holótipos de *Q. brasiliensis*, *C. spinosus*, *P. lasiurus* e *T. brasiliensis* deveriam estar depositados no MZUSP. Essa coleção ainda não está informatizada. Durante as buscas físicas desses tipos e de outros materiais, nenhum ácaro trombiculídeo foi localizado.

Nós tentamos marcar uma visita à coleção de Washington (NMNH) com o Curador Dr. Ronald Ochoa para examinar os parátipos das espécies brasileiras de trombiculídeos. Infelizmente a coleção está desativada temporariamente e acondicionada em uma área afastada conhecida como *Museum Support Center (MSC) Pod 5* em Suitland, Maryland, Washington, DC. No entanto, ele autorizou a visita, quando o acervo for transferido para Beltsville (seu local de trabalho).

Com relação às análises moleculares, a extração de DNA foi padronizada já que era necessário guardar o espécime corretamente identificado para, posteriormente, associá-lo à presença de *Rickettsia*. A quantidade de DNA obtida individualmente ou em *pools* de espécimes foi relativamente satisfatória. No entanto, não foi detectada a presença da bactéria nas amostras, sugerindo que esses ácaros não participam da cadeia epidemiológica da *Rickettsia* nas áreas estudadas. Porém, a padronização da extração de material genético (SOLLER et al., 2001), melhorada pelo puncionamento do opistosoma, sem danificar totalmente a cutícula do espécime, foi fundamental para as análises, permitindo também a montagem do ácaro testemunho.

Algumas espécies de *Rickettsia* foram encontradas em *pools* de trombiculídeos que não puderam ser identificados, exatamente porque os ácaros não foram individualizados (CHOI et al., 2007). Outro fator limitante é a complexidade das estruturas que são utilizadas

na taxonomia desse grupo. Os espécimes precisam ser montados criteriosamente em lâminas para identificação, porém, as montagens destroem o DNA.

Além do estudo molecular para *Rickettsia* foi obtido DNA dos ácaros (COI-I), ainda não sequenciado, que foi utilizado como controle endógeno neste estudo para as espécies *A. hertigi*, *Eutrombicula* sp. n., *K. brasiliensis*, *Q. brasiliensis*, *Q. mackenzie* e *T. bakeri*. Até o momento, as poucas sequências deste gene depositadas no GenBank, para espécies de trombiculídeos, são *Morelacarus* sp. (SOLLER et al., 2001); *Leptotrombidium akamushi* (Brumpt, 1910), *Leptotrombidium deliense* (Walch, 1922), *Leptotrombidium fletcheri* (Womersley e Heaslip, 1943) (SHAO et al., 2006) *Leptotrombidium pallidum* (Nagayo, Miyagawa, Mitamura e Tamiya, 1919) (SHAO et al., 2005) e *Neotrombicula microti* (Ewing, 1928) (YOUNG; BEHAN-PELLETIER; HEBERT, 2012).

Portanto, o presente estudo contribuiu na taxonomia de ácaros trombiculídeos, bem como, para obtenção de material de DNA que poderá ser usado futuramente nos estudos moleculares, tanto para dar suporte às identificações taxonômicas como também para investigação da presença de outros patógenos. O fato de não termos detectado a presença de *Rickettsia* nas amostras investigadas não exclui a possibilidade do encontro da bactéria em trombiculídeos de outras regiões.

6 CONCLUSÕES / CONSIDERAÇÕES FINAIS

1. Foram encontradas 9 espécies de trombiculídeos parasitando roedores e marsupiais no estado de São Paulo e 1 em roedor no Paraná que foram catalogadas.
2. A espécie *A. hertigi* é o primeiro registro de ocorrência para o estado de São Paulo e foi assinalada pela primeira vez em *Akodon* sp., *A. montensis*, *Oligoryzomys* sp. e *C. paca*.
3. As espécies *E. alfreddugesi* e *T. butantanensis* são distintas e válidas.
4. Uma nova espécie de *Eutrombicula* foi encontrada em *C. paca*, *D. albiventris*, *D. aurita*, *E. russatus* e *H. hydrochaeris*.
5. A espécie *K. brasiliensis* é registrada pela primeira vez em *A. montensis* e *D. sublineatus*.
6. A espécie *Q. azulae* é assinalada pela primeira no país, sendo São Paulo e Cotia novos registros de localidade, assim como *A. cursor*, *E. russatus* e *S. aestuans* são novos registros de hospedeiros para este trombiculídeo.
7. A espécie *Q. brasiliensis* é primeiro registro para São Paulo e Paraná, bem como, primeiro registro de parasitismo em seis novos hospedeiros, *Akodon* sp., *A. montensis*, *D. sublineatus*, *N. lasiurus*, *Oligoryzomys* sp., *T. nigrita* e *D. aurita*.
8. A espécie *Q. mackenziei* é registrada pela primeira vez no Brasil, e *A. montensis*, *E. russatus*, *N. lasiurus*, *O. nigripes*, *O. dasytrichus* e *D. albiventris* são novos registros de hospedeiros.
9. A espécie *Q. mirandae* é registrada pela primeira vez no Brasil, e *A. montensis*, *E. russatus* e *P. opossum* são novos registros de hospedeiros para este ácaro.
10. A espécie *T. bakeri* é novo registro de localidade, e *A. montensis*, *D. dorsalis* e *S. angouya* são novos registros de hospedeiros para este trombiculídeo.
11. Com base na série típica, foram designados lectótipo e paralectótipo para *T. bakeri*.
12. Com base no material depositado nas coleções examinadas e nas coletas realizadas nos estados de São Paulo e Paraná, há atualmente 37 espécies de trombiculídeos que parasitam roedores e marsupiais, totalizando 59 espécies no país.
13. Nas amostras de trombiculídeos coletadas não foi detectada a presença de *Rickettsia*.

