

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PARASITOLOGIA

**INTERAÇÕES TAXONÔMICAS ENTRE PARASITOS E
MORCEGOS DE ALGUNS MUNICÍPIOS DO ESTADO DE MINAS
GERAIS.**

ÉRICA MUNHOZ DE MELLO

BELO HORIZONTE
ÉRICA MUNHOZ DE MELLO

**INTERAÇÕES TAXONÔMICAS ENTRE PARASITOS E
MORCEGOS DE ALGUNS MUNICÍPIOS DO ESTADO DE MINAS
GERAIS.**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Doutora em Parasitologia.

Área de concentração: Helmintologia

Orientação: Dra. Élide Mara Leite Rabelo/UFMG

Co-Orientação: Dr. Reinaldo José da Silva/UNESP

BELO HORIZONTE

2017

À minha família e aos meus amigos pelo apoio e compreensão.
À todos os meus mestres pelos incentivos e contribuições na minha formação.

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora, Élide Mara Leite Rabelo, que desde sempre me incentivou, confiou na minha capacidade, me deu total liberdade para desenvolver a tese e foi muito participativa ao longo de todo o processo. Muito obrigada por todos os ensinamentos, toda ajuda e todo o apoio de amiga, as vezes de mãe. Te ter como orientadora foi uma honra e eternamente serei grata por isso.

Ao meu co-orientador, Reinaldo José da Silva, que mesmo de longe, sempre esteve presente ao longo de todo o doutorado. Muito obrigada pelos ensinamentos, pelo seu esforço em me ajudar ao máximo nas minhas visitas relâmpagos à Botucatu, e pela confiança no meu trabalho. Sempre será um privilégio trabalhar com você.

Às bancas da qualificação e da defesa final por todas as sugestões, muito obrigada. Todas as sugestões foram por mim recebidas com a certeza de que elas tinham o objetivo de melhorar a qualidade da tese.

À toda equipe do Laboratório de Parasitologia Molecular (LPM) pela ajuda com os experimentos, ensinamentos e coleguismo. Meus agradecimentos especiais para a Nayara Mendes e o Fernando Furtado: sem o precioso trabalho e a colaboração de vocês, eu não teria conseguido desenvolver praticamente nada dos experimentos de biologia molecular. Muitíssimo obrigada!

À toda equipe do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPAS) em Botucatu por me receberem sempre de forma muito aberta e carismática. Obrigada por toda a ajuda!

Ao Laboratório de Helminologia Veterinária (LHV) pela disponibilidade de materiais, espaço e equipamentos para a realização das necrópsias e identificação morfológica dos helmintos. Meu agradecimento mais que especial ao Hudson Andrade, que sempre me ajudou e incentivou. Muito obrigada por todos os conselhos, ajuda e amizade. Meu agradecimento especial também à Lara Ribeiro por toda ajuda e bons momentos vividos.

Ao Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) e ao Laboratório de Zoonoses (LZOON) do município de Belo Horizonte pela parceria e pelo fornecimento das carcaças dos animais. Em especial, meus mais profundos agradecimentos à equipe de Veterinários do CCZ (Adamastor Bussootti, Aline Bezerra, Daniella Carla, Daniel Rush, Guilherme Oliveira, Gustavo Raposo e Lívia Ferreira), à equipe do Laboratório de Quirópteros do CCZ (Andréia Signorini, Phillip Signorini e Maria dos Anjos), à equipe do Laboratório de Raiva do LZOON (Marlise Costa, Simone Agostinho, Francisco Elias e Alessandra Crispim), à Leila Alves, à Maria do Carmo e à Silvana Tecles. Muito obrigada por todo o apoio e torcida.

À Camila Teixeira e à Betânia Drumond por todos os incentivos. Muito obrigada por todo o suporte e colaborações, que sei que serão ainda maiores a partir de agora.

À Narcisa Brant e Mariana Brandão pelas colaborações. Muito obrigada.

Ao Pedro Fonseca de Vasconcelos e ao Daniel de Avelar pela identificação dos ectoparasitos. Muito obrigada pela colaboração e interesse.

Ao Hudson Alves Pinto pela identificação dos platelmintos e todas as outras colaborações. Obrigada também por todos as trocas de ideias e todos os conselhos e incentivos.

À minha mãe e meus irmãos pelo eterno apoio incondicional, por todo o suporte emocional, carinho e pela compreensão das minhas ausências. Amo vocês!

À minha eterna Turma do Pepino sempre pelos bons momentos vividos. Vocês são inigualáveis! Meu agradecimento especial à Julia Gatti, Luciana Lima, Luciana Laranjo, Bruna Soares, Thaísa Fonseca e Thais Almeida. Obrigada por todo carinho. Meu agradecimento especial também ao Alan Lane de Melo, pelo o qual possuo grande estima e admiração. Obrigada por todo apoio e todos os conselhos. Pepinos forever!

Aos meus amigos e colegas por todos incentivos e, principalmente, por todos os conselhos e consolos nos momentos mais difíceis. Meu agradecimento especial aos irmãos que a vida me presenteou: Julianne Azevedo, Flávia Nascentes, Bruna Silvestre,

Fernanda Magno, Leopoldo Machado, Rafael Sete, Pedro Gazzinelli, João Cunha, Alexandre Acipreste e Luisa de Souza. Vocês tornaram a minha caminhada mais leve e tornam a minha vida mais alegre diariamente. Amo vocês!

Ao Felipe Torres Leite por todo o apoio e torcida. Você foi uma pessoa fundamental para mim durante parte do processo de elaboração deste trabalho. Obrigada.

A todos os pesquisadores, de várias partes do mundo, que me enviaram referências bibliográficas. Vocês facilitaram e baratearam muito os custos financeiros das minhas revisões bibliográficas. Meu agradecimento especial à Ana Paula Martins Oliveira, funcionária da Biblioteca Central e responsável pelas solicitações do COMUT. Mais uma vez, obrigada por toda sua simpatia, seu esforço na busca dos trabalhos e ajuda com a redução de custos.

À minha professora de inglês, Daniella Ferreira, por toda torcida, compreensão, paciência e ajuda com as traduções de e-mails e artigos. Você tornou meu aprendizado mais leve e muito divertido! Muito obrigada.

Ao Fernando Perini, em nome do Centro de Coleções Taxonômicas do Departamento de Mastozoologia da UFMG, e ao Gustavo Graciolli, em nome da Coleção Zoológica da UFMS, por receberem parte das minhas amostras para tombamento em coleção biológica. Obrigada pela colaboração.

Ao Departamento de Parasitologia da UFMG pela a oportunidade.

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a elaboração deste trabalho, torceram pela minha conquista e me apoiaram nos momentos mais difíceis. Muito obrigada!

“What we know is a drop, what we don't know is an ocean.”

(Isaac Newton)

RESUMO

Morcegos são hospedeiros de um elevado número de endo e ectoparasitos, porém o parasitismo nesses animais ainda é um campo pouco estudado. O objetivo deste trabalho foi identificar morfologicamente as espécies de helmintos e ectoparasitos, avaliar a presença de DNA de hemoparasitos e identificar molecularmente algumas espécies de helmintos de morcegos do Estado de Minas Gerais. Foram necropsiados 319 morcegos de 33 espécies recebidos pelo Centro de Controle de Zoonoses do município de Belo Horizonte, no período de janeiro de 2013 a março de 2016, sendo: 208 Molossidae, 66 Phyllostomidae, 43 Vespertilionidae e 2 Emballonuridae. Do total de animais, 65 (20,3%) morcegos apresentaram helmintos. O hospedeiro mais frequentemente parasitado foi *Eumops glaucinus*. O parasitismo nas fêmeas (60%) foi maior do que nos machos (40%) e 100% dos hospedeiros parasitados eram adultos. Foram recuperados 341 espécimes de parasitos: 94 Rictulariidae, 4 Spiruridae, 41 Onchocercidae, 19 Molineidae, 55 Capillariidae (Nematoda), 20 Lecithodendriidae, 49 Anenterotrematidae, 50 Urotrematidae (Trematoda) e 17 Hymenolepididae (Cestoda), além de 4 larvas de nematódeos não identificados e 11 espécimes de trematódeos não identificados devido à baixa qualidade dos espécimes. O parasitismo por mais de uma espécie de helminto foi verificado em 21 hospedeiros. O helminto mais prevalente foi *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp. Do total de 2093 espécimes de morcegos examinados para ectoparasitos, apenas 94 (4,5%) apresentaram parasitos, sendo recuperado um total de 260 espécimes: 28 Spinturnicidae, 122 Macronyssidae, 12 Trombiculidae (Acari, Mesostigmata), um Argasidae (Acari, Ixodida), quatro Polyctenidae (Insecta, Hemiptera), um Pulicidae (Insecta, Siphonaptera) e 91 Streblidae (Insecta, Diptera). O município que apresentou o maior número de hospedeiros parasitados foi Belo Horizonte. Os morcegos foram mais frequentemente parasitados por streblídeos e ácaros macronissídeos, com 51 e 25 hospedeiros infectados, respectivamente. Dentre as moscas, *Paratrichobius longicrus* foi a espécie mais prevalente, encontrada em 73,5% (37/51) dos hospedeiros parasitados por espécimes da família Streblidae. Dentre as famílias de ácaros e carrapatos, o macronissídeo *Chiroptonyssus venezolanus* foi a espécie mais prevalente, encontrada em 44% (11/25) dos hospedeiros parasitados pela subclasse Acari. As fêmeas de morcegos apresentaram mais ectoparasitos (68,6%) do que os machos (31,4%), assim como o parasitismo foi maior em adultos (87,2%) do que em relação aos filhotes (7,7%) e indivíduos jovens (5,1%). O parasitismo por mais de uma espécie de ectoparasito foi verificado em 10 hospedeiros. Com relação aos hemoparasitos, resultados preliminares mostraram 13 morcegos positivos para Trypanosomatidae e 47 para Piroplasmida, sendo duas amostras positivas para ambos. Dentre as amostras sequenciadas dos piroplasmídeos, 3 amostras foram identificadas com *Babesia* sp. e 15 como *Theileria* sp. O sequenciamento destas apresentou alta similaridade à *Babesia bigemina* e ao grupo *Theileria orientalis/Theileria buffeli*, respectivamente. Este trabalho contribui para um levantamento epidemiológico de espécies parasitas de morcegos com comportamento incomum no estado de Minas Gerais.

PALAVRAS-CHAVES: Helmintos; Ectoparasitos; Hemoparasitos; Morcegos;

Chiroptera

ABSTRACT

Bats are hosts of a high number of endo and ectoparasites, however, parasitism in these animals is still little investigated. The objective of this work was to identify morphologically the species of helminths and ectoparasites, to evaluate molecularly the presence of hemoparasites and to molecularly identify some species of helminths of bats of the State of Minas Gerais. Three hundred nineteen bats received by the Zoonoses Control Center of the municipality of Belo Horizonte from January 2013 to March 2016, were necropsied, being: 208 Molossidae, 66 Phyllostomidae, 43 Vespertilionidae and 2 Emballonuridae. Of the total number of animals, 65 (20.38%) presented helminths. The most frequently parasitized host was *Eumops glaucinus*. The parasitism in females (60%) was higher than in males (40%) and 100% of parasitized hosts were adults. Three hundred forty one specimens of parasites were recovered: 94 Rictulariidae, 4 Spiruridae, 41 Onchocercidae, 19 Molineidae, 55 Capillariidae (Nematoda), 20 Lecithodendriidae, 49 Anenterotrematidae, 50 Urotrematidae (Trematoda) and 17 Hymenolepididae (Cestoda), in addition to four larvae of nematodes unidentified and 11 specimens of unidentified trematodes. The parasitism by more than one helminth species was verified in 21 hosts. The most prevalent helminth was *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp. Of the total of 2093 specimens of bats examined for ectoparasites, only 94 (4.49%) had parasites, and a total of 260 specimens were recovered: 28 Spinturnicidae, 122 Macronyssidae, 12 Trombiculidae (Acari, Mesostigmata), an Argasidae (Acari, Ixodida), 4 Polycytenidae (Insecta, Hemiptera), one Pulicidae (Insecta, Siphonaptera), 91 Streblidae (Insecta, Diptera) and one unidentified insect specimen. The municipality with the highest number of parasitized hosts was Belo Horizonte. Bats were most frequently parasitized by streblid batflies and macronyssids mites, with 51 and 25 infected hosts, respectively. Among the flies, *Paratrichobius longicrus* was the most prevalent species, found in 73.54% (37/51) of hosts parasitized by Streblidae family specimens. Among mite and tick families, the macronyssidae *Chiroptonyssus venezolanus* was the most prevalent species found in 44% (11/25) of the hosts parasitized by the Acari subclass. Female bats showed more ectoparasites (68.6%) than males (31.4%), and parasitism was higher in adults (87.2%) than in newborn animals (7.7%) and young individuals (5.1%). Parasitism by more than one species of ectoparasite was verified in 10 hosts. With regard to hemoparasites, preliminary results showed 13 bats positive for Trypanosomatidae and 47 for Piroplasmida, two samples being positive for both. Among the sequenced samples of the Piroplasmida, 3 samples were identified with *Babesia* sp. and 15 as *Theileria* sp. Their sequencing showed a high similarity to *Babesia bigemina* and to *Theileria orientalis/Theileria buffeli*, respectively. This work contributes to an epidemiological survey of parasite species of bats with abnormal behavior in the state of Minas Gerais.

KEYWORDS: Helminths; Ectoparasites; Hemoparasites; Bats; Chiroptera

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – <i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i> (Nematoda: Rictulariidae)...	67
FIGURA 2 – Representação esquemática de <i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i> (Nematoda: Rictulariidae).....	68
FIGURA 3 – <i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i> (Nematoda: Rictulariidae).....	75
FIGURA 4 – Representação esquemática de <i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i> (Nematoda: Rictulariidae).....	75
FIGURA 5 – <i>Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae</i> (Nematoda: Rictulariidae) fêmea.....	80
FIGURA 6 – Representação esquemática de <i>Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae</i> (Nematoda: Rictulariidae) fêmea.....	81
FIGURA 7 – <i>Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.</i> (Nematoda: Rictulariidae) fêmea.....	85
FIGURA 8 – Representação esquemática de <i>Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.</i> (Nematoda: Rictulariidae) fêmea.....	86
FIGURA 9 – Representação esquemática de <i>Pterygodermatites (Neopaucipectines) zaiedi</i> (Nematoda: Rictulariidae), segundo Quentin (1978).....	87
FIGURA 10 – <i>Spirura aurangabadensis</i> (Nematoda: Spiruridae).....	90
FIGURA 11 – Representação esquemática de <i>Spirura aurangabadensis</i> (Nematoda: Spiruridae).....	92
FIGURA 12 – <i>Litomosoides brasiliensis</i> (Nematoda: Onchocercidae).....	95

FIGURA 13 – Representação esquemática de <i>Litomosoides brasiliensis</i> (Nematoda: Onchocercidae).....	96
FIGURA 14 – Disposição das papilas em fileira única longitudinal de <i>Litomosoides brasiliensis</i> (Nematoda: Onchocercidae).....	97
FIGURA 15 – <i>Litomosoides molossi</i> (Nematoda: Onchocercidae).....	101
FIGURA 16 – Representação esquemática de <i>Litomosoides molossi</i> (Nematoda: Onchocercidae).....	101
FIGURA 17 – Extremidade anterior de <i>Litomosoides</i> sp. (Nematoda: Onchocercidae).....	104
FIGURA 18 – <i>Histiostrongylus coronatus</i> (Nematoda: Molineidae).....	107
FIGURA 19 – Representação esquemática de <i>Histiostrongylus coronatus</i> (Nematoda: Molineidae) fêmea.....	108
FIGURA 20 – <i>Tricholeiperia</i> sp. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior do macho; B – Extremidade anterior danificada da fêmea; C – Extremidade posterior da fêmea; D – Ovos larvados (Fotos: Érica Munhoz).....	111
FIGURA 21 – Representação esquemática de <i>Tricholeiperia</i> sp. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior do macho; B – Extremidade anterior da fêmea; C – Extremidade posterior da fêmea. (Desenhos: Érica Munhoz).....	112
FIGURA 22 – <i>Anoplostrongylus paradoxus</i> macho (Nematoda: Molineidae). A – Raio dorsal; B – Extremidade posterior do macho; C – Espículos em diferentes focos. (Fotos: Érica Munhoz).....	114

- FIGURA 23 – Representação esquemática de *Anoplostrongylus paradoxus* macho (Nematoda: Molineidae). A – Raio dorsal; B – Extremidade posterior do macho. (Fotos: Érica Munhoz).....114
- FIGURA 24 – *Anoplostrongyinae* gen. sp.1. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Flap na abertura da vulva; C – Extremidade posterior da fêmea; D – Esfíncteres musculosos divergentes e ramos dos vestíbulos iguais; E – Raios bursais; F – Espículos e gubernáculo. (Fotos: Érica Munhoz).....118
- FIGURA 25 – Representação esquemática de *Anoplostrongyinae* gen. sp.1. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior da fêmea; C – Abertura da vulva com flap, esfíncteres divergentes e ramos dos vestíbulos iguais; D – Extremidade posterior do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).....119
- FIGURA 26 – Fêmea de *Anoplostrongyinae* gen. sp.2. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).....121
- FIGURA 27 – *Aonchotheca pulchra* (Nematoda: Capillaridae). A – Extremidade anterior; B – Esticócitos; C – Abertura da vulva com apêndice e ovo bioperculado; D – Extremidade posterior da fêmea; E – Extremidade posterior do macho; F - Bainha espicular evertida. (Fotos: Érica Munhoz).....124
- FIGURA 28 – Representação esquemática de *Aonchotheca pulchra* (Nematoda: Capillaridae). A – Extremidade anterior; B – Esticócitos; C – Abertura da vulva com apêndice e ovo bioperculado; D – Extremidade posterior da fêmea; E – Bainha espicular evertida; F - Extremidade posterior do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).....125
- FIGURA 29 – *Tenoranema rivarolai* (Nematoda: Capillaridae) macho. A – Extremidade posterior e espículo único; B – Asa caudal terminal. (Fotos: Érica Munhoz).....128
- FIGURA 30 – Representação esquemática de *Tenoranema rivarolai* (Nematoda: Capillaridae) macho. A – Extremidade posterior e espículo único; B – Asa caudal terminal. (Desenhos: Érica Munhoz).....129

FIGURA 31 – <i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i> (Trematoda: Anenterotrematidae). (Foto: Érica Munhoz).....	132
FIGURA 32 – Representação esquemática de <i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i> (Trematoda: Anenterotrematidae). Setas – Vitelária. (Desenho: Érica Munhoz).....	132
FIGURA 33 – <i>Anenterotrema lilipudianum</i> (Trematoda: Anenterotrematidae). (Fotos: Érica Munhoz).....	136
FIGURA 34 – Representação esquemática de <i>Anenterotrema lilipudianum</i> (Trematoda: Anenterotrematidae). Seta – Vitelária. (Desenho: Érica Munhoz).....	136
FIGURA 35 - <i>Paralecithodendrium</i> sp.1 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Foto: Érica Munhoz).....	140
FIGURA 36 – Representação esquemática de <i>Paralecithodendrium</i> sp.1 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Desenho: Érica Munhoz).....	140
FIGURA 37 - <i>Paralecithodendrium</i> sp.2 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Foto: Érica Munhoz).....	145
FIGURA 38 – Representação esquemática de <i>Paralecithodendrium</i> sp.2 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Desenho: Érica Munhoz).....	145
FIGURA 39 - <i>Urotrema macrotestis</i> (Trematoda: Urotrematidae). A - Visão geral do corpo; B – Extremidade anterior; C- Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).....	147
FIGURA 40 – Representação esquemática de <i>Urotrema macrotestis</i> (Trematoda: Urotrematidae). (Desenho: Érica Munhoz).....	148
FIGURA 41 - <i>Urotrema scabridum</i> (Trematoda: Urotrematidae). A - Visão geral do corpo; B – Extremidade anterior; C- Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).....	152

FIGURA 42 – Representação esquemática de <i>Urotrema scabridum</i> (Trematoda: Urotrematidae). (Desenho: Érica Munhoz).....	152
FIGURA 43 - <i>Vampirolepis</i> sp. (Cestoda: Hymenolepididea). A – Escólex; B – Ganchos; C – Proglotes maduras; D – Proglotes grávidas. (Fotos: Érica Munhoz).....	155
FIGURA 44 – Representação esquemática de <i>Vampirolepis</i> sp. (Cestoda: Hymenolepididea). A – Escólex; B – Ganchos. (Desenhos: Érica Munhoz).....	155
FIGURA 45 – Representação esquemática de <i>Staphylocystis clydesengeri</i> (A-C) e <i>Staphylocystis schilleri</i> (D) (Cestoda: Hymenolepididea), segundo Tkach et al. (2013). A – Escólex; B – Ganchos rostelares na visão dorsal e lateral; C-D - Proglotes maduras. (Barra A = 100 µm; Barra B = 20 µm; Barra C-D = 250 µm).....	159
FIGURA 46 - <i>Megistopoda aranea</i> (Diptera: Streblidae). A – Visão lateral; B – Esterno; C – Detalhe asa com espinhos. (Fotos: Érica Munhoz).....	178
FIGURA 47 – <i>Paratrichobius longicrus</i> (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe do tórax e cabeça na visão dorsal; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).....	180
FIGURA 48 – <i>Trichobius costalimai</i> (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe dorsal do tórax; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).....	181
FIGURA 49 – <i>Trichobius joblingi</i> (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Esterno; C – Detalhe dorsal do tórax. (Fotos: Érica Munhoz).....	183
FIGURA 50 – <i>Trichobius parasiticus</i> (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe dorsal do tórax; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).....	185
FIGURA 51 – <i>Trichobius angulatus</i> (Diptera: Streblidae). (Foto: Érica Munhoz).....	186

FIGURA 52 - <i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Phyllostomae</i>) (Diptera: Streblidae). (Foto: Érica Munhoz).....	187
FIGURA 53 - <i>Hesperoctenes fumarius</i> (Hemiptera: Polyctenidae). (Foto: Érica Munhoz).....	189
FIGURA 54 - Placa esternal da fêmea de <i>Periglischrus acutisternus</i> (Acari: Spinturnicidae). (Foto: Érica Munhoz).....	191
FIGURA 55 - <i>Periglischrus iheringi</i> (Acari: Spinturnicidae). A - Visão ventral do corpo, aumento de 100x; B - Placa esternal da fêmea, aumento de 400x. (Fotos: Daniel Avelar).....	193
FIGURA 56 - <i>Chiroptonyssus haematophagus</i> (Acari: Macronyssidae). A - Visão ventral do corpo. B - Placa esternal. (Fotos: Érica Munhoz).....	194
FIGURA 57 - <i>Chiroptonyssus robustipes</i> (Acari: Macronyssidae). A - Visão ventral da protoninfa, aumento 100x; B - Placa esternal da protoninfa, aumento 400x. (Fotos: Daniel Avelar).....	196
FIGURA 58- <i>Chiroptonyssus venezolanus</i> (Acari: Macronyssidae). A - Visão ventral do corpo; B - Placa esternal, aumento de 400x. (Fotos: Daniel Avelar).....	196
FIGURA 59 - <i>Parichoronyssus</i> sp. (Acari: Macronyssidae). (Foto: Érica Munhoz).....	198
FIGURA 60 - Macronyssidae gen. sp (Acari: Mesostigmata). (Foto: Érica Munhoz).....	199
FIGURA 61 - Trombiculidae gen. sp. (Acari: Mesostigmata). (Foto: Érica Munhoz).....	199
FIGURA 62 - <i>Ornithodoros</i> sp. (Acari: Argasidae). (Foto: Érica Munhoz).....	201

FIGURA 63 – Esquema representativo da unidade repetitiva do rDNA de eucariotos.....	203
FIGURA 64 – Eletroforese da <i>nested</i> -PCR para detecção de DNA de tripanossomatídeos de morcegos em gel de agarose 0,8%. PM: peso molecular; C+: controle positivo; C-: controle negativo; Br: branco. Canaletas consideradas como positivas:10, 11, 26, 27, 28, 30, 38, 40, 42, 46, 51, 56 e 59.....	209
FIGURA 65– Eletroforese da <i>nested</i> -PCR para detecção de DNA de piroplasmídeos de morcegos em gel de agarose 0,8%. PM: peso molecular; C+: controle positivo; C-: controle negativo; Br1 ^a : branco da primeira reação; Br2 ^a : branco da segunda reação. Canaletas consideradas como positivas: 1, 5, 8, 9, 14, 15, 16, 18, 19, 20, 22, 23, 24, 27, 31, 34, 35, 38, 39, 48, 52, 58, 104, 105, 106, 110, 112, 113, 115, 116, 118, 136, 141, 142, 144, 145, 156, 157, 158, 160 e 165.....	210
FIGURA 66 – Manchas pontuais e esbranquiçadas na asa de morcego da família Molossidae. (Foto: Érica Munhoz).....	222

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Sequências dos iniciadores utilizados, programa da PCR e tamanho dos produtos amplificados para Trypanosomatidae, Piroplasmida, Haemosporida e <i>Bartonella</i>	37
TABELA 2 – Quantidade de morcegos necropsiados e parasitados encontrados no presente trabalho, segundo o sexo e a idade.....	59
TABELA 3 – Espécies de helmintos em morcegos segundo o hospedeiro encontrados no presente trabalho.....	61
TABELA 4 - Associações interespecíficas de helmintos em morcegos encontradas no presente trabalho.....	63
TABELA 5 - Medidas morfométricas das espécies de <i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i> e <i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i> (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	69
TABELA 6 – Lista de espécies de <i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> (Nematoda: Rictulariidae), de acordo com sua distribuição mundial, família do hospedeiro mamífero e número de processos cuticulares quitinosos anteriores à vulva e total*.....	71
TABELA 7 - Medidas morfométricas das fêmeas de <i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp. (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	77
TABELA 8 - Medidas morfométricas das fêmeas de <i>Pterygodermatites</i> sp., subgêneros <i>Paucipectines</i> e <i>Neopaucipectines</i> (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	82

TABELA 9 - Medidas morfométricas das fêmeas de <i>Spirura aurangabadensis</i> (Nematoda: Spiruridae), parasitos do esôfago e estômago de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrados no presente trabalho.....	92
TABELA 10 - Medidas morfométricas das espécies <i>Litomosoides brasiliensis</i> , <i>Litomosoides molossi</i> e <i>Litomosoides</i> sp. (Nematoda: Onchorcecidae), parasitos da cavidade abdominal de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	98
TABELA 11 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 122 pares de bases obtida pelo sequenciamento da amostra de <i>Litomosoides brasiliensis</i> encontrada no presente trabalho.....	99
TABELA 12 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 122 pares de bases obtida pelo sequenciamento da amostra de <i>Litomosoides molossi</i> encontrada no presente trabalho.....	102
TABELA 13 - Medidas morfométricas de <i>Histiostrongylus coronatus</i> (Nematoda: Molineidae), parasito do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrado no presente trabalho.....	109
TABELA 14 - Medidas morfométricas de <i>Tricholeiperia</i> sp. e <i>Anoplostrongylus paradoxus</i> (Nematoda: Molineidae), parasito do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrado no presente trabalho.....	112
TABELA 15 - Medidas morfométricas de Anoplostrongylineae gen. sp.1 (Nematoda: Molineidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrados no presente trabalho.....	120
TABELA 16 - Medidas morfométricas de nematódeos da família Capillariidae, parasitos do estômago e intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	126

TABELA 17 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Anenterotrematidae, parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	133
TABELA 18 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 848 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de <i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i> encontrada no presente trabalho.....	134
TABELA 19 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 806 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de <i>Anenterotrema lilipudianum</i> encontrada no presente trabalho.....	138
TABELA 20 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Lecithodendriidae parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	141
TABELA 21 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 700 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de <i>Paralecithodendrium</i> sp.1 encontrada no presente trabalho.....	143
TABELA 22 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Urotrematidae, parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	145
TABELA 23 - Medidas morfométricas de <i>Vampirolepis</i> sp. (Cestoda: Hymenolepididea), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.....	156
TABELA 24 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 419 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA	

da amostra de <i>Vampirolepis</i> sp. encontrada no presente trabalho.....	157
TABELA 25 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 187 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de Hymenolepididae gen. sp. (com gancho) encontrada no presente trabalho.....	161
TABELA 26 – Espécies de ectoparasitos encontrados em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.....	172
TABELA 27 – Associações interespecíficas de ectoparasitos de morcegos encontradas no presente trabalho.....	175
TABELA 28 – Espécies de ectoparasitos encontrados em morcegos positivos para a raiva no Estado de Minas Gerais.....	175
TABELA 29 – Hemoparasitos encontrados por PCR em morcegos necropsiados e com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.....	208
TABELA 30 - Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para o sequenciamento de amostras de <i>Babesia</i> sp. encontradas no presente trabalho.....	212
TABELA 31 - Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para o sequenciamento de amostras de <i>Theileria</i> sp. encontradas no presente trabalho.....	212
TABELA 32 – Co-associação entre helmintos e ectoparasitos nos morcegos necropsiados no presente trabalho.....	218
TABELA 33 – Proporção das monoassociações e co-associações por grupos de helmintos encontrados no presente trabalho.....	218

TABELA 34 - Localização das famílias de endo e ectoparasitos de acordo com a área corporal no hospedeiro.....220

TABELA 35 - Co-associação entre helmintos e hemoparasitos nos morcegos necropsiados no presente trabalho.....225

LISTA DE QUADROS

QUADRO 1 – Hospedeiros, distribuição geográfica e informações morfológicas dos subgêneros de <i>Pterygodermatites</i> , segundo Quentin (1969).....	47
---	----

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO GERAL	28
3.	MATERIAIS E MÉTODOS.....	32
3.1)	Morcegos, necrópsias, coleta e descarte de materiais biológicos.	32
3.2)	Seleção dos morcegos e quantidade de animais analisados.	33
3.3)	Coleta, fixação e identificação morfológica dos helmintos.....	34
3.4)	Coleta, fixação e identificação morfológica dos ectoparasitos.....	34
3.5)	Tombamento em coleção dos hospedeiros e parasitos	35
3.6)	Extração de DNA e PCR de hemoparasitos a partir do sangue e fígado.....	36
3.7)	Extração de DNA e PCR dos helmintos	38
3.8)	Clonagem.....	39
3.9)	Recuperação do DNA plasmidial	40
3.10)	Sequenciamento.....	40
3.11)	Análise das sequências	42
3.12)	Análise de dados.....	42
	CAPÍTULO I.....	43
1.	INTRODUÇÃO.....	44
2.	REVISÃO DE LITERATURA	45
A)	Considerações sobre a classificação dos nematódeos	45
B)	Filo Nematoda	45
b.1)	Ordem Spirurida.....	46
b.1.1)	Família Rictulariidae	46
b.1.2)	Família Spiruridae	47
b.1.3)	Família Onchocercidae.....	48
b.2)	Ordem Strongylida	50
b.2.1)	Superfamília Trichostrongyloidea.....	50
b.3)	Ordem Enoplida	51
b.3.1)	Família Capillariidae	51
C)	Considerações sobre a classificação das classes Trematoda e Cestoda do filo Platyhelminthes	52
D)	Classe Trematoda	52
d.1)	Subclasse Digenea, Ordem Plagiorchiida	53
d.1.1)	Família Anenterotrematidae.....	53

d.1.2) Família Lecithodendriidae.....	53
d.1.3) Família Urotrematidae.....	54
E) Classe Cestoda.....	54
e.1) Família Hymenolepididae	54
3. OBJETIVOS	57
3.1) Objetivo Geral	57
3.2) Objetivos específicos.....	57
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	58
4.1) Descrições e comentários das espécies de helmintos encontradas em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.	64
FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA RICTULARIIDAE	64
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i> (Travassos, 1928) Quentin, 1969.....	64
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i> Cardia et al., 2015.....	73
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) sp.</i>	76
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae</i> Jiménez e Patterson, 2012	78
<i>Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.</i>	82
Rictulariidae gen. sp.	87
FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA SPIRURIDAE.....	88
<i>Spirura aurangabadensis</i> Ali e Lovekar, 1966	88
FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA ONCHOCERCIDAE	92
<i>Litomosoides brasiliensis</i> Almeida, 1936.....	92
<i>Litomosoides molossi</i> Esslinger, 1973.....	99
<i>Litomosoides sp.</i>	103
FILO NEMATODA, ORDEM STRONGYLIDA, FAMÍLIA MOLINEIDAE.....	104
<i>Histiostrongylus coronatus</i> Molin, 1861	104
<i>Tricholeiperia sp.</i>	109
<i>Anoplostrongylus paradoxus</i>	113
Anoplostrongylineae gen. sp.1	115
Anoplostrongylineae gen. sp.2	120
FILO NEMATODA, ORDEM ENOPLIDA, FAMÍLIA CAPILLARIIDAE.....	121
<i>Aonchotheca pulchra</i> (Freitas, 1934)	121
<i>Tenoranema rivarolai</i> (Freitas, 1934)	127
Capillariidae gen. sp.	129

FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE DIGENEA, FAMÍLIA ANENTEROTREMATIDAE	130
<i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i> (Freitas, 1960) Caballero, 1960	130
<i>Anenterotrema liliputianum</i> (Travassos, 1928) Caballero, 1964	134
FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE DIGENEA, FAMÍLIA LECITHODENDRIIDAE.....	139
<i>Paralecithodendrium</i> sp.1	139
<i>Paralecithodendrium</i> sp.2	144
FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE DIGENEA, FAMÍLIA UROTREMATIDAE	145
<i>Urotrema macrotestis</i> Mané-Garzón e Telias, 1965	145
<i>Urotrema scabridum</i> Braun, 1900.....	150
FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA	153
Trematódeos não identificados	153
FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE CESTODA, FAMÍLIA HYMENOLEPIDIDAE.....	153
<i>Vampirolepis</i> sp.	153
Hymenolopididae gen. sp.	160
CAPÍTULO II.....	163
1. INTRODUÇÃO.....	164
2. REVISÃO DE LITERATURA	166
A) Classe Insecta	166
a.1) Ordem Diptera	166
a.2) Ordem Hemiptera	167
a.3) Ordem Siphonaptera.....	168
B) Classe Arachnida, subclasse Acari	168
3. OBJETIVOS.....	170
3.1) Objetivo Geral	170
3.2) Objetivos específicos.....	170
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	171
4.1) Descrições e comentários das espécies de ectoparasitos encontradas em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.	176
CLASSE INSECTA, ORDEM DIPTERA, FAMÍLIA STREBLIDAE	176
<i>Megistopoda aranea</i> (Coquillett, 1899) Maa, 1965 nomen protectum	176

<i>Paratrichobius longicrus</i> (Ribeiro, 1907) Lima, 1921	178
<i>Trichobius costalimai</i> Guimarães, 1938.....	180
<i>Trichobius joblingi</i> Wenzel, 1966	182
<i>Trichobius parasiticus</i> Gervais, 1844.....	183
<i>Trichobius angulatus</i> Wenzel, 1976.....	185
<i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Phyllostomae</i>)	186
CLASSE INSECTA, ORDEM HEMIPTERA, FAMÍLIA POLYCTENIDAE	187
<i>Hesperoctenes fumarius</i> (Westwood, 1874).....	187
<i>Hesperoctenes</i> sp.	189
CLASSE INSECTA, ORDEM SIPHONAPTERA, FAMÍLIA PULICIDAE	190
<i>Ctenocephalides felis felis</i> (Bouché, 1835)	190
CLASSE ARACHNIDA, SUBCLASSE ACARI, ORDEM MESOSTIGMATA	191
<i>Periglischrus acutisternus</i> Machado-Allison, 1964	191
<i>Periglischrus iheringi</i> Oudemans, 1902.....	192
<i>Periglischrus</i> sp.	193
<i>Chiroptonyssus haematophagus</i> (Fonseca, 1935)	193
<i>Chiroptonyssus robustipes</i> (Ewing, 1925).....	194
<i>Chiroptonyssus venezolanus</i> (Vitzthum, 1932)	196
<i>Chiroptonyssus</i> sp.....	197
<i>Parichoronyssus</i> sp.....	197
Macronyssidae gen. sp.....	198
Trombiculidae gen. sp.	199
CLASSE ARACHNIDA, SUBCLASSE ACARI, ORDEM IXODIDA.....	200
<i>Ornithodoros</i> sp.....	200
CAPÍTULO III	202
1. INTRODUÇÃO.....	203
2. OBJETIVOS	206
2.1) Objetivo geral.....	206
2.2) Objetivos específicos.....	206
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	207
CAPÍTULO IV	214
4. CONCLUSÕES	226
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	229
5. APÊNDICES	270

APÊNDICE I - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Rictulariidae encontradas parasitando morcegos no mundo.	270
APÊNDICE II - Dados da literatura de espécies de nematódeos do gênero <i>Spirura</i> encontradas parasitando morcegos no mundo.	271
APÊNDICE III – Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Onchocercidae encontradas parasitando morcegos nas Américas*.	272
APÊNDICE IV - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Molineidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*	277
APÊNDICE V - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Capilariidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*	280
APÊNDICE VI - Dados da literatura de espécies de trematódeos da família Anenterotrematidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*	282
APÊNDICE VII - Dados da literatura de espécies de trematódeos da família Lecithodendriidae (Trematoda) encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*	283
APÊNDICE VIII - Dados da literatura sobre <i>Urotrema scabridum</i> encontrados parasitando morcegos nas Américas.*.....	285
APÊNDICE IX - Dados da literatura de espécies de cestódeos da família Hymenolepididae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*.....	287
APÊNDICE X - Dados da literatura de espécies de moscas da família Streblidae (Diptera) que ocorrem em morcegos no Brasil.*	289
APÊNDICE XI - Dados da literatura de espécies de insetos da Ordem Hemiptera que ocorrem em morcegos no Brasil.*	311
APÊNDICE XII - Dados da literatura de espécies de insetos da Ordem Siphonaptera que ocorrem em morcegos no Brasil.*	312
APÊNDICE XIII - Dados da literatura de espécies de carrapatos e ácaros (Arachnida, Acari) que ocorrem em morcegos no Brasil.*	314
ANEXO XIV – Artigo submetido (versão em português) para a Parasitology International Journal sobre <i>Spirura aurangabadensis</i> em morcegos no Brasil.....	326
APÊNDICE XV – Sequências de DNA obtidas de algumas espécies de helmintos encontradas no presente trabalho.....	344
APÊNDICE XVI – Sequências de DNA obtidas de sangue coagulado e fígado para a identificação de espécies de hemoparasitos dos gêneros <i>Babesia</i> e <i>Theileria</i>	348

1. INTRODUÇÃO GERAL

A ordem Chiroptera apresenta 1.150 espécies descritas, representando cerca de 20% da mastofauna terrestre, sendo superada em número de espécies somente pela ordem Rodentia (Simmons, 2005). Sua maior diversidade ocorre na região Neotropical e o Brasil apresenta uma das maiores quiropterofaunas registradas, com 178 espécies distribuídas em 68 gêneros e 9 famílias (Nogueira et al., 2014). Em algumas regiões do Brasil a riqueza de espécies de morcegos pode corresponder a cerca de 50% da mastofauna local (Carmignotto et al., 2012). Com exceção do hábito saprofágico, a ordem Chiroptera possui representantes da maioria dos diferentes tipos de hábitos alimentares entre os mamíferos, sendo carnívoros, frugívoros, hematófagos, insetívoros, onívoros, piscívoros ou nectarívoros (Reis et. al., 2007). A maioria apresenta hábito alimentar insetívoro, seguido pelos frugívoros, tornando esses animais de grande importância para o controle populacional de insetos e dispersão de sementes.