REFERÊNCIAS

- AUDY, J. R. Malaysian parasites IX. Notes on the taxonomy of trombiculid mites with description of a new subgenus. **Studies from Institute for Medical Research, Federation of Malaya**, v. 26, p. 124-170, 1954.
- AUDY, J. R.; NADCHATRAM, M.; LOOMIS, R. B.; TRAUB, R. *Trombicula minor* Berlese (Acarina, Trombiculidae): designation of neotype with larval and post-larval stages from Malayan bats, and new name, *Myotrombicula dilarami*, for *T. minor*, Cooreman 1960 nec Berlese 1905. **Acarologia**, v. 7, p. Suppl:1-33, 1965.
- AZAD, A. F.; BEARD, C. B. Rickettsial pathogens and their arthropod vectors. **Emerging Infectious Diseases**, v. 4, n. 2, p. 179-186, 1998.
- BASSINI-SILVA, R.; JACINAVICIUS, F. C.; RAMIREZ, D. G.; ONOFRIO, V. C.; BARROS-BATTESTI, D. M. Obtenção de Ninfas de *Quadrasetta brasiliensis* e *Kymoceta brasiliensis* (Trombidiformes: Trombiculidae) em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PARASITOLOGIA VETERINÁRIA, 18., 2014, Anais... Gramado, 2014.
- BERLESE, A. Acari nuovi. Manipulus IV. (Acari di Giava). **Redia**, v. 2, p. 154-176, 1905.
- BRENNAN, J. M. Tracheation in chiggers with special reference to *Acomatacarus arizonensis* Ewing (Acarina, Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 35, n. 5, p. 467-471, 1949.
- BRENNAN, J. M. Endoparasitic chiggers: IV. Revision of *Kymoceta* Yunker and Brennan, 1962 (Acarina: Trombiculidae), with description of a new species. **The Journal of parasitology**, v. 54, p. 613-615, 1968.
- BRENNAN, J. M. Five new species of the unique genus *Polylopadium* (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Parasitology**, v. 55, n. 4, p. 866-871, 1969a.
- BRENNAN, J. M. New bat chiggers of the genus *Perissopalla* from Venezuela and northeastern Brazil (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 6, n. 4, p. 427-431, 1969b.
- BRENNAN, J. M. Three new species of subgenus *Parasecia* Loomis (genus Fonsecaia) from Northeastern Brazil and a key to the included species (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of Parasitology**, v. 55, n. 3, p. 662-666, 1969c.
- BRENNAN, J. M. Chiggers from the Bolivian-Brazilian border (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 56, p. 807-812, 1970a.
- BRENNAN, J. M. *Colicus*, a new neotropical genus with descriptions of two new species and a key to included species (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 7, n. 2, p. 271-273, 1970b.

BRENNAN, J. M. A Small Collection of Chiggers From Surinam (Acarina: Trombiculidae). **Bull. So. Calif. Acad. Sci.**, v. 69, p. 32-37, 1970c.

BRENNAN, J. M. Two new genera and a new species of Neotropical chiggers (Acarina: Trombiculidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 63, n. 6, p. 1694-1696, 1970d.

BRENNAN, J. M. Endoparasitic chiggers. VI. *Neoschoengastia esorhina* sp. n. (Acarina: Trombiculidae), a second intranasal chigger of birds. **Journal of Parasitology**, v. 57, n. 3, p. 666-667, 1971a.

BRENNAN, J. M. Three new chiggers from Spiny Rat, *Proechimys guyannensis*, in Northern Brazil (Acarina: Trombiculidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 64, n. 1, p. 212-215, 1971b.

BRENNAN, J. M. *Buclypeus*, new genus for *Trombicula ignota* Brennan, *T. rotundiscutata* Fauran, and two new species (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Parasitology**, v. 58, n. 6, p. 1178-1181, 1972.

BRENNAN, J. M.; BRONSWIJK, J. V. Endoparasitic Chiggers: VII. A redescription of *Kymocta* Yunker Brennan, 1962, a new species from Venezuela, and other records (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 10, p. 449-451, 1973.

BRENNAN, J. M.; BRONSWIJK, J. V. PARASITIC MITES OF SURINAM XXI. New records of Surinam and certain French Guiana chiggers with the description of a new species of *Loomisia* Brennan & Reed, 1972 (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 12, p. 243-249, 1975.

BRENNAN, J. M.; DALMAT, H. C. Chiggers of Guatemala (Acarina: Trombiculidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 53, p. 183-191, 1960.

BRENNAN, J. M.; GOFF, M. L. Keys to the genera of chiggers of the western hemisphere (acarina: trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 63, n. 3, p. 554-566, 1977.

BRENNAN, J. M.; JONES, E. K. Chiggers of Trinidad, BWI (Acarina: Trombiculidae). **Acarologia**, v. 2, p. 493-540, 1960.

BRENNAN, J. M.; JONES, E. K. Five new species of chiggers from South America (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 1, p. 307-310, 1964a.

BRENNAN, J. M.; JONES, E. K. Four new chiggers from Argentina (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 50, p. 698-702, 1964b.

BRENNAN, J. M.; LUKOSCHUS, F. Parasitic of Surinam. VIII. A new genus and species of chigger, *Fauranius atecmartus*, and additional records of species (Acarina: Trombiculidae). **Bulletin of the Southern California Academy of Sciences**, v. 70, p. 42-45, 1971.

BRENNAN, J. M.; REED, J. T. The genus *Eutrombicula* in Venezuela (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 60, n. 4, p. 699-711, 1974.

BRENNAN, J. M.; WHITE, J. S. New records and descriptions of chiggers (Acarina: Trombiculidae) on bats in Alabama. **The Journal of parasitology**, v. 46, p. 346-350, 1960.

BRENNAN, J. M.; YUNKER, C. E. **The chiggers of Panama (Acarina: Trombiculidae)**. Panamá: Ectoparasites of Panama, 1966. 221-266 p.

BRENNAN, J. M.; YUNKER, C. E. Endoparasitic chiggers. V. New genera, species and records from Venezuela and Brazil (Acarina: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 6, n. 3, p. 299-304, 1969.

CARVALHO, A. L. G.; ARAÚJO, A. F. B.; SILVA, H. R. Patterns of parasitism by *Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans) (Acari, Trombiculidae) in three species of *Tropidurus* Wied (Squamata, Tropiduridae) from Cerrado habitat of Central Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 23, n. 4, p. 1010-1015, 2006.

CHOI, Y. J.; LEE, E. M.; PARK, J. M.; LEE, K. M.; HAN, S. H.; KIM, J. K.; LEE, S. H.; SONG, H. J.; CHOI, M. S.; KIM, I. S.; PARK, K. H.; JANG, W. J. Molecular detection of various rickettsiae in mites (acari: trombiculidae) in southern Jeolla Province, Korea. **Microbiology and immunology**, v. 51, n. 3, p. 307-312, 2007.

CONFALONIERI, U. E. C.; BENEZ, E. J. Note on a new host for *Eutrombicula* (*Eutrombicula*) *batatas* L. in Brazil (Acari: Trombiculidae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 36, n. 2, p. 353-355, 1976.

DANIEL, M.; STEKOLNIKOV, A. A. Chigger mites of the genus *Eutrombicula* ewing, 1938 (Acari: Trombiculidae) from Cuba, with the description of three new species. **Folia parasitologica**, v. 51, p. 359-366, 2004.

DELFINO, M. M.; RIBEIRO, S. C.; FURTADO, I. P.; ANJOS, L. A.; ALMEIDA, W. O. Pterygosomatidae and Trombiculidae mites infesting *Tropidurus hispidus* (Spix, 1825) (Tropiduridae) lizards in northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 2, p. 549-555, 2011.

DOHANY, A. L.; CROMROY, H. L. New records of chiggers (Acarina: Trombiculidae) from Florida. **Florida Entomological Society**, v. 59, n. 2, p. 183-190, 1976.

DOMROW, R.; LESTER, L. N. Chiggers of Australia (Acari: Trombiculidae): and annotated checklist, keys and bibliography. **Australian Journal of Zoology**, v. 114, p. 1-111, 1985.

ESTÉBANES-GONZÁLEZ, M. L.; CERVANTES, F. A. Mites and ticks associated with some small mammals in Mexico. **International Journal of Acarology**, v. 31, p. 23-37, 2005.

EWING, H. E. Our only common North American chigger, its distribution and nomenclature. **Journal of Agricultural Research**, v. 26, p. 401-403, 1923.

EWING, H. E. A new chigger (*Trombicula* larva) from Brazil. **Proc. Entomol. Soc. Wash.**, v. 27, p. 91-92, 1925.

EWING, H. E. The common box-turtle, a natural host for chiggers. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 39, p. 19-20, 1926.

EWING, H. E. **A Manual of external parasites**. Illinois: Springfield, 1929. 225 p.

EWING, H. E. A catalogue of the Trombiculinae, or chigger mites, of the New World, with new genera and species and a key to the genera. **Proceedings U. S. National Museum**, v. 80, p. 1-19, 1931.

EWING, H. E. A key to the genera of chiggers with descriptions of new genera and species. **Journal of the Washington Academy of Sciences**, v. 28, n. 6, p. 288-295, 1938.

EWING, H. E. Notes on the taxonomy of the trombiculid mites. **Proceedings of The Biological Society of Washington**, v. 57, p. 101-104, 1944a.

EWING, H. E. The Trombiculid mites (Chigger mites) and their relation to disease. **The Journal of parasitology**, v. 30, p. 339-365, 1944b.

EWING, H. E. The origin and classification of the trombiculid mites, or Trombiculidae. **Journal of the Washington Academy of Science**, v. 39, n. 7, p. 229-237, 1949.

FERNÁNDEZ-SOTO, P.; PÉREZ-SÁNCHEZ, R.; ENCINAS-GRANDES, A. Molecular detection of *Ehrlichia phagocytophila* genogroup organisms in larvae of *Neotrombicula autumnalis* (Acari: Trombiculidae) captured in Spain. **The Journal of parasitology**, v. 87, n. 6, p. 1482-1483, 2001.

FLOCH, H.; FAURAN, P. Two species of the genus *Trombicula* (Acariens, Trombiculidae) new for the fauna of French Guiana: *Trombicula alfreddugesi* (Oudemans, 1910) and *Trombicula sinnamaryi* n. sp. **Archives de L'Institut Pasteur de La Guyane Française et de L'Inini**, v. 17, n. 405, p. 1-7, 1956.

FONSECA, F. Nota de Acaireologia I: papel dos acarinos do gênero *Trombicula* na transmissão das rickettsias pathogenicas e aplicação dessa hipótese à *Rickettsia brasiliensis* Monteroi, 1931. **Memórias do Instituto Butantan**, v. 3, p. 127-133, 1932a.

FONSECA, F. Notas de Acaireologia V. *Trombicula butantanensis*, sp. n. (Acarina, Trombidiidae). **Memorias do Instituto Butantan**, v. 7, p. 23-26, 1932b.

FONSECA, F. Notas de Acaireologia VI. Duas novas espécies de larvas do genero *Trombicula*: *Trombicula ophidica*, sp. n. e *Trombicula ewingi*, sp. n. (Acarina, Trombidiidae); nota sobre *Trombicula butantanensis* Fl. da Fonseca, 1932 e sobre a inexistencia de *T. akamushi* (Brumpt, 1910) entre nós. **Memorias do Instituto Butantan**, v. 7, p. 27-34, 1932c.

FONSECA, F. Notas de Acaireologia - XXIII. Novas especies de trombiculinae dos generos *Trombicula*, *Hannemania* e *Neoschöngastia*. **Memorias do Instituto Butantan**, v. 10, p. 29-32, 1936.

FONSECA, F. Acarological notes XXXVII - *Schoengastia* (*Trombewingia*) *bakeri*, subg. n., sp. n., and notes on the parasitism of man by chigger mites from Brazil (Acari: Trombiculidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 3, p. 1-12, 1955.

GAZÊTA, G. S.; AMORIM, M.; BOSSI, D. E. P.; LINHARES, A. X.; SERRA-FREIRE, N. M. *Caamembecaia graciosus* n. gen., n. sp. (Acari: Trombiculidae), from *Trinomys graciosus* (Gunter) (Rodentia: Echimyidae), of Atlantic forest in southeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, p. 137-139, 2006.

GOFF, M. L.; BRENNAN, J. M. A new monotypic genus of chiggers and four new species of *Quadrasetta* from Venezuela (Acari: Trombiculidae). **Western North American Naturalist**, v. 37, p. 501-509, 1977.

GOFF, M. L.; GETTINGER, D. Two new species of schoengastiine chiggers (Acari: Trombiculidae) from Brazil and rediagnosis of *Arisocerus* Brennan, 1970. **Journal of Medical Entomology**, v. 26, n. 6, p. 554-558, 1989.