Morcegos são hospedeiros de um elevado número de endo e ectoparasitos (Ubelaker et al., 1979; Frank et al., 2014; Lord e Brooks, 2014; Santos e Gibson, 2015) e pelo menos 200 diferentes vírus já foram isolados em morcegos de todo o mundo (Moratelli e Callisher, 2015). Do ponto de vista epidemiológico, o vírus da Raiva (*Rhabdoviridae: Lyssavirus*) é o de maior importância no Brasil e constitui um grave problema de saúde pública, causando uma doença altamente letal e capaz de se desenvolver em qualquer mamífero (Brasil, 2009). Juntamente com a ordem Carnívora, os quirópteros são os principais reservatórios do vírus no Brasil, que já foi isolado em pelo menos 41 espécies hematófagas e não-hematófagas no país (Sodré et al., 2010) e que apresenta uma longa história de coevolução e coespeciação com os morcegos (Calisher et al., 2006; Banyard et al., 2014).

Visando cumprir as metas estabelecidas pelo Programa Nacional de Controle da Raiva criado em 1973 pelo Ministério da Saúde (Brasil, 2016), no ano de 2002 foi implantado pela Secretaria Municipal de Saúde da Prefeitura de Belo Horizonte (SMSA/PBH), o Serviço de Vigilância e Controle da Raiva e de Morcegos Urbanos (Projeto Quirópteros). Entre diversas outras atividades, o Projeto Quirópteros atua no recolhimento de morcegos que apresentam comportamento incomum para o diagnóstico do vírus rábico e na orientação técnica e educativa da população sobre esses animais no ambiente urbano, através do Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) do município.

Em conjunto com as ações do CCZ, o Laboratório de Zoonoses (LZOON), instituição também vinculada à SMSA/PBH, é o principal laboratório de referência para o diagnóstico do vírus da raiva de animais domésticos e silvestres no Estado de Minas Gerais. Assim, o LZOON recebe carcaças de mamíferos suspeitos de estarem infectados com o vírus rábico, especialmente morcegos, de todos os municípios que possuem serviços ativos de controle de zoonoses no Estado de Minas Gerais.

Os morcegos recebidos por ambas as instituições são encontrados caídos no chão, vivos ou mortos e/ou apresentando outros comportamentos incomuns, como vôo incoordenado e/ou diurno, e/ou dependurado em locais incomuns. Morcegos caídos no chão ou que apresentam tais comportamentos incomuns são suspeitos de estarem infectados com o vírus da Raiva (Uieda et al., 1995). No entanto, a grande maioria dos morcegos com comportamentos incomuns recebidos pelo CCZ e LZOON não apresentam a infecção viral. Segundo dados não publicados e fornecidos pelas instituições, o CCZ recolheu entre 2004 e 2015, somente no município de Belo Horizonte, 3.426 morcegos suspeitos, dos quais 123 (3,5%) estavam positivos para a raiva, todos não hematófagos. O LZOON recebeu entre 2009 e 2015, provenientes de 117 municípios do Estado de Minas Gerais (excluindo Belo Horizonte), 2.941 morcegos, dos quais 38 (1,29%) estavam positivos, sendo que 2 eram hematófagos e 36 não hematófagos. Sendo assim, dentre outros problemas, os comportamentos atípicos dos morcegos negativos para raiva analisados pelo CCZ/LZOON da SMSA/PBH poderiam ser decorrentes de alterações fisiológicas ocasionadas por parasitos, que não são investigados.

No Brasil são descritas em morcegos 48 espécies em 27 gêneros de helmintos (Santos e Gibson, 2015), 125 espécies em 37 gêneros de ectoparasitos (Graciolli et al., 2008) e mais de 15 espécies de protozoários, entre elas *Trypanosoma cruzi*, *T. rangeli*, *Leishmania chagasi*, *L. amazonensis* e *Toxoplasma gondii* (Savani et al., 2009; Silva et al., 2009b, Cabral et al., 2013).

Dentre os helmintos, os trematódeos digenéticos parecem constituir o grupo mais diversificado, sendo encontrados principalmente no trato gastrointestinal dos animais e predominantemente em morcegos de hábito alimentar insetívoro, em que insetos agem como hospedeiros intermediários (Lord e Brooks, 2014). Entretanto na América do Sul o número de espécies de nematódeos é maior do que de outros helmintos (Santos e Gibson, 2015).

Alguns desses parasitos podem ocasionar impactos na saúde dos morcegos ou apresentar um caráter zoonótico. Dentre os helmintos, citamos o exemplo da transmissão da bactéria gram-negativa *Neorickettsia risticii*, agente causador da Erliquiose Monocítica Equina e de ocorrência no Brasil (Moreira et al., 2013), por trematódeos da família Lecithodendriidae (Gibson et al., 2005), que apresenta alta prevalência e abundância em morcegos na América do Sul (Santos e Gibson, 2015).

Os ectoparasitos são potenciais vetores de doenças entre os morcegos. Eles podem servir como vetores ou hospedeiros intermediários para helmintos, protozoários, bactérias e vírus (Renz e Wenk, 1981; Dick e Patterson, 2006; Reeves et al., 2005, 2006, 2007; Labuda e Nuttall, 2008). Alguns trabalhos demonstram uma correlação positiva entre a riqueza de ectoparasitos e de vírus em morcegos (Gay et al., 2014). Do ponto de vista comportamental, os morcegos podem gastar muito tempo realizando a autolimpeza corporal para reduzir o ectoparasitismo, o que pode gerar perda de peso em alguns animais (Linhares e Komeno, 2000), ou reduzir a sua fidelidade aos abrigos (Hofstede e Fenton, 2005).

Alterações morfológicas e comportamentais também já foram associadas à presença de protozoários. Entre outros sinais clínicos, a toxoplasmose pode provocar alterações neurológicas, inflamações e dificuldade respiratória em morcegos, que podem levar os animais à óbito (Sangster et al., 2012). Alterações hematológicas, hemoglobinúria e esplenomegalia já foram verificadas em morcegos parasitados por *Babesia* spp., sendo que os picos de parasitemia coincidem com o comportamento incomum em morcegos, que apresentaram relutância ao voo ou incapacidade de manter o mesmo (Gardner e Molyneux, 1987). Lesões dérmicas ocasionadas por *Leishmania* (*Leishmania*) *mexicana* já foram registradas em morcegos no México (Berzunza-Cruz et al., 2015).

2. JUSTIFICATIVA

Apesar do aumento do número de trabalhos nos últimos anos, o parasitismo em morcegos ainda é um campo pouco estudado (Gardner e Jiménez-Ruíz, 2009). A análise da diversidade de parasitos em animais silvestres pode possibilitar a observação de fluxos migratórios e de dispersão, alterações de dieta, hábitos e comportamentos de hospedeiros, alterações ambientais, além da complexidade da estrutura dos ecossistemas e guildas ecológicas (Bongers e Ferris, 1999). Vários fatores podem influenciar a presença e a abundância do parasitismo em vertebrados, como os hábitos alimentares, o tamanho corporal, idade, biogeografia, ecologia, entre outros (Poulin et al., 2011). Assim, compreender a diversidade de parasitos de morcegos pode esclarecer amplas questões sobre a ecologia, sistemática, biogeografia, comportamento e evolução desses mamíferos de uma maneira mais completa em comparação com trabalhos nos quais seus parasitos são ignorados enquanto objetos de estudos (Gardner e Jiménez-Ruíz, 2009).

Assim, este estudo visa contribuir para o conhecimento sobre a biodiversidade de endo e ectoparasitos de morcegos no Brasil, investigando possíveis associações entre a presença de parasitos e as alterações comportamentais dos animais, após a exclusão da infecção pelo vírus da raiva. Além disso, visa também contribuir para um melhor entendimento sobre as dinâmicas das relações parasito-hospedeiros e auxiliará projetos voltados para os estudos de saúde pública, ecologia e conservação urbana desses mamíferos.

Didaticamente, este trabalho será apresentado em quatro capítulos. O Capítulo I apresenta a identificação morfológica dos helmintos encontrados durante as necrópsias dos morcegos, bem como os resultados dos sequenciamentos do DNA de algumas espécies. O Capítulo II apresenta a identificação morfológica dos ectoparasitos encontrados na pelagem e membranas dos animais. O Capítulo III analisa a presença de hemoparasitos através do uso de ferramentas da biologia molecular. O Capítulo IV discute a relação entre os dados encontrados nos capítulos anteriores e apresenta as conclusões. Os objetivos do trabalho serão apresentados nos capítulos correspondentes. Devido a quantidade de dados gerados no presente trabalho, as revisões bibliográficas serão restritas às famílias de parasitos que foram encontradas no presente trabalho.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1) Morcegos, necrópsias, coleta e descarte de materiais biológicos.

No âmbito da Prefeitura de Belo Horizonte (PBH) dois laboratórios de diferentes gerências estão envolvidos diretamente com o diagnóstico da raiva: o Laboratório de Quirópteros do Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) e o setor da Raiva do Laboratório de Zoonoses (LZOON). No LZOON são realizados os exames diagnósticos da raiva a partir do cérebro dos morcegos, recebendo morcegos de todos os municípios do Estado que possuam serviços ativos de zoonoses. O CCZ é responsável por recolher; e também receber; morcegos apenas de Belo Horizonte, sendo também responsável pela identificação dos animais, o armazenamento das carcaças em freezer horizontal -20°C e a coleção biológica. Assim, o CCZ envia para o LZOON apenas o cérebro dos morcegos de Belo Horizonte para exame, armazenando as carcaças e o LZOON envia para o CCZ as carcaças sem cérebro dos morcegos de outros municípios do Estado para a sua identificação e armazenamento. Dessa forma, os morcegos utilizados no presente trabalho pertencem aos dois laboratórios, mas como todos ficam armazenados em apenas um deles, para fins práticos, os morcegos serão declarados como pertencentes ao CCZ da PBH. Este trabalho recebeu a aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG) sob protocolo de número 194/2015.

Foram necropsiados somente morcegos comprovadamente negativos para a raiva e que estavam armazenados em freezer horizontal -20°C. Os morcegos foram descongelados à temperatura ambiente e necropsiados para a procura de helmintos. Os animais foram pesados, medidos (comprimento do corpo, orelha, trago, tíbia, cauda, antebraço e pé) e identificados quanto à família, espécie, sexo e idade, sendo identificados com auxílio das chaves de identificação de Vizotto e Taddei (1973), Gregorin e Taddei (2002), Reis et al. (2007) e Díaz et al., (2011). Essa identificação foi baseada apenas nos caracteres morfológicos externos, desconsiderando medidas cranianas.

Os olhos, a pele e a cavidade bucal dos morcegos foram inspecionados à procura de helmintos nessas áreas. Foi realizada uma incisão ventral abdominal e as vísceras foram separadas individualmente em placas de Petri contendo Solução Salina NaCl 0,85%. As vísceras foram examinadas em microscópio estereoscópico após sua abertura

longitudinal ou dilaceração com auxílio de pinças e agulhas. Todas as necrópsias foram realizadas no Laboratório de Quirópteros do CCZ da PBH.

O sangue coagulado foi pipetado direto da cavidade abdominal, cavidade torácica ou, quando em quantidade insuficiente de 300 microlitros, da placa de petri com salina contendo o coração. Após à sua investigação para helmintos, o fígado foram separados individualmente em microtubos de 1,5 mL. Até à extração de DNA, estas amostras foram armazenadas em freezer -20°C. Todas as análises moleculares foram realizadas no Laboratório de Parasitologia Molecular do Instituto de Ciências Biológicas (LPM-ICB) da UFMG.

Com relação ao descarte, as soluções salinas de NaCl 0,85% das placas de Petri contaminadas com sangue dos animais foram descartadas em pia própria do Laboratório de Quirópteros do CCZ e os todos os materiais utilizados foram lavados com água e sabão líquido neutro. Os rejeitos dos órgãos internos foram encaminhados para o aterro sanitário, conforme protocolo interno do CCZ.

3.2) Seleção dos morcegos e quantidade de animais analisados.

No período entre janeiro de 2013 a março de 2016 o CCZ recebeu 2.093 (1.471 LZOON + 622 CCZ) espécimes de morcegos provenientes de 79 municípios do Estado, incluindo Belo Horizonte. Uma vez que não se definiu um hospedeiro em especial e devido à grande quantidade de morcegos disponíveis, a escolha dos animais para as necrópsias obedeceram aos seguintes critérios e ordens de prioridade: 1 – animal comprovadamente negativo para a raiva; 2 - procedência do morcego (municípios que raramente enviaram animais tiveram prioridade sobre municípios que enviaram animais mais frequentemente); 3 – espécie do morcego (espécies que raramente ou pouco foram recebidas tiveram prioridade em relação às espécies que foram muito recebidas); 4 - condição física (não foram necropsiados animais em avançado estado de decomposição ou com ferimentos extensos e/ou profundos que expunham a cavidade abdominal ao ambiente para helmintos de vida livre).

A partir desta pré seleção dos morcegos, 319 animais foram necropsiados para a procura de helmintos e para a retirada de sangue e vísceras para a investigação de hemoparasitos. Com relação aos ectoparasitos, todos os 2.093 morcegos foram avaliados.

3.3) Coleta, fixação e identificação morfológica dos helmintos

Os helmintos encontrados foram armazenados em microtubos de acordo com o órgão encontrado e uma classificação prévia (Trematoda, Cestoda ou Nematoda) até a identificação mais específica e contagem dos espécimes de acordo com o sexo e estágio de desenvolvimento (adulto ou larva).

Os nematódeos encontrados foram conservados em solução de álcool 70° GL a temperatura ambiente (a conservação a quente não mostrou ser eficiente para esticar os helmintos previamente congelados), clarificados em solução de lactofenol de Amann e identificados em microscópio óptico. Parte dos trematódeos e cestódeos foram fixados com álcool 70° GL após leve compressão, entre lâminas e lamínula de vidro, e então corados pelo carmim acético, desidratados em série crescente de alcóois, clarificados em creosoto de Faia e montados em lâminas permanentes em Bálsamo do Canadá.

As identificações dos helmintos foram realizadas a partir das chaves de identificação de Schmidt (1986), Yamaguti (1961), Travassos et al. (1969) Khalil et al. (1994), Vicente et al. (1997), Moravec (1982, 2001), Gibson e Jones (2008), Anderson et al. (2009), Santos e Gibson (2015), além de artigos com descrições específicas para cada família, gênero ou espécie em questão.

Os helmintos foram fotografados com câmera digital (AxioCam ERc 5s, Carl Zeiss) acoplada ao microscópio e as medidas morfológicas realizadas por meio das fotos através do programa AxioVision 4.8 (Carl Zeiss Vision). Os desenhos esquemáticos dos parasitos foram realizados com o auxílio de uma mesa digitalizadora (Wacom Intuos Draw CTL490DB) através do programa CorelDraw X8 utilizando as fotos obtidas dos helmintos como fundo para orientação.

As identificações dos nematódeos e fotografias de todos os helmintos foram realizadas no Laboratório de Helminologia Veterinária do Instituto de Ciências Biológicas (LHV-ICB) da UFMG e no Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPAS) do Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP-Botucatu). Os trematódeos e cestódeos foram identificados no Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados da UFMG.

3.4) Coleta, fixação e identificação morfológica dos ectoparasitos

A pelagem e as membranas de todos os morcegos foram inspecionadas a olho nu e/ou com lupas imediatamente após o seu recebimento. Os ectoparasitos encontrados foram removidos com auxílio de pinças de dissecação ou agulhas umedecidas em solução de álcool 70° GL. Todos os ectoparasitos foram armazenados em microtubos de 1,5 mL com solução de álcool 70° GL.

As moscas foram identificadas no Laboratório de Ecologia e Controle Biológico do Departamento de Biologia Geral da Universidade Estadual de Montes Claros, Minas Gerais, Brasil, em microscópio estereoscópico. Foram utilizadas as chaves de identificação de Guerrero (1994a, 1994b, 1995, 1996, 1997 e 1998), além de artigos com descrições específicas mais recentes.

Os outros ectoparasitos (ácaros, carrapatos, pulgas e hemípteros) foram identificados no Laboratório de Pesquisas Clínicas do Centro de Pesquisas René Rachou (Fiocruz Minas), Belo Horizonte, Minas Gerais. Os hemípteros foram montados em lâminas temporárias com o meio gelatina-glicerina. Os ácaros, os carrapatos e as pulgas foram montados em lâminas permanentes, conforme as recomendações: ácaros segundo Flechtmann (1990), carrapatos Argasidae segundo Amorim e Serra-Freire (1995) e pulgas segundo Linardi e Guimarães (2000).

Os hemípteros foram identificados em microscópio estereoscópico e os ácaros, os carrapatos e as pulgas identificados utilizando as chaves de identificação: Krantz e Walter (2009) para a diferenciação das ordens e famílias; Furman (1966) e Herrin e Tipton (1975) para ácaros da família Spinturnicidae; Radovsky (1967, 2010) e Saunders (1975) para ácaros da família Macronyssidae; Barros-Battesti et al. (2013) para carrapatos da família Argasidae; Linardi e Guimarães (2000) para as pulgas; Ferris e Usinger (1939), Ueshima (1972), Autino et al. (1999) para hemípteros da família Polyctenidae; além de artigos com descrições específicas mais recentes para cada família dos ectoparasitos.

3.5) Tombamento em coleção dos hospedeiros e parasitos

Após as necrópsias, os morcegos foram depositados na coleção biológica do Laboratório de Quirópteros do CCZ ou encaminhados para o Centro de Coleções Taxonômicas do Departamento de Mastozoologia, Instituto de Ciências Biológicas da UFMG. Os helmintos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto de Biociências de Botucatu (CHIBB), UNESP, Botucatu. Os ectoparasitos foram

depositados na Coleção Zoológica do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul.

3.6) Extração de DNA e PCR de hemoparasitos a partir do sangue e fígado

As amostras de sangue coagulado foram descongeladas em temperatura ambiente e utilizadas para a extração de DNA empregando o kit Wizard® Genomic DNA Purification (PROMEGA), seguindo as recomendações do fabricante para extração de DNA a partir do volume de 300 µl de sangue coagulado. Os DNAs extraídos foram ressuspensos em 30 µL de solução de ressuspensão e dosados em duplicata (2µL da amostra analisada em cada spot da placa) no Espectrofotômetro Epoch™ (Nanodrop) para verificar a concentração e a pureza dos mesmos. As amostras foram diluídas para que apresentassem a mesma concentração de 40 ng/µL. A extração de DNA do fígado seguiu o mesmo protocolo da extração e concentração realizados com o sangue coagulado, salvo que as vísceras foram maceradas usando pistilo de vidro para homogeneização e agitadas em vortex antes do emprego do kit Wizard® Genomic DNA Purification (PROMEGA).

Para uma maior sensibilidade do teste, foi realizada a técnica de Nested-PCR, utilizando o termociclador Veriti™ Applied Biosystems™. As sequências dos iniciadores e as condições para as reações são descritas na Tabela 1. A primeira etapa da amplificação foi realizada para um volume final de 15 µL, sendo 0,6 pmol/µL de cada iniciador, 7,5 µL de Master Mix (PROMEGA), 5,4 µL de água Milli-Q e 1,5 ng/µL de DNA da amostra a ser testada. A segunda etapa da amplificação foi realizada para um volume final de 15 µL, com as mesmas condições descritas acima, mas usando 1,5 µL de DNA produto da primeira reação como DNA molde.

Os produtos obtidos da segunda etapa da Nested-PCR foram submetidos à eletroforese em gel de agarose 1%, em tampão TAE (0,5x), utilizando 5µl do produto da amplificação, 1µl de Gel Red e 1µl de tampão da amostra 6x por canaleta do gel. Como padrão de peso molecular, foi utilizado 1Kb Ladder Plus. O gel de agarose foi submetido a um campo elétrico de 100 volts, por aproximadamente 30 minutos, e observado sob lâmpada ultravioleta na faixa de 365 nm.

TABELA 1 – Sequências dos iniciadores utilizados, programa da PCR e tamanho dos produtos amplificados para Trypanosomatidae, Piropasmida, Haemosporida e *Bartonella*.

Organismos	Região Alvo	Iniciador	Sequência (5´ para 3´)	Anelamento	Extensão	Ciclos	Produto (bp)	Referências
Família Trypanosomatidae	SSU rRNA	TRY927F*	CAGAAACGAAACACGGGAG	55°C,60s	90s	30	927	Noyes et al., 1999
		TRY927R*	CCTACTGGGCAGCTTGGA					
		SSU450F	TGGGATAACAAAGGAGCA	55°C,60s	90s	30	556	
		SSU450R	CTGAGACTGTAACCTCAAAGC					
Filo Apicomplexa	18S rRNA	BmF1*	GCGATGTATCATTCAAGTTTCTG	55°C,20s	50s	39	-	Simpson et al., 2005
		BmR1*	TGTTATTGCCTTACACTTCCTTGC	55°C,20s	50s	39	700	
		BmF2	ACGGCTACCACATCTAAGGAAGGC					
		BmR2	TCTCTCAAGGTGCTGAAGGA					
Ordem Haemosporida	Citocromo Oxidase B	343F***	GCTCACGCATCGCTTCT	57°C,60s	70s	35	187	Belo et al., 2011
		496R***	GACCGGTCATTTTCTTTG					
Ordem Piropasmida	18S rRNA	RIB 19*	CGGGATCCAACCTGGTTGATCCTGC	54°C,60s	120s	30	1700	Zahler et al., 2000
		RIB 20*	CCGAATTCCTTGTACGACTTCTC					
		Bab RumF	ACCTCACCAGGTCCAGACAG	54°C,60s	120s	30	430	Silveira et al., 2011
		Bab RumR	GTACAAAGGGCAGGGACGTA					
<i>Bartonella</i> spp.	IRS 16S-23S	big-F*	TTGATAAGCGTGAGGTC	55°C,10s	50s	40	314	Telfer et al., 2005
		bog-R*	TGCAAAGCAGGTGCTCTCCCA				314	
		big-R**	TCCCAGCTGAGCTACG				298	

* Iniciadores utilizados para a primeira reação da Nested-PCR.

** Semi-nested: iniciador big-F usado como *Forward* e big-R como *Reverse* na segunda reação.

*** Iniciadores utilizados em reação convencional de PCR para confirmar resultado da Nested-PCR.

3.7) Extração de DNA e PCR dos helmintos

Inicialmente, todos vermes foram lavados em água ultrapura. No caso de cestódeos e nematódeos, foi retirado, com auxílio de uma lâmina de bisturi, cerca de 3,0 mm de cada verme. No caso dos trematódeos, a extração de DNA foi feita em *pool* de vermes previamente identificados através da morfologia. A extração de DNA foi realizada utilizando o tampão elaborado por Luke et al. (2009) e modificado por Diawara et al. (2013), descrito a seguir: 1 ml do tampão de lise (50 mM KCl, 10 mM Tris pH 8,3, 2,5 mM MgCl₂, 0,45% Nonidet P-40, 0,45% Tween 20, 0,01% de gelatina, 100 µg de proteinase K, 10% β-mercaptoetanol) o qual era armazenado por uma semana a -20 °C antes do uso. Os vermes, individuais ou em *pool*, foram adicionados a um tubo de PCR contendo 20 µl do tampão de lise e então incubados a 57 °C por aproximadamente 17 horas, seguido por uma inativação da proteinase K a 80 °C por 20 min.

Para as espécies de cestódeos e trematódeos, foram realizadas Reações em Cadeia da Polimerase (PCRs) para marcadores nucleares conhecidos como espaços transcritos internos (ITS-1 e ITS-2) do DNA ribossomal com os iniciadores NC2 (5' GTA GGT GAA CCT GCG GAA GGA TCA TT 3') e NC5 (5' TTA GTT TCT TTT CCT CCG CT 3') descritos por Gasser et al. (1996). As PCRs foram realizadas em volume final de 50 µl, contendo 25 µl de GoTaq® Green Master Mix (Promega), 1 µl de cada iniciador, com concentração final de 0,2 µM/iniciador, 19 µl de água ultrapura e 4 µl de DNA. As amplificações ocorreram em um termociclador (Mastercycler®-EPPENDORF) obedecendo aos seguintes parâmetros: 95 °C por 5 min para desnaturação inicial da dupla fita de DNA genômico, seguido de 30 ciclos a 95 °C por 1 min, 50 °C por 1 min, 72 °C por 1 min e um passo final de extensão a 72 °C por 8 min. Em todas as reações realizadas, foram incluídos controle positivo, com DNA de *Ancylostoma ceylanicum*, e branco (água) para avaliar a presença e/ou ausência de possíveis contaminantes ou inibidores durante o processo de extração de DNA e/ou preparação das reações de PCR. O produto dessas reações foi submetido à eletroforese em gel de agarose 1,0% (m/v) (Midsci), com tampão TAE 0,5x, corado com GelRed® (Biotium) e visualizado em luz ultravioleta (faixa de 365nm).

Para os nematódeos, foram realizadas PCRs para o marcador mitocondrial citocromo oxidase c subunidade I (COI), com os iniciadores COIintF (5' TGA TTG GTG GTT TTG GTA A 3') e COIintR (5' ATA AGT ACG AGT ATC AAT ATC 3'), descritos por Casiraghi et al. (2000). As PCRs para COI foram realizadas seguindo as

mesmas condições das PCRs para ITS, através do seguinte programa: 94 °C por 5 min para desnaturação inicial da dupla fita de DNA genômico, seguido de 40 ciclos a 94 °C por 45s, 52 °C por 45 segundos, 72 °C por 90 segundos e um passo final de extensão a 72 °C por 8 minutos.

3.8) Clonagem

Os fragmentos amplificados para a COI dos helmintos *Litomosoides brasiliensis* e *Litomosoides molossi* foram clonados com o kit pGEM®-T Easy Vector Systems (Promega, Estados Unidos). O volume de 1,5 µl do produto de PCR foi incubado a 4 °C, por cerca de 16 horas, na presença de 2,5 µl do tampão de ligação, 0,5 µl de vetor e 0,5 µl de DNA ligase. Posteriormente, foi realizada a termotransformação. O volume de 2 µl do produto de ligação foi transformado em 30 µl de células quimiocompetentes *Escherichia coli* da linhagem XL1-blue (Phoneutria, Brasil). As amostras foram transformadas com incubação em gelo por 10 minutos, seguida de choque térmico por 1,5 minutos a 42 °C e nova incubação em gelo por mais 2 minutos. As células bacterianas potencialmente transformadas foram incubadas por 1 hora a 37 °C em 500 µl de meio líquido circlegrow (MP Biomedicals, Estados Unidos) pH 7,0, com posterior plaqueamento das mesmas em meio sólido seletivo circlegrow (MP Biomedicals, Estados Unidos), contendo ampicilina (100 µg/ml), IPTG (100 mM) e X-gal (500 µg/ml).

As placas foram incubadas a 37 °C por aproximadamente 16 horas. A presença dos insertos de interesse nos plasmídeos recombinantes foi confirmada por meio de uma reação de PCR de colônia, utilizando diretamente uma pequena amostra de algumas colônias brancas retiradas da placa com o auxílio de um palito de madeira estéril. Essas amostras foram transferidas para um tubo contendo 5µl de GoTaq Green Master Mix (Promega, Estados Unidos), 0,2 µl de cada iniciador M13 direto (5' - CGC CAG GGT TTT CCC AGT CAC GAC - 3') e reverso (5' - TCA CAC AGG AAA CAG CTA TGA C - 3'), com concentração final de 0,2µM/iniciador e 4,6 µl de água ultrapura. Da mesma forma, foram preparadas reações de PCR com colônias azuis que funcionaram como controle negativo da clonagem. A PCR de colônia ocorreu a 95 °C por 5 minutos, seguido de 30 ciclos a 95 °C por 1 minuto, 52 °C por 1 minuto, 72°C por 1 minuto e um passo final de extensão a 72°C por 8 minutos. Os produtos da amplificação foram

visualizados após eletroforese de gel de agarose 1,0% (m/v), com tampão TAE 0,5x e corado com GelRed® (Biotium, Estados Unidos).

Após a confirmação da presença dos insertos recombinantes, com o auxílio de palitos de madeira estéreis, foram inoculados fragmentos das colônias em tubos de 15 ml do tipo Falcon contendo 3 ml de meio de cultura líquido circlegrow® (MP Biomedicals) com 3 µl de ampicilina (100 µg/ml) em cada tubo, os quais foram incubados em estufa por aproximadamente 22 horas, a 37°C, sob agitação constante

3.9) Recuperação do DNA plasmidial

O DNA plasmidial foi recuperado através do kit Wizard® Plus Minipreps DNA Purification System (Promega, Estados Unidos). A cultura bacteriana foi centrifugada a 10.000 xg em tubo de microcentrífuga de 1,5 ml. O sobrenadante foi descartado e o restante da cultura novamente centrifugada no mesmo tubo. O sobrenadante foi então removido por inversão e o pellet bacteriano foi ressuscitado em 250 µl de solução de ressuspensão de célula. Foram adicionados 250 µl de solução de lise para romper a membrana das bactérias, com 10 µl de protease alcalina para quebra de ligações peptídicas. O produto foi incubado por 5 minutos à temperatura ambiente, com adição de 350 µl de solução de neutralização. O lisado bacteriano foi centrifugado a 14.000 xg por 10 minutos. O sobrenadante (aproximadamente 850 µl) foi transferido para a coluna, inserida em um tubo coletor, e centrifugado a 14.000 xg por 1 minuto, à temperatura ambiente. Foi descartado o líquido do tubo coletor e adicionado 750 µl de solução de lavagem na coluna, a qual foi centrifugada a 14.000 xg. O líquido do tubo coletor foi descartado e a coluna foi reinserida. Esse procedimento de lavagem foi repetido usando 250 µl de solução de lavagem, centrifugado a 14.000 xg por 2 minutos, à temperatura ambiente. A coluna foi inserida em um novo tubo coletor e o DNA plasmidial foi eluído em 40 µl de água ultrapura. Esse volume foi novamente centrifugado a 14.000 xg por 1 minuto, à temperatura ambiente e estocado a -20 °C.

3.10) Sequenciamento

Os produtos amplificados foram purificados com polietilenglicol – PEG – (Promega) (20% polietilenoglicol 8.000 em solução de NaCl 2,5 M). A precipitação com o sistema PEG foi realizada em um tubo de microcentrífuga de 0,5 ml, com 1

volume do produto amplificado e 1 volume de PEG 20%, seguido de homogeneização em vórtex. Foi realizada uma centrifugação a 13.000 xg, a 25 °C por 45 minutos, com o subsequente descarte do sobrenadante e adição de 125 µl de etanol 20%. Em seguida, foi realizada uma centrifugação a 13.000 xg, 25 °C por 15 minutos, descarte do sobrenadante, adição de igual volume de etanol 80% e centrifugação sob os mesmos parâmetros para retirada do excesso de sal. O sobrenadante foi descartado e o precipitado ressuspenso em 20 µl de água ultrapura. O material foi dosado através de espectrofotômetro Epoch (Biotek) e armazenado a -20 °C.

Para purificação do produto de PCR excisado do gel, foi utilizado o kit GFX® PCR DNA and Gel Band Purification (GE Healthcare), segundo recomendação do fabricante. Inicialmente, utilizando uma lâmina de bisturi, a banda foi excisada do gel, transferida para um tubo de microcentrífuga de 1,5 ml e pesada em balança semianalítica. Foram adicionados 10 µl de tampão de captura para cada 10 mg de gel, seguida de incubação a 60 °C até completa dissolução. Essa mistura foi vortexizada, transferida para uma coluna inserida em um tubo coletor e incubada por 1 minuto à temperatura ambiente, com posterior centrifugação a 16.000 xg por 30 segundos, para associação do DNA à membrana da coluna. O filtrado presente no tubo coletor foi descartado e a coluna foi reinsertada no tubo. Foram adicionados 500 µl de tampão de lavagem na coluna, com centrifugação a 16.000 xg por 30 segundos, para remoção dos sais e outros contaminantes da membrana. O tubo coletor foi descartado e a coluna foi inserida em um tubo de microcentrífuga de 1,5 µl, para eluição do DNA. Foram adicionados 12 µl do tampão de eluição no centro da membrana da coluna, seguido de incubação por 1 minuto à temperatura ambiente, com posterior centrifugação a 16.000 xg por mais 1 minuto. O DNA eluído foi dosado através de espectrofotômetro Epoch (Biotek) e estocado a -20 °C.

Foi utilizado o kit BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing (Applied Biosystems) para a reação de sequenciamento. Cada amostra foi sequenciada no sentido direto e reverso. A reação foi realizada no termociclador GeneAmp PCR System 9700 AB, obedecendo os seguintes parâmetros: 30 ciclos de 95°C por 20 segundos, 60°C por 15 segundos e 60°C por 1 minuto. Posteriormente, os nucleotídeos não incorporados foram retirados, adicionando-se 1,0 µl de acetato de amônio (7,5 M) e 25 µl de etanol absoluto e, após incubação a 25 °C por 15 minutos, a placa foi centrifugada a 4.000 xg por 45 minutos a 25 °C. O sobrenadante foi descartado e 150 µl de etanol 70% foram adicionados às amostras, seguindo de centrifugação a 4.000 xg por 15 minutos a 25°C.

O sobrenadante foi descartado e o sedimento ressuspensionado por agitação em vórtex com 10 µl do tampão de solubilização contendo 70% de formamida e 1,0 mM de EDTA. O sequenciamento dos fragmentos foi executado no sequenciador automatizado ABI 3130xl/Genetic Analyzer (Applied Biosystems) de 16 capilares.

3.11) Análise das sequências

A análise do cromatograma para cada sequência foi realizada utilizando o programa Sequence Scanner® (Applied Biosystems). Para uma mesma espécie, foram realizados “Contigs” (sobreposição de fragmentos de DNA derivados de uma mesma fonte genética) para as duas sequências obtidas, através da ferramenta “Electropherogram quality analysis”, desenvolvido pela Embrapa Genetic Resource and Biotechnology (<http://asparagin.cenargen.embrapa.br/phph/>). Posteriormente, foi realizado o BLAST-N (Basic Local Alignment Search Tool - Nucleotide) (<http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/>) para comparação com as sequências depositadas no banco de dados (GenBank). As sequências obtidas no presente trabalho referentes aos helmintos e aos hemoparasitos são apresentadas nos Apêndices XV e XVI, respectivamente.

3.12) Análise de dados

Para as definições de prevalência e intensidade de infecção e infestação foi considerado o trabalho de Bush et al. (1997). As medidas dos helmintos foram apresentadas indicando os valores mínimos e máximos, com a média aritmética entre parênteses.

Sobre os ectoparasitos, os resultados foram analisados apenas qualitativamente, pois parâmetros estatísticos poderiam não refletir corretamente a realidade do ectoparasitismo, uma vez que a maioria dos hospedeiros foram encontrados mortos ou em situação de altíssimo estresse, fatores que alteram fortemente o ectoparasitismo.

CAPÍTULO I

INTERAÇÕES TAXONÔMICAS ENTRE HELMINTOS ENDOPARASITOS DE MORCEGOS DE ALGUNS MUNICÍPIOS DO ESTADO DE MINAS GERAIS.

1. INTRODUÇÃO

Diversos helmintos já foram registrados em morcegos em todo o mundo, sendo sua diversidade, entre outros fatores, diretamente proporcional aos hábitos alimentares dos hospedeiros. No Brasil são encontrados sete guildas alimentares para morcegos, porém cerca de 60% das espécies apresentam hábito alimentar exclusivamente insetívoro (Reis et. al., 2007). Os morcegos insetívoros são frequentemente hospedeiros definitivos de trematódeos digenéticos (Nogueira et al., 2004; Lord e Brooks, 2014), sendo que os insetos agem como hospedeiros intermediários.

Ao comparar o hábito alimentar dos morcegos e os ciclos de vida conhecidos dos parasitos, parece haver uma tendência do parasitismo em morcegos frugívoros por helmintos de ciclo monoxeno pertencentes ao filo Nematoda (Ubelaker, 1979; Nogueira et al., 2004; Santos e Gibson, 2015). Alguns morcegos frugívoros podem ocasionalmente complementar sua dieta com insetos (Mikich, 2002; Martins et al., 2014), o que poderia explicar a ocorrência de alguns helmintos de ciclos heteroxenos. Além disso, alguns ectoparasitos podem ser responsáveis pela transmissão de alguns helmintos heteroxenos, como é o caso da transmissão do nematódeo do gênero *Litomosoides* por ácaros (Anderson, 2000; Bain et al., 2002).

Na América do Sul, o número de espécies de nematódeos é maior do que de platelmintos (Santos e Gibson, 2015). No Brasil são descritas 48 espécies em 27 gêneros de helmintos em morcegos, sendo: 13 gêneros e 24 espécies de Nematoda, 1 gênero e 2 espécies de Achantocephala, 2 gêneros e 4 espécies de Cestoda e 11 gêneros e 18 espécies de Trematoda (Cardia et al., 2015; Santos e Gibson, 2015).

2. REVISÃO DE LITERATURA

A) Considerações sobre a classificação dos nematódeos

Diversas propostas de classificação já foram elaboradas para os nematódeos de acordo com avanço das descrições de espécimes e das ferramentas de pesquisa, como o aprimoramento da microscopia e o desenvolvimento das técnicas de biologia molecular. A instabilidade taxonômica dos nematódeos é discutida até mesmo em relação à denominação do próprio filo: há autores que defendem a nomenclatura Filo Nemata, outros, Filo Nematoda (De Ley e Blaxter, 2002). Ainda não há unanimidade entre os nematologistas quanto à essa classificação uma vez que o Código Internacional de Nomenclatura Zoológica prevê regras de nomenclatura somente a partir da categoria de Família.

As chaves de identificação propostas no trabalho de Anderson et al. (2009) baseiam-se na classificação mais tradicional do filo Nematoda, que foi elaborada por Chitwood e Chitwood (1950). Essa classificação divide o filo nas classes Adenophorea e Secernentea, baseada principalmente em caracteres morfológicos dos helmintos. Mais recentemente, uma nova proposta dividiu o filo nas classes Enoplea e Chromadorea, baseada na análise da subunidade 16S do DNA ribossomal com ênfase no monofiletismo do grupo (De Ley e Blaxter, 2002). Essa proposta também alterou consideravelmente as classificações incluindo as categorias de ordem e família, sendo que os próprios autores assumem incertezas da classificação (*Incertae sedis*) para a maioria das classificações uma vez que não há dados moleculares suficientes para todos os grupos.

Considerando essas incertezas das classificações e principalmente a falta de chaves de identificação adequadas à essa nova proposta, o presente trabalho baseou-se na classificação tradicional do filo proposta no trabalho de Anderson et al. (2009).

B) Filo Nematoda

Espécimes do filo Nematoda são encontrados em todo o mundo e nos mais diferentes ambientes, seja na forma parasitária ou na forma livre. Pelo menos 30.000 espécies, em cerca de 2.271 gêneros e 256 famílias, são descritas, no entanto estima-se

que o grupo tenha entre 500.000 e um milhão de espécies (Anderson, 2000; Feliu et al., 2006).

Sete superfamílias podem ser encontradas em morcegos na América do Sul (Filarioidea Muspiceoidea, Physalopteroidea, Rictularioidea, Seuratoidea, Trichinelloidea e Trichostrongyloidea), sendo 9 famílias, 13 gêneros e 24 espécies descritas nesses animais (Cardia et al., 2015; Santos e Gibson, 2015).

b.1) Ordem Spirurida

b.1.1) Família Rictulariidae

Os rictularídeos são caracterizados principalmente pela presença de duas fileiras de processos cuticulares quitinosos e de aspecto pectiniforme recobrando praticamente toda a superfície lateroventral do corpo em ambos os sexos (Quentin, 1969; Anderson et al., 2009). Estes nematódeos heteroxenos são frequentemente encontrados em várias ordens de mamíferos, com cerca de 50 espécies descritas, sendo encontrados livres no lúmen intestinal ou firmemente aderidos à mucosa intestinal (Anderson, 2000).

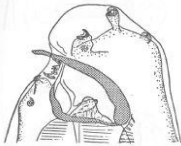



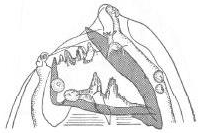
Devido às diversas reclassificações e sinonímias, a taxonomia da família ainda é muito confusa. Atualmente, a classificação mais utilizada segue a proposta da revisão de Quentin (1969). Neste trabalho, o autor divide a família em dois gêneros, baseado no número de dentes esofagianos e posição da abertura bucal: *Rictularia* com 1 dente esofagiano e boca totalmente dorsal e transversal, e *Pterygodermatites* com 3 dentes esofagianos e a abertura oral apical ou deslocada dorsalmente, porém nunca totalmente na posição dorsal e transversal. Quentin (1969) ainda propõe a divisão do gênero *Pterygodermatites* em 5 subgêneros (*Paucipectines*, *Neopaucipectines*, *Pterygodermatites*, *Mesopectines* e *Multipectines*) baseado na posição da abertura oral, nos denticulos peribucais, no número de espinhos antes da vulva nas fêmeas e arranjo das papilas caudais nos machos, estabelecendo uma provável ordem filogenética e distribuição geográfica das subfamílias (Quadro 1). Devido à sobreposição de características, a identificação específica baseada apenas em fêmeas é impossível na maioria dos casos. A identificação baseada em machos é dificultada, uma vez que a prevalência desses é muito baixa por apresentarem ciclo de vida curto, morrendo logo após a cópula e sendo eliminados com as fezes (Quentin, 1969).

Até o momento, apenas espécies dos subgêneros *Multipectines* e *Paucipectines* foram encontrados na América do Sul, sendo descritos, respectivamente, em felinos e

canídeos silvestres (Beldomenico et al., 2005; Hoppe et al., 2010), e em roedores, marsupiais, xenartras e quirópteros (Travassos, 1928; Quentin, 1969; Torres et al., 2007; Sardella e Fugassa, 2009; Jiménez e Patterson, 2012). Poucas são as espécies de Rictulariidae que parasitam morcegos no mundo (Apêndice I) (Quentin, 1969; Anderson, 2000; Santos e Gibson, 2015). Na América do Sul apenas duas espécies de *Pterygodermatites* são descritas em morcegos, ambas de ocorrência no Brasil: *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans* e *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* (Travassos, 1928; Cardia et al., 2015).

Ainda não são bem conhecidos os efeitos do parasitismo desse gênero em morcegos, mas já foram relatados problemas ocasionados pelas espécies *Pterygodermatites nycticebi* em primatas nos Estados Unidos (Montali et al., 1983) e no Japão (Sato et al., 2003), e por *Pterygodermatites peromysci* em roedores na América do Norte (Vandegrift et al., 2008; Vandegrift e Hudson, 2009).

QUADRO 1 – Hospedeiros, distribuição geográfica e informações morfológicas dos subgêneros de *Pterygodermatites*, segundo Quentin (1969).

Subgênero	<i>Pterygodermatites</i>	<i>Paucipectines</i>	<i>Neopaucipectines</i>	<i>Mesopectines</i>	<i>Multipectines</i>
Espécie tipo	<i>Pterygodermatites plagiostoma</i>	<i>Pterygodermatites coloradensis</i>	<i>Pterygodermatites desportesi</i>	<i>Pterygodermatites taterilli</i>	<i>Pterygodermatites affinis</i>
Hospedeiros	Chiroptera, Erinaceidae, Carnivora, Sciuridae	Rodentia, Chiroptera, Marsupialia, Canidae	Chiroptera, Rodentia, Lêmures	Gerbillidae, Muridae, Viverridae, Primatas	Mustelidae, Felidae, Canidae
Distribuição Geográfica	Mediterrâneo, África do Sul	Novo Mundo	Europa, Congo, Madagascar	África, Ásia	Cosmopolita
Espinhos pré-vulva	40 a 46	29 a 39	34 a 38	37 a 51	47 a 58
Abertura oral	Dorsal 	Apical 	Dorsal 	Dorsal 	Dorsal 

b.1.2) Família Spiruridae

A família Spiruridae é representada por três gêneros, todos heteroxenos e parasitos da mucosa do esôfago e estômago de seus hospedeiros: *Paraspirura* - parasitos de répteis, *Spirura* e *Protospirura* - parasitos de mamíferos, sendo que apenas o gênero *Spirura* tem sido registrado em morcegos (Smales et al., 2009).

Nematódeos do gênero *Spirura* apresentam, como característica exclusiva do grupo, a presença de uma ou duas bossas ventrais (Chabaud, 2009). O gênero tem sido dividido em dois grupos baseados no número de papilas pre-cloacal (Kalil, 1975; Quentin e Krishnasamy, 1975; Diouf et al., 2013). O primeiro grupo, com maior número de espécies, apresenta 4 pares de papilas, sendo encontrado em todos os continentes (exceto Antártida) (Spratt, 1985). O segundo grupo, apresenta mais de 4 pares de papilas, sendo encontrado na América do Norte, Índia e Senegal (Diouf et al., 2013).

Parasitos adultos de *Spirura* já foram descritos em mamíferos insetívoros, marsupiais, roedores, carnívoros, quirópteros e primatas (Hering-Hagenbeck et al., 2001), tendo insetos Coleoptera, Orthoptera e Blattodea como hospedeiros intermediários (Anderson e Barnes, 1993; Anderson, 2000). Após a ingestão do ovo pelo hospedeiro intermediário, as larvas eclodem no intestino e migram para a cavidade geral, onde sofrem duas ecdises e permanecem encapsuladas. O tempo entre as ecdises e o encapsulamento varia entre as espécies e ciclos já estudados (Anderson, 2000). Segundo Quentin (1973), as larvas de *Spirura guianensis* atingem o 3º estágio em 24 dias. Uma característica comum à todas as espécies de *Spirura* é o sistema genital bem definido nas larvas infectantes L3, com a presença de processos cuticulares na extremidade posterior em forma de tufos ou espinhos e o aparecimento da bossa ventral (Chabaud, 1954; Quentin, 1973; Anderson, 2000; Anderson e Barnes, 1993). Em *S. guianensis*, a diferenciação das estruturas cefálicas ocorre no hospedeiro no estágio de L4, que ainda retém a presença dos processos cuticulares em forma de tufos (Quentin, 1973).

Cinco espécies são descritas em morcegos no mundo (Apêndice II), não existindo relato da ocorrência desse gênero em morcegos na América do Sul (Santos e Gibson, 2015).

b.1.3) Família Onchocercidae

A família Onchocercidae é subdividida em 7 subfamílias (Anderson e Bain, 2009), sendo que espécies de cinco gêneros já foram encontrados em morcegos: *Litomosoides*, *Migonella*, *Chiropterofilaria*, *Josefilaria* e *Litomosa* (Bain et al., 2002). Apenas os dois primeiros gêneros são encontrados em morcegos na América do Sul (Santos e Gibson, 2015). O gênero *Migonella* é monoespecífico, sendo que a única espécie descrita, *Migonella fracchiae*, foi encontrada no mesentério de *Myotis nigricans* no Paraguai (Lent et al., 1946). Dezoito espécies de *Litomosoides* já foram relatadas em morcegos nas Américas, sendo 6 espécies no Brasil (Apêndice III).

Dentre os oncocercídeos, *Litomosoides* e *Litomosa* são os gêneros mais frequentemente encontrados em morcegos no mundo e com o maior número de espécies, cerca de 42 e 22, respectivamente (Martin et al., 2006; Oviedo et al., 2016). Espécies do gênero *Litomosoides* ocorrem nas Américas, enquanto que espécies do gênero *Litomosa* são amplamente encontradas no Velho Mundo, além da ocorrência de duas espécies em roedores na América do Norte (Guerrero et al., 2002; Martin et al., 2006). Além da distribuição geográfica, os parasitos adultos diferenciam-se basicamente pela morfologia da cápsula bucal, sendo que *Litomosoides* apresenta a estrutura desenvolvida e muito esclerotizada, enquanto *Litomosa* apresenta cápsula bucal pouco desenvolvida, podendo ser muito ou pouco esclerotizada (Guerrero et al., 2002; Martin et al., 2006; Anderson e Bain, 2009).

O gênero *Litomosoides* pode ser encontrado na cavidade torácica e abdominal de roedores, morcegos e marsupiais, sendo a maioria das espécies encontrada na América do Sul, e os parasitos são ordem-específicos, isto é, as espécies que ocorrem em morcegos não ocorrem em roedores ou marsupiais e vice-versa (Brant e Gardner, 2000). Sua transmissão se dá através da hematofagia de ácaros da família Dermanyssidae (Anderson, 2000) e Macronyssidae (Bain et al., 2002; Guerrero et al., 2006). Sua prevalência em morcegos é considerada baixa, especialmente quando comparada à prevalência do gênero em roedores (Oviedo et al., 2016).

Algumas espécies do gênero *Litomosoides* têm sido utilizadas como modelos experimentais para estudos de biologia, imunologia e tratamento de doenças de importância médica causadas por outros oncocercídeos, como *Wuchereria* spp. e *Onchocerca* spp. (Hoffmann et al., 2000; Cárdenas et al., 2010; Morris et al., 2013), sendo que o ácaro *Ornithonyssus bacoti* tem sido utilizado como principal hospedeiro intermediário experimental (Renz e Wenk, 1981; Anderson, 2000). Além disso, *Litomosoides* spp. também tem sido utilizadas para investigar as relações dos

oncocercídeos, especialmente de importância médica, com bactérias simbiotes (Casiraghi et al., 2004; Hise et al., 2004; Chagas-Moutinho et al., 2015). Tais bactérias são apontadas como essenciais à reprodução desses parasitos, embora alguns trabalhos já tenham verificado a ausência das mesmas em alguns espécimes e ao longo da evolução do grupo desses helmintos (Casiraghi et al., 2004; Guerrero et al., 2006; Junker et al., 2009).

b.2) Ordem Strongylida

b.2.1) Superfamília Trichostrongyloidea

Parasitos da superfamília Trichostrongyloidea são encontrados principalmente no estômago e intestino de todos os grupos de vertebrados, com uma ampla variedade em mamíferos, sendo frequentemente encontrados em morcegos, roedores e ruminantes (Anderson, 2000). A classificação das famílias e espécies desse grupo é complexa por ser baseada principalmente no estudo das sínfoles e dos raios bursais, e pelo fato do grupo possuir muitos gêneros e espécies de morfologia bastante similar (Durette-Desset e Chabaud, 1981, 1993; Durette-Desset, 1985, 2009; Vicente et al., 1997). Assim, a identificação baseada em poucos espécimes pode ser limitada, uma vez que, em geral, se faz necessário seccionar transversalmente os helmintos para a observação das sínfoles.

Além disso, muitos gêneros foram criados ou reclassificados após a revisão realizada por Travassos (1937), especialmente a partir da década de 1980 com os trabalhos de Durette-Desset. Por não haver uma revisão unificada mais atual da superfamília, alguns trabalhos apresentam divergências de classificações, como é o caso das chaves propostas para a superfamília por Durette-Desset (2009) e Santos e Gibson (2015).

Quatro famílias possuem espécies que parasitam morcegos: Strongylacanthidae, Ornithostrongylidae, Molineidae e Heligmonellidae. A primeira família é encontrada em morcegos da superfamília Rhinolophoidea (Durette-Desset, 2009), que inclui as famílias Nycteridae e Megadermatidae, ambas encontradas exclusivamente no Velho Mundo (Simmons, 2005). As outras três famílias apresentam 13 gêneros que parasitam morcegos na América do Sul: *Allintoshius* (Ornithostrongylidae), *Stilestrongylus* (Heligmonellidae), *Anoplostrongylus*, *Biacantha*, *Bidigiticauda*, *Carostrongylus*, *Cheiropteronea*, *Histiostrongylus*, *Molostrongylus*, *Parahistiostrongylus*,

Tricholeiperia, *Torrestrongylus* e *Websternema* (Molineidae) (Santos e Gibson, 2015) (Apêndice IV). A chave de identificação de Durette-Desset (2009) não inclui os gêneros *Websternema*, *Molostrongylus* e *Carostrongylus* (Molineidae), que foram propostos pela própria autora (Vaucher e Durette-Desset, 1986; Durette-Desset e Vaucher, 1989, 1996), mas foram considerados na chave proposta por Santos e Gibson (2015).

b.3) Ordem Enoplida

b.3.1) Família Capillariidae

Cerca de 300 espécies de capilarídeos já foram descritas em todo o mundo, parasitando todos os grupos de vertebrados, terrestres ou aquáticos, e nos mais diversos habitats nos hospedeiros, como sistema respiratório, digestivo e excretor, pele, vísceras e tecidos (Moravec, 2001).

Devido à grande dificuldade de identificação, por muitos anos os capilarídeos foram classificados como pertencente a um único gênero – *Capillaria*. No entanto, desde a década de 1950 alguns autores já discutiam a necessidade de uma reclassificação da família Capillariidae e o desdobramento do gênero em vários outros (Freitas, 1959; Moravec, 1982, 2001). Dentre os mais recentes trabalhos sobre a família, a classificação e chave de identificação proposta por Moravec (1982) é um dos trabalhos mais utilizados para as descrições e levantamentos de espécies. Segundo o autor, a família Capillaridae é constituída por 22 gêneros (Moravec, 2001) e as chaves de identificação genérica utilizam basicamente caracteres morfológicos do sistema reprodutor dos machos, dificultando muito a identificação de amostras que contenham apenas fêmeas e, nesse caso, impossibilitando a identificação das espécies.

Os capilarídeos são caracterizados por apresentarem corpo filiforme, com extremidade anterior muito reduzida, fina e longa, esôfago dividido em uma região anterior curta e muscular e região posterior longa e glandular formada por uma a três fileiras longitudinais de esticócitos, machos menores do que as fêmeas e com a presença de uma bainha espicular eversível, ovos alongados e bioperculados (Moravec, 2001). Na América do Sul já foram encontrados 5 gêneros e 12 espécies de capilarídeos em morcegos, sendo 4 gêneros e 9 espécies no Brasil (Apêndice V). Poucos são as espécies com o ciclo biológico bem elucidado, que pode envolver hospedeiros intermediários ou não (Moravec, 2001). Nenhum ciclo é conhecido para espécies que infectam morcegos na América do Sul.

C) Considerações sobre a classificação das classes Trematoda e Cestoda do filo Platyhelminthes

Tradicionalmente e didaticamente, o filo Platyhelminthes é subdividido em três – Turbellaria, Trematoda e Cestoda – ou quatro classes - Turbellaria, Trematoda, Monogenea e Cestoda. Assim, ora os Monogenea são classificados como classe, ora como subclasse pertencente à classe Trematoda. Estudos moleculares recentes demonstram que Trematoda, Monogenea e Cestoda são classificados como classes em um agrupamento monofilético denominado Neodermata e que Turbellaria tem sido erroneamente classificado como uma classe do filo Platyhelminthes, uma vez que é um grupo não monofilético (Cribb et al., 2003; Littlewood, 2006; Boll et al., 2013).

Dentre as ordens da classe Cestoda, Pseudophyllidea e Cyclophyllidea são as ordens que apresentam espécimes de interesse médico e veterinário. Estudos moleculares verificaram o monofiletismo de Cyclophyllidea e o polifetismo de Pseudophyllidea, propondo a supressão desta ordem e criação de duas novas ordens: Botriocephalidea e Diphylobotridea (Olson et al., 2001; Waeschenbach et al., 2007; Kuchta et al., 2008).

Apesar dos recentes achados moleculares, as chaves utilizadas no presente trabalho para a identificação de Trematoda (Travassos et al., 1969; Gibson e Jones, 2008) e Cestoda (Schmidt, 1986; Khalil et al., 1994) não consideram as novas classificações, uma vez que tais chaves são mais antigas frente às novas descobertas, embora tal fato não tenha prejudicado a identificação morfológica dos espécimes dos grupos encontrados.

D) Classe Trematoda

Os trematódeos são parasitos obrigatórios, cosmopolitas e que podem ser encontrados em todos os grupos de vertebrados. A classe possui cerca de 20.000 espécies descritas, a maioria pertencente à subclasse Digenea, que apresenta no seu ciclo biológico uma fase de reprodução sexuada nos hospedeiros definitivos (vertebrados) e uma fase de reprodução assexuada nos hospedeiros intermediários (moluscos) (Littlewood, 2006). Poucos são os ciclos completamente conhecidos, que podem ser muito complexos, envolvendo até cinco estágios larvais (miracídeos,

esporocistos, rédias, cercárias e metacercárias) e vários hospedeiros (Cribb et al., 2003). Cerca de 37 famílias de trematódeos digenéticos são encontradas em pequenos mamíferos no mundo, das quais 15 famílias parasitam a Ordem Chiroptera, sendo que morcegos das famílias Vespertilionidae e Phyllostomidae são os hospedeiros com a maior riqueza de espécies (Feliu et al., 2006). Na América do Sul, 10 famílias e 36 espécies já foram descritas em morcegos (Santos e Gibson, 2015).

d.1) Subclasse Digenea, Ordem Plagiorchiida

d.1.1) Família Anenterotrematidae

A família Anenterotrematidae é caracterizada pela ausência de sistema digestivo e apenas dois gêneros são encontrados no intestino ou na bexiga de morcegos neotropicais: *Anenterotrema* e *Apharyngotrema* (Lunaschi e Drago, 2011). A diferenciação e o histórico de classificação taxonômica de ambos os gêneros são discutidos por Santos e Gibson (1998). A família Anenterotrematidae já foi registrada em seis famílias de morcegos no mundo (Feliu et al., 2006) e seis espécies ocorrem em morcegos na América do Sul (Santos e Gibson, 2015) (Apêndice VI).

d.1.2) Família Lecithodendriidae

A família Lecithodendriidae é caracterizada por apresentar corpo ovalado, tegumento espinhoso, testículos opostos, bolsa do cirro presente, poro genital mediano (Lotz e Font, 2008) e apresenta distribuição cosmopolita, com pelo menos 40 gêneros descritos (Thatcher, 1982). Os lecitodendrídeos são os trematódeos mais frequentemente encontrados em morcegos, sendo o parasitismo relatado em 13 famílias de morcegos no mundo (Feliu et al., 2006). Na América do Sul, 19 espécies são descritas em morcegos (Apêndice VII).

Alguns gêneros da família apresentam classificações taxonômicas questionáveis, confusas e com um número elevado de sinonímias, como é o caso dos gêneros *Paralecithodendrium* e *Prosthodendrium*. *Paralecithodendrium* já foi classificado como gênero por Travassos (1921) e como subgênero de *Prosthodendrium* por Dollfus (1937), baseado no formato do ovário, que poderia apresentar (subgênero *Paralecithodendrium*) ou não (subgênero *Prosthodendrium*) lóbulos. Por lei da prioridade, *Paralecithodendrium* passou a conter os subgêneros *Paralecithodendrium* e

Prosthodendrium. Posteriormente, *Paralecithodendrium* e *Prosthodendrium* foram elevados à categoria de gêneros independentes (Cain, 1966; Thatcher, 1982; Lotz e Font, 1983; Caro et al., 2003). Lotz e Font (2008) considerou *Prosthodendrium* como sinônimo de *Paralecithodendrium*, sendo essa classificação também aceita por Fernandes et al. (2015) e por Santos e Gibson (2015).

d.1.3) Família Urotrematidae

Dois gêneros, *Urotrema* e *Urotrematulum*, são descritos na família Urotrematidae, sendo encontrados, respectivamente, no Novo Mundo e na África (Font e Lotz, 2008). Espécies do gênero *Urotrema* são encontradas parasitando morcegos, roedores, lagartos e peixes (Bray et al., 1999; Santos e Gibson, 2015). Embora não se conheça o ciclo de vida ou maiores detalhes da ecologia de nenhum urotrematídeo, considerando os hábitos alimentares dos hospedeiros definitivos, insetos constituem o segundo hospedeiro intermediário (Font e Lotz, 2008). Na América do Sul, apenas uma espécie, *Urotrema scabridum*, é encontrada em morcegos insetívoros (Santos e Gibson, 2015).

E) Classe Cestoda

A classe Cestoda possui cerca de 5.200 espécies classificadas em 680 gêneros, 72 famílias e 15 ordens, sendo que cerca de 3.100 espécies, 380 gêneros e 18 famílias pertencem à ordem Cyclophyllidea (Georgiev et al., 2006). Pelo menos três famílias e nove gêneros (Georgiev et al., 2006) e 117 espécies (Sawada, 1997) são registrados em Chiroptera no mundo.

Dezoito espécies ocorrem em morcegos na América do Sul, classificadas em duas famílias: Anoplocephalidae, com espécies em três gêneros (*Atriotaenia*, *Cycloskrjabinia* e *Mathevotaenia*) e Hymenolepididae, com espécies em dois gêneros (*Hymenolepis* e *Vampirolepis*) (Santos e Gibson, 2015).

e.1) Família Hymenolepididae

Mais de 900 espécies são descritas no mundo pertencente à família Hymenolepididae, sendo que cerca de ¼ das espécies são encontradas em mamíferos

(Georgiev et al., 2006). A maioria dos himenolepidídeos são caracterizados por apresentar um rostelo geralmente com uma única fileira de ganchos, poro genital unilateral, proglotes mais largas do que longas, proglotes craspedotes e o sistema reprodutor masculino com um pequeno número de testículos globosos (Czaplinski e Vaucher, 1994; Georgiev et al., 2006). Poucos são os ciclos de vida conhecidos das espécies (Georgiev et al., 2006), mas em geral, os morcegos se infectam ao ingerirem larvas cisticercoides presentes em pulgas ou outros insetos, que agem como hospedeiros intermediários (Santos e Gibson, 2015). Quatorze espécies de himenolepidídeos ocorrem em morcegos na América do Sul (Apêndice VIII).

Há uma confusão taxonômica grande na literatura envolvendo os gêneros *Hymenolepis*, *Rodentolepis* e *Vampirolepis*. A ampla distribuição, o elevado número de espécies descritas, a morfologia relativamente homogênea e as diversas reclassificações ao longo da história taxonômica desses gêneros, tornam a revisão da família Hymenolepididae um processo complexo.

Schmidt (1986) colocou *Rodentolepis* em sinonímia com *Vampirolepis* pelo fato das espécies apresentarem rostelo armado com ganchos, citando como hospedeiros mamíferos das ordens Chiroptera, Insectivora, Primates, Rodentia, Marsupialia e, raramente, pássaros. Uma proposta de revisão do gênero *Vampirolepis* foi elaborada por Vaucher (1992), na qual o autor desconsiderou o gênero *Rodentolepis* como sinônimo de *Vampirolepis* e definiu a ordem Chiroptera como hospedeiro exclusivo do gênero *Vampirolepis*. Entre as características que definem o gênero *Vampirolepis* citadas por Vaucher (1992), estão: rostelo armado com numerosos ganchos fraternoides, testículos em número de dois a quatro arranjados em uma linha reta (com variações de arranjos triangulares no mesmo estróbilo), ovário anterior aos testículos, vitelária central e bolsa do cirro piriforme. Czaplinski e Vaucher (1994) também consideraram *Rodentolepis* e *Vampirolepis* como gêneros independentes, nos quais os autores caracterizam ambos os gêneros por possuírem numerosos ganchos fraternoides no rostelo e testículos arranjados em linha ou em forma triangular, porém *Rodentolepis* apresenta os testículos divididos em dois grupos pelas gônadas femininas, enquanto *Vampirolepis* não apresenta essa divisão.

O gênero *Hymenolepis* também apresenta testículos arranjados em linha ou em forma triangular, sendo divididos em dois grupos pelo ovário, e pode ser diferenciado de *Rodentolepis* e *Vampirolepis* pelo fato de não apresentar ganchos no rostelo, sendo associado principalmente à roedores como hospedeiros (Schmidt, 1986; Czaplinski e

Vaucher, 1994; Santos e Gibson, 2015). Haukisalmi et al. (2010) investigaram as relações sistemáticas entre himenolepidídeos de roedores, mussaranhos e morcegos a partir de sequências da subunidade 28S do rRNA de *Rodentolepis*. Apesar da presença ou ausência de ganchos fraternoides ser considerada uma característica marcante e diagnóstica para o gênero e as espécies, os autores verificaram que *Rodentolepis* é um gênero não monofilético. Foram encontrados quatro clados, que podem apresentar mais de um tipo de rostelo. Assim, ainda de acordo com os autores, a identificação de himenolepidídeos deve se basear em evidências morfológicas e moleculares conjuntamente.

3. OBJETIVOS

3.1) Objetivo Geral

Avaliar as interações taxonômicas entre helmintos e morcegos de alguns municípios do Estado de Minas Gerais recebidos pelo Centro de Controle de Zoonoses de Belo Horizonte.

3.2) Objetivos específicos

1. Identificar as espécies de helmintos encontradas, através de chaves para caracteres morfológicos;
2. Comparar as espécies de helmintos encontradas com a literatura existente para helmintos de morcegos no Brasil;
3. Realizar busca de similaridade com as sequências obtidas para as sequências de helmintos depositados em bancos de dados de DNA (GenBank).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram necropsiados 319 espécimes de morcegos, de 33 espécies, provenientes de 56 municípios do Estado de Minas Gerais, sendo 208 Molossidae, 66 Phyllostomidae, 43 Vespertilionidae e 2 Emballonuridae. Do total de animais, 65 (20,3%) morcegos apresentaram helmintos. O hospedeiro mais frequentemente parasitado foi *Eumops glaucinus*. O parasitismo nas fêmeas (60%) foi maior do que nos machos (40%) e 100% dos hospedeiros parasitados eram adultos (Tabela 2).

Foram recuperados 341 espécimes de parasitos: 94 Rictulariidae, 4 Spiruridae, 41 Onchocercidae, 19 Molineidae, 55 Capillariidae (Nematoda), 20 Lecithodendriidae, 49 Anenterotrematidae, 50 Urotrematidae (Trematoda) e 17 Hymenolepididae (Cestoda), além de 4 larvas de nematódeos não identificados e 11 espécimes de trematódeos não identificados (Tabela 3). As larvas de nematódeos não identificados não apresentaram características morfológicas que permitiram a diferenciação da ordem, não sendo realizada a descrição dos espécimes. Os espécimes de trematódeos não identificados estavam danificados e/ou apresentaram baixa qualidade na coloração, o que inviabilizou as identificações. O parasitismo por mais de uma espécie de helminto foi verificado em 21 hospedeiros (Tabela 4). O helminto mais prevalente foi *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp.

Foram obtidas sequências de DNA das espécies *Litomosoides brasiliensis*, *Litomosoides molossi*, *Anenterotrma eduardocabelleri*, *Anenterotrema lilipudianum*, *Paralecithodendrium* sp.1, *Vampirolepis* sp e Hymenolepididae gen. sp. com gancho. Os resultados dos sequenciamentos são apresentados e discutidos junto às descrições morfológicas correspondentes.

TABELA 2 – Quantidade de morcegos necropsiados e parasitados encontrados no presente trabalho, segundo o sexo e a idade.

	Hospedeiro (n)	Necropsiados						Parasitados						Prevalência parasitismo (%)	
		T	F	M	Fi	J	A	T	F	M	Fi	J	A		
Phyllostomidae	<i>Artibeus lituratus</i>	17	7	10	0	2	15	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Artibeus obscurus</i>	2	0	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Artibeus planirostris</i>	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Artibeus sp.</i>	3	1	2	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Carollia perspicillata</i>	3	1	2	0	0	3	1	0	1	0	0	1	1	33,3
	<i>Carollia sp.</i>	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Desmodus rotundus</i>	4	2	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Glossophaga soricina</i>	21	11	10	1	0	20	2	1	1	0	0	2	2	9,5
	<i>Phyllostomus discolor</i>	4	1	3	0	0	4	2	1	1	0	0	2	2	50
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	2	1	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	4	2	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Sturnira lilium</i>	2	1	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Sturnira sp.</i>	2	1	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Molossidae	<i>Cynomops abrasus</i>	2	1	1	0	0	2	1	1	0	0	0	1	1	50
	<i>Cynomops planirostris</i>	15	11	4	0	0	15	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Eumops auripendulus</i>	9	4	5	0	0	9	4	2	2	0	0	4	4	44,4
	<i>Eumops glaucinus</i>	48	29	19	0	4	44	26	17	9	0	0	26	26	54,1
	<i>Eumops perotis</i>	10	4	6	0	0	10	1	1	0	0	0	1	1	10
	<i>Molossops temminckii</i>	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Molossus molossus</i>	67	21	46	0	2	65	9	4	5	0	0	9	9	13,4
	<i>Molossus pretiosus</i>	5	1	4	0	0	5	1	0	1	0	0	1	1	20
	<i>Molossus rufus</i>	8	5	3	0	0	8	3	3	0	0	0	3	3	37,5
<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	14	7	7	0	0	14	9	6	3	0	0	9	9	64,2	

TABELA 2 – Continuação...

	Hospedeiro (n)	Necropsiados					Parasitados					Prevalência parasitismo (%)		
		T	F	M	Fi	J	A	T	F	M	Fi		J	A
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	5	2	3	0	0	5	2	1	1	0	0	2	40
	<i>Promops nasutus</i>	12	7	5	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	12	5	7	0	0	12	1	0	1	0	0	1	8,3
Vespertilionidae	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	14	6	8	0	0	14	1	1	0	0	0	1	7,1
	<i>Histiotus velatus</i>	7	4	3	1	1	5	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Lasiurus blossevillii</i>	2	2	0	0	0	2	1	1	0	0	0	1	50
	<i>Lasiurus ega</i>	4	2	2	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Lasiurus sp.</i>	3	3	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Myotis nigricans</i>	13	8	5	0	0	13	1	0	1	0	0	1	7,6
	Emballonuridae	<i>Peropteryx macrotis</i>	2	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
TOTAL		319	154	165	3	12	304	65	38	26	0	0	65	20,3

T - Total, F - Fêmea, M - Macho, Fi - Filhote, J - Jovem, A - Adulto

TABELA 3 – Espécies de helmintos em morcegos segundo o hospedeiro encontrados no presente trabalho.

FAMÍLIA		NEMATODA										TREMATODA					CESTODA													
ESPÉCIE (n)		<i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) sp.</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae</i>	<i>Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.</i>	Rictulariidae gen. sp.	<i>Spirura aurangabadesnsis</i>	<i>Litomosoides brasiliensis</i>	<i>Litomosoides molossi</i>	<i>Litomosoides sp.</i>	<i>Histiostrongylus coronatus</i>	<i>Tricholeiperia sp.</i>	<i>Anoplostrongylus paradoxus</i>	Anoplostrongylinae gen. sp. 1	Anoplostrongylinae gen. sp. 2	<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Tenoranema rivarolai</i>	Capillariidae gen. sp.	Larvas de nematódeos não identificadas	<i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i>	<i>Anenterotrema liliputianum</i>	<i>Paralecithodendrium sp.1</i>	<i>Paralecithodendrium sp.2</i>	<i>Urotrema macrotestis</i>	<i>Urotrema scabridum</i>	Trematódeos não identificados	<i>Vampirolepis sp.</i>	Hymenopidae gen. sp.	
Phyllostomidae	<i>Carollia perspicillata</i> (3)							x																						
	<i>Glossophaga soricina</i> (21)									x																				x
	<i>Phyllostomus discolor</i> (4)											x										x								
Molossidae	<i>Cynomops abrasus</i> (2)																												x	
	<i>Eumops auripendulus</i> (9)			x	x		x																						x	
	<i>Eumops glaucinus</i> (48)	x	x	x			x														x		x	x	x	x	x		x	
	<i>Eumops perotis</i> (10)			x																										

TABELA 4 - Associações interespecíficas de helmintos em morcegos encontradas no presente trabalho.

Espécie I	Espécie II	Espécie III	Hospedeiro (n)
Hymenolepididae gen. sp	Rictulariidae gen. sp.		<i>Eumops auripendulus</i> (1)
Hymenolepididae gen. sp	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i> (6)
Hymenolepididae gen. sp	<i>Spirura aurangabadensis</i>		<i>Molossus molossus</i> (1)
<i>Paralecithodendrium</i> sp.1	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i> (1)
<i>Paralecithodendrium</i> sp.2	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i> (1)
<i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp		<i>Eumops glaucinus</i> (1)
Trematoda não identificado	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> <i>elegans</i>		<i>Eumops glaucinus</i> (1)
<i>Urotrema macrotis</i>	<i>Urotrema scabridum</i>		<i>Eumops glaucinus</i> (1)
<i>Litomosoides molossi</i>	Rictulariidae gen. sp.		<i>Molossus molossus</i> (1)
<i>Tenoranema rivarolai</i>	Anoplostrongylineae gen. sp.1	Hymenolepididae gen. sp	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (1)
<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Tenoranema rivarolai</i>		<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (2)
<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Tenoranema rivarolai</i>	Anoplostrongylineae gen. sp.2	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (1)
<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp.	<i>Tricholeiperia</i> sp.	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (1)
Capillariidae gen. sp.	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> <i>elegans</i>		<i>Nyctinomops macrotis</i> (1)
Capillariidae gen. sp.	Larvas de Nematoda		<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (1)
<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> cf. <i>hymanae</i>	<i>Pterygodermatites (Paucipectines)</i> sp.		<i>Eumops auripendulus</i> (1)

4.1) Descrições e comentários das espécies de helmintos encontradas em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.

FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA RICTULARIIDAE

Pterygodermatites (Paucipectines) elegans (Travassos, 1928) Quentin, 1969

(Figuras 1 e 2; Tabela 5 e 6)

Sinonímia: *Rictularia elegans* Travassos, 1928.

Hospedeiros (n): *Eumops auripendulus* (1), *Eumops glaucinus* (4) e *Nyctinomops macrotis* (2).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Patos de Minas, Uberlândia e Varginha.

Quantidade de espécimes encontrados: 7 machos e 17 fêmeas.

Espécimes analisados: 7 machos e 6 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-10.

Distribuição e hospedeiros: A espécie tem sido encontrada em morcegos e marsupiais no Brasil (Travassos, 1928; Vicente et al., 1997; Lynggaard et al., 2014; Cardia et al., 2015).

Descrição:

Geral: coloração esbranquiçada antes ou após a fixação, cutícula estriada transversalmente. Abertura oral apical na visão dorsal e lateral. Presença de três dentes esofagianos, ampla cápsula bucal de paredes grossas, fortemente quitinizadas e de mesmo tamanho. Duas fileiras espinhos quitinosos ventro-laterais que se estendem por quase todo o tegumento em ambos os sexos. Os espinhos cuticulares estão dispostos em pares, iniciam-se a partir da cápsula bucal e variam gradualmente seu formato, tamanho e distanciamento entre si de acordo com a sua localização e com o sexo. Esôfago longo e cilíndrico, sem clara distinção entre porção muscular e glandular. Poro excretor não pode ser observado devido aos espinhos cuticulares. Presença de um par de papilas cervicais simétricas entre o anel nervoso e a junção do esôfago e intestino (característica observada em apenas dois machos e três fêmeas). Anel nervoso próximo ao início do

esôfago, estando localizado mais ou menos entre o 4º e o 5º espinho cuticular. Denticulos na borda da cápsula bucal de aspecto homogêneo.

Fêmeas: Corpo aproximadamente três vezes maior do que o do macho, mais atenuado na extremidade anterior e alargando-se gradualmente, principalmente a partir do final do esôfago. Vulva posterior à junção esôfago-intestino, simples, circular, ventral, com estriações transversais curtas e bem marcadas ao seu redor. Cauda curta, cônica, sem a presença de mucron, porém terminando de forma bem afilada. Ânus sem projeções cuticulares. Útero com muitos ovos elipsoides, larvados, casca lisa e espessa. Espinhos cuticulares anteriores à vulva são maiores, muito próximos entre si, similares em tamanho e apresentam forma de pente (“comb”). A diferenciação desses pentes ocorre imediatamente após a vulva, ou sobre ela, ganhando um aspecto mais fino e pontiagudo, distanciando entre si cada vez mais à medida que se afastam da vulva em direção à extremidade posterior. Os espinhos são encontrados até próximo ao ânus e seus comprimentos reduzem gradativamente em direção à extremidade posterior.

Machos: Corpo pequeno com largura mais ou menos uniforme. Cauda cônica e abertura cloacal simples sem projeções cuticulares. Dois pares de papilas sésseis pré-cloacal e seis pares pós-cloacal, sendo três pares próximos à cloaca e dois pares próximos à extremidade posterior (baseado em dois machos). Papilas de difícil visualização. Espículos desiguais, bem quitinizados e curvados, o maior mais ou menos o dobro do comprimento do menor. Gubernáculo simples e pequeno. Presença de 3 processos cuticulares grandes e ventrais anterior às papilas pré-cloacal (“fans”) de aspecto arredondado e pectiniforme. Um dos espécimes apresentou apenas 2 desses processos. Espinhos cuticulares sem grande variação no tamanho ao longo do corpo, com aspecto de pente, muito próximos uns aos outros e terminando antes dos três “fans”.

Comentários:

Pterygodermatites (Paucipectines) elegans foi inicialmente descrita por Travassos (1928) como *Rictularia elegans*, encontrada no intestino delgado de *Eumops perotis* no Estado de São Paulo, Brasil. Quentin (1969) transferiu a espécie para seu gênero atual. Cardia (2012) ampliou a ocorrência de hospedeiros para *E. glaucinus*, *E. auripendulus*, *Molossus molossus*, *Nyctinomops laticaudatus*, *Histiopus velatus*, todos também do Estado de São Paulo. Simões (2016) também ampliou a ocorrência da

espécie para o Estado de Espírito Santo, porém suas descrições foram baseadas apenas em fêmeas. No entanto, os achados de Cardia (2012) e Simões (2016) são provenientes de uma tese e uma dissertação, respectivamente, e seus registros não foram publicados até o presente momento. O presente trabalho amplia a distribuição geográfica do nematódeo para o Estado de Minas Gerais e para os hospedeiros *Eumops auripendulus* e *Nyctinomops macrotis*.