GOFF, M. L.; GETTINGER, D. Two new species of chiggers (Acari: Trombiculidae) from small mammals collected in Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 28, n. 3, p. 401-404, 1991.

GOFF, M. L.; LOOMIS, R. B.; WELBOURN, W. C.; WRENN, W. J. A glossary of chigger terminology (Acari: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 19, n. 3, p. 221-238, 1982.

GOFF, M. L.; WHITAKER, J. O. A new genus and two new species of Schoengastiine chiggers (Acari: Trombiculidae) from a cane mouse in Brazil. **International Journal of Entomology**, v. 26, p. 162-166, 1984.

GOFF, M. L.; WHITAKER, J. O.; DIETZ, J. M. Three new species of chiggers (Acari: Trombiculidae) from Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 20, p. 183-188, 1983.

GOFF, M. L.; WHITAKER, J. O.; DIETZ, J. M. A new species of *Microtrombicula* (acari: Trombiculidae) from the Golden Lion Tamarin in Brazil. **International Journal of Acarology**, v. 12, n. 3, p. 171-173, 1986.

GOFF, M. L.; WHITAKER, J. O.; DIETZ, J. M. The genus *Speleocola* (Acari: Trombiculidae) with description of a new species from Brazil and a key to the species. **J. Med. Entomol.**, v. 24, n. 2, p. 198-200, 1987.

GOMES, L. S. Typho exanthematico de São Paulo. **Brasil-Medico**, v. 17, p. 919-921, 1933.

HASE, T.; ROBERTS, L. W.; HILDEBRANDT, P. K.; CAVANAUGH, D. C. Stylostome formation by *Leptotrombidium* mites (Acari: Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 64, n. 4, p. 712-718, 1978.

HOFFMANN, A. Contribuciones al conocimiento de los trombiculidos mexicanos. **Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural**, v. X, p. 185-190, 1949.

HOFFMANN, A. Estudio monografico de los trombiculideos de Mexico (Acarina: Trombiculidae). Primera parte. **Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas**, v. 18, p. 191-263, 1970.

HOFFMANN, A. **Los trombiculídeos de México (Acarida: Trombiculidae)**. México: Universidade Nacional Autônoma de México, 1990, v.2. 275 p.

ISLAS, F. Observaciones sobre el tlalzahuate de Izúcar de Matamoros y Acatlán, Puebla. **Anales del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México**, v. 14, p. 439-450, 1943.

JACINAVICIUS, F. C. **Ácaros trombiculídeos (Trombidiformes: Trombiculidae) de pequenos mamíferos dos estados de São Paulo e Paraná: estudos morfológicos e investigação da presença de Rickettsia**. 2015.

JACINAVICIUS, F. C.; BADARI, J. C.; RAMIREZ, D. G.; MORAES, R. H.; ONOFRIO, V. C.; BARROS-BATTESTI, D. M. Technique for restoration of mite (Acari) preparations in deteriorated Hoyer's medium. **Neotropical Entomology**, v. 42, n. 3, p. 328-329, 2013a.

JACINAVICIUS, F. C.; BASSINI-SILVA, R.; DUARTE, L. L.; NIERI-BASTOS, F. A.; PEPATO, A. R.; BARROS-BATTESTI, D. M. Ocorrência de *Arisocerus hertigi* (Brennan & Jones, 1964) (Trombiculidae) em área de Floresta Atlântica. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE ACAROLOGIA, 4, 2013b, Anais... Bento Gonçalves, 2013.

JACINAVICIUS, F. C.; NIERI-BASTOS, F. A.; MARCILI, A.; BARROS-BATTESTI, D. M. First record of *Quadrasetta brasiliensis* Brennan & Gettinger, 1989 (Trombiculidae: Trombiculinae: Schoengastiini) in *Euryoryzomys russatus* (Wagner, 1848). In: INTERNATIONAL CONGRESS OF ACAROLOGY, 13, 2010, Anais... Recife, 2010, p. 113.

JENKINS, D. W. Trombiculid mites affecting man; bionomics with reference to epidemiology in the United States. **American Journal of Hygiene**, v. 48, n. 1, p. 22-35, 1948.

JENKINS, D. W. Trombiculid mites affecting man IV. Revision of *Eutrombicula* in the American Hemisphere. **Annals of the Entomological Society of America**, v. XLII, p. 289-318, 1949.

JONES, B. M. The penetration of the host tissue by the harvest mite, *Trombicula autumnalis* Shaw. **Parasitology**, v. 40, n. 3-4, p. 247-260, 1950.

KAMPEN, H.; SCHÖLER, A.; METZEN, M.; OEHME, R.; HARTELT, K.; KIMMIG, P.; MAIER, W. A. *Neotrombicula autumnalis* (Acari, Trombiculidae) as a vector for *Borrelia burgdorferi* sensu lato? **Experimental and Applied Acarology**, v. 33, p. 93-102, 2004.

KOLEBINOVA, M. G. Acariformes, Trombidioidea: Trombiculidae, Leeuwenhoekiidae. The Fauna of Bulgaria. **Bulgarian Academy of Science**, v. Sophia 21, p. 172, 1992.

KRANTZ, G. W.; WALTER, D. E. **A Manual of Acarology**. Lubbock, Texas: Texas Tech University Press, 2009. 807 p.

KROMAN, R. A.; LOOMIS, R. B.; SWATEK, F. E.; OMIECZYNSKI, D. J. The presence of the yeastlike cells of probable symbiotic nature in trombiculid mites. In: PROCEEDINGS OF

THE INTERNATIONAL CONGRESS OF ACAROLOGY, 2., 1967, Akad. Kiado, Budapest: Sutton Bonington (England), 1969, p. 309-315.

KUDRYASHOVA, N. I. **Chigger mites (Acariformes, Trombiculidae) of East Palaearctics**. Moscou: KMK Scientific Press and Institute of Technology Research Publications, 1998. 342 p.

LABRUNA, M. B. Ecology of *Rickettsia* in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, p. 156-166, 2009.

LABRUNA, M. B.; WHITWORTH, T.; HORTA, M. C.; BOUYER, D. H.; MCBRIDE, J. W.; PINTER, A.; POPOV, V.; GENNARI, S. M.; WALKER, D. H. *Rickettsia* species infecting *Amblyomma cooperi* ticks from an area in the state of São Paulo, Brazil, where Brazilian spotted fever is endemic. **Journal of clinical microbiology**, v. 42, p. 90-98, 2004.