Segundo Quentin (1969), o subgênero *Paucipectines* apresenta 29 a 39 processos cuticulares anteriores à vulva. Entretanto, variações no número desses processos têm sido descritos em algumas espécies deste subgênero, como em *Pterygodermatites kozeki*, *Pterygodermatites jagerskioldi*, *Pterygodermatites dipodomis*, *Pterygodermatites bayomydis* e *Pterygodermatites andyraicola*, que podem apresentar mais de 39 processos anteriores à vulva (Tabela 3) (Lynggaard et al., 2014; Cardia et al., 2015). No presente trabalho foi encontrada uma variação de 40 a 42 para fêmeas de *P. elegans*. Variações na quantidade desses processos também foram observadas em outras espécies de *Pterygodermatites* encontradas no presente trabalho. Sendo assim, a quantidade de processos cuticulares quitinosos ao longo do corpo não deve ser utilizada como único parâmetro para a diferenciação dos subgêneros.

As espécies *P. elegans* e *Pterygodermatites andyraicola* são morfologicamente muito semelhantes, podendo ser diferenciadas com segurança somente pelos espículos dos machos, sendo que *P. elegans* apresenta espículos desiguais e *P. andyraicola* iguais e o dobro do tamanho do maior espículo de *P. elegans*.

As fêmeas de *P. elegans* descritas por Travassos (1928) apresentam tamanho corporal um pouco maior que a metade do tamanho das fêmeas de *P. andyraicola* descritas por Cardia et al. (2015). Porém no presente trabalho foram encontradas fêmeas de *P. elegans* de comprimentos muito semelhantes aos comprimentos de fêmeas de *P. andyraicola*. Pelo fato de Travassos (1928) ter baseado sua descrição em poucos espécimes, provavelmente os valores descritos não abrangem a amplitude de variação real do tamanho do parasito. Acreditamos que o comprimento corporal desses helmintos também possa variar de acordo com o tamanho corporal do hospedeiro e com a coinfeção com outros helmintos.

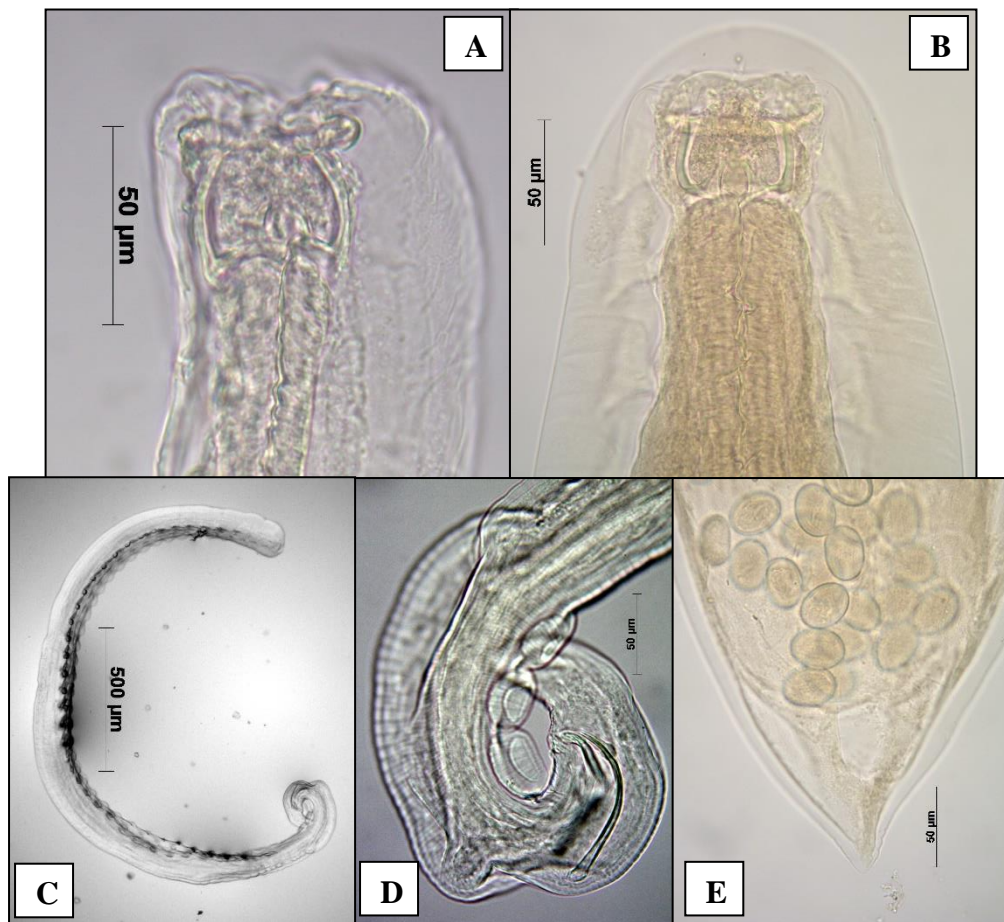


FIGURA 1 – *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans* (Nematoda: Rictulariidae). A – Visão lateral da cápsula bucal apical; B – Visão dorsal da cápsula bucal apical; C – Visão geral do corpo do macho; D – Extremidade posterior do macho; E – Extremidade posterior da fêmea e ovos larvados. (Fotos: Érica Munhoz).

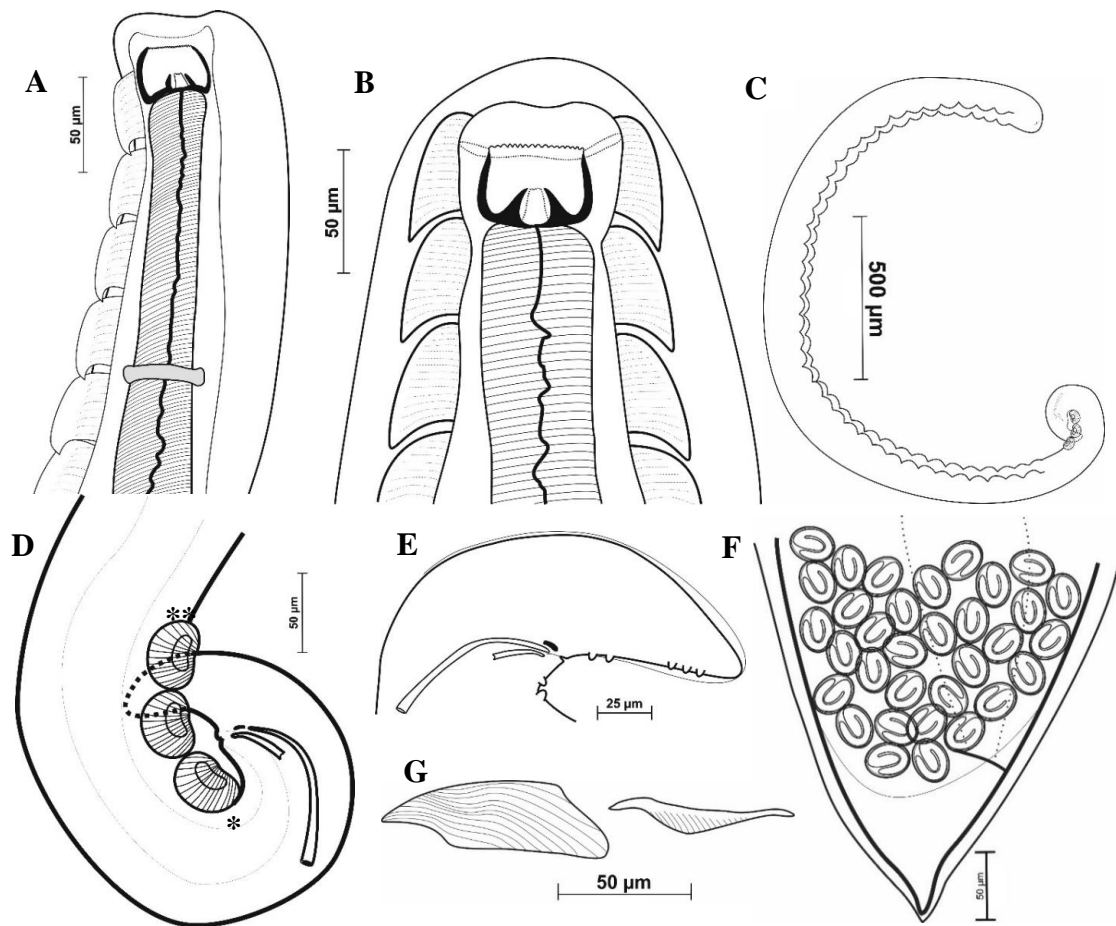


FIGURA 2 – Representação esquemática de *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans* (Nematoda: Rictulariidae). A – Visão lateral da cápsula bucal apical; B – Visão dorsal da cápsula bucal apical; C – Visão geral do corpo do macho; Extremidade posterior do macho; D – Extremidade posterior do macho (* primeiro fan, ** terceiro fan); E – Papilas sésseis na extremidade posterior do macho; F – Extremidade posterior da fêmea e ovos larvados; G – Espinhos cuticulares ventro-laterais em aspecto de pente (mais largo) e em aspecto espiniforme (mais fino). (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 5 - Medidas morfométricas das espécies de *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans* e *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i>		<i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i>	
Procedência	Belo Horizonte, Patos de Minas, Uberlândia, Varginha		Contagem, Montes Claros	
Hospedeiro	<i>Eumops glaucinus</i> , <i>Eumops auripendulis</i> , <i>Nyctinomops macrotis</i>		<i>Eumops glaucinus</i>	
Sexo (n)	♀ (n=6)	♂ (n=7)	♀ (n=1)	♂ (n=3)
Ct (mm)	8,17 (6,58-9,23)	2,64 (2,22-2,84)	8,74	3,32 (2,99-3,61)
Ce	1,65 (1,42-1,83) (mm)	747,37 (584,17-861,97)	1,76	881,46 (878,65-884,27)
Ccb	30,26 (26,14-34,71)	21,85 (18,51-29,3)	30	25,91 (25,36-27)
Lcb	38,97 (35,54-43,93)	27,34 (21,18-35)	36,96	30,59 (29,63-31,22)
La	105,47 (96,36-125,61)	90,82 (60,6-121,08)	102,83	130,67 (116,01-148,17)
Lj	152,81 (122,81-167,41)	134,88 (95,72-170,74)	151,54	193,63 (175,97-211,29)
Lm	412,94 (338,37-514,11)	148,38 (104-224,09)	315,06	254,17 (242,99-274,74)
Cc	124,71 (109,73-136,35)	85,61 (67,71-103,1)	140,38	106,05 (86,17-117,47)
Anel	175,99 (153,93-210,22)	154,04 (114-220)	210,25	160,08 (127,71-195,86)
Pacer	340,13 (327,69-348,25)	284,67 (273,94-295,41)	-	-
Tes	72-82	40-41	80	42-43
Tesv	40-42	-	41	-
V-A (mm)	2,39 (2,07-2,91)	-	2,82	-
Covo	34,65 (32,19-39,95) (n=60)	-	32,76 (30,22-36,32) (n=10)	-
Lovo	25,98 (23,28-29,91) (n=60)	-	22,09 (22,78-27,29) (n=10)	-

TABELA 5 – Continuação...

Espécie	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) elegans</i>		<i>Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola</i>	
Procedência	Belo Horizonte, Patos de Minas, Uberlândia, Varginha		Contagem, Montes Claros	
Hospedeiro	<i>Eumops glaucinus, Eumops auripendulis, Nyctinomops macrotis</i>		<i>Eumops glaucinus</i>	
Sexo (n)	♀ (n=6)	♂ (n=7)	♀ (n=1)	♂ (n=3)
Cem	-	46,58 (39,38-56,17)	-	194,07 (180,83-202,6)
Cema	-	102,72 (93,63-113,43)	-	-
Cg	-	16,03 (15,23-16,78)	-	20,13
Papré	-	2	-	2
Papós	-	6	-	5-7
Prc	-	2-3	-	-
C1prc	-	49,52 (36,77-59,5)	-	-
C2prc	-	43,63 (37,37-53,39)	-	-
C3prc	-	38,99 (30,57-44,88)	-	-
L1prc	-	21,77 (14,97-29,77)	-	-
L2prc	-	21,99 (17,2-27,04)	-	-
L3prc	-	21,58 (20,03-23,33)	-	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Ct - Comprimento total do corpo; Ccb - Comprimento da cápsula bucal; Lcb - Largura da cápsula bucal considerando as faces internas das paredes; La - Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj - Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm - Largura máxima do corpo; Comprimento da cauda; Anel - Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Pacer - Distância da Papila cervical à extremidade anterior; Tes - Número total de espinhos cuticulares; Tesv - Número total de espinhos cuticulares anteriores à vulva; V-A - Distância da vulva à extremidade anterior; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do Corpo; Cem - Comprimento do espículo menor; Cema - Comprimento do espículo maior; Cg - Comprimento do gubernáculo; Papré - Número total de papilas pré-cloacal; Papós - Número total de papilas pós-cloacal; Prc - Número total de processo cuticular caudal; C1prc - Comprimento do primeiro processo cuticular caudal; C2prc - Comprimento do segundo processo cuticular caudal; C3prc - Comprimento do terceiro processo cuticular caudal; L1prc - Largura do primeiro processo cuticular caudal; L2prc - Largura do segundo processo cuticular caudal; L3prc - Largura do terceiro processo cuticular caudal.

TABELA 6 – Lista de espécies de *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) (Nematoda: Rictulariidae), de acordo com sua distribuição mundial, família do hospedeiro mamífero e número de processos cuticulares quitinosos anteriores à vulva e total*.

Distribuição	Espécie	Hospedeiro	Nº projeções anterior à vulva	Nº total projeções fêmeas	Nº total projeções machos	Fans	Espículos	Espículo maior (µm)	Espículo menor (µm)
Argentina	<i>P. azarai</i>	Cricetidae ¹	30-31	67-71	39-43	3-4	Desiguais	80	60
Argentina	<i>P. chaetophracti</i>	Dasypodidae ²	-	62-67	41	3	Desiguais	150	50
Argentina	<i>P. massoi</i>	Cricetidae ¹	39	76	-	-	-	-	-
Argentina	<i>P. spinicaudatis</i>	Microbiotheriidae ³	36	68-69	43	4	Desiguais	120	50
Brasil	<i>P. andyraicola</i> ‡	Molossidae ⁴	40-43	67-80	40-43	1	Iguais	224	224
Brasil	<i>P. elegans</i>	Molossidae ⁴ , Didelphidae ⁵	40-42**	72-82**	40-41**	2-3**	Desiguais	110†	50†
Brasil	<i>P. jagerskioldi</i>	Didelphidae ⁵	36-40	80	-	-	-	-	-
Brasil	<i>P. zygodontomys</i>	Cricetidae ¹	38	81	41	3	Desiguais	100	50
Brasil	<i>P. hymanae</i>	Didelphidae ⁵	35	63	42	3	Desiguais	80-90	40-50
Colômbia	<i>P. kozeki</i>	Didelphidae ⁵	40	65-67	41	1	Iguais	250	250
México	<i>P. bayomydis</i>	Cricetidae ¹	38-44	71	42	3	Desiguais	110	50
Rússia	<i>P. baicalensis</i>	Muridae ¹	31	62	42	3	Desiguais	260	130
Rússia	<i>P. sibiricensis</i>	Cricetidae ¹	33-34	61-67	44	3	Desiguais	110	53
Estados Unidos	<i>P. coloradensis</i>	Cricetidae ¹ , Sciuridae ¹	32-34	65	42	0	Desiguais	240	200
Estados Unidos	<i>P. dipodomis</i>	Heteromyidae ¹	40	71-74	38-40	3	Desiguais	100-110	50
Estados Unidos	<i>P. microti</i>	Cricetidae ¹	32-33	64-66	45	0-1	Iguais	-	-
Estados Unidos	<i>P. ondatrae</i>	Cricetidae ¹	32	73-75	52	1	Subiguais	110	100

TABELA 6 – Continuação...

Distribuição	Espécie	Hospedeiro	Nº projeções anterior à vulva	Nº total projeções fêmeas	Nº total projeções machos	Fans	Espículos	Espículo maior (µm)	Espículo menor (µm)
Estados Unidos	<i>P. onychomis</i>	Cricetidae ¹	32	56-60	-	-	-	-	-
Estados Unidos	<i>P. parkeri</i>	Cricetidae ¹ , Dipodidae ¹ , Sciuridae ¹	30-31	61-67	42	0	Subiguais	270	260
Estados Unidos	<i>P. peromysci</i>	Cricetidae ¹ , Sciuridae ¹	29	61-64	41	3	Desiguais	90-100	40-50

* Tabela retirada e adaptada de Lynggaard et al. (2014).

** Dados do presente trabalho.

† Originalmente o trabalho de Travassos (1928) descreve 107 µm e 46 µm. O presente trabalho encontrou a variação de 93 µm a 113 µm para o maior e 39 µm a 56 µm para o menor.

‡ Dado inserido pela autora e retirado de Cardia et al., 2015.

1. Ordem Rodentia; 2. Xenarthra; 3. Ordem Microbiotheria (Subclasse Marsupialia); 4. Ordem Chiroptera; 5. Ordem Didelphimorphia.

***Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* Cardia et al., 2015**

(Figuras 3 e 4, Tabela 4)

Hospedeiro (n): *Eumops glaucinus* (2).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Contagem e Montes Claros.

Quantidade de espécimes encontrados: 3 machos e 1 fêmea.

Espécimes analisados: 3 machos e 1 fêmea.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-2.

Distribuição e hospedeiros: A espécie *P. (Paucipectines) andyraicola* é descrita até o momento somente em morcegos da família Molossidae no Estado de São Paulo, Brasil (Cardia et al., 2015). O presente trabalho amplia a área de ocorrência geográfica de *P. (Paucipectines) andyraicola* para o Estado de Minas Gerais.

Descrição:

Geral e fêmea: ver a descrição de *P. (Paucipectines) elegans*, exceto pela presença do par de papilas cervicais que se localiza entre o anel nervoso e a junção esôfago-intestino que não foi visualizado.

Machos: Corpo pequeno com largura mais ou menos uniforme sendo pouco afilada na região anterior do corpo. Cauda cônica e abertura cloacal simples sem projeções cuticulares. Dois pares de papilas sésseis pré-cloacal. Um macho apresentou cinco pares de papilas pós-cloacal, sendo um par próxima à cloaca, dois pares próximos à extremidade posterior e outros dois pares laterais entre estas. Um macho não foi visualizado as papilas pós-cloacal e outro apresentou sete pares de papilas pós-cloacal, sendo três pares após a cloaca, dois pares próximos à extremidade posterior e outros dois pares laterais entre estas. Espículos de mesmo tamanho, bem quitinizados e curvados. Gubernáculo simples e pequeno. Um processo cuticular ventral (“fan”) pouco desenvolvido e anterior às papilas pré-cloacal em um macho e ausente nos outros machos. Espinhos cuticulares sem grande variação no tamanho ao longo do corpo, com aspecto de pente, muito próximos uns aos outros.

Comentários.

Uma recente proposta de revisão de literatura do gênero *Pterygodermatites* foi elaborada na dissertação de Simões (2016). Entre outros resultados, a autora discutiu a distância entre a vulva e a junção esôfago-intestino como um promissor caracter para a identificação de espécies quando se tem apenas espécimes fêmeas. No entanto, todas as espécies identificadas pela autora foram baseadas apenas na análise de fêmeas, além do trabalho não ter sido publicado até o momento. Conforme já discutido anteriormente, as fêmeas de *P. (Paucipectines) elegans* e *P. (Paucipectines) andyraicola* são muito semelhantes morfológicamente e essas espécies só podem ser diferenciadas seguramente pela análise dos machos.

No presente trabalho, a fêmea de *P. (Paucipectines) andyraicola* apresentou a distância entre a vulva e a junção esôfago-intestino um pouco maior comparada à distância de *P. (Paucipectines) elegans*. Além disso, os machos apresentaram uma largura corporal maior do que *P. (Paucipectines) elegans* e os espinhos cuticulares da fêmea de *P. (Paucipectines) andyraicola* do presente trabalho parecem se diferenciar, ganhando um aspecto mais espiniforme, pouco antes da vulva.

No entanto, obtivemos poucos espécimes e a descrição original de *P. (Paucipectines) andyraicola* não discute nenhuma dessas características como diferenciais para a distinção das outras espécies. Assim, até que seja publicada uma ampla e profunda revisão do gênero, incluindo dados moleculares comparativos entre *P. (Paucipectines) andyraicola* e *P. (Paucipectines) elegans*, entendemos que a diferenciação das espécies somente pode ser confirmada através dos espículos dos machos. Características como comprimento e largura do corpo, e pequenas variações da posição da vulva em relação ao comprimento do corpo podem ocorrer de acordo com o hospedeiro. Além disso, o início da diferenciação dos espinhos antes da vulva pode ser muito sutil, sendo que a utilização de tal característica como diagnose da espécie *P. (Paucipectines) andyraicola* poderia levar à uma identificação errônea.

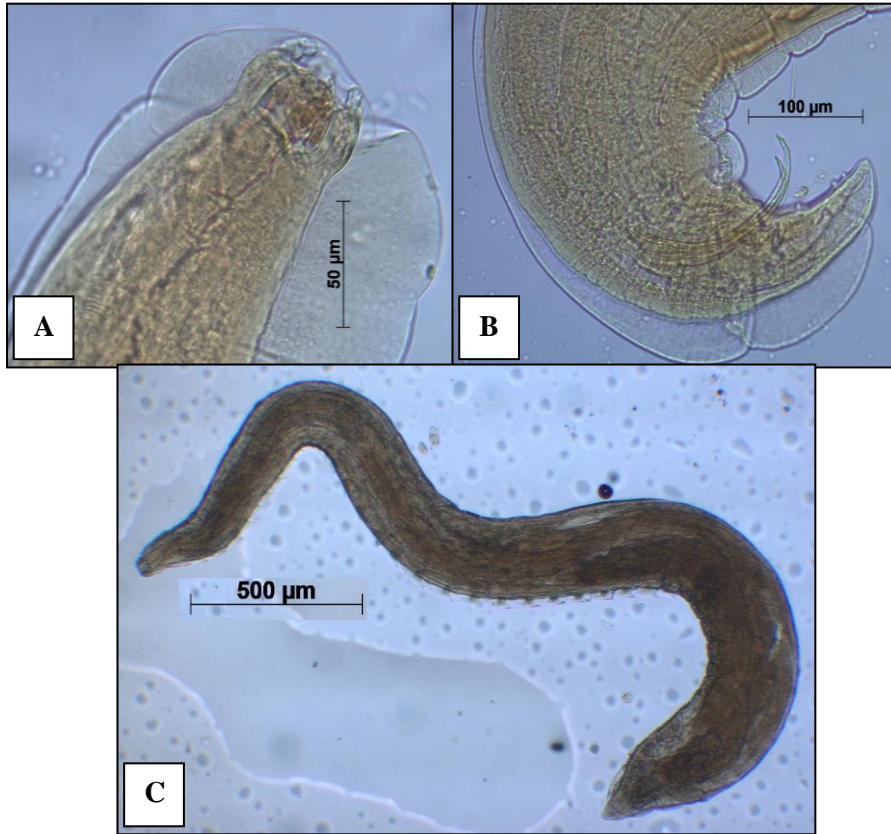


FIGURA 3 – *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* (Nematoda: Rictulariidae). A – Visão lateral da cápsula bucal apical; B – Extremidade posterior do macho; C – Visão geral do corpo do macho. (Fotos: Érica Munhoz).

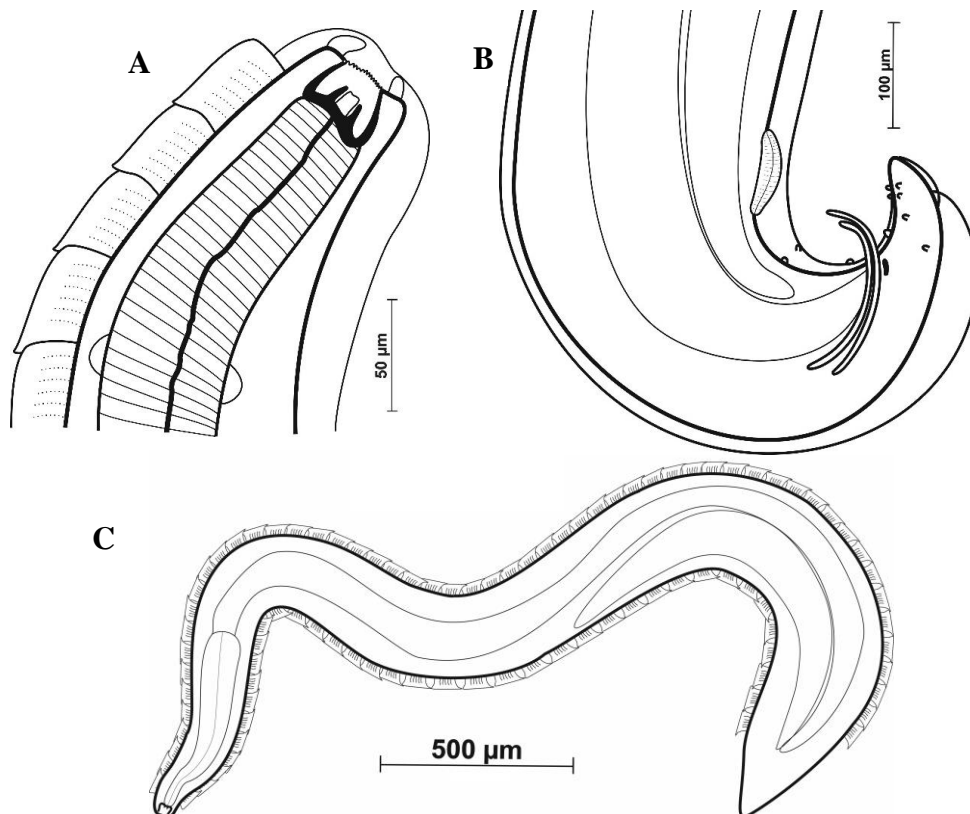


FIGURA 4 – Representação esquemática de *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* (Nematoda: Rictulariidae). A – Visão lateral da cápsula bucal apical sem a representação dos espinhos cuticulares; B – Extremidade posterior do macho; C – Visão geral do corpo do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).

Pterygodermatites (Paucipectines) sp.

(Tabela 7)

Hospedeiros (n): *Eumops auripendulus* (1), *Eumops glaucinus* (14), *Eumops perotis* (1), *Nyctinomops laticaudatus* (1) e *Lasiurus blossevillii* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Montes Claros, Patos de Minas, Sete Lagoas, Três Marias, Uberaba, Uberlândia e Varginha.

Quantidade de espécimes encontrados: 59 fêmeas.

Espécimes analisados: 28 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-10.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do subgênero *Paucipectines* são descritas no Novo Mundo, sendo já encontradas em roedores, morcegos, marsupiais e canídeos (Quentin, 1969).

Descrição:

Geral e fêmea: ver a descrição de *P. (Paucipectines) elegans*, exceto pela presença do par de papilas cervicais que se localiza entre o anel nervoso e a junção esôfago-intestino (foi visualizado em apenas dois espécimes). Apesar de morfologicamente idênticas, dois grupos de comprimento corporal foram observados: fêmeas entre 3 a 5 mm (grupo I) e 6 a 10 mm (grupo II). O último grupo apresentou a vulva no final do primeiro terço do corpo, enquanto o primeiro grupo apresentou a vulva no início do segundo terço do corpo e ovos, quando presentes, não larvados.

Comentários:

As fêmeas foram morfologicamente semelhantes a *P. (Paucipectines) elegans* e *P. (Paucipectines) andyraicola*, não sendo identificadas em nível de espécie devido à ausência de machos. Além disso, não foram observadas características que pudessem

diferenciar fêmeas adultas e imaturas. Algumas fêmeas do grupo I e II foram encontradas parasitando o mesmo espécime de hospedeiro.

O subgênero *Paucipectines* parece ter uma forte co-associação com hospedeiros da família Molossidae, em especial ao gênero *Eumops*. Porém, outros morcegos insetívoros também podem apresentar espécies do subgênero do parasito, como é o caso do primeiro registro de um *Lasiurus blossevillii* (Vespertilionidae) parasitado por fêmeas pequenas (3 a 6 mm) de *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp. no presente trabalho.

TABELA 7 - Medidas morfométricas das fêmeas de *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp. (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Grupo	I	II
Procedência	Belo Horizonte, Patos de Minas, Sete Lagoas, Três Marias, Uberaba, Uberlândia, Varginha	Belo Horizonte, Montes Claros, Patos de Minas, Sete Lagoas, Uberaba, Uberlândia
Hospedeiro	<i>Lasiurus blossevillii</i> , <i>Eumops auripendulus</i> , <i>Eumops glaucinus</i> , <i>Eumops perotis</i> , <i>Nyctinomops laticaudatus</i>	<i>Eumops auripendulus</i> , <i>Eumops glaucinus</i> , <i>Eumops perotis</i>
Fêmeas	n=11	n=17
Ct (mm)	5,23 (3,14-5,77)	8,33 (6,76-10,91)
Ce (mm)	1,29 (1,07-1,65)	1,82 (1,46-2,17)
Ccb	26,07 (20,03-31,74)	33,6 (25,11-42,13)
Lcb	32,28 (23,42-42,34)	37,01 (25,62-58,33)
La	82,24 (58-102,28)	110,92 (59,26-169,96)
Lj	118,42 (86,41-151,72)	159,37 (131-206,3)
Lm	179,55 (111,73-263,45)	387,5 (180,88-528,4)
Cc	160,91 (96,06-252,52)	151,58 (98,09-227,19)
Anel	167,12 (126,37-220,96)	186,7 (115,45-280,72)
Pacer	-	342,12-550,87
Tes	74-82	70-80
Tesv	39-43	39-43
V-A (mm)	1,85 (1,53-2,23)	2,35 (1,93-3,09)
Covo	31,91 (26,53-35,66) (n=53)	33,72 (28,57-38,36) (n=160)
Lovo	22,24 (18,69-25,74) (n=51)	25,04 (18,96-29,1) (n=160)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Fêmeas – Número de fêmeas analisadas; Ct - Comprimento total do corpo; Ccb - Comprimento da cápsula bucal; Lcb - Largura da cápsula bucal considerando as faces internas das paredes; La - Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj - Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm - Largura máxima do corpo; Comprimento da cauda; Anel - Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Pacer - Distância da Papila cervical à extremidade anterior; Tes - Número total de espinhos cuticulares; Tesv - Número total de espinhos cuticulares anteriores à vulva; V-A - Distância da vulva à extremidade anterior; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do Corpo.

***Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae* Jiménez e Patterson, 2012**

(Figuras 5 e 6, Tabela 8)

Hospedeiro (n): *Eumops auripendulus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberaba.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 fêmea.

Espécimes analisados: 1 fêmea.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-1.

Distribuição e hospedeiros: Espécie descrita em um marsupial (*Lestoros inca*) no Peru (Jiménez e Patterson, 2012). Caso a espécie seja posteriormente confirmada como *P. (Paucipectines) hymanae*, o presente trabalho constituirá o primeiro registro da espécie ocorrendo em morcegos e o primeiro registro da espécie no Brasil.

Descrição.

Geral e fêmea. Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação, cutícula estriada transversalmente. Abertura oral subapical, três pseudolábios e um sulco ventral. Presença de três dentes esofagianos grandes, ampla cápsula bucal de paredes grossas e fortemente quitinizadas. Esôfago longo e cilíndrico, sem clara distinção entre porção muscular e glandular. Anel nervoso entre o 4º e 5º espinho cuticular. Poro excretor e papilas cervicais não visualizados. Vulva ventral simples, circular, anterior à junção do esôfago-intestino e sem estriações transversais curtas e bem marcadas ao seu redor. Cauda curta, cônica, sem a presença de mucron, porém terminando de forma bem afilada. Ânus sem projeções cuticulares. Útero com muitos ovos elipsoides, larvados, casca lisa e espessa. Os espinhos cuticulares estão dispostos em pares, iniciam-se na cápsula bucal e variam gradualmente seu formato, tamanho e distanciamento entre si de acordo com a sua localização. Total de 73 espinhos, sendo 41 anteriores à vulva. Os espinhos anteriores à vulva apresentam formato de pente (“comb”) sendo menores e muito justapostos na extremidade anterior, aumentando o seu tamanho e comprimento gradativamente até à vulva. A partir da vulva os espinhos hipertrofiam, apresentam formato espiniforme e distanciam-se uns dos outros gradativamente em direção à extremidade anterior. A partir do 59º espinho, o tamanho diminui gradativamente, sendo

que o último par de espinhos apresenta tamanho aproximado do primeiro par de espinhos após a vulva.

Comentários.

Apesar da espécie não ser confirmada pela ausência de machos, o presente trabalho encontrou uma fêmea com morfologia semelhante à descrição de *P. (Paucipectines) hymanae*. Tal espécie é encontrada em *Lestoros inca* (Paucituberculata, Caenolestidae) no Peru (Jiménez e Patterson, 2012) e foi identificada devido ao grande tamanho corporal, à abertura oral subapical e principalmente à característica de hipertrofia dos espinhos cuticulares após à vulva. O espécime do presente estudo difere da descrição original da espécie essencialmente pelo menor comprimento corporal (15,71 mm no presente trabalho e 16,22 mm segundo Jiménez e Patterson, 2012) e maior número de espinhos cuticulares no corpo (73 no presente trabalho, 65 segundo Jiménez e Patterson, 2012) e anteriores à vulva (41 no presente trabalho e 35 segundo Jiménez e Patterson, 2012). No entanto, variações no comprimento corporal e no número de espinhos cuticulares têm sido encontradas em várias espécies do subgênero *Paucipectines*, como já discutido. Além disso, a variação do tamanho corporal do parasito poderia estar relacionada ao menor tamanho corporal dos morcegos como hospedeiro quando comparado ao tamanho corporal do marsupial na qual a espécie foi descrita. Curiosamente, o hospedeiro em que esse espécime foi encontrado no presente trabalho também apresentou duas fêmeas de *Pterygodermatites (Paucipectines) sp.*: uma do grupo I (comprimento menor - 3 a 5 mm) e uma do grupo II (comprimento maior - 6 a 10 mm).

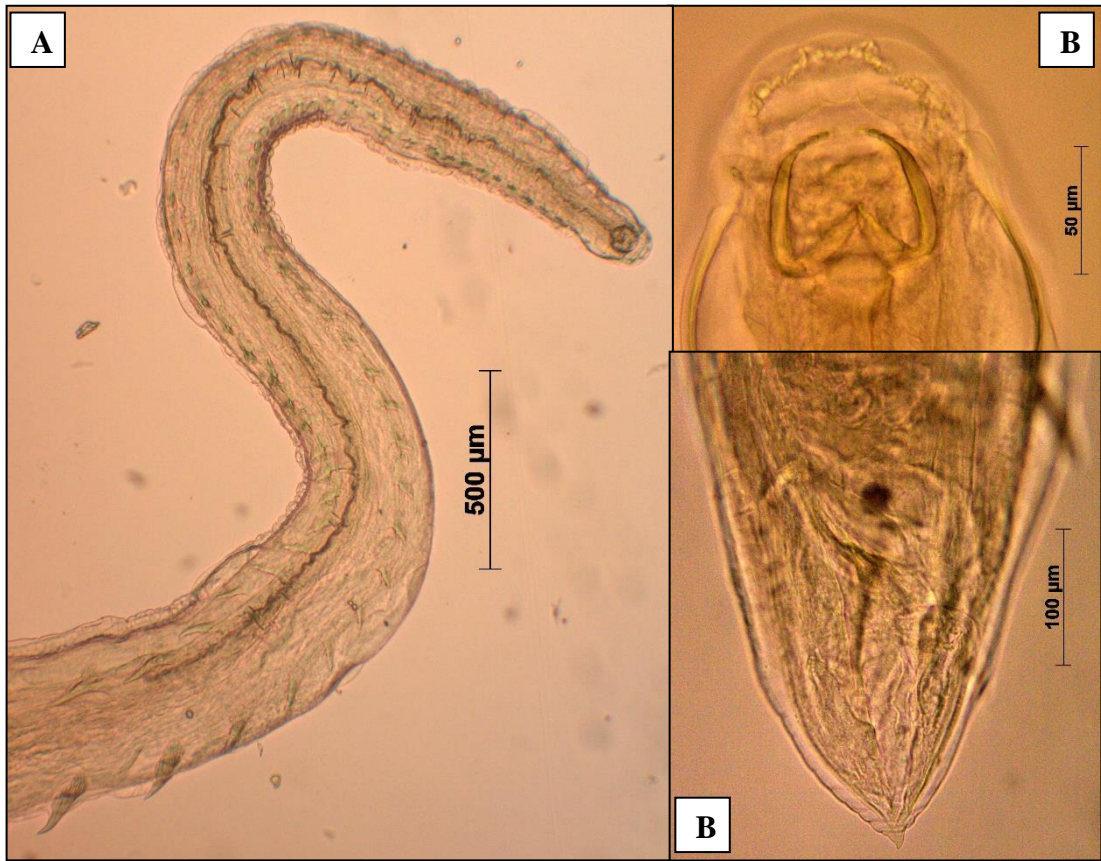


FIGURA 5 – *Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae* (Nematoda: Rictulariidae) fêmea. A – Extremidade anterior do corpo; B – Detalhe da cápsula bucal; C – Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).

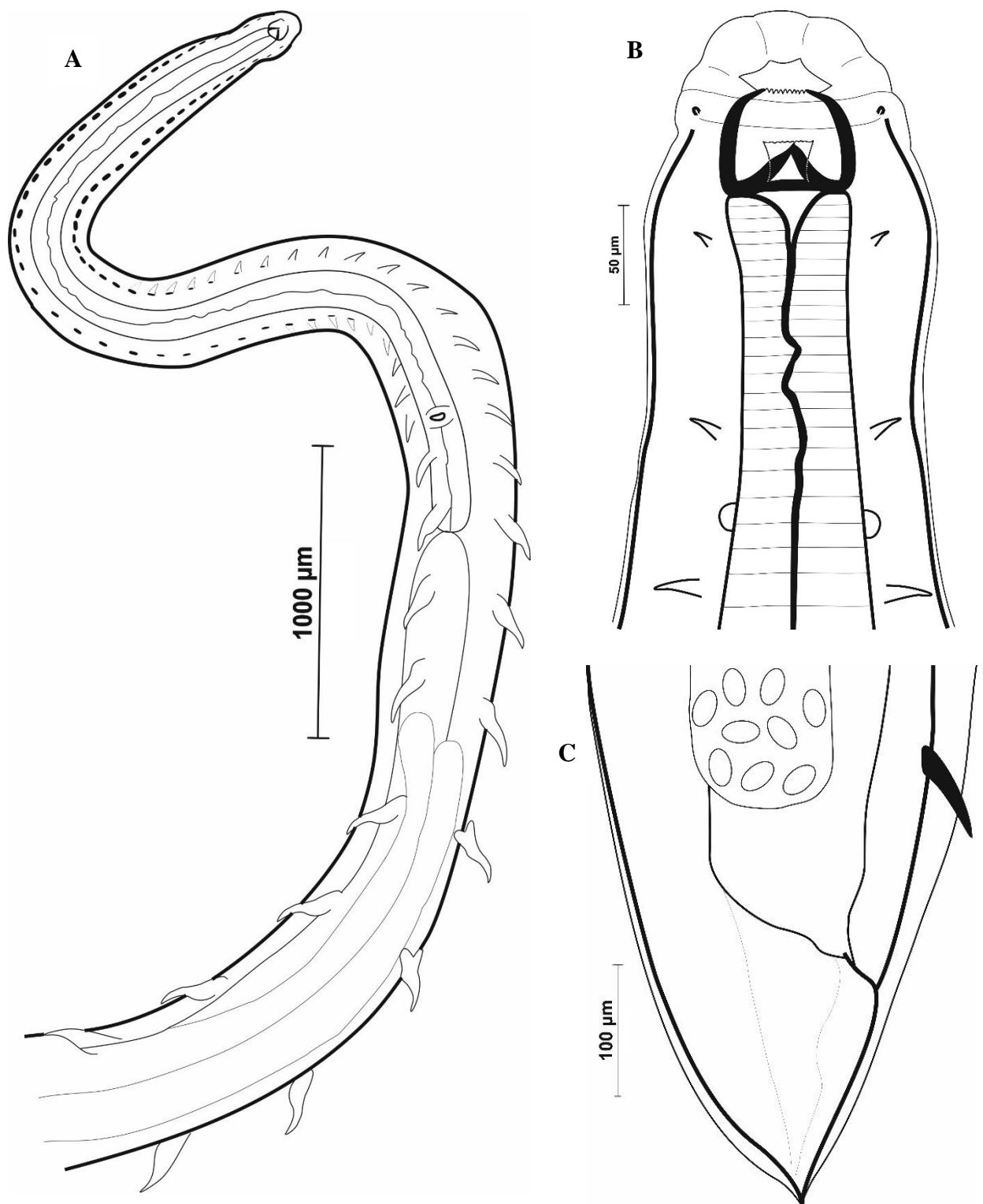


FIGURA 6 – Representação esquemática de *Pterygodermatites* (*Paucipectines*) cf. *hymanae* (Nematoda: Rictulariidae) fêmea. A – Extremidade anterior do corpo e abertura da vulva; B – Extremidade anterior; C – Extremidade posterior. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 8 - Medidas morfométricas das fêmeas de *Pterygodermatites* sp., subgêneros *Paucipectines* e *Neopaucipectines* (Nematoda: Rictulariidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Pterygodermatites (Paucipectines) cf.</i>	<i>Pterygodermatites (Neopaucipectines)</i>
	<i>hymanae</i>	sp.
Procedência	Uberaba	Belo Horizonte
Hospedeiro	<i>Eumops auripendulus</i>	<i>Myotis nigricans</i>
Fêmeas	n=1	n=1
Ct (mm)	15,71	18,7
Ce (mm)	3,04	3,4
Ccb	50,55	65,37
Lcb	53,93	46,81
La	155,16	-
Lj	385,06	293
Lm	522,78	454,18
Cc	182,4	152,75
Anel	240,5	-
Pacer	-	-
Tes	73	69
Tesv	41	36
V-A (mm)	2,74	2,15
Covo	33,46 (32,54-34,18) (n=10)	36,55 (35,41-38,36) (n=10)
Lovo	23,00 (21,73-23,75) (n=10)	27,28 (25,67-29,1) (n=10)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Fêmeas – Número de fêmeas analisadas; Ct - Comprimento total do corpo; Ccb - Comprimento da cápsula bucal; Lcb - Largura da cápsula bucal considerando as faces internas das paredes; La - Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj - Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm - Largura máxima do corpo; Cc - Comprimento da cauda; Anel - Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Pacer - Distância da Papila cervical à extremidade anterior; Tes - Número total de espinhos cuticulares; Tesv - Número total de espinhos cuticulares anteriores à vulva; V-A - Distância da vulva à extremidade anterior; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do Corpo.

Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.

(Figuras 7 e 8, Tabela 8)

Hospedeiro (n): *Myotis nigricans* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 fêmea.

Espécimes analisados: 1 fêmea.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-1.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do subgênero *Neopaucipectines* tem sido encontradas em morcegos, roedores e musaranhos-elefantes no Velho Mundo (Quentin, 1969, 1978). O presente trabalho constitui o primeiro relato do subgênero *Neopaucipectines* no Novo Mundo.

Descrição:

Geral e fêmea: Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação, cutícula estriada transversalmente. Abertura oral dorsal. Presença de três dentes esofagianos grandes, ampla cápsula bucal de paredes grossas, fortemente quitinizadas e em forma de U. Esôfago longo e cilíndrico, sem clara distinção entre porção muscular e glandular. Anel nervoso, poro excretor e papilas cervicais não visualizados. Vulva ventral simples, anterior à junção do esôfago-intestino e situada em uma depressão da cutícula. Reto bem marcado, cauda curta simples, cônica e terminando abruptamente em mucron. Ânus sem projeções cuticulares. Dentículos peribucais pouco visíveis, mas com aspecto homogêneo. Os espinhos cuticulares estão dispostos em pares, iniciam-se após a cápsula bucal e variam gradualmente seu formato, tamanho e distanciamento entre si de acordo com a sua localização. Trinta e seis espinhos cuticulares anteriores à vulva foram visualizados, sendo que os 30 primeiros são grandes, muito próximos uns aos outros, podendo ser justapostos (principalmente os primeiros) e apresentam forma de pente (“comb”). A partir do 30º pente, os espinhos sofrem uma forte redução de tamanho, ganhando um aspecto espiniforme e um maior espaçamento entre si. Os espinhos entre o 31º e 36º reduzem gradualmente o tamanho, de forma que o 36º é o menor entre eles e seu comprimento é cerca de 3 vezes menor do que o 30º espinho. A partir da vulva os espinhos distanciam-se muito entre si e aumentam gradativamente de tamanho, alcançando aproximadamente o mesmo comprimento dos pentes na região anterior do corpo a partir do 45º espinho. Além disso, a partir do 32º espinho, estes apresentam dois pontos de inserção na cutícula bem evidentes, dando um aspecto triangular ao espinho quando visualizado dorsalmente. Os espinhos encerram-se no início do terceiro terço do corpo. Útero com muitos ovos elipsoides, larvados, casca lisa e espessa.

Comentários.

O espécime apresenta abertura oral dorsal, o que descaracteriza o subgênero *Paucipectines*, que segundo Quentin (1969) apresenta abertura oral apical. Na América do Sul, as espécies *Pterygodermatites (Paucipectines) hymanae* e *Pterygodermatites (Paucipectines) jagerskioldi*, que ocorrem em marsupiais, apresentam a abertura da cápsula bucal subapical, porém não tão acentuada quanto à da fêmea de *Pterygodermatites (Paucipectines) sp.* do presente estudo.

O presente espécime apresentou 36 processos quitinosos cuticulares anteriores à vulva e parece apresentar os dentículos peribucais homogêneos, características estas que são compartilhadas pelos subgêneros *Paucipectines* e *Neopaucipectines*. Este último subgênero apresenta abertura oral dorsal, o que se assemelha ao espécime do presente estudo, porém sua ocorrência geográfica é descrita somente para o Velho Mundo: *Pterygodermatites (Neopaucipectines) bovieri* na França, na Ucrânia, no Afeganistão e no Quirguistão em *Vespertilio murinus*, *Epitesicus serotinus* e *Myotis mystacinus* (Chiroptera, Vespertilionidae) (Erkulov e Moldopiyazova, 1986; Quentin, 1969; Tkach, 1991; Tkach e Swiderski, 1996), *Pterygodermatites (Neopaucipectines) zaiedi* em *Elephantulus rozeti* (Macroscelidea, Macroscelididae) na Tunísia (Quentin, 1978) e *Pterygodermatites (Neopaucipectines) desportesi* em *Lophuromys sikapusi* (Rodentia, Muridae) no Congo (Quentin, 1969). O presente espécime apresenta grande semelhança morfológica a *P. (Neopaucipectines) zaiedi*, apresentando similaridade no padrão de variação do tamanho, distância e formato dos espículos cuticulares, exceto pelo fato de não apresentar os espinhos estendendo-se até próximo à abertura anal (Figura 9).

Considerando as ampliações geográficas descritas para os subgêneros do Velho Mundo para o Novo Mundo, como é o caso dos subgêneros *Pterygodermatites* e *Neopaucipectines*, e considerando a falta de informações sobre as comunidades endoparasitárias de vários mamíferos insetívoros em diversas áreas, a identificação dos subgêneros de *Pterygodermatites* através da distribuição geográfica deve ser revista.

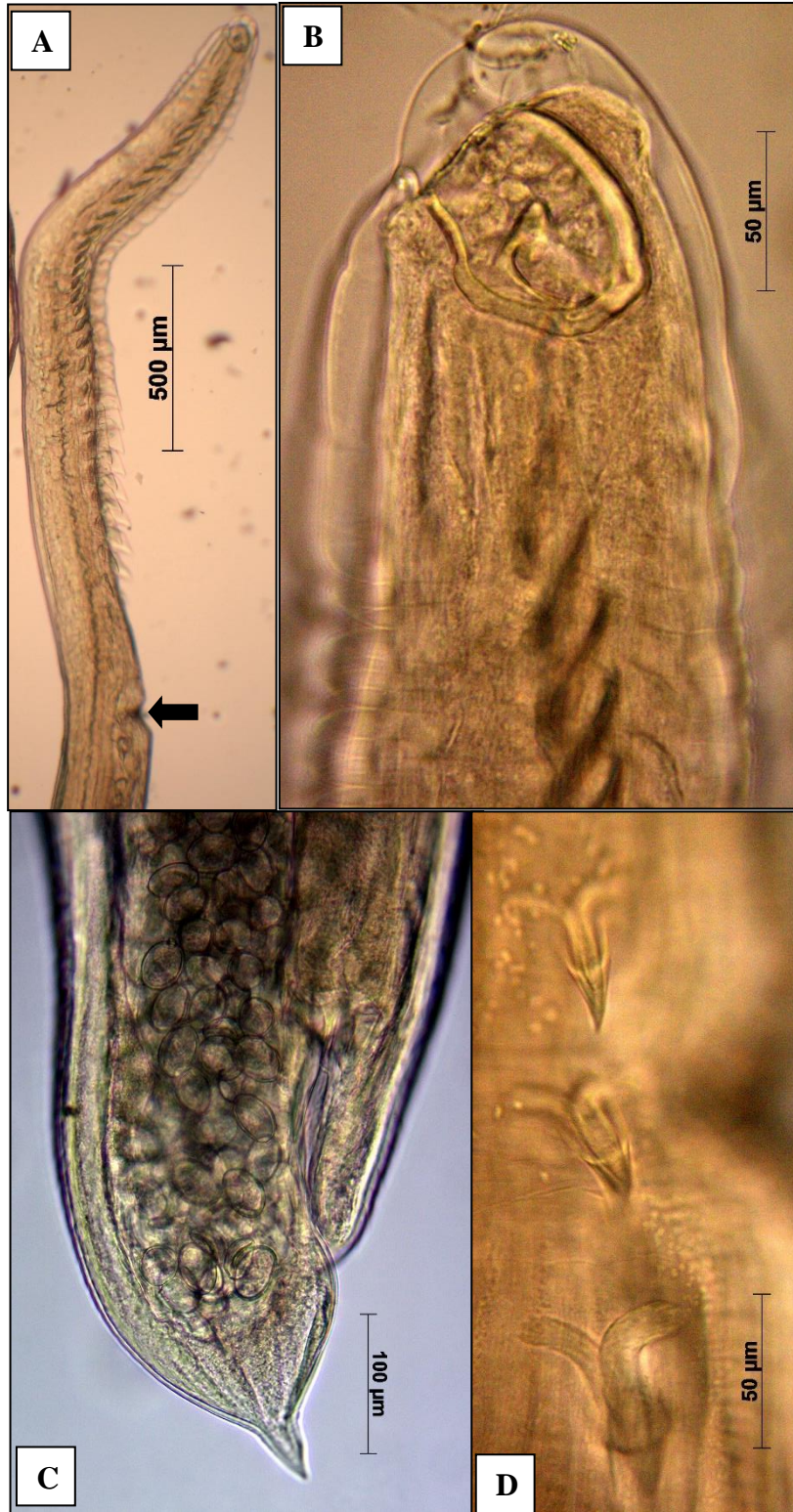


FIGURA 7 – *Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.* (Nematoda: Rictulariidae) fêmea. A – Extremidade anterior e abertura da vulva (seta); B – Visão lateral da cápsula bucal dorsal; C – Cauda mucronada; D – Espinhos na região da vulva com dois pontos de inserção na cutícula. (Fotos: Érica Munhoz).

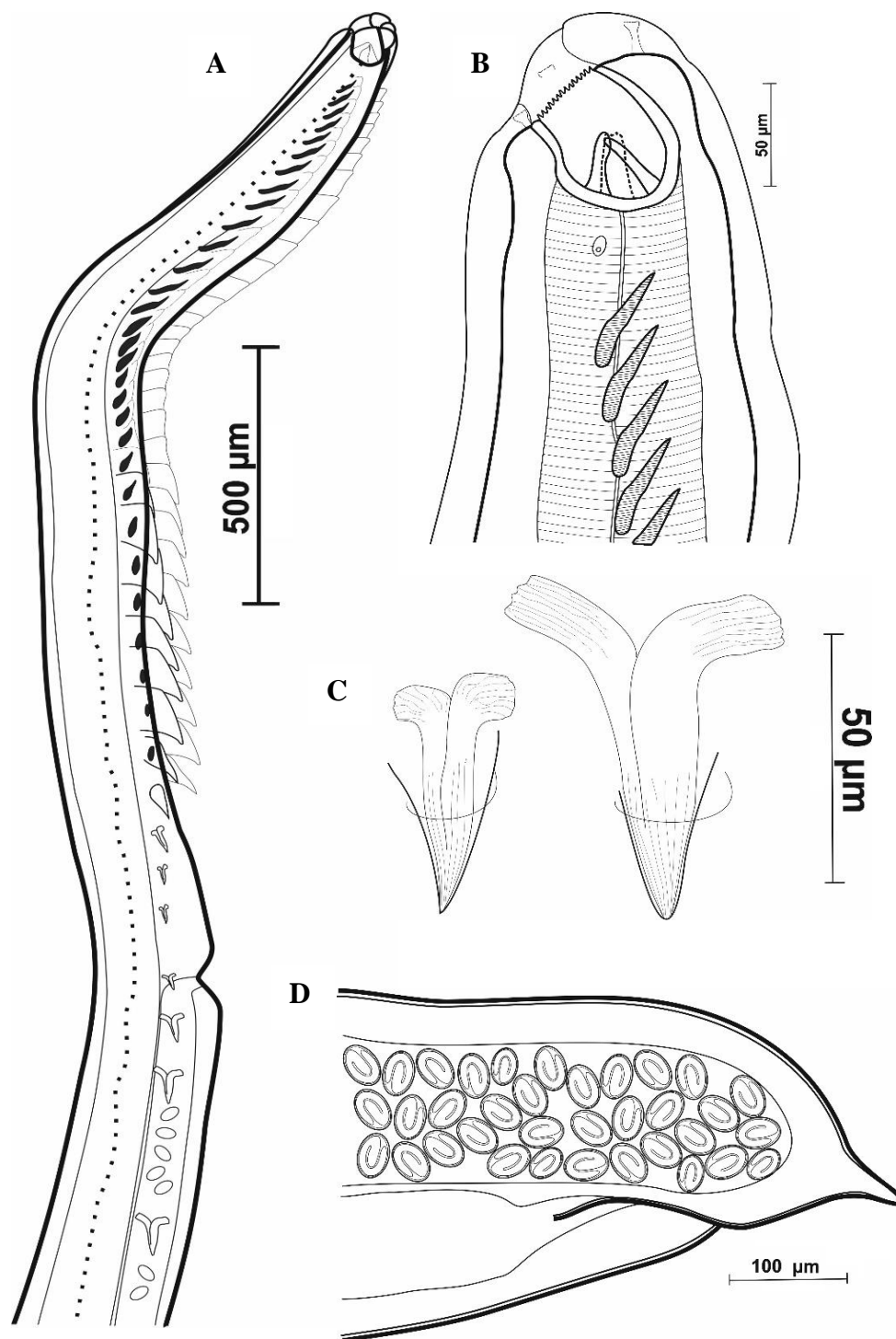


FIGURA 8 – Representação esquemática de *Pterygodermatites* (*Neopaucipectines*) sp. (Nematoda: Rictulariidae) fêmea. A – Extremidade anterior do corpo e abertura da vulva; B – Visão lateral da cápsula bucal com abertura dorsal; C - Espinhos com dois pontos de inserção bem evidentes na cutícula; D – Ovos larvados e cauda mucronada. (Desenhos: Érica Munhoz).

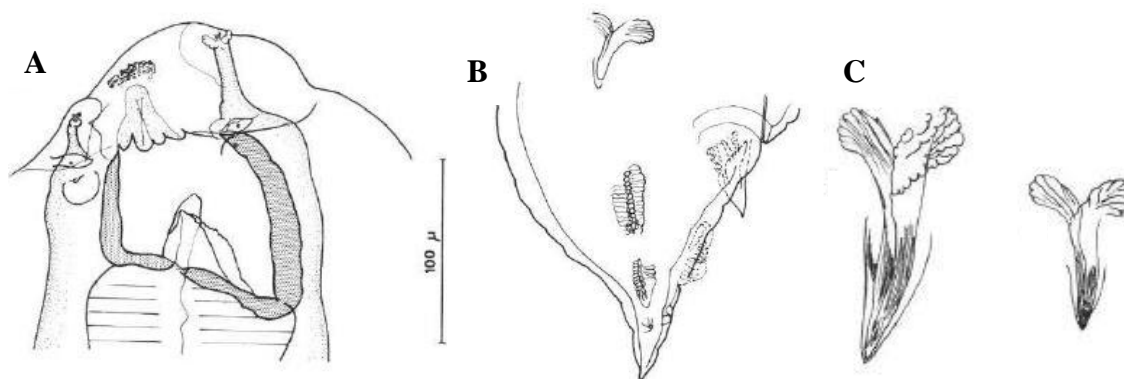


FIGURA 9 – Representação esquemática de *Pterygodermatites* (*Neopaucipectines*) *zaidi* (Nematoda: Rictulariidae), segundo Quentin (1978). A – Visão lateral da cápsula bucal dorsal; B – Cauda mucronada; D – Espinhos na região da vulva com dois pontos de inserção na cutícula.

Rictulariidae gen. sp.

Hospedeiros (n): *Eumops auripendulus* (1), *Eumops glaucinus* (2) e *Molossus molossus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Governador Valadares, Patos de Minas e Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 5 fêmeas.

Espécimes analisados: 5 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-2.

Distribuição e hospedeiros: Espécies da família Rictulariidae são encontrados parasitando mamíferos, especialmente morcegos e roedores, em todo o mundo (Quentin, 1969).

Descrição:

Geral. Espécimes danificados. Presença de espinhos cuticulares dispostos em pares ao longo do corpo.

Comentários: Os espécimes estavam danificados, não sendo possível a visualização dos dentes bucais para a diferenciação dos gêneros *Rictularia* e *Pterygodermatites* e, portanto, impossibilitando sua identificação. Os espécimes não foram medidos.

FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA SPIRURIDAE

Spirura aurangabadensis Ali e Lovekar, 1966

(Figuras 10 e 11, Tabela 9)

Sinonímia: *Spirura mexicana* Peralta-Rodrigues et al., 2012 (proposta do presente trabalho).

Hospedeiro (n): *Molossus molossus* (3).

Hábitat: Esôfago e estômago.

Procedência do hospedeiro: Montes Claros e Betim.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 macho e 3 fêmeas (sendo uma delas larva L4).

Espécimes analisados: 1 macho, 1 fêmea adulta e 1 fêmea L4.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-2.

Distribuição e hospedeiros: *Spirura aurangabadensis* tem sido encontrada em morcegos no Brasil (presente estudo), na Índia (Ali e Lovekar, 1966) e na Austrália (Spratt, 2007); em tupaideos e primatas na Malásia (Quentin e Krishnasamy, 1975); e em roedores e marsupiais na Austrália (Spartt, 1985, 2007). A espécie *S. mexicana* foi descrita no México parasitando *Pteronotus davyi*, *P. personatus* e *Mormoops megalophylla* (Mormoopidae) (Peralta-Rodrigues et al., 2012). O presente trabalho registra a espécie pela primeira vez na América do Sul e propõe a sinonímia das espécies *S. mexicana* e *S. aurangabadensis* (Apêndice XIV).

Descrição:

Geral: Corpo marcadamente estriado transversalmente, com estrias muito próximas entre si na extremidade anterior distanciando entre si ao longo do comprimento do corpo. Esôfago cilíndrico e longo com nítida diferenciação entre sua região muscular e glandular, sendo a parte muscular curta e estendendo pouco após o anel nervoso. Válvula na junção esôfago-intestino bem desenvolvida. Presença de uma bossa ventral na altura do esôfago glandular. Glândula cervical simples e curta posterior ao anel nervoso. Abertura bucal oval circundada por 6 espinhos retos e 2 laterais curvados, todos não bifurcados. Extremidade posterior dos adultos sem a presença de mucron,

processos em forma de tufo ou projeções espiniformes, espículos desiguais e sem bainhas, gubernáculo em forma de V, presença de ala caudal.

Fêmea adulta: Vulva próxima ao meio do corpo. Ovos elípticos e de casca lisa, em diferentes graus de maturação, muitos embrionados.

Fêmea L4: Vulva não visualizada. Presença de um tufo de projeções espiniformes na ponta da cauda.

Macho: Espículos desiguais e sem bainhas, sendo o esquerdo bem maior do que o direito. Gubernáculo pequeno. Seis pares de papilas pedunculadas, sendo 4 pares pre-cloacal e 2 pos-cloacal, 1 papila séssil e solitária e 1 par de fasmídeos próximos à ponta da cauda.

Comentários.

Uma discussão mais aprofundada sobre *S. aurangabadensis* e outras espécies do gênero *Spirura* que ocorre no Novo Mundo é apresentada no Apêndice XIV, que também traz a proposta de uma chave de identificação para as espécies de *Spirura* que ocorrem nas Américas e a proposta de sinonímia das espécies *Spirura mexicana* e *S. aurangabadensis*. Espécimes do gênero *Spirura* com características semelhantes à *S. aurangabadensis* já foram encontrados no esôfago de *Eumops perotis* em São Paulo por Melo (2010) em sua dissertação de mestrado, porém seus achados não foram publicados até o presente momento.

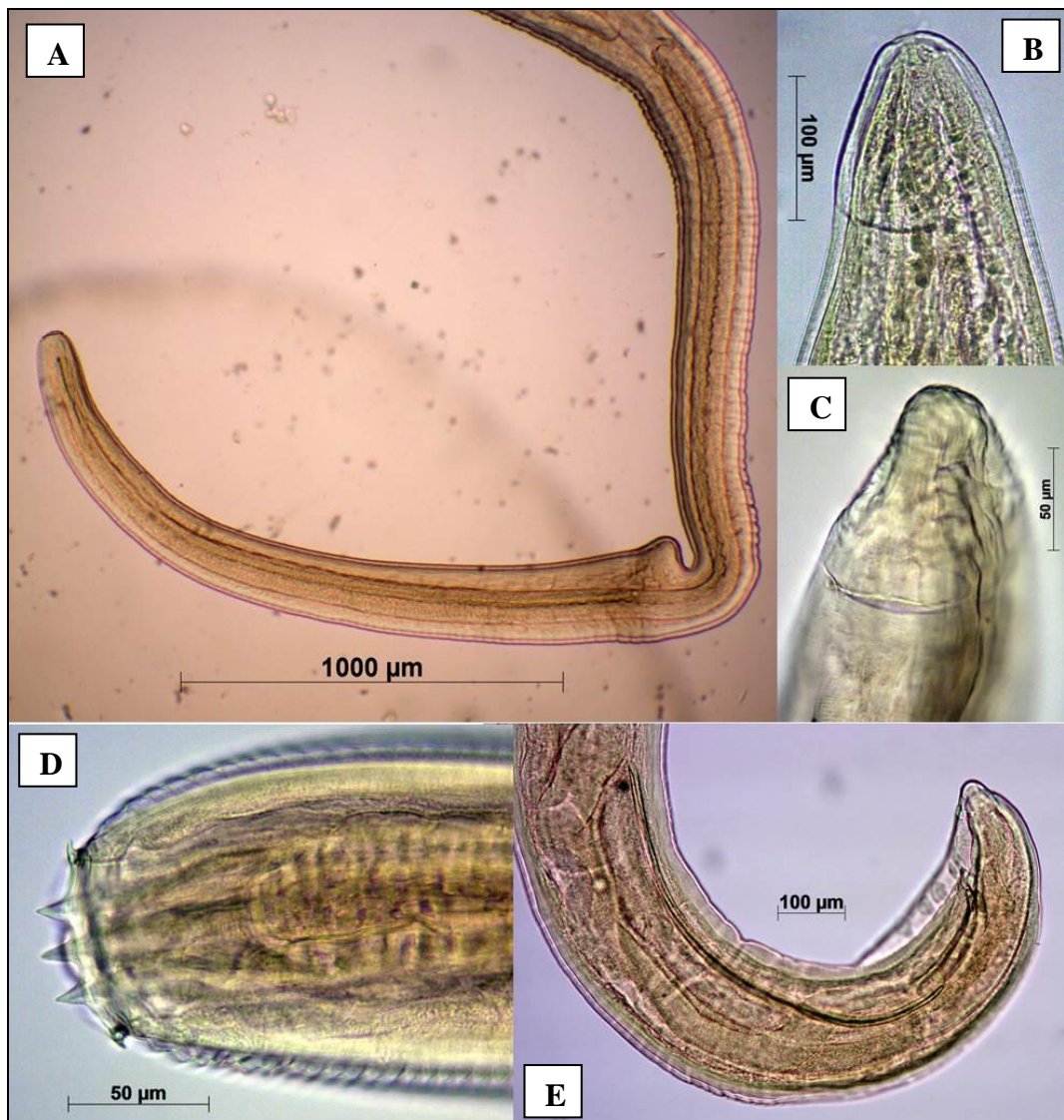


FIGURA 10 – *Spirura aurangabadensis* (Nematoda: Spiruridae). A - Extremidade anterior evidenciando uma bossa ventral e esôfago longo; B – Extremidade posterior da fêmea; C – Extremidade posterior da fêmea vista fora da lâmina; D - Extremidade anterior com espinhos peribucais; E - Extremidade posterior do macho com ala caudal, 4 papilas pedunculadas pré-cloacal e espículos de tamanho desigual. (Fotos: Érica Munhoz).

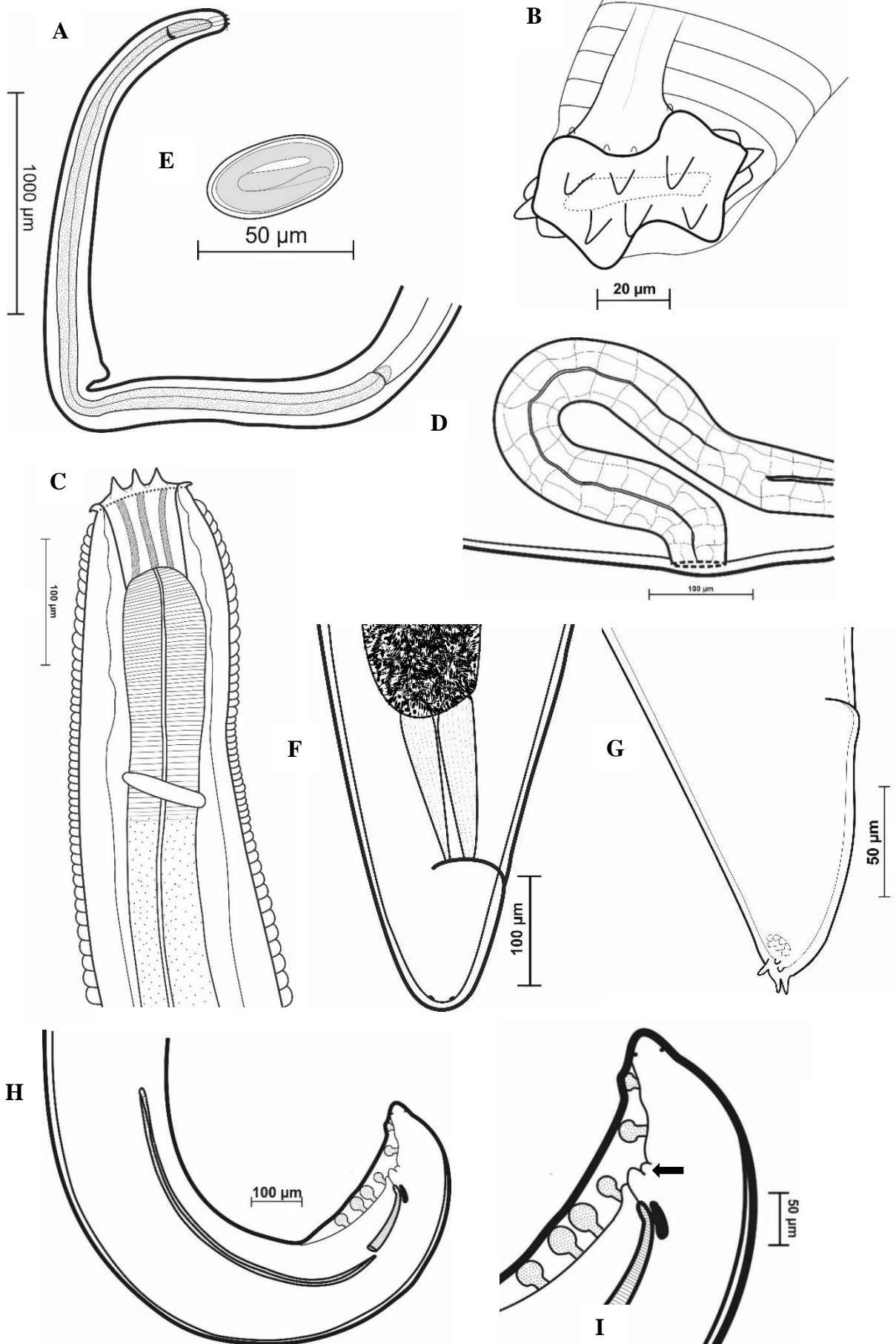


FIGURA 11 – Representação esquemática de *Spirura aurangabadensis* (Nematoda: Spiruridae). A - Extremidade anterior com uma bossa ventral e esôfago longo; B - Visão antero-lateral diagonal dos espinhos peribucais; C - Visão dorsal da cápsula bucal, espinhos peribucais, anel nervoso e diferenciação das região anterior muscular e glandular do esôfago; D - Vulva circular simples e vagina muscular; E - Ovo larvado; F - Extremidade posterior da fêmea adulta; G - Extremidade posterior da fêmea L4 com tufo espiniforme na ponta da cauda ; H - Extremidade posterior do macho com ala caudal e espículos desiguais; I – Detalhe da extremidade posterior do macho com 4 papilas pedunculadas pré-cloacal, 2 papilas pedunculadas pós cloacal, 1 papila sésil solitária (seta) e gubernáculo. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 9 - Medidas morfométricas das fêmeas de *Spirura aurangabadensis* (Nematoda: Spiruridae), parasitos do esôfago e estômago de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrados no presente trabalho.

Hábitat Procedência Hospedeiros Sexo (n)	Esôfago, Estômago Montes Claros e Betim <i>Molossus molossus</i>		
	♀ (n=2)	♂ (n=1)	♀ L4 (n=1)
Comprimento do corpo (mm)	9,55-12,66	7,66	4,91
Comprimento do esôfago muscular	243,3-432,4	513,4	2,27 ^A
Comprimento do esôfago glandular (mm)	2,70-3,12	3,05	
Comprimento da cápsula bucal	62,8-89	61,7	42,1
Largura máxima	337,1-458,1	288,2	242,3
Comprimento da cauda	140,45-161,2	160,8	133
Distância anel nervoso à extremidade anterior	278-289	399,5	215
Distância poro excretor à extremidade anterior	472-609,5	439,4	270,2
Distância bossa ventral à extremidade anterior	1,69-2,41	1,95	954,5
Distância vulva à extremidade anterior (mm)	3,42-4,99	-	-
Comprimento do ovo	46 (44-48)	-	-
Largura do ovo	24 (23-25)	-	-
Comprimento do espículo maior (esquerdo)	-	712,7	-
Comprimento do espículo menor (direito)	-	133,9	-
Comprimento do gubernáculo	-	60,8	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. A - Esôfago muscular e glandular não diferenciados. O valor corresponde ao comprimento total do esôfago.

FILO NEMATODA, ORDEM SPIRURIDA, FAMÍLIA ONCHOCERCIDAE

Litomosoides brasiliensis Almeida, 1936

(Figuras 12 e 13, Tabela 10)

Sinonímias: *Litomosoides carolliae* Caballero e Caballero, 1944; *Litomosoides caballeroi* Gracia-Rodrigo, 1960.

Hospedeiro (n): *Carollia perspicillata* (1).

Hábitat: Cavidade abdominal.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Quantidade de espécimes encontrados: 3 machos e 2 fêmeas.

Espécimes analisados: 1 macho e 1 fêmea.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 5-5.

Distribuição e hospedeiros: A espécie tem sido relatada em morcegos da família Vespertilionidae, e principalmente, Phyllostomidae, sendo já encontrada no Brasil, na Bolívia, na Colômbia, na Costa Rica, na Guiana Francesa, no México, no Panamá, no Peru e na Venezuela (Almeida, 1936; Caballero, 1944; Rêgo, 1961; Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002; Mourão et al., 2002; Notarnicola et al., 2010; Santos e Gibson, 2015; Albuquerque et al., 2016). No Brasil já encontrada nos Estados: AP, MG, MT, MS, PA, PR, RJ e SP (Mourão et al., 2002; Albuquerque et al., 2016).

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes e após a fixação, corpo delgado e extremidades arredondadas, sendo a extremidade anterior mais afilada. Abertura oral apical, simples e reduzida. Presença de cápsula bucal bem quitinizada característica do grupo com a face interior lisa e face exterior com duas irregularidades bem destacadas e que parecem constituir dois anéis quitinosos, um pequeno e um grande. Esôfago cilíndrico e longo apresentando a região anterior muscular e a posterior glandular e sem distinção da sua divisão. Presença de uma papila cefálica lateral. Cutícula com fileira lateral de pontuação discreta em ambos os sexos.

Fêmea: Vulva com musculatura muito desenvolvida e de abertura simples, facilmente visualizada por um emaranhado circular pouco após o esôfago. Cauda não espiralada, úteros não diferenciados, presença de poucas microfilárias no seu interior.

Macho: Extremidade posterior espiralada com 3 giros, 7 ou 8 pares de papilas sésseis e alinhadas após a cloaca, espículos desiguais, não semelhantes e bem quitinizados, gubernáculo ausente, área rugosa presente. O espículo maior apresenta uma alça

próximo à metade do seu comprimento, seguida por uma região membranosa de comprimento semelhante à da alça e posteriormente se funde ganhando aspecto afilado. O espículo menor apresenta uma pequena reintrância das paredes mais ou menos no meio, que não chegam a se fundir. A extremidade posterior é mais afilada do que a anterior e apresenta uma dilatação dorsal semelhante à uma corcurda e ponta triangular.

Comentários.

Descrições com dados morfométricos e desenhos esquemáticos da espécie podem ser obtidos nos trabalhos de Notarnicola et al. (2010), Esslinger (1973), Rêgo (1961), Mourão et al. (2002) e Guerrero et al. (2002). A espécie *L. brasiliensis* foi descrita no Brasil por Almeida (1936) a partir de um exemplar encontrado na cavidade abdominal de *Myotis* sp., único hospedeiro da família Vespertilionidae descrito até o momento, e que segundo Rêgo (1961), o holótipo foi perdido.

Os espécimes do presente trabalho apresentaram a posição do anel nervoso no início do esôfago, logo após à região com alargamento globoso, corroborando com a descrição realizada por Rêgo (1961). Apesar de não descrever a posição exata do anel nervoso, Mourão et al. (2002) o indicaram na mesma posição em seu desenho esquemático.

Alguns trabalhos apontam uma grande variação no número de papilas sésseis pós-cloacal, as quais apresentam-se dispostas, em geral, umas atrás das outras, formando uma fileira única (Caballero, 1944; Rêgo, 1961; Esslinger, 1973; Cuartas-Calle & Munõz-Arango, 1999; Guerrero et al., 2002; Mourão et al., 2002; Notarnicola et al., 2010). Estes autores, ao descreverem seus espécimes, indicam a quantidade de pares de papilas e não o total de papilas. No presente trabalho as papilas apresentaram uma tendência de “pares em fileira”, isto é, duas papilas em linha única longitudinal muito próximas e com maior espaçamento do outro “par em fileira”. Essa tendência parece estar presente nas outras descrições da espécie (Figura 14) e, talvez, este seja o motivo dos autores descreverem suas disposições em pares. No entanto, como os trabalhos não deixam claro que as papilas são dispostas em fileira única longitudinal, as utilizações de “pares” de papilas nas descrições poderiam confundir os leitores, que podem imaginar duas papilas dispostas lateralmente umas às outras formando um par verdadeiro e, portanto, duas fileiras longitudinais de papilas. Recomendamos a descrição baseada no número total de papilas, uma vez que elas estão dispostas em

fileira única e não paralelamente, além de poderem apresentar uma distribuição variada ao longo da fileira (Rêgo, 1961).

Litomosoides brasiliensis está entre as maiores espécies do gênero de ocorrência em morcegos no Brasil. Apesar de um pouco menor do que a média do tamanho corporal de *L. brasiliensis*, *Litomosoides serpicula* também apresenta grandes dimensões corporais, que estão inclusas dentro do espectro de valores mínimos e máximos já observados para *L. brasiliensis* (Rêgo, 1961; Esslinger, 1973; Cuartas-Calle & Munõz-Arango, 1999; Guerrero et al., 2002; Mourão et al., 2002; Notarnicola et al. 2010; Guerrero e Bain, 2011). Além disso, essas duas espécies apresentam características morfológicas muito semelhantes (Guerrero et al., 2002) e são diferenciadas basicamente pelo número de anéis quitinosos na cápsula bucal, sendo que *L. serpicula* apresenta um anel e *L. brasiliensis* dois anéis (Guerreiro e Bain, 2011).



FIGURA 12 – *Litomosoides brasiliensis* (Nematoda: Onchocercidae). A – Extremidade anterior; B – Papilas pós-cloacal na extremidade posterior do macho; C – Extremidade posterior do macho com espículos desiguais. (Fotos: Érica Munhoz).