LAKSHANA, P. **A checklist of the trombiculid mites of Thailand (Prostigmata: Trombiculidae)**. Bangkok: United States Army Medical Component, South East Asia Treaty Organization, 1973. 45 p.

LINNAEUS, C. **Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus differentiis, synonymis, locis**. Holmiae: Laurentii Salvii, 1758. 824 p.

LITERAK, I.; STEKOLNIKOV, A. A.; SYCHRA, O.; DUBSKA, L.; TARAGELOVA, V. Larvae of chigger mites *Neotrombicula* spp. (Acari: Trombiculidae) exhibited *Borrelia* but no *Anaplasma* infections: a field study including birds from the Czech Carpathians as hosts of chiggers. **Experimental and Applied Acarology**, v. 44, n. 4, p. 307-314, 2008.

LOOMIS, R. B. The chigger mites of Kansas (Acarina: Trombiculidae). **The University of Kansas Science Bulletin**, v. 37, p. 1195-1443, 1956.

LOOMIS, R. B. Chiggers (Acarina, Trombiculidae) from Vertebrates of the Yucatan Peninsula. Mexico. **Miscellaneous publication - University of Kansas, Museum of Natural History**, v. 50, p. 1-22, 1969.

LOOMIS, R. B.; CROSSLEY JR., D. A. New species and new records of chiggers (Acarina: Trombiculidae) from Texas. **Acarologia**, v. 5, p. 371-383, 1963.

MENEZES, V. A.; FONTES, A. F.; GETTINGER, D.; SLUYS, M. V.; ROCHA, C. F. D. A morphometric study of *Eutrombicula alfreddugesi* (Acari: Trombiculidae) infesting four sympatric species of *Tropidurus* (Squamata: Tropiduridae) in northeastern Brazil. **Phyllomedusa**, v. 10, n. 1, p. 79-84, 2011.

MIYAJIMA, M.; OKUMURA, T. On the life cycle of the akamushi carrier of Nippon river fever. **The Kitasato Archives of Experimental Medicine**, v. 1, p. 1-14, 1917.

NADCHATRAM, M. Redescription of *Kymoceta brasiliensis* (Acari: Trombiculidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 20, p. 174-176, 1983.

NADCHATRAM, M.; DOHANY, A. L. A pictorial key to the subfamilies, genera and subgenera of Southeast Asian chiggers (Acari, Prostigmata, Trombiculidae). **Bulletin of the Institute for Medical Research**, v. 16, p. 1-67, 1974.

NAVAJAS, M.; GUTIERREZ, J.; BONATO, O.; BOLLAND, H. R.; MAPANGOU-DIVASSA, S. Intraspecific diversity of the cassava green mite *Mononychellus progressivus* (Acari: Tetranychidae) using comparisons of mitochondrial and nuclear ribosomal DNA sequences and cross breeding. **Experimental and Applied Acarology**, v. 18, p. 351-360, 1994.

ORNELAS-ALMEIDA, M. A.; OLIVEIRA, F. R. B.; ALESSANDRA ESTRELA DA SILVA, A. E.; MOREIRA, E. L. T.; MAIA, P. C. C.; DUARTE, L. F. C.; MURPHY, G.; AYRES, M. C. C. Nodular trombiculosis caused by *Apolonia tigipioensis*, Torres and Braga (1938), in an ostrich (*Struthio camelus*) and a house sparrow (*Passer domesticus*). **Veterinary Parasitology**, v. 150, p. 374-377, 2007.

OUDEMANS, A. C. Acarologische Aanteekeningen XXXIII. **Entomologische Berichten Amsterdam**, v. 3, p. 83-90, 1910.

OUDEMANS, A. C. Die bis jetzt bekannten Larven von Trombidiidae and Erythraeidae mit besonderer Berucksichtigung der fur den Menschen schadlichen Arten. **Zoologische Jahrbucher: Supplement**, v. 1, p. 1-230, 1912.

PALLINI, A.; FADINI, M. A. M.; VENZON, M.; MORAES, G. J.; BARROS-BATTESTI, D. M. Demandas e perspectivas para a Acarologia no Brasil. **Neotropical Biology and Conservation**, v. 2, n. 3, p. 169-175, 2007.

PEARSE, A. S.; CREASER, E. P.; HALL, F. G. **The Cenotes of Yucatan**: Carnegie Institution of Washington Publications, 1936. 304 p.

POINAR, G., JR.; POINAR, R. Parasites and pathogens of mites. **Annual review of entomology**, v. 43, p. 449-469, 1998.

RADFORD, C. D. Larval and nymphal mites (Acarina; Trombiculidae) from Ceylon and the Maldives Islands. **Parasitology**, v. 37, p. 46-54, 1946.

REGNERY, R. L.; SPRUILL, C. L.; PLIKAYTIS, B. D. Genotypic identification of rickettsiae and estimation of intraspecies sequence divergence for portions of two rickettsial genes. **Journal of bacteriology**, v. 173, n. 5, p. 1576-1589, 1991.

ROHANI, I. B.; CROMROY, H. L. Taxonomy and distribution of chiggers (Acarina: Trombiculidae) in Northcentral Florida. **The Florida Entomologist**, v. 62, n. 4, p. 363-376, 1979.

SAMBON, L. W. The parasitic acariens of animals and the part they play in the causation of the eruptive fevers and other diseases of man. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v. 22, p. 67-132, 1928.

SHAO, R.; BARKER, S. C.; MITANI, H.; TAKAHASHI, M.; FUKUNAGA, M. Molecular mechanisms for the variation of mitochondrial gene content and gene arrangement among chigger mites of the genus *Leptotrombidium* (Acari: Acariformes). **Journal of molecular evolution**, v. 63, n. 2, p. 251-261, 2006.

SHAO, R.; MITANI, H.; BARKER, S. C.; TAKAHASHI, M.; FUKUNAGA, M. Novel mitochondrial gene content and gene arrangement indicate illegitimate inter-mtDNA recombination in the chigger mite, *Leptotrombidium pallidum*. **Journal of molecular evolution**, v. 60, n. 6, p. 764-773, 2005.