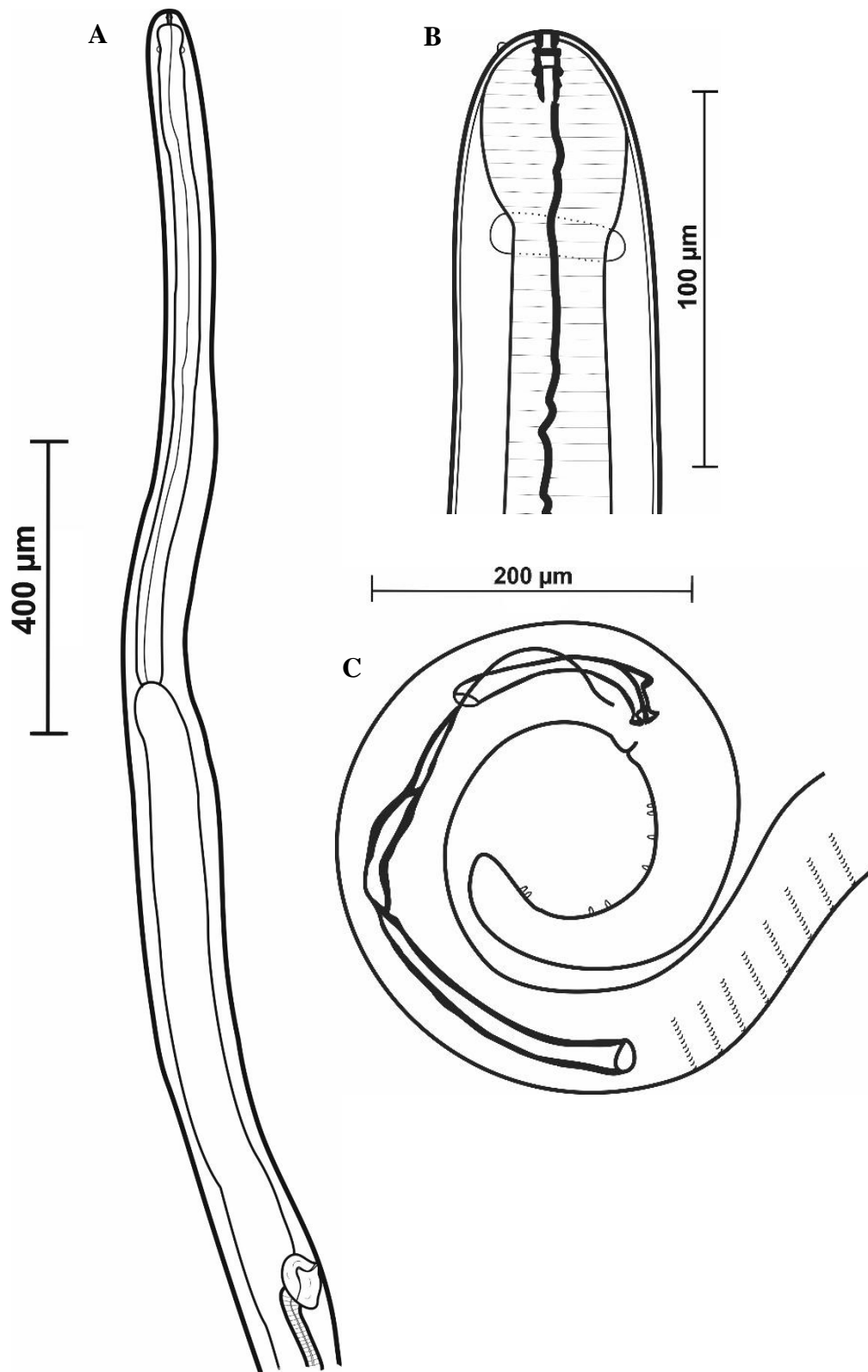


FIGURA 13 – Representação esquemática de *Litomosoides brasiliensis* (Nematoda: Onchocercidae). A – Extremidade anterior e abertura da vulva; B – Cápsula buccal e anel nervosa após a dilatação globular do esôfago; C – Extremidade posterior do macho com espículos desiguais, papilas sésseis e área rugosa. (Desenhos: Érica Munhoz).

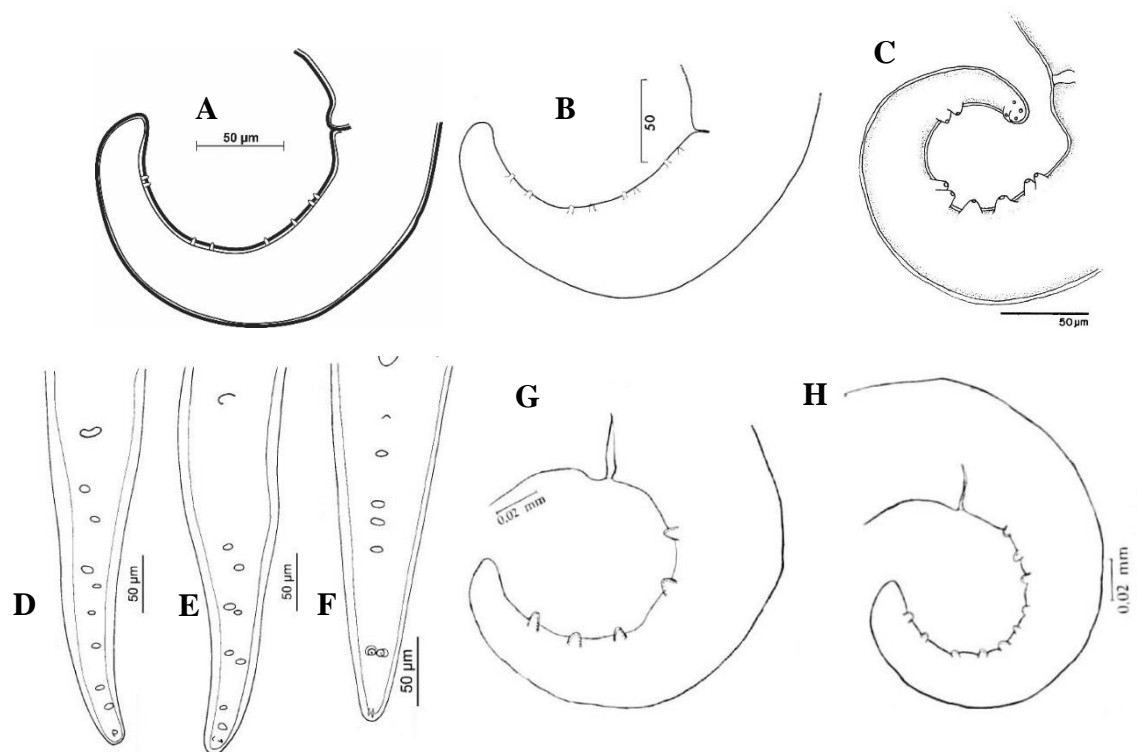


FIGURA 14 – Disposição das papilas em fileira única longitudinal de *Litomosoides brasiliensis* (Nematoda: Onchocercidae). (A) presente trabalho; (B) Segundo Esslinger, 1973; (C) Segundo Mourão et al., 2002; (D-F) Segundo Guerrero et al., 2002; (G-H) Segundo Rêgo, 1961. (A-E) em *Carollia perspicillata*, (F) em *Anoura caudifer*, (G-H) não especificado entre os hospedeiros parasitados: *Carollia perspicillata*, *Anoura caudifer* e *Anoura geoffroyi*.

TABELA 10 - Medidas morfométricas das espécies *Litomosoides brasiliensis*, *Litomosoides molossi* e *Litomosoides* sp. (Nematoda: Onchorhynchidae), parasitos da cavidade abdominal de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Litomosoides brasiliensis</i>		<i>Litomosoides molossi</i>		<i>Litomosoides</i> sp.
Procedência	Belo Horizonte		Belo Horizonte, Governador Valadares, Fortaleza de Minas, Lagoa Santa e Uberlândia.		Uberlândia
Hospedeiro	<i>Carollia perspicillata</i>		<i>Molossus molossus</i> , <i>Molossus pretiosus</i> e <i>Molossus rufus</i>		<i>Glossophaga soricina</i>
Habitat	Cavidade abdominal		Cavidade abdominal		Cavidade abdominal
Sexo (n)	♀ (n=1)	♂ (n=1)	♀ (n=9)	♂ (n=5)	♀ imatura? (n=1)
Ct (mm)	142	46,78	8,91 (7,52-10,26)	5,18 (4,57-6,19)	43,15
La	-	48,77	31,56 (29,34-34,24)	26,16 (20,81-30,28)	52
Lj	102,3	91,21	68,64 (61,77-86,79)	36,89 (24,53-44,93)	94,59
Lm	210,5	135,37	139,03 (111,5-163,19)	87,1 (81,92-94,89)	163,3
Anel	-	47,36	48,65 (30,88-69,98)	49,5 (38,67-65,16)	101,31
Ccb	19,34	19,31	15,72 (14,72-16,99)	14,77 (14,01-16,64)	24,05
Ce	908,61	742,41	425,08 (363,46-525,06)	250,41 (157,14-355,54)	677,51
Cc	411,21	282,72	115,9 (105,09-123,96)	76,78 (60,75-87,82)	-
V-A (mm)	1,83	-	666,23 (590,17-716,12)	-	660,21 µm
Ceme	-	144,74	-	60,63 (52,62-69,35)	-
Cema	-	460,15	-	161,34 (152,58-168,16)	-
PP	-	8*	-	0	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Ct - Comprimento total do corpo; La - Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj - Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm - Largura máxima do corpo; Anel - Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Ccb - Comprimento da cápsula bucal; Ce - Comprimento do esôfago; Cc - Comprimento da cauda; V-A - Distância da vulva à extremidade anterior; Ceme - Comprimento do espículo menor; Cema - Comprimento do espículo maior; PP - Número de pares de papilas.

* Número total de papilas.

Identificação molecular:

Embora fosse esperado um fragmento de aproximadamente 650 bp como produto da amplificação usando os iniciadores para o gene da COI, foi obtido um fragmento de 122 pares de bases. O fragmento foi clonado no vetor pGEM T-easy (PROMEGA) e sequenciado utilizando iniciadores M13F e R para o vetor. Dessa forma foi obtida a sequência completa do fragmento, incluindo os iniciadores utilizados na amplificação. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com sequências já depositadas de várias espécies de filarídeos, incluindo *L. brasiliensis* (Tabela 11).

TABELA 11 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 122 pares de bases obtida pelo sequenciamento da amostra de *Litomosoides brasiliensis* encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Litomosoides brasiliensis</i>	voucher 37PF MNHN cytochrome c oxidase subunit I (coxI) gene, partial cds; mitochondrial	KP760191.1	2,00E-33	152	96/103(93%)

Litomosoides molossi Esslinger, 1973

(Figuras 15 e 16, Tabela 10)

Hospedeiros (n): *Molossus molossus* (5), *Molossus pretiosus* (1) e *Molossus rufus* (2).

Habitat: Cavidade abdominal.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Governador Valadares, Fortaleza de Minas, Lagoa Santa e Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 11 machos e 23 fêmeas.

Espécimes analisados: 5 machos e 9 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-19.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada na Argentina, na Colômbia e em Cuba, sendo todos os espécimes encontrados em *Molossus molossus* (Esslinger,

1973; Oviedo et al., 2016). O presente trabalho constitui o primeiro registro de *L. molossi* no Brasil e amplia a ocorrência da espécie para *M. pretiosus* e *M. rufus*.

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes e após a fixação, corpo delgado e de tamanho reduzido, extremidades arredondadas. Abertura oral simples e reduzida. Presença de cápsula bucal bem quitinizada característica do grupo com a face interior lisa e face exterior com pequenas irregularidades, sem anéis quitinosos, estando conectada com o esôfago, mas não na abertura bucal. Esôfago cilíndrico e sem alargamentos globosos, composto aparentemente por uma porção muscular e uma glandular após o anel nervoso. Papila cefálica bem visível. Poro excretor não visualizado. Cutícula com fileira lateral de pontuação bem marcada em ambos os sexos. Largura do corpo mais ou menos uniforme, com extremidade anterior um pouco mais afilada.

Fêmea: Vulva de abertura simples com vagina muito muscular, facilmente visualizadas por um emaranhado circular após a junção do esôfago-intestino. Cauda não espiralada, úteros e microfilárias não diferenciados.

Macho: Cauda do macho espiralada com 3 giros, sem papilas, espículos desiguais, gubernáculo ausente, área rugosa presente. Espículo maior com a presença de uma alça pequena, completa e bem definida mais ou menos no início do terceiro terço do espículo e de comprimento 28,12 a 29,88 (28,71) μm . Após a alça, ocorre uma fusão das paredes do espículo, tornando-se fino e de comprimento semelhante ao da alça, medindo 24,85 a 39,5 (31,58) μm . Espículo menor com a ponta distal afilada e arredondada e com uma dilatação semelhante a uma corcurda.

Comentários:

Enquanto *L. brasiliensis* parasita principalmente morcegos da família Phyllostomidae, *L. molossi* tem sido encontrado somente em morcegos da Família Molossidae, especialmente associado ao gênero *Molossus*.

Apesar de *L. molossi* ser considerada a menor espécie dentre estas, variações do seu tamanho foram observadas dentro do presente trabalho, em que os hospedeiros maiores, *Molossus rufus* e *Molossus pretiosus*, apresentaram parasitos maiores em relação ao hospedeiro de menor tamanho corporal, *Molossus molossus*. Outras variações

também foram observadas, como a posição do anel nervoso mais anterior quando comparado às descrições de Esslinger (1973) e Oviedo et al. (2016).

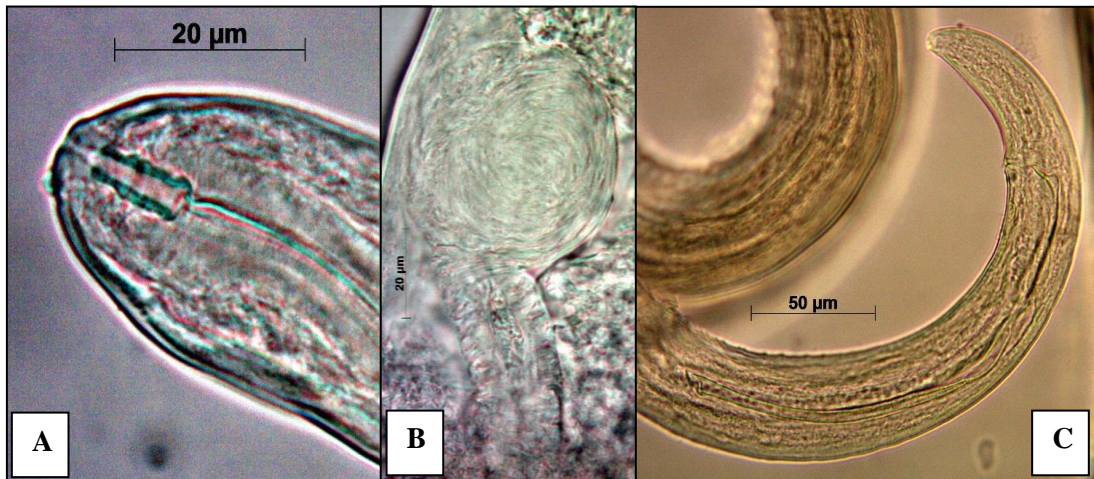


FIGURA 15 – *Litomosoides molossi* (Nematoda: Onchocercidae). A – Extremidade anterior; B – Vulva e vagina muscular; C – Extremidade posterior do macho. (Fotos: Érica Munhoz).

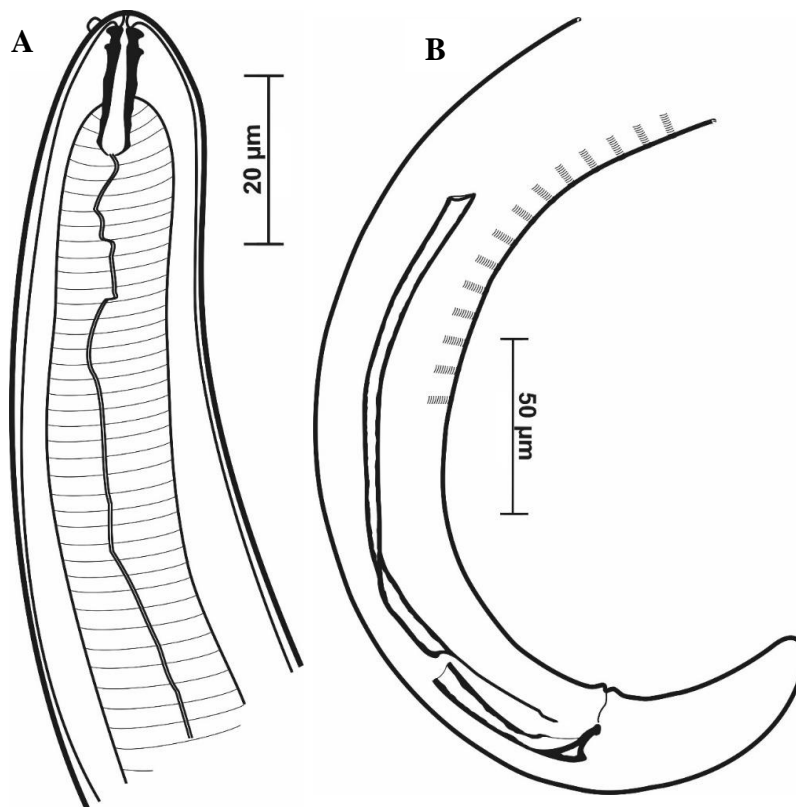


FIGURA 16 – Representação esquemática de *Litomosoides molossi* (Nematoda: Onchocercidae). A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).

Identificação molecular:

O mesmo procedimento que foi utilizado para obter a sequência de *L. brasiliensis*, foi também utilizado para a obtenção da sequência de *L. molossi*. O sequenciamento parcial do gene COI do espécime resultou em um fragmento de 122 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com sequências já depositadas de *L. brasiliensis* e *Onchocerca lupi* (Tabela 12).

Apesar de haver sequências depositadas no GenBank para algumas espécies de *Litomosoides*, ainda não há nenhum depósito de sequências da espécie *L. molossi*. O tamanho da sequência obtida foi relativamente pequeno, fato que pode ter influenciado a não similaridade com outras sequências de espécies do gênero já depositadas, além de *L. brasiliensis*.

Do ponto de vista morfológico, o espécime do presente trabalho apresentou características compatíveis com descrições presentes em outros trabalhos na América do Sul. Assim, o presente trabalho mantém a identificação morfológica do espécime como *L. molossi* e apresenta a primeira sequência da região COI para a identificação molecular da espécie.

TABELA 12 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 122 pares de bases obtida pelo sequenciamento da amostra de *Litomosoides molossi* encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Litomosoides brasiliensis</i>	voucher 37PF MNHN cytochrome c oxidase subunit I (coxI) gene, partial cds; mitochondrial	KP760191.1	7,00E-32	147	95/103(92%)
<i>Onchocerca lupi</i>	isolate MEBB1 cytochrome oxidase subunit I (COI) gene, partial cds; mitochondrial	JX080030.1	1,00E-29	139	99/111(89%)

***Litomosoides* sp.**

(Figura 17, Tabela 10)

Hospedeiro (n): *Glossophaga soricina* (1).

Hábitat: Cavidade abdominal.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 2 fêmeas (uma arrebitada).

Espécimes analisados: 1 fêmea aparentemente imatura.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-2.

Distribuição e hospedeiros: Cerca de 42 espécies do gênero *Litomosoides* são descritas no Novo Mundo, sendo que 18 ocorrem em morcegos, das quais 6 espécies já foram encontradas no Brasil (Santos e Gibson, 2015; Oviedo et al., 2016) (Apêndice III).

Descrição:

Geral e fêmea (imatura?): Coloração esbranquiçada antes e após a fixação, corpo delgado e extremidades arredondadas, sendo a extremidade anterior mais afilada. Abertura oral apical, simples e reduzida. Presença de cápsula bucal bem quitinizada característica do grupo e sem a presença de anel quitinoso. Esôfago cilíndrico e longo apresentando uma pequena região anterior e a posterior glandular, sem distinção da sua divisão. Papila cefálica lateral ausente. Vulva com musculatura desenvolvida e de abertura simples, facilmente visualizada por um emaranhado circular pouco após o esôfago. Cauda não espiralada, úteros não diferenciados. Pontuações laterais não visualizadas.

Comentários:

Devido ao tamanho do corpo, ao tamanho da cápsula bucal e à posição da vulva (anterior à junção esôfago-intestino), os espécimes assemelham-se à *Litomosoides hamletti*. No entanto, devido à má condição do material e à incerteza de serem espécimes adultos não foi possível a confirmação da espécie. Além disso, a vulva mostrou-se pouco anterior à junção do esôfago-intestino, com diferença de apenas 20 µm entre elas, enquanto outros autores registram essa diferença maior, em pelo menos 100 µm, para *L. hamletti* (Bain et al., 2003; Notarnicola et al., 2010).

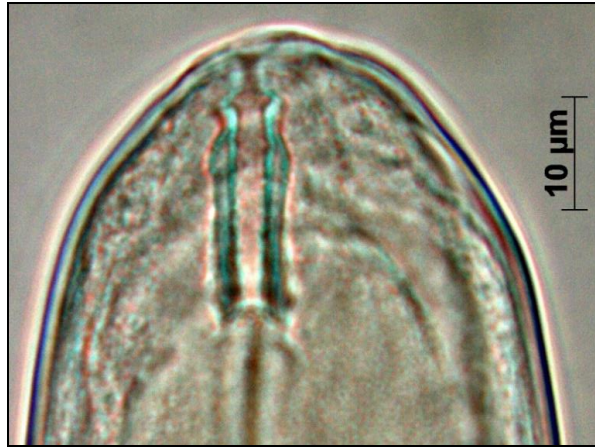


FIGURA 17 – Extremidade anterior de *Litomosoides* sp. (Nematoda: Onchocercidae). (Foto: Érica Munhoz).

FILO NEMATODA, ORDEM STRONGYLIDA, FAMÍLIA MOLINEIDAE

Histiostrongylus coronatus Molin, 1861

(Figuras 18 e 19, Tabela 13)

Hospedeiro (n): *Phyllostomus discolor* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 fêmea.

Espécimes analisados: 1 fêmea.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-1.

Distribuição e hospedeiros: *Histiostrongylus coronatus* já foi registrada no Brasil, na Colômbia e na Venezuela (Travassos, 1921; Diaz-Ungria, 1978; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999). O presente trabalho constitui o segundo relato da espécie no Brasil e a primeiro relato de ocorrência da espécie no Estado de Minas Gerais.

Descrição:

Geral e fêmea: Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação. Corpo de largura mais ou menos uniforme. Cutícula sem espinhos na região cervical ou ao longo do corpo. Presença de uma dilatação cefálica em forma de guarda-chuva circundada por 8 grandes espinhos triangulares e dirigidos para trás. Abertura da boca simples. Esôfago

claviforme e bem marcado. Poro excretor não visualizado. Vulva simples no final do segundo terço do corpo, com lábios salientes. Úteros divergentes e com ramos dos vestíbulos musculosos e desiguais, sendo o comprimento do ramo posterior maior que o ramo anterior, esfíncteres bem marcados. Útero com poucos ovos grandes de casca lisa e muito fina (delimitação pouco nítida), com larvas bem desenvolvida. Presença de uma saliência após o ânus. Cauda com projeções de três pequenos tubérculos cônicos. Junto aos tubérculos há a presença de uma fina projeção espiniforme, pouco mais alongada que os tubérculos.

Comentários:

O gênero *Histiostrongylus* é caracterizado pela presença de uma dilatação cefálica em forma de guarda-chuva circundada por 8 grandes espinhos triangulares e dirigidos para trás, cutícula sem espinhos na região cervical ou ao longo do corpo e úteros divergentes com ramos dos vestíbulos musculosos e desiguais, sendo o posterior muito maior que o anterior. Alguns trabalhos na América do Sul relatam a presença do gênero em morcegos, porém os parasitos não apresentam as características da diagnose. Como exemplo citamos os trabalhos de Travassos (1918) e Cuartas-Calle e Muñoz-Arango (1999) na Colômbia. O primeiro faz a descrição da espécie *Histiostrongylus paradoxus*, hoje considerada sinonímia de *Anoplostrongylus paradoxos* (Travassos, 1937). Os outros autores descrevem em seu trabalho, três espécies: *H. coronatus*, *H. paradoxus* e *Histiostrongylus* sp. De acordo com as informações do trabalho, os espécimes encontrados na Colômbia de *H. coronatus* são compatíveis com os espécimes do presente trabalho. No entanto os espécimes descritos como *H. paradoxus* e *Histiostrongylus* sp. muito provavelmente não pertencem a esse gênero de fato, pois os autores não descreveram a presença da extremidade cefálica em forma de guarda-chuva com 8 espinhos, mas apenas em forma de guarda-chuva. Ao analisar as fotografias dos helmintos no trabalho de Cuartas-Calle e Muñoz-Arango (1999), os espécimes identificados como *Histiostrongylus* sp. apresentaram vesícula cefálica aparentemente sem espinhos e assemelhando-se à vesícula cefálica do gênero *Tricholeiperia*, conforme Travassos (1937). Apesar de *H. paradoxus* ser considerada sinonímia de *A. paradoxos*, os espécimes do trabalho de Cuartas-Calle e Muñoz-Arango (1999) parecem não pertencer a nenhum dos dois gêneros. Segundo as imagens do trabalho, os espécimes aparentemente apresentam vesícula cefálica dividida em duas regiões e 2 espinhos bem

marcados e em lados opostos na borda posterior da vesícula cefálica, além de espículos muito grandes e aparentemente fundidos em sua porção posterior.

Outros casos de sinonímia registrados na literatura mundial são *Histiostrongylus octacanthus* (sinonímia de *Stilestrongylus octacanthus*, segundo Durette-Desset e Chabaud, 1981, e novamente sinonimizado em *Parahistiostrongylus octacanthus*, segundo Vaucher e Durette-Desset, 1999), *Histiostrongylus parnelli* (sinonímia de *Websternema parnelli*, segundo Vaucher e Durette-Desset, 1986), *Histiostrongylus tipula* (sinonímia de *Molinostrongylus tipula*, segundo Genov et al., 1992), *Histiostrongylus spinosus* (sinonímia de *Spinostrongylus spinosus*, segundo Barus, 1973) e *Histiostrongylus ornatus* (sinonímia de *Molinostrongylus ornatus*, novamente sinonimizado em *Molinostrongylus panousei*, segundo Genov et al., 1992). Além destas sinonímias, Viguera (1941) resume a história da classificação do gênero até a data da publicação do seu trabalho, apresentando uma redescrição de *H. coronatus*

Atualmente duas espécies são consideradas válidas, *Histiostrongylus coronatus* e *Histiostrongylus spineus*, ambas parasitas de *Phyllostomus discolor*. A primeira espécie foi registrada no Brasil, na Colômbia e na Venezuela (Travassos, 1921; Diaz-Ungria, 1978; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999), e a segunda no Peru e na Nicarágua (Vaucher e Durette-Desset, 1999). Ambas as espécies são diferenciadas pelo esôfago e disposição dos raios bursais 6, 8 e dorsal na cauda dos machos (Vaucher e Durette-Desset, 1999). *Histiostrongylus coronatus* também já foi encontrada em *Phyllonycteris poeyi* e *Chilonycteris fuliginosa torrei* em Cuba (Viguera, 1941; Barus e Valle, 1967).

No Brasil o parasito já foi identificado em *P. discolor* no Estado do Mato Grosso por Travassos (1921). Devido as dimensões do helminto e seu prévio registro no mesmo hospedeiro no Brasil, o espécime do presente trabalho foi identificado como *H. coronatus*, ainda que sem a identificação do macho. Este é o segundo relato da espécie no Brasil e a primeiro relato de ocorrência no Estado de Minas Gerais.

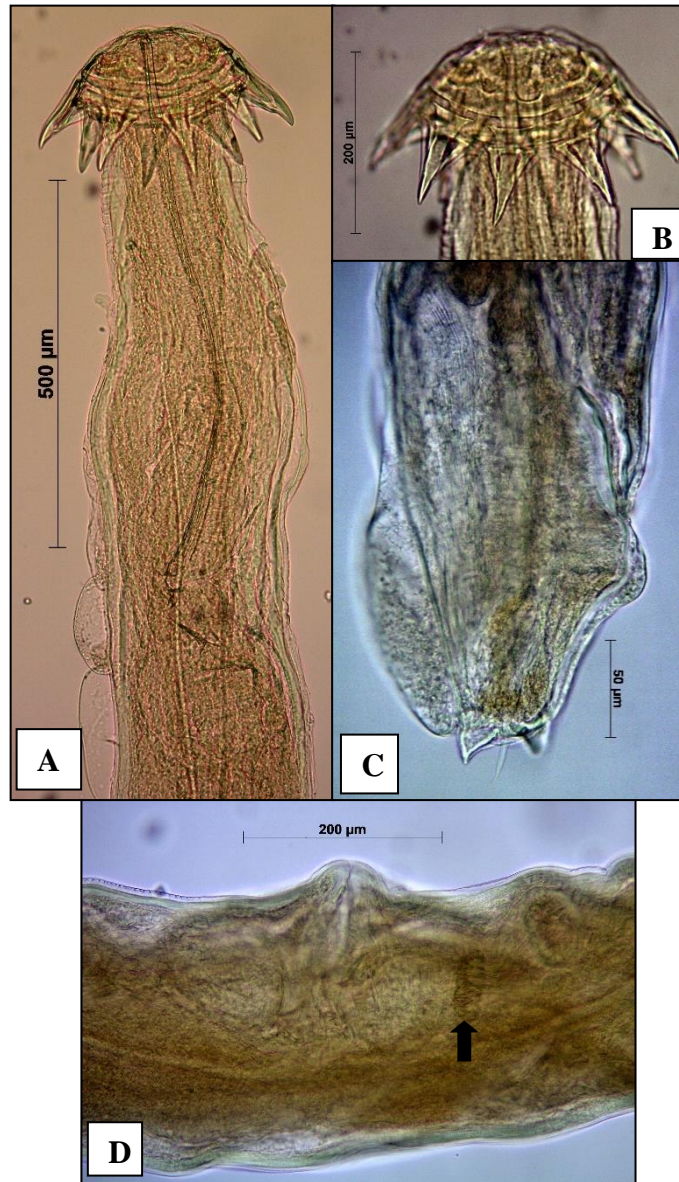


FIGURA 18 – *Histiostrogylus coronatus* (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior e esôfago; B – Detalhe da coroa de espinhos na extremidade anterior; C – Extremidade posterior com espinhos; D – Vulva e ramo do vestíbulo anterior com esfíncter bem marcado (seta). (Fotos: Érica Munhoz).

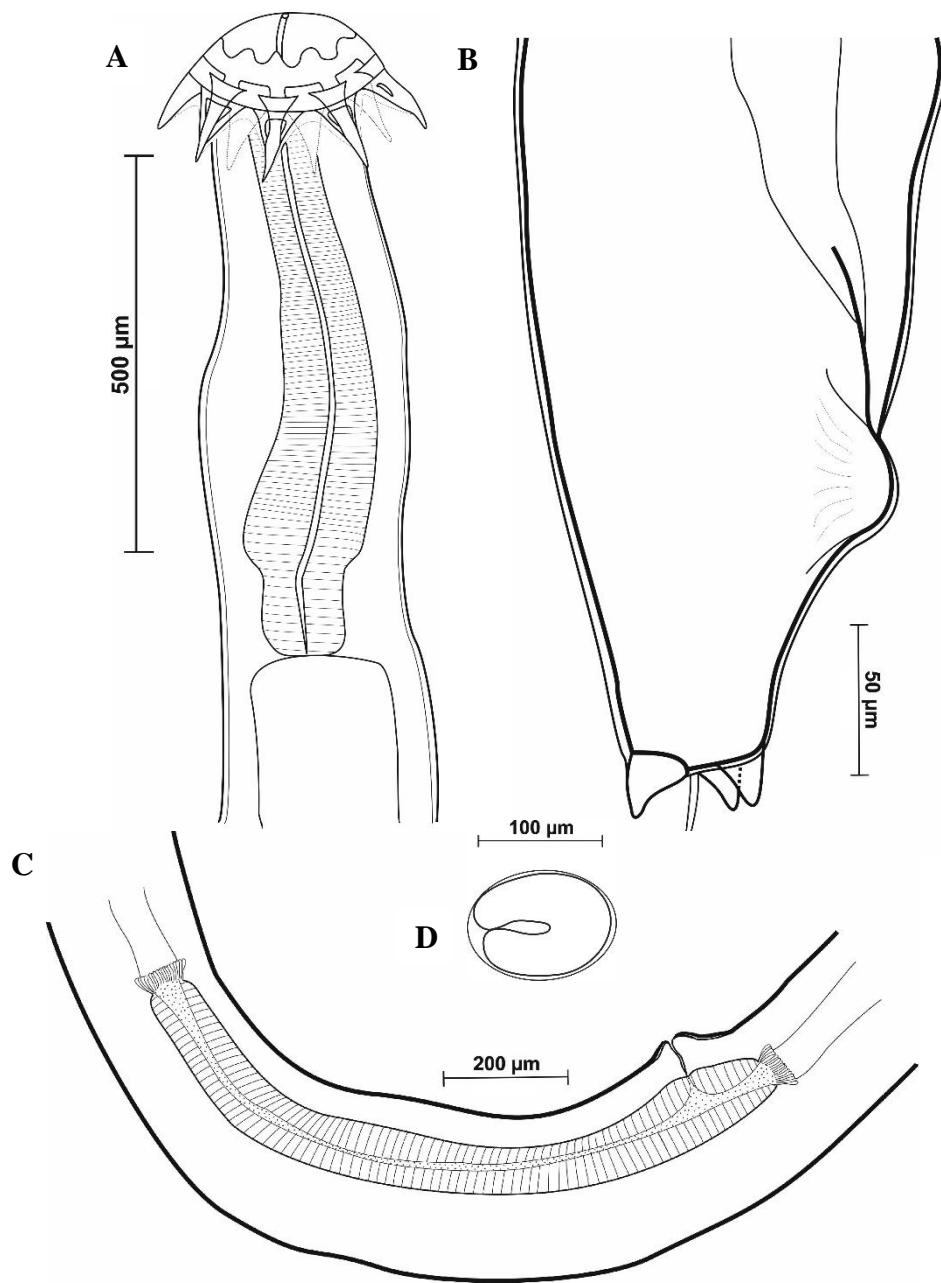


FIGURA 19 – Representação esquemática de *Histiostrogylus coronatus* (Nematoda: Molineidae) fêmea. A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior com espinhos; C – Vulva e ramos dos vestibulos musculosos e desiguais; D – Ovo casca lisa e fina com larva bem desenvolvida. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 13 - Medidas morfométricas de *Histiostrongylus coronatus* (Nematoda: Molineidae), parasito do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrado no presente trabalho.

Espécie parasito	<i>Histiostrongylus coronatus</i>
Procedência	Uberlândia
Hospedeiro	<i>Phyllostomus discolor</i>
Habitat	Intestino delgado
Sexo (n)	♀ (n=1)
Ct (mm)	12,15
La	251,47
Lj	252,78
Lm	318,95
Dan	464,99
Ceso	786,49
Cc	136,6
Ctu	18
Cpe	26
Cec	87
Cv-p (mm)	5,07
Cra	130,5
Crp (mm)	1,02
Covo	128,1
Lovo	94,32

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Ct – Comprimento total do corpo; La – Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj – Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm – Largura máxima do corpo; Dan – Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Ceso – Comprimento do esôfago; Cc – Comprimento da cauda; Ctu – Comprimento do tubérculo caudal; Cpe – Comprimento da projeção espiniforme da cauda; Cec – Comprimento do espinho cefálico; Cv-p – Comprimento da vulva à extremidade posterior; Cra – Comprimento do ramo do vestíbulo anterior; Crp – Comprimento do ramo do vestíbulo posterior; Covo – Comprimento do ovo; Lovo – Largura do ovo.

***Tricholeiperia* sp.**

(Figuras 20 e 21, Tabela 14)

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberaba.

Quantidade de espécimes encontrados: 2 fêmeas.

Espécimes analisados: 2 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-2.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do gênero já foram encontradas em morcegos das famílias Noctilionidae e Phyllostomidae no Brasil, na Colômbia e no Peru (Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Vargas et al., 2009a; Albuquerque et al., 2016). No Brasil, já foram encontradas as espécies: *Tricholeiperia leiperi* em *Trachops cirrhosus* no Estado do Rio de Janeiro (Travassos, 1937; Vicente et al., 1997), *Tricholeiperia proencai* em *Noctilio leoporinus* no Estado do Mato Grosso (Travassos, 1937; Vicente et al., 1997) e *Tricholeiperia* sp. em *Carollia perspicillata* no Estado do Pará (Albuquerque et al., 2016). O presente trabalho amplia o registro do gênero para o Estado de Minas Gerais e a espécie *Nyctinomops laticaudatus* (Molossidae) como novo hospedeiro.

Descrição:

Geral. Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação. Corpo de largura mais ou menos uniforme, com extremidade anterior pouco mais afilada. Presença de uma dilatação cefálica em forma de guarda-chuva com bordas posteriores salientes. Abertura da boca simples. Esôfago claviforme. Poro excretor posterior e distante do anel nervoso.

Fêmeas: Vulva simples e no terceiro terço do corpo. Ramos dos vestíbulos desiguais, com esfíncteres voltados para a região anterior do corpo e bem marcados. Útero com poucos ovos grandes de casca lisa e muito fina (delimitação pouco nítida), com larvas bem desenvolvida. Cauda com projeções de três grandes tubérculos cônicos, aparentemente todos do mesmo tamanho. Junto aos tubérculos há a presença de uma fina projeção espiniforme, pouco mais alongada que os tubérculos.

Comentários:

Dentro da subfamília Anoplostrongylinae, a maioria dos gêneros são parasitos de morcegos e alguns gêneros podem compartilhar características morfológicas importantes, como é o caso da presença de tubérculos na cauda das fêmeas. Na tentativa de simplificar a identificação dos gêneros da família Trichostrongylidae que ocorrem em morcegos, Barus e Rysavý (1971) avaliaram aspectos biogeográficos dos helmintos, bem como elaboraram um quadro comparativo dos gêneros contendo a representação da extremidade anterior, a extremidade posterior da fêmea, o raio dorsal do macho e os espículos dos machos.

Considerando as extremidades cefálicas dos gêneros *Cheiropteronema*, *Molinostrongylus*, *Anoplostrongylus*, *Tadaridanema*, *Tricholeiperia* e *Torrestrongylus* (Travassos, 1937; Barus e Rysavý, 1971; Falcón-Ordaz et al., 2006), os espécimes do presente trabalho puderam ser identificados como pertencentes ao gênero *Tricholeiperia* devido à vesícula cefálica característica. Os espécimes do presente estudo apresentaram ramos dos vestíbulos voltados para a região anterior. Segundo Travassos (1937), o gênero *Tricholeiperia* apresenta os ramos dos vestíbulos divergentes, porém o mesmo autor apresenta representações esquemáticas de ramos com a mesma disposição dos ramos do presente trabalho, o qual ele caracterizou como uma anomalia do ovejetor. O hospedeiro parasitado por *Tricholeiperia* sp. estava também co-infectado por *Anoplostrongylus paradoxus*.