SHATROV, A. B. **Trombiculid mites and their parasitism on vertebrate hosts**. St.-Petersburg: St.-Petersburg University Publishers, 2000. 276 p.

SOLLER, R.; WOHLTMANN, A.; WITTE, H.; BLOHM, D. Phylogenetic relationships within terrestrial mites (Acari: Prostigmata, Parasitengona) inferred from comparative DNA sequence analysis of the mitochondrial cytochrome oxidase subunit I gene. **Molecular phylogenetics and evolution**, v. 18, p. 47-53, 2001.

STEKOLNIKOV, A. A. Two new species of chigger mites (Acari: Trombiculidae) close to *Neotrombicula minuta*, application of nonlinear multivariate statistics. **Acarina**, v. 16, p. 21-29, 2008.

STEKOLNIKOV, A. A. *Leptotrombidium* (Acari: Trombiculidae) of the World. **Zootaxa**, v. 3728, n. 1, p. 1, 2013.

STEKOLNIKOV, A. A.; DANIEL, M. Chigger mites (Acari: Trombiculidae) of turkey. **Zootaxa**, v. 3216, p. 1-104, 2012.

TAKAHASHI, M.; MISUMI, H.; URAKAMI, H.; NAKAJIMA, S.; FURUI, S.; YAMAMOTO, S.; FURUYA, Y.; MISUMI, M.; MATSUMOTO, I. Mite vectors (Acari: Trombiculidae) of scrub typhus in a new endemic area in northern Kyoto, Japan. **Journal of Medical Entomology**, v. 41, n. 1, p. 107-114, 2004.

TORRES, S.; BRAGA, W. *Apolonia tigipionesis* s. et sp. n. (Trombiculinae) parásito de *Gallus gallus dom.* **Boletim da Secretaria de Agricultura, Indústria e Comércio**, v. 4, p. 37-44, 1939.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. G. *Whartonia pachywhartoni* n. sp., an extraordinary parasite of a brazilian, bat. (Leeuwenhoeikiidae - Acarina). **Acarologia**, v. 8, n. 2, p. 282-284, 1966.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. H. Introduction à un essai de classification rationnelle des larves de Trombiculinae Ewing, 1944 (Acarina: Trombiculidae). **Acarologia**, v. 2, p. 469-471, 1960.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. H. Revision of the genus *Tecomatlana* Hoffmann, 1947 (Acarina: Trombiculidae). **Acarologia**, v. 9, p. 848-864, 1967.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. H. **The Chigger mites of the Far East (Acarina: Trombiculidae & Leeuwenhoeikiidae) : an illustrated key and a synopsis, some new tribes, genera and subgenera.** Washington, D.C.: U.S. Army Medical Research and Development Command, 1968. 135 p.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P. H.; LANGSTON, R. L. **The Chigger mites of the World. (Acarina: Trombiculidae et Leeuwenhoeikiidae). Volume III. Leptotrombidium complex.** California, U.S.A.: G.W. Hooper Foundation University of California, 1976. 1061 p.

WEBB JR., J. P.; LOOMIS, R. B. Ectoparasites. In: Baker, R. J., Jones Jr., J. K., et al (Ed.). **Biology of bats of the New World family Phyllostomatidae.** Texas: Special publications of the Museum, Texas Tech University, 1977. v.2, p.57-119.

WELBOURN, W. C. Phylogenetic studies of the terrestrial Parasitengona. In: Dusbabek, F. e Bukva, V. (Ed.). **Modern Acarology.** The Hague: Academia, Prague and SPB Academic Publishing, 1991. v.2, p.163-170.

WHARTON, G. W. Acarina of Yucatan caves. **Carnegie Institution of Washington publication**, v. 491, p. 137-152, 1938.

WHARTON, G. W. Studies on North American chiggers. 2. the subfamilies and *Wormesia stradtmani* n. g., n. sp. **The Journal of parasitology**, v. 33, p. 380-384, 1947.

WHARTON, G. W.; CARVER, R. K. Food of nymphs and adults of *Neoschongastia indica* (Hirst, 1915). **Science**, v. 104, n. 2691, p. 76-77, 1946.

WHARTON, G. W.; FULLER, H. S. A manual of the chiggers: The biology, classification, distribution and importance to man of the larvae of the family Trombiculidae (Acarina). **Memoirs of the Entomology Society of Washington**, v. 4, p. 185, 1952.

WHARTON, G. W.; JENKINS, D. W.; BRENNAN, J. M.; FULLER, H. S.; KOHLS, G. M.; PHILIP, C. B. The terminology and classification of trombiculid mites (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of parasitology**, v. 37, n. 1, p. 13-31, 1951.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. **Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference.** Baltimore: John Hopkins University Press, 2005. 2142 p.

WOLFENBARGER, K. A. Systematic and biological studies on North American chiggers of the genus *Trombicula*, subgenus *Eutrombicula* (Acarina, Trombiculidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 45, p. 645-677, 1952.

WOMERSLEY, H. of Australia and New Guinea. The Family Leeuwenhoeikiidae. **Transactions of The Royal Society of South Australia**, v. 69, p. 96-113, 1945.

WORMERSLEY, H. The scrub-typhus and scrub-itch mites (Trombiculidae, Acarina) of the Asiatic-Pacific region. **Records of the South Australian Museum**, v. 10, p. 1-674, 1952.

YOUNG, M. R.; BEHAN-PELLETIER, V. M.; HEBERT, P. D. N. Revealing the hyperdiverse mite fauna of subarctic Canada through DNA barcoding. **PLoS One**, v. 7, n. 11, p. 1-11, 2012.

YUNKER, C. E.; BRENNAN, J. M. Four new chiggers (Acarina: Trombiculidae) from rodents of the epidemic area of Bolivian hemorrhagic fever. **Journal of Medical Entomology**, v. 1, p. 192-195, 1964.