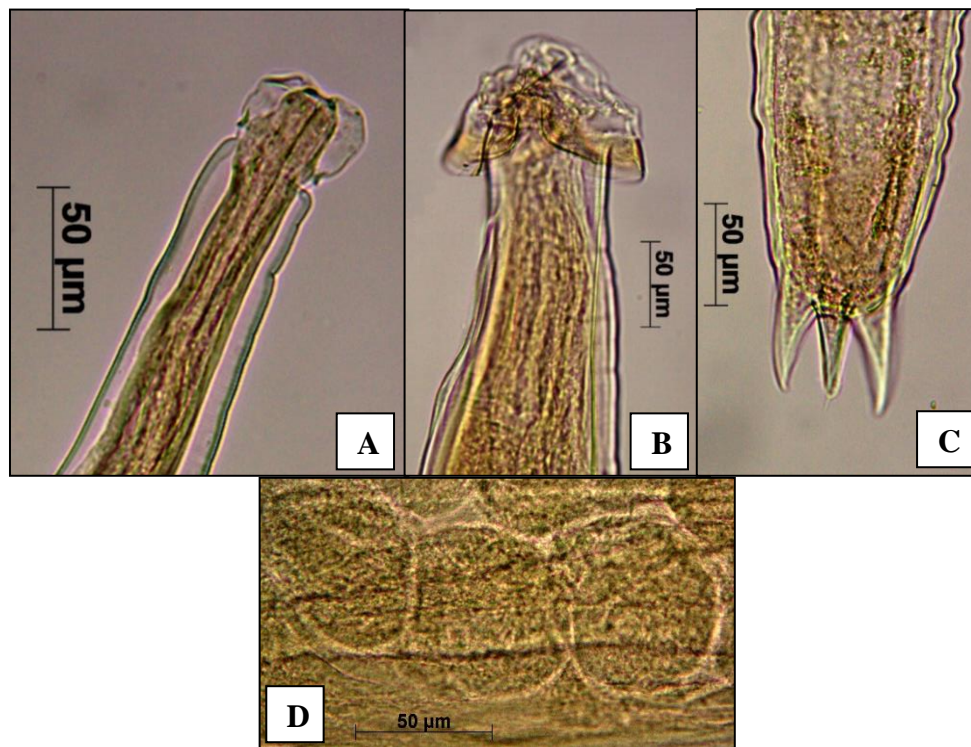


FIGURA 20 – *Tricholeiperia* sp. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior do macho; B – Extremidade anterior danificada da fêmea; C – Extremidade posterior da fêmea; D – Ovos larvados (Fotos: Érica Munhoz).

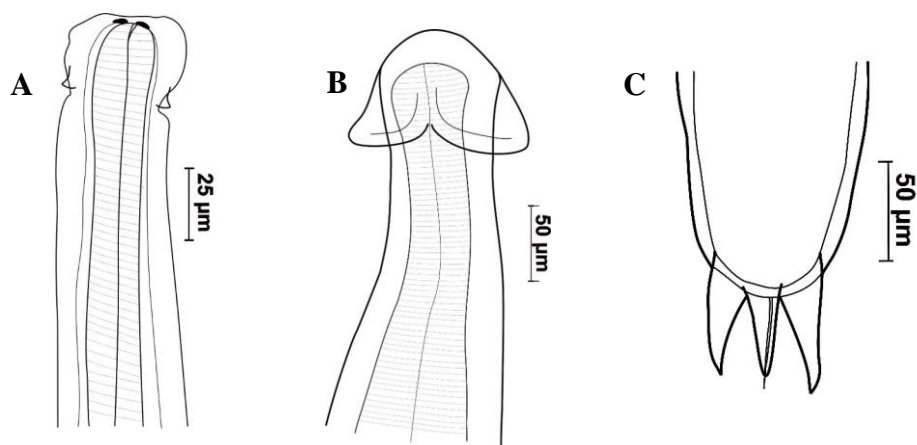


FIGURA 21 – Representação esquemática de *Tricholeiperia* sp. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior do macho; B – Extremidade anterior da fêmea; C – Extremidade posterior da fêmea. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 14 - Medidas morfométricas de *Tricholeiperia* sp. e *Anoplostrongylus paradoxus* (Nematoda: Molineidae), parasito do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrado no presente trabalho.

Espécie parasito	<i>Tricholeiperia</i> sp.	<i>Anoplostrongylus paradoxus</i>
Procedência	Uberaba	Uberaba
Hospedeiro	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>
Habitat	Intestino delgado	Intestino delgado
Sexo (n)	♀ (n=2)	♂ (n=3)
Ct (mm)	6,22 (5,88-6,56)	3,85 (3,66-4,21)
La	-	44,81 (39,59-48,8)
Lj	-	62,46 (61,2-63,71)
Lm	240,6 (n=1)	138,27 (127,62-153,2)
Dp	-	200,1 (196,3-203,9)
Dan	-	85,09 (81,75-88,75)
Ceso	-	195,8 (186,9-204,7)
Cc	-	-
Ctu	53,69 (52,83-54,56)	-
Cpe	49,74 (n=1)	-
Cvc	-	30,56 (28,54-32,2)
Lvc	-	35,99 (32,9-38,97)
Cesp1	-	136,81 (130,34-146,5)
Cesp2	-	136,78 (130,34-147,2)
Cg	-	59,97 (55,61-62,44)
Cv-p (mm)	1,69 (n=1)	-
Covo	72,1 (67,05-77,13) (n=6)	-
Lovo	52,16 (43,83-59,71) (n=6)	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Ct – Comprimento total do corpo; La – Largura do corpo na região do anel nervoso; Lj – Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm – Largura máxima do corpo; Dp – Distância do poro excretor à extremidade anterior; Dan –

Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Ces0 – Comprimento do esôfago; Cc – Comprimento da cauda; Ctu – Comprimento do tubérculo caudal; Cpe – Comprimento da projeção espiniforme da cauda; Cvc – Comprimento da vesícula cefálica; Lvc – Largura da vesícula cefálica; Cesp1 – Comprimento do espículo 1; Cesp2 – Comprimento do espículo 2; Cg – Comprimento do gubernáculo; Cv-p – Comprimento da vulva à extremidade posterior; Covo – Comprimento do ovo; Lovo – Largura do ovo.

Anoplostrongylus paradoxus
(Figuras 22 e 23, Tabela 14)

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberaba.

Quantidade de espécimes encontrados: 3 machos.

Espécimes analisados: 3 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 3-3.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada em morcegos das famílias Molossidae e Phyllostomidae no Brasil, na Colômbia, no Chile e no Paraguai (Travassos, 1918, 1928; Lent et al., 1946; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Muñoz et al., 2011). No Brasil a espécie já foi relatada nos Estados do Rio de Janeiro e de São Paulo em *Nyctinomops laticaudatus* e *Eumops perotis*, respectivamente (Travassos, 1918, 1928). O presente trabalho amplia o registro da espécie para o Estado de Minas Gerais.

Descrição:

Geral e machos: Extremidade anterior danificada. Bolsa copuladora trilobada, com dois lobos laterais grandes e simétricos, separados por um lobo dorsal menor. Gubernáculo presente e quitinizado, embora com delimitação pouco nítida, alongado e com aspecto triangular, com uma aparente fissura medial na sua parte anterior. Espículos simples, sem membranas, fusões e sem processos, do mesmo tamanho e com um gancho na sua porção distal.

Comentários:

O hospedeiro parasitado por *Anoplostrongylus paradoxus* estava também co-infectado por *Tricholeiperia* sp.

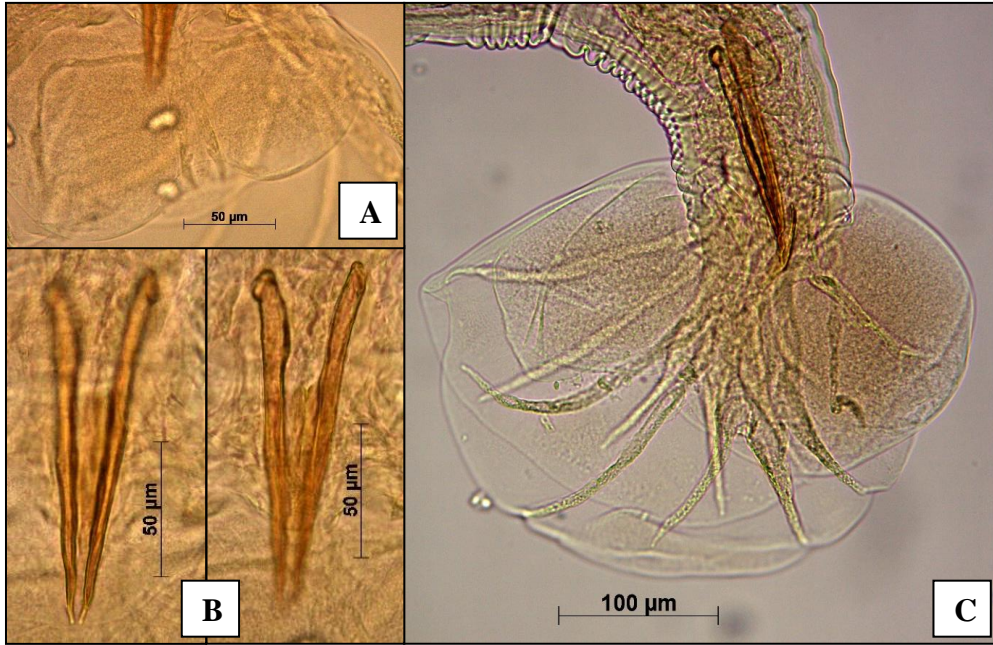


FIGURA 22 – *Anoplostrongylus paradoxus* macho (Nematoda: Molineidae). A – Raio dorsal; B – Extremidade posterior do macho; C – Espículos em diferentes focos. (Fotos: Érica Munhoz).

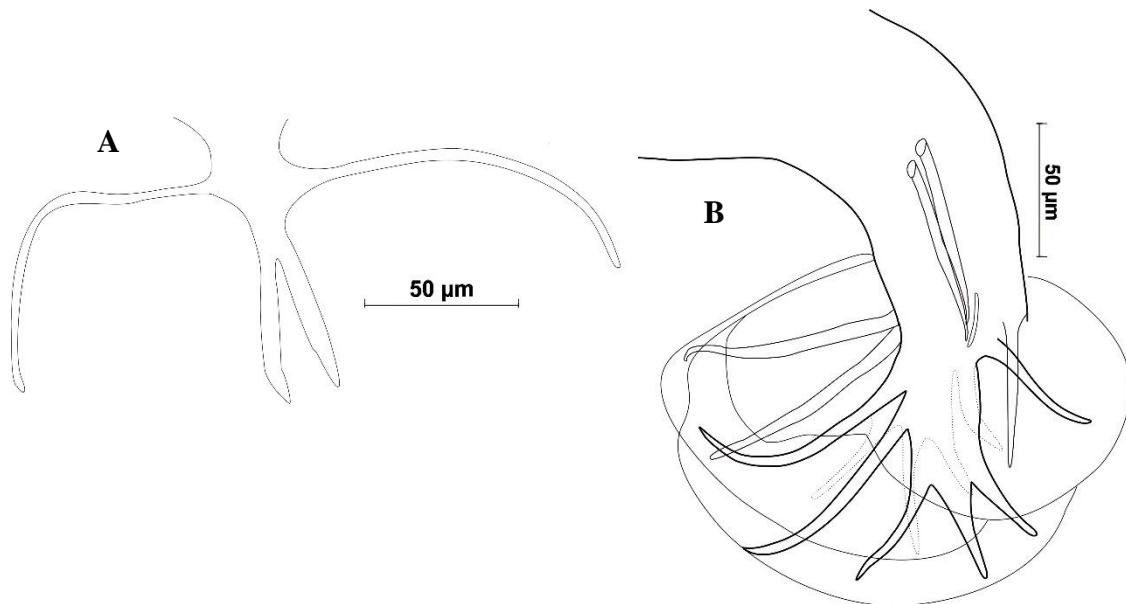


FIGURA 23 – Representação esquemática de *Anoplostrongylus paradoxus* macho (Nematoda: Molineidae). A – Raio dorsal; B – Extremidade posterior do macho. (Fotos: Érica Munhoz).

Anoplostrongylinae gen. sp.1

(Figuras 24 e 25, Tabela 15)

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (2).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte e Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 2 fêmeas e 10 machos.

Espécimes analisados: 2 fêmeas e 6 machos.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 4-8.

Distribuição e hospedeiros: Diversos gêneros da família Molineidae já foram encontrados em morcegos em todo o mundo. A maioria destes gêneros estão incluídos na subfamília Anoplostrongylinae, em que pelo menos 10 gêneros são encontrados em morcegos (Falcón-Ordaz et al., 2006; Durette-Dessete, 2009). Vinte e duas espécies da família Molineidae ocorrem em morcegos na América do Sul, sendo onze no Brasil (Apêndice IV).

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação. Corpo de largura mais ou menos uniforme, com extremidade anterior pouco mais afilada. Presença de uma dilatação cefálica de aspecto globoso, não dividido em duas regiões e com estrias. Abertura da boca simples. Esôfago claviforme. Poro excretor posterior e pouco distante do anel nervoso.

Fêmeas: Vulva simples com presença de flap grande e situada no terceiro terço do corpo. Ramos dos vestibulos iguais e divergentes, com esfíncteres bem marcados. Útero sem ovos. Cauda com projeções de três grandes tubérculos cônicos, aparentemente todos do mesmo tamanho. Junto aos tubérculos há a presença de uma fina projeção espiniforme, pouco mais alongada que os tubérculos.

Machos: Bolsa copuladora trilobada, com dois lobos laterais grandes e simétricos, separados por um lobo dorsal menor. Gubernáculo presente e quitinizado, embora com delimitação pouco nítida, alongado e com aspecto triangular, com uma aparente fissura

medial na sua parte anterior. Espículos simples, sem membranas, fusões e sem processos, do mesmo tamanho.

Comentários:

Historicamente a taxonomia dos trichostrongilídeos é uma das mais complexas e confusas da literatura. A identificação de vários gêneros e espécies necessitam de cortes histológicos dos parasitos para a análise das sinlofes. Também é necessária a análise dos raios na bolsa copuladora, que deve ser posicionada na lâmina de tal forma a garantir a visualização de todos os raios. No entanto, na prática, a técnica de rotação manual dos helmintos para o melhor posicionamento da bolsa copuladora é de grande dificuldade, não sendo incomum a perda de espécimes. Além disso, diversos trabalhos apresentam descrições erradas ou incompletas, com ausência de desenhos esquemáticos e um número elevado de sinonímias.

Travassos (1918) descreveu erroneamente *Anoplostrongylus paradoxus* como *Histiostrongylus paradoxus*, desconsiderando a vesícula cefálica em forma de guarda chuva com 8 espinhos, que caracteriza o gênero *Histiostrongylus*. Porém, o próprio autor observou a ausência de tal característica, mas incluiu os espécimes ainda assim no gênero *Histiostrongylus* pelo fato deles apresentarem “um indiscutível grau de parentesco”. Bouleger (1926) propôs a criação do gênero *Anoplostrongylus*, que dentre outras características, seria caracterizada pela presença de uma vesícula cefálica em forma de guarda chuva e dividida em duas regiões, presença de gubernáculo e ramos dos vestíbulos iguais nas fêmeas (Travassos, 1937; Falcón-Ordaz et al., 2006).

Schwartz (1927) descreveu *Anoplostrongylus delicatus*, caracterizado por uma expansão cuticular cefálica não dividida em duas regiões, presença de gubernáculo, espículos delgados e ramos dos vestíbulos nas fêmeas desiguais. Tal espécie foi sinonimizada com *Tadaridanema delicatus* por Falcón-Ordaz et al. (2006) devido à expansão cuticular não ser dividida e os ramos dos vestíbulos serem desiguais.

Os espécimes do presente estudo não apresentaram vesícula cefálica dividida em duas regiões, característica do gênero *Anoplostrongylus* (Travassos, 1937; Falcón-Ordaz et al., 2006; Durette-Desset, 2009; Santos e Gibson, 2015). No presente trabalho, as vesículas cefálicas apresentaram características semelhantes às vesículas do gênero *Tadaridanema*, porém as fêmeas apresentaram ramos dos vestíbulos iguais, característica atribuída até o momento ao gênero *Anoplostrongylus*. Devido à baixa quantidade de espécimes obtidos, não foi possível o corte transversal para o estudo das

sinlofes e, portanto, a determinação do gênero. Considerando a morfologia dos raios bursais e as características dos espículos e gubernáculo, os espécimes do presente trabalho assemelham-se à *A. paradoxus* (Falcón-Ordaz et al., 2006). O espécime do presente trabalho também apresentou fêmeas com a presença de flap, característica não atribuída até o momento para os gêneros *Anoplostrongylus* ou *Tadaridanema*.

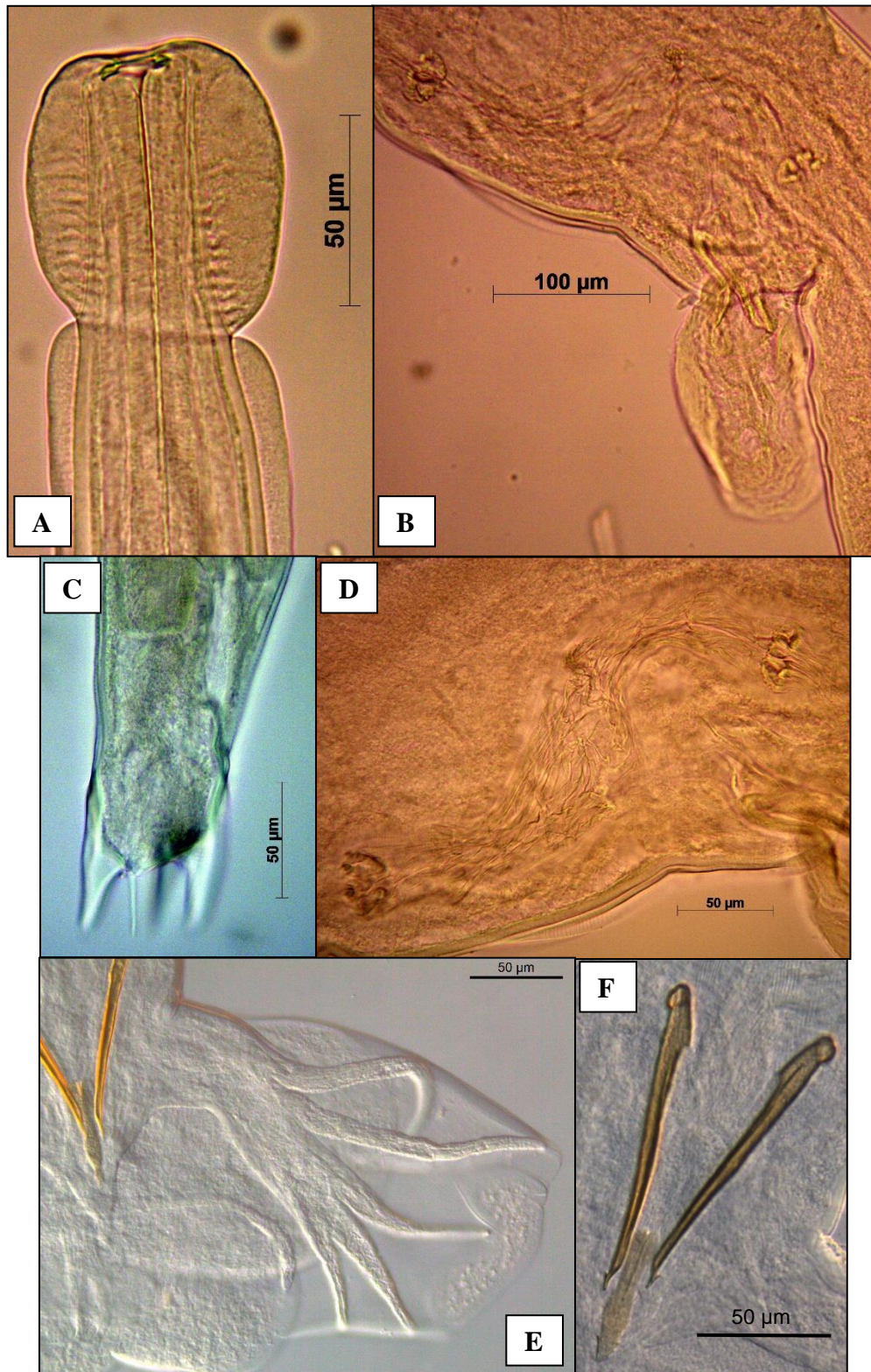


FIGURA 24 – Anoplostrongyinae gen. sp.1. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Flap na abertura da vulva; C – Extremidade posterior da fêmea; D – Esfíncteres musculosos divergentes e ramos dos vestibulos iguais; E – Raios bursais; F – Espículos e gubernáculo. (Fotos: Érica Munhoz).

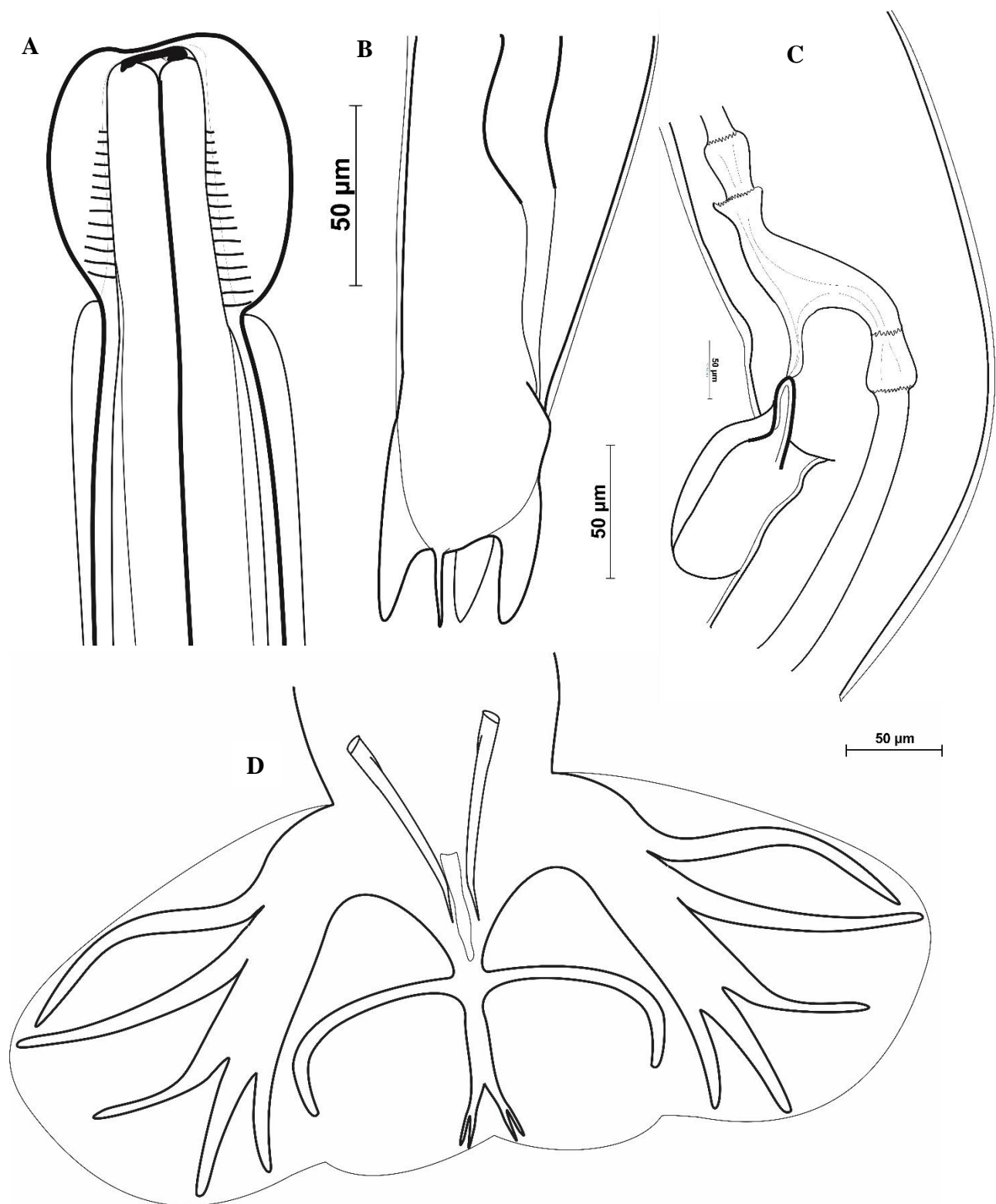


FIGURA 25 – Representação esquemática de Anoplostrongyinae gen. sp.1. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior da fêmea; C – Abertura da vulva com flap, esfíncteres divergentes e ramos dos vestibulos iguais; D – Extremidade posterior do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 15 - Medidas morfométricas de Anoplostrongylinae gen. sp.1 (Nematoda: Molineidae), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontrados no presente trabalho.

Espécie parasito	Anoplostrongylinae gen. sp.1	
Procedência	Belo Horizonte e Uberlândia	
Hospedeiro	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	
Habitat	Intestino delgado	
Sexo (n)	♀ (n=2)	♂ (n=6)
Ct (mm)	6,73 (n=1)	3,68 (3,31-4,1)
Lj	-	61,17 (51,54-71,16)
Lm	222,99 (218,74-227,24)	122,64 (103,98-151,1)
Dp	341,64 (n=1)	222,06 (199,93-291,72)
Dan	-	227,28 (200,57-253,98)
Ceso	321,61 (n=1)	390,4 (282,18-593,51)
Ctu	43 (40,5-45,5)	-
Cpe	30,6 (n=1)	-
Cvc	112,25 (n=1)	44,76 (28,53-77,77)
Lvc	101,74 (n=1)	42,56 (30,11-67,75)
Cesp	-	158,84 (124,93-209,01)
Cg	-	56,85 (41,38-64,70)
Cc	84,07 (81,93-86,21)	-
Cv-p (mm)	1,37 (1,27-1,48)	-
Cflap	148,5 (n=1)	-
Crme	90,62 (88,1-93,13)	-
Crma	122,27 (92,35-152,18)	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Ct – Comprimento total do corpo; Lj – Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm – Largura máxima do corpo; Dp – Distância do poro excretor à extremidade anterior; Dan – Distância do anel nervoso à extremidade anterior; Ceso – Comprimento do esôfago; Ctu – Comprimento do tubérculo caudal; Cpe – Comprimento da projeção espiniforme da cauda; Cvc – Comprimento da vesícula cefálica; Lvc – Largura da vesícula cefálica; Cesp – Comprimento do espículo; Cg – Comprimento do gubernáculo; Cc – Comprimento da cauda; Cv-p – Comprimento da vulva à extremidade posterior; Cflap – Comprimento do flap; Crme – Comprimento do ramo do vestibulo menor; Crma – Comprimento do ramo do vestibulo maior.

Anoplostrongylinae gen. sp.2

(Figura 26)

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (1).

Habitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 2 fêmeas.

Espécimes analisados: 2 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-2.

Distribuição e hospedeiros: idem descrição Anoplostrongylinae gen. sp.1.

Descrição:

Geral. Espécimes danificados e arrebatados. Vesícula cefálica de um dos espécimes semelhante à vesícula cefálica de *Tricholeiperia* spp. Cauda com projeções de três grandes tubérculos cônicos, aparentemente todos do mesmo tamanho. Junto aos tubérculos há a presença de uma fina projeção espiniforme, pouco mais alongada que os tubérculos.

Comentários: Os espécimes não foram medidos.

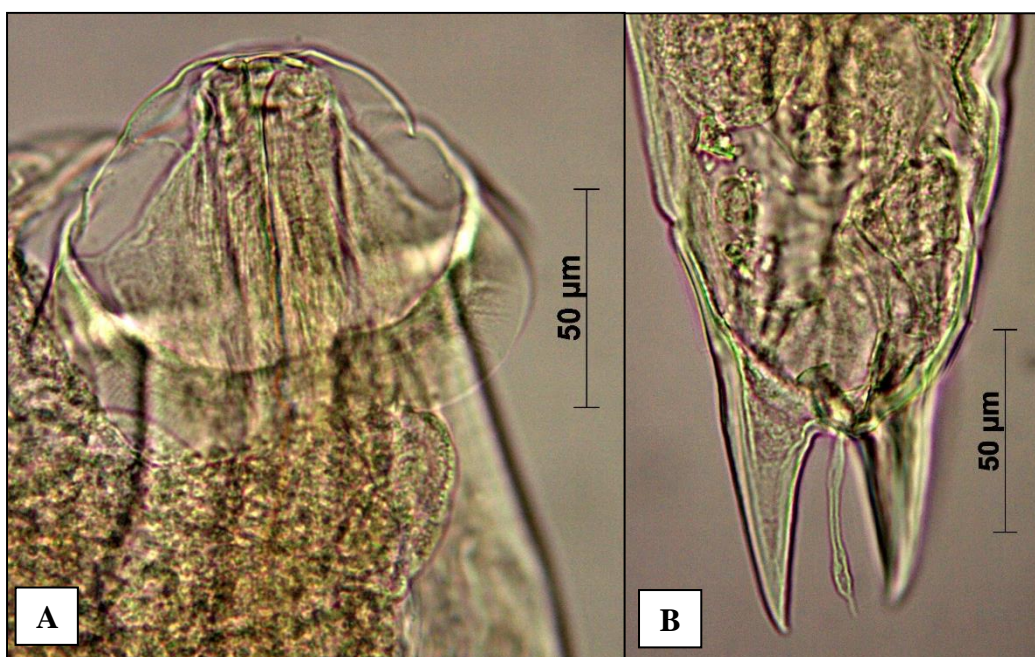


FIGURA 26 – Fêmea de Anoplostrongylinae gen. sp.2. (Nematoda: Molineidae). A – Extremidade anterior; B – Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).

FILO NEMATODA, ORDEM ENOPLIDA, FAMÍLIA CAPILLARIIDAE

***Aonchotheca pulchra* (Freitas, 1934)**

(Figura 27 e 28, Tabela 16)

Sinonímia: *Capillaria pulchra* Freitas, 1934; *Pterothominx pulchra* (Freitas, 1934) Moravec, 1982.

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (4).

Hábitat: Estômago e Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberaba e Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 fêmea e 11 machos .

Espécimes analisados: 1 fêmea e 6 machos.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-2* (considerando amostras puras).

Distribuição e hospedeiros:

A espécie já foi encontrada no Brasil em *Nyctinomops laticaudatus* em São Paulo e no Rio de Janeiro e em *Nyctinomops macrotis* em São Paulo (Freitas, 1934; Cardia et al., 2014). A espécie também já foi encontrada em *Tadarida brasiliensis* no Paraguai (Lent et al., 1946) (Apêndice V).

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes e após a fixação. Corpo longo, delgado e liso. Extremidade anterior arredondada e muito afilada, não sendo possível a visualização a abertura bucal, que parece ser reduzida e simples. Esôfago longo acompanhado por uma longa fileira única e organizada de esticócitos. Anel nervoso e poro excretor não visualizados.

Fêmea: Vulva musculosa, com apêndice externo e de abertura pouco posterior à junção do esôfago-intestino. Cauda cônica com extremidade arredondada e abertura anal subterminal. Ovos de casca lisa e bioperculados, característicos da família.

Macho: Extremidade posterior complexa, com pequenas membranas de aspecto bursado, que podem apresentar poucos raios discretos. Espículo não esclerotizado e não visualizado. Bainha espicular pregueada e sem espinhos. Poucos espécimes apresentaram a bainha exteriorizada, que apresenta um formato de anzol. Papilas caudais não visualizadas.

Comentários:

A espécie foi descrita inicialmente como *Capillaria pulchra* por Freitas (1934) no Brasil em *Nyctinomus brasiliensis*, espécie hoje considerada válida como *Tadarida brasiliensis*. Moravec (1982) reclassificou a espécie do parasito como *Pterothominx pulchra* pelo fato da descrição original citar a presença de espículo bem quitinizado e

bainha espicular espinhosa. No entanto, Lent et al. (1946) e Cardia et al. (2014) verificaram algumas informações equivocadas na descrição de Freitas (1934), o que levou a reclassificação da espécie como *A. pulchra* por Cardia et al. (2014) pelo fato da espécie não apresentar espinhos na bainha espicular e espículo não quitinoso.

No presente estudo, seis hospedeiros apresentaram *A. pulchra*, dos quais: quatro apresentaram co-infecções entre *A. pulchra* e *Tenoranema rivarolai*, um hospedeiro apresentou somente *A. pulchra* e um hospedeiro somente *T. rivarolai*. A espécie *A. pulchra* parece ser mais frequentemente encontrada no estômago dos hospedeiros do que no intestino delgado (Freitas, 1934; Lent et al., 1946; Vicente et al., 1997; Cardia et al., 2014). No entanto, os espécimes de *A. pulchra* foram encontrados no estômago somente do hospedeiro que apresentou monoinfecção pela espécie. As espécies *A. pulchra* e *T. rivarolai*, quando associadas, foram todas encontradas somente no intestino delgado. Nos hospedeiros que estavam co-parasitados pelas duas espécies, 13 fêmeas não puderam ser identificadas, uma vez as fêmeas de *A. pulchra* e *T. rivarolai* são indistinguíveis morfometricamente e ambas podem ou não apresentar apêndices vulvares.

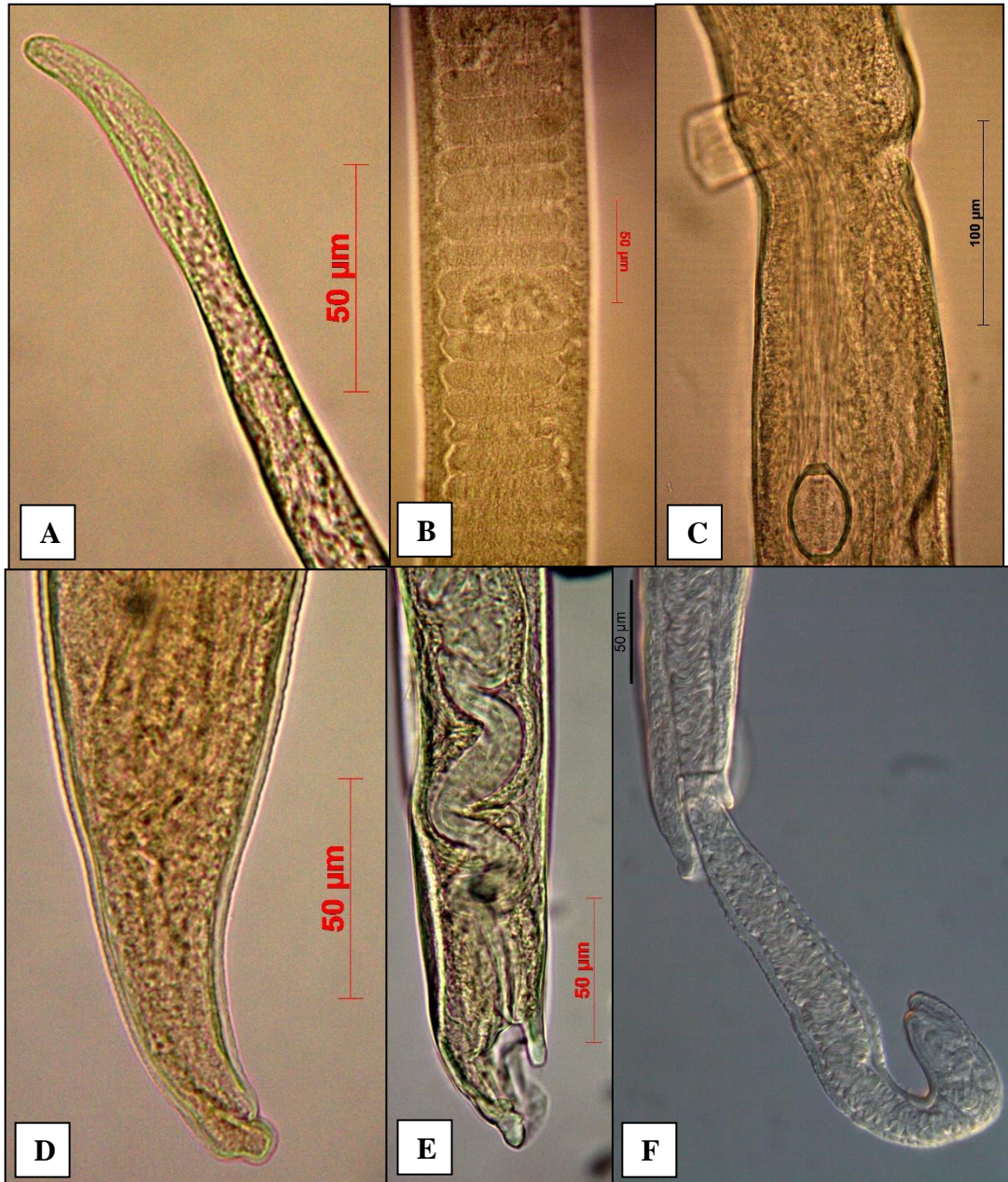


FIGURA 27 – *Aonchotheca pulcra* (Nematoda: Capillaridae). A – Extremidade anterior; B – Esticócitos; C – Abertura da vulva com apêndice e ovo bioperculado; D – Extremidade posterior da fêmea; E – Extremidade posterior do macho; F - Bainha espicular evertida. (Fotos: Érica Munhoz).