APÊNDICE - Tabela das mensurações das espécies examinadas utilizadas para as identificações

Amostra	Espécie	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P- PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H	Dmin	Dmax	Vmin	Vmax	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
IBSP 10518 (1/4)	<i>A. herigi</i>	61	83	32	22	12	34	19	21	35	43	75	35	17	52	43	52	31	44	238	217	258	713	20	15	35	55	18	I
IBSP 10518 (2/4)	<i>A. herigi</i>	58	74	31	20	12	32	16	18	34	34	76	34	17	52	36	51	26	38	228	208	245	680	20	14	34	50	16	I
IBSP 10518 (4/4)	<i>A. herigi</i>	55	73	29	24	16	40	16	23	56	38	78	*	*	47	42	52	26	42	229	214	249	691	20	14	34	55	17	I
IBSP 10519 (2/4)	<i>A. herigi</i>	53	65	26	27	10	37	17	20	32	39	86	28	20	54	41	51	28	44	222	204	245	671	20	14	34	53	18	I
IBSP 10519 (4/4)	<i>A. herigi</i>	56	67	30	24	13	37	21	17	32	39	78	26	19	*	*	*	*	226	216	249	691	*	*	*	56	18	I	
IBSP 10520 (1/5)	<i>A. herigi</i>	51	63	27	25	11	36	19	19	30	41	83	*	*	52	41	52	42	32	229	210	241	680	20	14	34	54	16	I
IBSP 10520 (3/5)	<i>A. herigi</i>	55	69	29	28	12	39	19	22	*	41	81	*	*	55	52	43	28	44	238	216	248	702	22	12	34	59	18	I
IBSP 10520 (4/5)	<i>A. herigi</i>	53	65	28	27	9	36	14	21	35	42	83	*	*	56	38	54	30	45	233	213	250	696	20	12	32	61	18	I
IBSP 10520 (5/5)	<i>A. herigi</i>	52	68	30	27	11	37	19	20	28	34	73	*	*	48	40	47	29	42	221	205	245	671	20	12	32	59	17	I
IBSP 10521B	<i>A. herigi</i>	55	68	26	23	10	33	16	19	32	37	76	23	19	51	41	55	27	46	225	204	238	667	20	12	32	60	18	I
IBSP 1155	<i>A. herigi</i>	82	94	*	*	*	*	*	30	35	50	57	*	*	48	39	51	36	52	253	239	279	772	20	14	34	82	16	I
IBSP 11239	<i>A. herigi</i>	56	68	29	24	9	32	13	20	37	39	84	34	19	56	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	I
IBSP 10389 (3/10)	<i>A. herigi</i>	49	67	28	26	8	34	12	*	*	*	*	*	*	47	35	49	*	*	240	219	258	717	20	20	20	59	16	I
IBSP 11368 (1/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	81	98	49	26	36	62	25	35	55	56	69	56	I	64	49	64	40	58	338	319	*	*	20	12	32	*	*	I
IBSP 11368 (2/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	79	104	48	27	35	62	26	36	58	58	65	*	I	66	*	*	*	*	*	290	359	*	20	12	32	90	25	I
IBSP 11368 (3/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	79	95	45	29	35	64	24	33	60	58	67	58	I	61	43	63	32	54	337	320	360	1016	20	12	32	89	25	I
IBSP 11368 (4/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	80	98	47	29	35	64	26	35	58	63	68	64	I	64	37	62	32	56	356	325	374	1055	20	12	32	92	22	I
IBSP 11368 (5/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	78	93	45	26	33	59	21	34	58	53	63	61	I	62	43	60	35	57	337	312	349	999	20	12	32	91	20	I
IBSP 11368 (7/8)	<i>Eutrombicula</i> <i>sp. n.</i>	82	99	45	28	36	63	22	36	*	56	68	*	I	63	50	60	36	57	335	305	373	1012	20	12	32	97	20	I

Amostra	Espécie	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P- PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H	Dmin	Dmax	Vmin	Vmax	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
IBSP 28	<i>E. butantanensis</i>	76	93	46	22	29	51	21	29	43	42	50	42	I	41	36	46	30	46	281	264	289	416	16	12	28	81	13	I
IBSP 83A	<i>E. butantanensis</i>	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	I	49	23	38	18	41	269	235	272	776	16	18	34	80	14	I
IBSP 83B	<i>E. butantanensis</i>	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	I	*	27	42	29	41	242	224	277	743	20	18	38	79	12	I
IBSP 84	<i>E. butantanensis</i>	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	I	41	26	40	29	38	221	175	226	622	18	10	28	75	17	I
IBSP 11110C	<i>Q. azulae</i>	45	58	13	25	10	35	3	27	24	43	38	20	17	46	28	46	22	38	238	196	225	659	46	42	88	59	16	I
IBSP 1932	<i>Q. azulae</i>	*	*	*	*	*	*	*	*	31	54	*	19	17	*	*	*	*	*	240	187	235	663	*	*	*	74	13	I
IBSP 343 (1/2)	<i>Q. azulae</i>	59	76	20	18	19	37	7	35	31	56	54	24	18	45	34	48	19	44	281	235	296	813	40	30	70	82	19	I
IBSP 343 (2/2)	<i>Q. azulae</i>	56	75	19	14	26	41	10	34	31	58	57	*	*	49	30	45	24	37	294	255	283	832	46	40	86	72	16	I
IBSP 1705 (1/2)	<i>Q. azulae</i>	47	64	14	23	10	33	6	29	18	44	36	25	16	37	26	44	16	35	212	180	214	606	38	48	86	58	15	I
IBSP 1705 (2/2)	<i>Q. azulae</i>	48	64	17	22	13	35	10	29	21	51	46	26	18	36	29	45	20	40	217	189	223	629	38	54	92	61	16	I
IBSP 10527A (3/4)	<i>Q. brasiliensis</i>	42	53	23	23	10	33	I	33	24	24	35			43	31	44	*	*	250	209	229	688	44	*	44	*	*	I
IBSP 10527A (4/4)	<i>Q. brasiliensis</i>	46	58	22	22	11	33	I	32	21	20	34	31	15	36	26	40	*	*	245	200	227	672	44	*	44	*	*	I
IBSP 10535A (1/9)	<i>Q. brasiliensis</i>	42	50	22	21	12	33	I	30	32	23	38	30	14	43	*	*	*	*	234	210	237	681	*	*	0	*	*	I
IBSP 11096E (2/3)	<i>Q. brasiliensis</i>	45	55	20	22	10	32	I	28	26	26	33	*	*	40	25	40	*	*	234	183	208	625	44	*	44	56	15	I
IBSP 11116B (2/10)	<i>Q. brasiliensis</i>	49	63	23	20	11	31	I	30	28	28	35	29	15	41	21	40	16	33	218	187	206	611	44	48	92	48	15	I
IBSP 11116B (5/10)	<i>Q. brasiliensis</i>	46	59	19	19	10	29	I	29	*	24	36	26	15	41	24	42	14	33	228	197	218	643	44	48	92	54	14	I
IBSP 11096E (1/3)	<i>Q. brasiliensis</i>	44	55	22	21	10	31	I	30	31	30	34	35	13	38	24	41	16	33	228	190	213	631	44	51	95	58	15	I
IBSP 1131 (4/4)	<i>Q. brasiliensis</i>	*	*	*	*	*	*	I	*	*	*	*	*	*	40	*	*	*	*	246	208	231	685	*	*	0	61	14	I
IBSP 10535A (6/9)	<i>Q. brasiliensis</i>	43	61	22	20	10	30	I	32	23	21	36	34	16	43	26	41	16	32	228	199	219	646	44	56	100	55	15	I

Amostra	Espécie	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P- PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H	Dmin	Dmax	Vmin	Vmax	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
IBSP 10535A (7/9)	<i>Q. brasiliensis</i>	*	*	*	*	*	*	I	*	*	*	*	31	14	*	*	*	*	*	222	190	213	625	*	*	0	*	*	I
IBSP 10538 (3/4)	<i>Q. brasiliensis</i>	*	*	*	*	*	*	I	*	*	*	*	34	14	*	*	*	*	*	219	187	212	618	*	*	0	*	*	I
IBSP 10522 (1/4)	<i>Q. mackenziei</i>	44	61	23	22	12	35	I	31	26	17	35	29	13	40	26	39	15	31	246	194	226	665	46	56	102	53	16	I
IBSP 10523 2de2	<i>Q. mackenziei</i>	45	60	23	21	12	33	I	32	26	24	35	28	14	39	25	40	17	31	217	181	209	607	53	54	107	55	18	I
IBSP 10524B	<i>Q. mackenziei</i>	44	61	23	22	12	34	I	31	24	25	35	30	13	39	25	41	14	32	212	180	205	597	47	56	103	54	14	I
IBSP 10527B	<i>Q. mackenziei</i>	43	58	24	17	12	29	I	33	23	25	32	30	13	38	23	43	17	28	214	180	211	605	55	53	108	51	17	I
IBSP 10529 2de2	<i>Q. mackenziei</i>	46	60	23	21	12	33	I	31	29	25	35	29	13	40	24	42	16	33	217	184	208	609	52	58	110	54	17	I
IBSP 10533B 1de3	<i>Q. mackenziei</i>	45	59	24	23	17	40	I	33	24	23	35	*	*	41	24	37	18	33	221	186	209	616	53	54	107	53	17	I
IBSP 10533B 3de3	<i>Q. mackenziei</i>	47	54	21	21	11	33	I	25	18	23	38	30	14	42	26	41	17	32	211	181	206	597	56	52	108	53	16	I
IBSP 10506B 1de2	<i>Q. mackenziei</i>	*	55	21	18	10	29	I	31	*	*	40	26	14	39	*	*	*	*	209	177	211	597	*	*	*	54	17	I
IBSP 11241A	<i>Q. mackenziei</i>	47	57	22	22	13	36	I	31	23	27	39	*	*	43	27	44	14	37	225	190	213	628	61	54	115	57	15	I
IBSP 11129B	<i>Q. mirandae</i>	55	77	23	25	15	39	11	29	41	30	57	36	14	51	36	48	22	45	296	257	278	831	62	62	124	84	18	I
IBSP 11096F	<i>Q. mirandae</i>	62	81	24	27	23	50	19	31	*	*	56	42	12	49	30	46	23	43	299	267	290	856	62	60	122	86	17	I
IBSP 10606B	<i>Q. mirandae</i>	56	77	24	20	15	35	10	31	29	24	52	42	15	48	31	47	22	42	281	262	283	825	58	62	120	81	17	I
IBSP 11153	<i>Q. mirandae</i>	61	77	29	31	25	56	20	36	29	32	50	34	14	50	*	*	*	*	283	223	259	382	*	*	*	80	23	I
IBSP 11226 (1/1)	<i>T. bakeri</i>	68	80	27	25	19	44	32	26	3	40	71	*	*	60	37	82	18	36	299	249	286	834	32	20	52	50	17	I
IBSP 11369A	<i>T. bakeri</i>	69	81	26	34	21	55	30	28	3	35	76	30	*	55	31	84	34	19	281	255	282	833	32	20	52	51	17	I

(conclusão)																													
Amostra	Espécie	AW	PW	SB	ASB	PSB	SD	P- PL	AP	AM	AL	PL	S	SI	H	Dmin	Dmax	Vmin	Vmax	pa	pm	pp	Ip	DS	VS	NDV	TaIII	TaW	m-t
IBSP 344 (1/2)	<i>T. bakeri</i>	73	85	26	39	22	61	28	29	3	38	74	33	*	60	37	85	19	36	261	228	262	746	32	20	52	60	20	I
IBSP 344 (2/2)	<i>T. bakeri</i>	76	88	26	33	22	55	28	28	3	40	75	33	*	60	35	83	17	36	277	262	310	822	32	20	52	53	22	I
IBSP 11364A (1/2)	<i>T. bakeri</i>	66	79	26	26	22	48	28	25	3	29	62	*	*	53	25	73	16	26	283	225	262	769	32	20	52	45	17	I
IBSP 11364A (2/2)	<i>T. bakeri</i>	67	81	26	27	21	48	30	25	3	31	65	*	*	48	27	71	16	28	286	236	265	789	32	20	52	52	18	I
IBSP 11129C	<i>K. brasiliensis</i>	22	I	17	18	I	I	I	I	I	23	14	31	23	15	32	*	*	*	179	147	168	495	*	*	*	44	18	I
IBSP 32	<i>K. brasiliensis</i>	20	I	15	18	I	I	I	I	I	24	12	28	23	15	*	*	*	*	160	139	152	451	*	*	*	40	21	I
IBSP11998	<i>K. brasiliensis</i>	22	I	17	18	I	I	I	I	I	22	14	31	23	15	32	*	*	*	179	148	168	495	*	*	*	44	18	i

Fonte: (JACINAVICIUS, F. C., 2015).