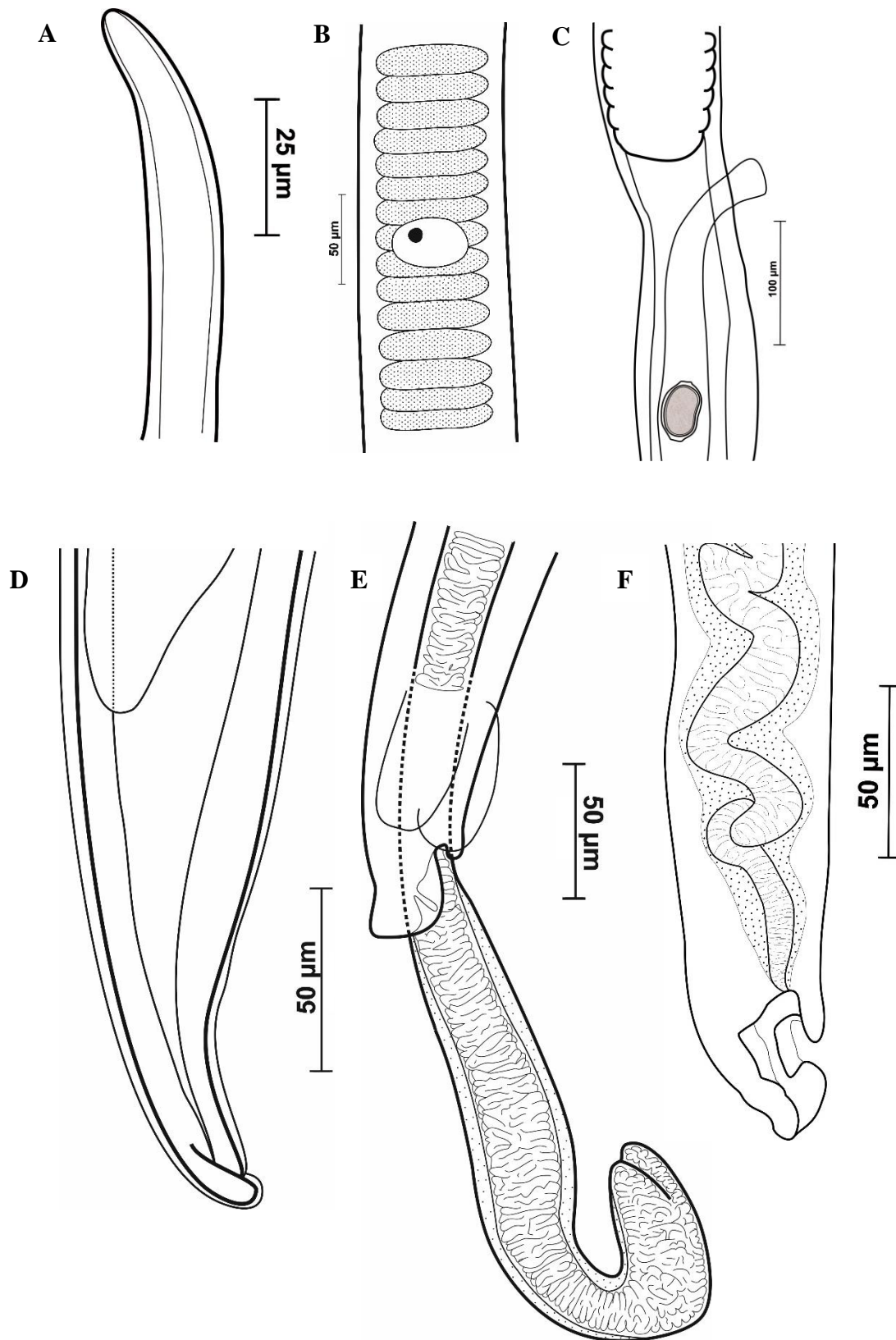


FIGURA 28 – Representação esquemática de *Aonchotheca pulchra* (Nematoda: Capillaridae). A – Extremidade anterior; B – Esticócitos; C – Abertura da vulva com apêndice e ovo bioperculado; D – Extremidade posterior da fêmea; E – Bainha espicular evertida; F - Extremidade posterior do macho. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 16 - Medidas morfométricas de nematódeos da família Capillariidae, parasitos do estômago e intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Aonchotheca pulchra</i>		<i>Tenoránema rivarolai</i>		<i>A. pulchra/T. rivarolai</i>	Capillariidae gen. sp.
Procedência	Uberaba e Uberlândia		Uberlândia		Uberlândia	Belo Horizonte, Patos de Minas e Uberaba
Hospedeiro	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>		<i>Nyctinomops laticaudatus</i>		<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> e <i>Nyctinomops macrotis</i>
Habitat	Estômago e Intestino delgado		Intestino delgado		Intestino delgado	Estômago e Intestino delgado
Sexo	♀ (n=1)	♂ (n=6)	♀ (n=1)	♂ (n=12)	♀ (n=4)	♀ (n=3)
Cc (mm)	18,46	12,26 (11,7-12,61)	13,24	9,85 (8,54-11,7)	13,73 (12,84-15,31)	14,68 (13,61-15,24)
Lj	88,54	74,25 (70,39-77,05)	86,49	53,28 (43,49-77,05)	92,62 (84,69-107,13)	98,44 (66,14-131,89)
Lm	212,61	88,21 (84,06-92,35)	125,11	63,31 (53,45-84,06)	143,97 (129,38-163,87)	138,1 (107,26-159,5)
Est. (mm)	6,55	4,53 (4,33-4,79)	3,28	4,4 (3,15-5,07)	5,33(4,8-5,96)	5,92 (5,49-6,67)
Cauda	16,53	-	35,68	-	13,85 (9,59-21,38)	14,73 (8,83-20,63)
Cbai	-	3,85 (n=1)	-	-	-	-
Cesp	-	-	-	263,39 (209,20-330,50)	-	-
Casa	-	-	-	90,63 (86,80-98,94)	-	-
V-J	82	-	76,15	-	98,67 (70,47-124,37)	20 (n=1)
Covo	48 (44,97-50,07) (n=10)	-	48,77 (45,01-52,63) (n=10)	-	41,92 (36,14-49,28) (n=33)	45,56 (43,99-48,79) (n=10)
Lovo	29,76 (28,4-31,81) (n=10)	-	29,25 (28,22-31,28) (n=10)	-	27,19 (25,34-30,73) (n=33)	29,75 (28-31,59) (n=10)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Cc - Comprimento total do corpo; Lj – Largura do corpo na região da junção esôfago-intestino; Lm – Largura máxima do corpo; Est – Comprimento total esôfago/esticócitos à extremidade anterior; Cauda – Distância da abertura anal à extremidade posterior; Cbai – Comprimento da bainha espicular; Cesp – Comprimento do espículo único quitinizado; Casa – Comprimento da asa caudal; V-J – Distância da vulva à junção esôfago-intestino; Covo – Comprimento do ovo; Lovo – Largura do ovo.

***Tenoranema rivarolai* (Freitas, 1934)**

(Figura 29 e 30, Tabela 16)

Sinonímia: *Aonchotheca rivarolai* Freitas, 1934.

Hospedeiro (n): *Nyctinomops laticaudatus* (4).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 13 fêmeas e 22 machos.

Espécimes analisados: 1 fêmea e 12 machos.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 19-19* (considerando amostras puras).

Distribuição e hospedeiros: *Tenoranema rivarolai* já foi encontrada no Paraguai parasitando *Tadarida brasiliensis* (Lent et al., 1946). A espécie também já foi encontrada em São Paulo parasitando *N. laticaudatus* por Cardia (2012) em sua tese de doutorado, porém esse seu achado não foi publicado até o presente momento. O presente trabalho amplia a ocorrência da espécie para o Estado de Minas Gerais.

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes e após a fixação. Corpo longo, delgado e liso. Extremidade anterior arredondada e muito afilada, não sendo possível a visualização a abertura bucal, que parece ser reduzida e simples. Esôfago longo acompanhado por uma longa fileira única e organizada de esticócitos. Anel nervoso e poro excretor não visualizados.

Fêmea: Vulva muscúlosa e de abertura pouco posterior à junção do esôfago-intestino. Apêndice externo à vulva presente ou ausente. Cauda cônica com extremidade arredondada e abertura anal subterminal. Ovos de casca lisa e biopericulados, característicos da família.

Macho: Extremidade posterior com duas asas caudais, sendo a mais anterior maior do que a posterior e terminal. Extremidade posterior curvada ventralmente. Asa caudal terminal com um complexo sistema de raios. Espículo grande, único e relativamente bem quitinizado. Bainha espicular lisa e sem espinhos.

Comentários:

A espécie foi inicialmente descrita como *Capillaria rivarolai* (Lent et al., 1946), sendo reclassificada como *Aonchotheca rivarolai* por Moravec (1982). Apesar do autor não apresentar nenhuma discussão para a reclassificação, muito provavelmente se deve ao fato do autor ter reunido muitas espécies em que os machos apresentavam asas caudais com raios. Mas-Coma e Esteban (1985) criaram o gênero *Tenoranema* e sugeriram que algumas espécies de *Aonchotheca* deveriam ser reclassificadas, principalmente, devido às diferenças das asas caudais e características dos espículos, sendo: extremidade posterior do macho de *Aonchotheca* com aspecto bursado, com raios simples e discretos e espículo não quitinizado, enquanto *Tenoranema* apresenta duas asas caudais, sendo uma terminal, curvada ventralmente e apresentando raios complexos e espículo bem quitinado. Embora não tenha sido apresentada nenhuma discussão para a reclassificação, Santos e Gibson (2015) apresentaram a espécie como *T. rivarolai*.



FIGURA 29 – *Tenoranema rivarolai* (Nematoda: Capillaridae) macho. A – Extremidade posterior e espículo único; B – Asa caudal terminal. (Fotos: Érica Munhoz).

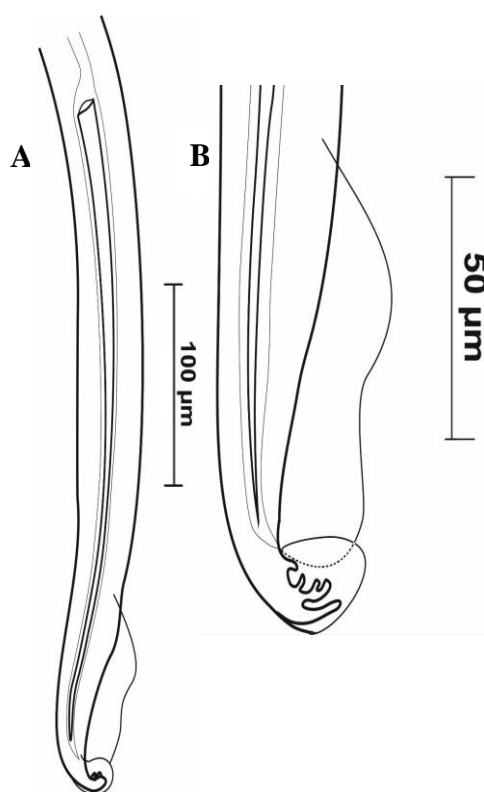


FIGURA 30 – Representação esquemática de *Tenoranema rivarolai* (Nematoda: Capillariidae) macho. A – Extremidade posterior e espículo único; B – Asa caudal terminal. (Desenhos: Érica Munhoz).

Capillariidae gen. sp.

(Tabela 16)

Hospedeiros (n): *Molossus rufus* (1), *Nyctinomops laticaudatus* (2) e *Nyctinomops macrotis* (1).

Hábitat: Estômago e Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Governador Valadares, Patos de Minas e Uberaba.

Quantidade de espécimes encontrados: 7 fêmeas e 1 fragmento de esôfago com esticócitos.

Espécimes analisados: 3 fêmeas.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-5.

Distribuição e hospedeiros: Diversas espécies de capilariídeos são identificados em morcegos na América do Sul (Santos et al., 2015).

Descrição:

Geral e Fêmea: Coloração esbranquiçada antes e após a fixação. Corpo longo, delgado e liso. Extremidade anterior arredondada e muito afilada, não sendo possível a visualização a abertura bucal, que parece ser reduzida e simples. Esôfago longo acompanhado por uma longa fileira única e organizada de esticócitos. Anel nervoso e poro excretor não visualizados. Vulva visualizada somente em uma fêmea, que apresentou musculatura relativamente desenvolvida e abertura logo após a junção do esôfago-intestino. Apêndice externo ausente em todas as fêmeas. Cauda cônica com extremidade arredondada e abertura anal subterminal. Somente uma fêmea com ovos, que apresentavam casca lisa e eram biopericulados.

Comentários: A identificação dos capillariídeos é baseada principalmente nos caracteres morfológicos dos machos, o que impossibilitou a identificação dos parasitos. Considerando os hospedeiros, os espécimes são muito semelhantes às espécies *A. pulchra* e *T. rivarolai*, que possuem fêmeas morfometricamente indistinguíveis como já discutido. Das três fêmeas analisadas, duas foram encontradas no estômago de *N. laticaudatus* e uma no intestino delgado de *N. macrotis*. No intestino delgado de *M. rufus* foi encontrado um fragmento do esôfago de um capillarídeo, sendo este identificado como pertencente à família Capillariidae por apresentar esticócitos organizados em uma única fileira.

**FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE
DIGENEA, FAMÍLIA ANENTEROTREMATIDAE**

***Anenterotrema eduardocaballeroi* (Freitas, 1960) Caballero, 1960**

(Figura 31 e 32, Tabela 17)

Sinonímias: *Edcaballerotrema eduardocaballeroi* Freitas, 1960; *Anenterotrema freitasi* Caballero, 1964; *Anenterotrema auritum* (Zdzitowiecki & Rutkowska, 1980) Lunaschi e Drago, 2011.

Hospedeiros (n): *Eptesicus brasiliensis* (1) e *Eumops glaucinus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Alfenas e Belo Horizonte.

Quantidade de espécimes encontrados: 49.

Espécimes analisados: 14 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 10-39.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no Brasil, na Colômbia, na Costa Rica e em Cuba em morcegos das famílias Molossidae, Mormoopidae, Phyllostomidae e Vespertilionidae (Lunaschi e Drago, 2011; Santos e Gibson, 2015) (Apêndice VI). No Brasil, a espécie já foi encontrada nos Estados do Pará, de Pernambuco e de São Paulo (Lunaschi e Drago, 2011; Albuquerque et al., 2016). O presente trabalho amplia a ocorrência geográfica do parasito para o Estado de Minas Gerais e registra a espécie *E. brasiliensis* como novo hospedeiro para *A. eduardocaballeroi*.

Descrição:

Geral: Corpo pequeno, piriforme, sendo mais longo do que largo, cutícula lisa. Ventosa oral subterminal, acetábulo pouco anterior à metade do corpo e de tamanho similar à ventosa oral. Faringe, esôfago e cecos ausentes. Bolsa do cirro na linha média do corpo e poro genital pouco deslocado lateralmente, ambos anteriores ao acetábulo. Útero com muitos ovos, que dificultam a visualização dos testículos, ovário e vitelária. Útero ocupando mais da metade do corpo, iniciando mais ou menos na metade do acetábulo até a extremidade posterior do corpo. Bolsa do cirro ovóide ou piriforme, com vesícula seminal relativamente bem diferenciado. Ovário e testículos após o acetábulo, sendo os testículos esféricos, de bordas lisas e mesmo tamanho, situados na mesma altura e dispostos lateralmente no corpo. Ovário ovóide, maior do que os testículos e posterior aos testículos, estando disposto um pouco lateralmente em relação à linha média do corpo. Vitelária folicular e de difícil visualização, parecendo ser situada na região posterior e à esquerda do testículo esquerdo. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e de coloração amarelada.

Comentários:

A localização exata da vitelária é controversa entre alguns autores, pois geralmente a vitelária não é visualizada com precisão devido ao excesso de ovos nas alças uterinas, além de que sua disposição parece depender do grau de contração do

corpo do helminto (Lunaschi e Drago, 2011). O presente trabalho confirma a posição da vitelária posterior aos testículos, estando mais lateralmente disposta.

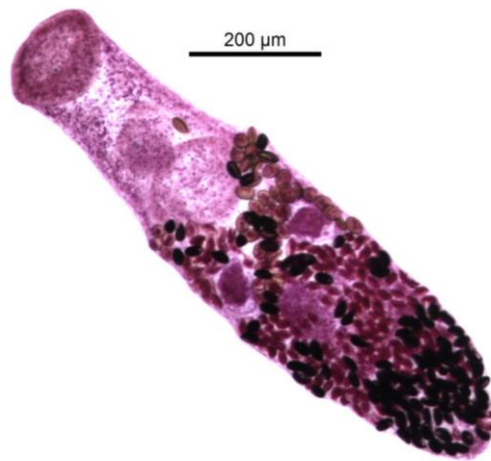


FIGURA 31 – *Anenterotrema eduardocaballeri* (Trematoda: Anenterotrematidae). (Foto: Érica Munhoz).

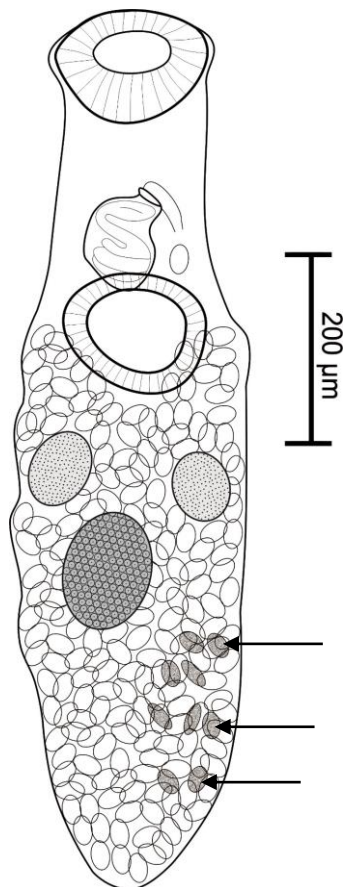


FIGURA 32 – Representação esquemática de *Anenterotrema eduardocaballeri* (Trematoda: Anenterotrematidae). Setas – Vitelária. (Desenho: Érica Munhoz).

TABELA 17 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Anenterotrematidae, parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Anenterotrema eduardocaballeri</i>	<i>Anenterotrema liliputianum</i>
Procedência	Alfenas e Belo Horizonte	Belo Horizonte
Hospedeiro	<i>Eptesicus brasiliensis</i> e <i>Eumops glaucinus</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>
Habitat	Intestino delgado	Intestino delgado
Quantidade espécimes analisados	n=14	n=10
Cc	789,85 (680,5-933,3)	646,19 (535,9-722,7)
Lc	285,62 (205,6-364,3)	352,09 (318,8-394,1)
Cvo	127,37 (110,2-151,3)	123,17 (103,5-138,3)
Lvo	135,75 (103,6-156)	129,23 (112,1-139,2)
Ca	130,91 (107,1-158)	-
La	154,68 (126,2-170,1)	77,88 (n=1)
Co	99,05 (78,78-107,6)	79,64 (n=1)
Lo	69,56 (58,58-79,5)	68,8 (n=1)
Ct1	109,61 (103,3-124,1)	72,06 (57,67-86,46) (n=2)
Lt1	74,04 (64,35-80,44)	59,78 (56,97-62,6) (n=2)
Ct2	103,84 (101,1-111,5)	84,37 (n=1)
Lt2	71,88 (67,82-76,12)	57,21 (n=1)
Cb	93,59 (76,45-115,3)	87,82 (73,83-102,7)
Lb	83,86 (68,54-107,9)	75,33 (58,01-90,06)
Covo (n=50)	28,93 (24,78-32,98)	26,73 (22,54-29,52)
Lovo (n=50)	19,1 (16,3-22,53)	17,35 (15,03-19,99)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Cc - Comprimento do corpo; Lc - Largura do corpo; Cvo - Comprimento da Ventosa oral; Lvo - Largura da Ventosa oral; Ca - Comprimento do acetábulo; La - Largura do acetábulo; Co - Comprimento do ovário; Lo - Largura do ovário; Ct1 - Comprimento do testículo 1; Lt1 Largura do testículo 1; Ct2 - Comprimento do testículo 2; Lt2 - Largura do testículo 2; Cb - Comprimento da bolsa do cirro; Lb - Largura da bolsa do cirro; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do ovo.

Identificação molecular:

O sequenciamento da região ITS do espécime resultou em um fragmento de 848 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com a espécie *Dicrocoelium dendriticum* (Tabela 18). Porém, não existem sequências depositadas no GenBank de nenhuma espécie do gênero *Anenterotrema*, o que certamente influenciou os resultados do BLAST-N.

Várias espécies da família Dicrocoeliidae já foram encontradas em morcegos no mundo (Feliu et al., 2006), sendo duas espécies, *Metadelphis alvarengai* e *Parametadelphis compactus*, já encontradas em morcegos na América do Sul. A espécie

D. dendriticum é encontrada no ducto biliar e bexiga de pequenos ruminantes (Bian et al., 2015), porém uma espécie, *Dicrocoelium rileyi*, pode também ser encontrada no mesmo hábitat em morcegos (Guzmán-Cornejo et al., 2003).

Do ponto de vista taxonômico, o espécime avaliado do presente trabalho pertence à família Anenterotrematidae, enquanto que *D. dendriticum* pertence à família Dicrocoeliidae. Entre outras características, as duas famílias podem ser morfológicamente diferenciadas pela presença (Dicrocoeliidae) ou ausência (Anenterotrematidae) de canal alimentar (Santos e Gibson, 2015).

Embora o sequenciamento de *A. eduardocaballeroi* tenha apresentado grande similaridade com *D. dendriticum*, o presente trabalho mantém a identificação morfológica do espécime e apresenta as primeiras sequências da região ITS para a identificação molecular de *A. eduardocaballeroi*.

TABELA 18 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 848 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de *Anenterotrema eduardocaballeroi* encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	isolate SS1 internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence	KC774510.1	0,00E+00	841	669/769(87%)

***Anenterotrema liliputianum* (Travassos, 1928) Caballero, 1964**

(Figura 33 e 34, Tabela 17)

Sinonímias: *Paralecithodendrium liliputianum* Travassos, 1928; *Edcaballerotrema liliputianum* (Travassos), Freitas, 1961; *Anenterotrema eduardocaballeroi* (Freitas 1960) Freitas e Dobbin, 1962.

Hospedeiro (n): *Phyllostomus discolor* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Quantidade de espécimes encontrados: 36 espécimes.

Espécimes analisados: 10 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 36-36.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada na Argentina e no Brasil em morcegos das famílias Molossidae, Phyllostomidae e Vespertilionide (Lunaschi e Drago, 2011; Santos e Gibson, 2015). No Brasil, a espécie já foi encontrada nos Estados do Pará, do Rio de Janeiro e de Recife (Lunaschi e Drago, 2011; Albuquerque et al., 2016). O presente trabalho amplia a ocorrência geográfica do parasito para o Estado de Minas Gerais.

Descrição:

Geral: Corpo pequeno e piriforme, cutícula lisa. Ventosa oral subterminal, acetábulo mais ou menos no meio do corpo e aparentemente de tamanho similar à ventosa oral. . Esôfago e cecos não visualizados. Faringe pequena. Bolsa do cirro e poro genital na linha média do corpo anteriores ao acetábulo. Útero com muitos ovos, que dificultam a visualização do acetábulo, testículos, ovário e vitelária. Útero ocupando a metade posterior do corpo. Bolsa do cirro piriforme, com vesícula seminal e cirrus bem diferenciados. Ovário e testículos após o acetábulo, sendo os testículos esféricos, de bordas lisas, situados na mesma altura e dispostos mais lateralmente no corpo. Ovário não visualizado. Vitelária folicular posterior e à esquerda do testículo esquerdo. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e de coloração amarelada.

Comentários: O histórico da taxonomia da espécie *A. lilipudianum* é apresentado por Santos e Gibson (1998) e Lunaschi e Notarnicola (2010). A grande quantidade de ovos no útero dificulta muito ou impossibilita a identificação e a mensuração de forma confiável da posição e medidas dos órgãos internos. O presente trabalho corrobora os achados de Yamaguti (1971) e Lunaschi e Notarnicola (2010), que apresentaram a vitelária posterior e à esquerda do testículo esquerdo.

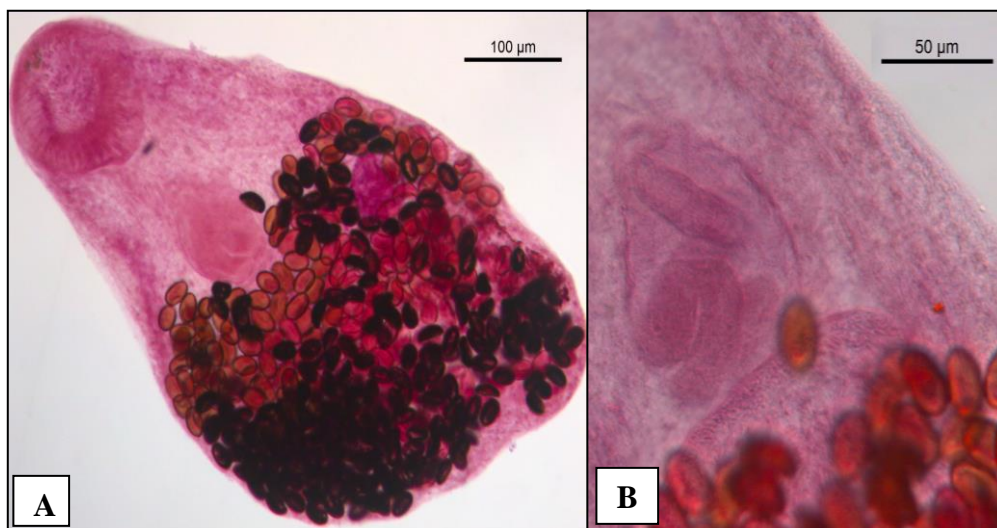


FIGURA 33 – *Anenterotrema lilipudianum* (Trematoda: Anenterotrematidae). (Fotos: Érica Munhoz).

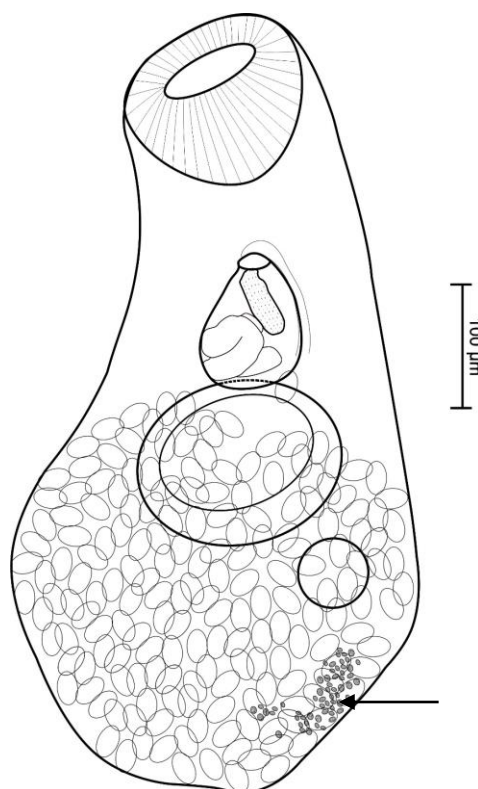


FIGURA 34 – Representação esquemática de *Anenterotrema lilipudianum* (Trematoda: Anenterotrematidae). Seta – Vitelária. (Desenho: Érica Munhoz).

Identificação molecular:

O sequenciamento da região ITS do espécime resultou em um fragmento de 806 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, foram encontradas similaridades com várias espécies de trematódeos digenéticos (Tabela 19).

Como já discutido no resultados da identificação molecular de *A. eduardocaballeroi* do presente trabalho, não existem sequências depositadas no GenBank de nenhuma espécie do gênero *Anenterotrema*, o que certamente influenciou os resultados do BLAST-N.

Embora as espécies *A. eduardocaballeroi* e *A. lilipudianum* pertençam ao mesmo gênero, os resultados das similaridades obtidas para cada espécie foram muito discrepantes. Além de morfologicamente muito distintas de *A. lilipudianum*, as espécies *Collyriclum faba* (Collyriclidae), *Euryhalmis costaricensis* (Heterophyidae), *Petasisiger phalacrocoracis*, *Paryphostomum radiatum* e *Isthmiophora hortensis* (Echinostomatidae) são parasitos de aves, anfíbios, peixes ou mamíferos mustelídeos (Kostadinova e Gibson, 2002; Dzikowski et al., 2004; Sato et al., 2010; Heneberg e Literák, 2013).

TABELA 19 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 806 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de *Anenterotrema lilipudianum* encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Collyriclum faba</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	JQ231122.1	3,00E-93	353	212/221(96%)
<i>Euryhormis costaricensis</i>	18S rRNA, ITS1, 5.8S rRNA, ITS2, 28S rRNA, partial and complete sequence, isolate: WL-187	AB521800.1	3,00E-93	353	212/221(96%)
<i>Petasisger phalacrocoracis</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	AY245709.1	4,00E-92	350	210/219(96%)
<i>Paryphostomum radiatum</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	AY245708.1	4,00E-92	350	210/219(96%)
<i>Isthmiophora hortensis</i>	18S rRNA, ITS1, 5.8S rRNA, ITS2, 28S rRNA, partial and complete sequence	AB189982.1	4,00E-92	350	210/219(96%)

**FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE
DIGENEA, FAMÍLIA LECITHODENDRIIDAE**

***Paralecithodendrium* sp.1**

(Figura 35 e 36, Tabela 20)

Hospedeiros (n): *Eumops glaucinus* (1) e *Molossus molossus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Governador Valadares e Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 12 espécimes.

Espécimes analisados: 4 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 4-8.

Distribuição e hospedeiros: Sete espécies de *Paralecithodendrium* ocorrem em morcegos na América do Sul, sendo quatro já registradas no Brasil (Muñoz et al., 2011; Santos e Gibson, 2015). As espécies do gênero parasitam principalmente morcegos da família Molossidae. O presente trabalho constitui a ampliação geográfica da ocorrência do parasito para o Estado de Minas Gerais e para a ampliação de ocorrência de hospedeiro para *Eumops glaucinus*.

Descrição:

Geral: Corpo pequeno, ovoide e com diminutos espinhos na cutícula (visualizados somente em contraste diferencial). Ventosa oral subterminal, acetábulo pouco anterior à metade do corpo e de tamanho similar à ventosa oral. Esôfago e cecos não visualizados. Faringe pequena Bolsa do cirro na linha média do corpo, pré acetabular. Vesícula seminal e poro genital não visualizados. Útero com muitos ovos, que dificultam a visualização da delimitação dos testículos e do ovário. Útero ocupando mais da metade do corpo e em forma de U, de forma que os ovos preenchem as laterais do corpo até à vitelária. Ovário e testículos na altura do acetábulo, sendo os testículos esféricos, de bordas lisas e mesmo tamanho, situados na mesma altura e dispostos lateralmente no corpo. Testículos muito maiores do que o ovário, que é ovóide e disposto levemente lateral à linha média do corpo atrás do acetábulo. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e de coloração amarelada. Vitelária bem desenvolvida situada na região

anterior do corpo, com disposição lateral e intercecal, com folículos grandes e com alta densidade de grânulos de vitelo

Comentários: *Paralecithodendrium* sp.1 diferencia-se de *Paralecithodendrium* sp.2 principalmente pela disposição da vitelária e pelo tamanho do ovário e dos testículos.

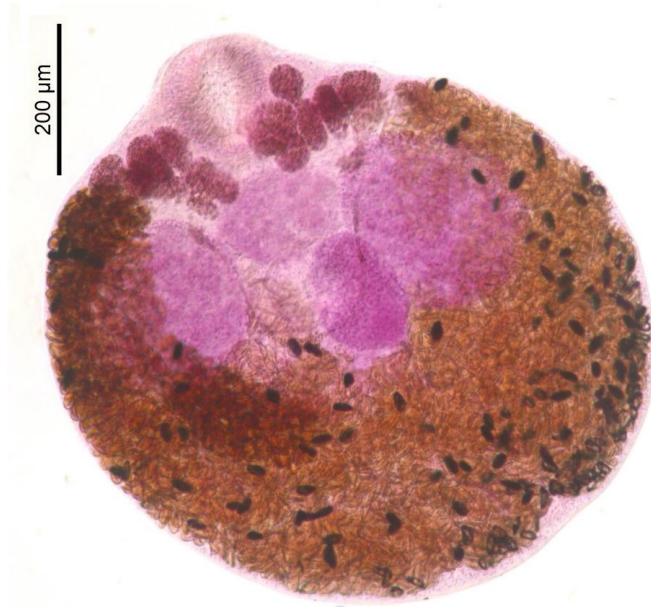


FIGURA 35 - *Paralecithodendrium* sp.1 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Foto: Érica Munhoz).

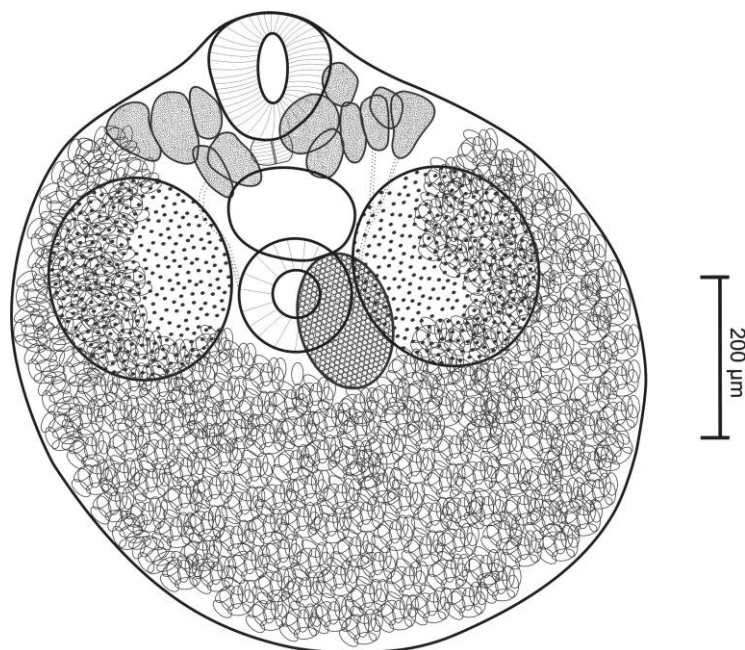


FIGURA 36 – Representação esquemática de *Paralecithodendrium* sp.1 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Desenho: Érica Munhoz).

TABELA 20 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Lecithodendriidae parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Paralecithodendrium</i> sp.1	<i>Paralecithodendrium</i> sp.2
Procedência	Governador Valadares e Uberlândia	Três Marias
Hospedeiro	<i>Eumops glaucinus</i> e <i>Molossus molossus</i>	<i>Eumops glaucinus</i>
Habitat	Intestino delgado	Intestino delgado
Quantidade espécimes analisados	n=4	n=5
Cc	855,4 642-987,8)	826,59 (771,85-933,8)
Lc	575,22 (542-598,8)	729,38 (697,5-754,3)
Cvo	141,93 (133,1-153,3)	159,49 (149,89-165,1)
Lvo	143,73 (132,6-150,1)	156,24 (148-166,5)
Ca	96,74 (81,38-112,1)	136,6 (128,3-149)
La	96,32 (91,75-100,9)	135,69 (131,1-146,48)
Co	134,27 (98,81-167,1)	179,67 (159,1-215,7)
Lo	102,13 (72,87-131,4)	132,02 (122,5-152,6)
Ct1	199,26 (160,9-230,5)	252,01 (223,3-264)
Lt1	180,6 (170,8-197)	246,82 (219,3-278,6)
Ct2	205,8 (172,7-238,9)	221,66 (211,3-237,4)
Lt2	183, (175-192,2)	223 (194,4-277,4)
Cb	131,8 (131,8-131,8)	151,42 (121-169,9)
Lb	134,2 (134,2-134,2)	168,46 (147,1-191,3)
Cf	37,61 (36,39-38,83)	54,87 (41,66-72,79)
Lf	46,12 (40,99-51,26)	64,27 (60,46-70,45)
Covo	26,8 (22,75-30,33)	27,58 (24,4-29,43)
Lovo	14,95 (13,87-16,76)	15,26 (14,06-17,81)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Cc - Comprimento do corpo; Lc - Largura do corpo; Cvo - Comprimento da Ventosa oral; Lvo - Largura da Ventosa oral; Ca - Comprimento do acetábulo; La - Largura do acetábulo; Co - Comprimento do ovário; Lo - Largura do ovário; Ct1 - Comprimento do testículo 1; Lt1 Largura do testículo 1; Ct2 - Comprimento do testículo 2; Lt2 - Largura do testículo 2; Cb - Comprimento da bolsa do cirro; Lb - Largura da bolsa do cirro; Cf - Comprimento da faringe; Lf - Largura da faringe; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do ovo.

Identificação molecular:

O sequenciamento da região ITS do espécime resultou em um fragmento de 700 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com sequências já depositadas de *Lecithodendrium* e *Paralecithodendrium* (Tabela 21).

As referências bibliográficas associadas aos depósitos das sequências de *Lecithodendrium linstowi*, *Lecithodendrium spathulatum*, *Lecithodendrium* sp. e *Paralecithodendrium* sp. (Lord et al., 2012; Kudlai et al., 2015) não apresentaram as

descrições morfológicas dos parasitos adultos para comparação. Tais espécies foram registradas na Europa (Kudlai et al., 2015).

TABELA 21 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 700 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de *Paralecithodendrium* sp.1 encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Lecithodendrium linstowi</i>	internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	JF784190.1	0,00E+00	1038	651/691(94%)
<i>Lecithodendrium spathulatum</i>	internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	JF784192.1	0,00E+00	1024	640/680(94%)
<i>Paralecithodendrium</i> sp.	DB-2012 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	JF784195.1	0,00E+00	905	616/674(91%)
<i>Lecithodendrium</i> sp.	VS-2014 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	KJ126724.1	1,00E-176	630	385/406(95%)

***Paralecithodendrium* sp.2**

(Figura 37 e 38, Tabela 20)

Hospedeiro (n): *Eumops glaucinus* (1).

Habitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Três Marias.

Quantidade de espécimes encontrados: 10 espécimes.

Espécimes analisados: 5 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 10-10.

Distribuição e hospedeiros: Idem à *Paralecithodendrium* sp.1.

Descrição:

Geral: Corpo pequeno, ovoide e com diminutos espinhos na cutícula (visualizados somente em contraste diferencial). Ventosa oral subterminal, acetábulo no meio do corpo e pouco menor do que a ventosa oral. Esôfago e cecos não visualizados. Faringe pequena. Bolsa do cirro na linha média do corpo, pré acetabular. Vesícula seminal e poro genital não visualizados. Útero com muitos ovos, que dificultam a visualização da delimitação dos testículos e do ovário. Útero ocupando mais da metade do corpo e em forma de U, de forma que os ovos preenchem as laterais do corpo até à vitelária. Ovário e testículos na altura do acetábulo, sendo os testículos esféricos, de bordas lisas e mesmo tamanho, situados na mesma altura e dispostos lateralmente no corpo. Testículos mais ou menos do mesmo tamanho do ovário, que é ovóide e disposto lateralmente ao acetábulo. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e de coloração amarelada. Vitelária bem desenvolvida situada na região anterior do corpo, com disposição lateral e intercecal, com folículos grandes e com alta densidade de grânulos de vitelo.

Comentários: *Paralecithodendrium* sp.2 diferencia-se de *Paralecithodendrium* sp.1 principalmente pela disposição da vitelária e pelo tamanho do ovário e dos testículos.

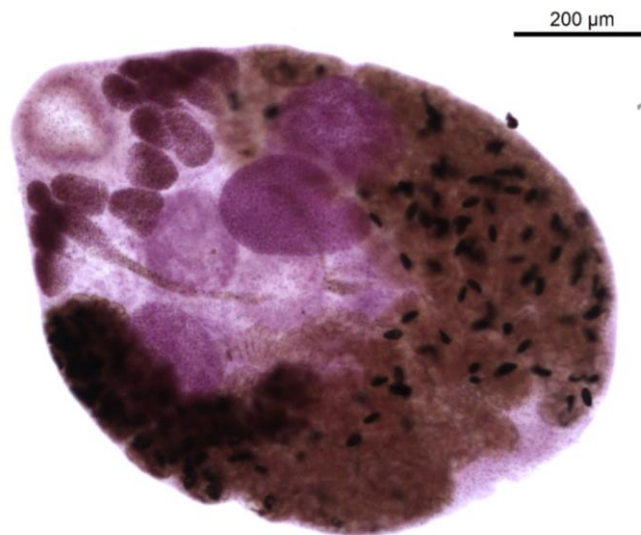


FIGURA 37 - *Paralecithodendrium* sp.2 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Foto: Érica Munhoz).

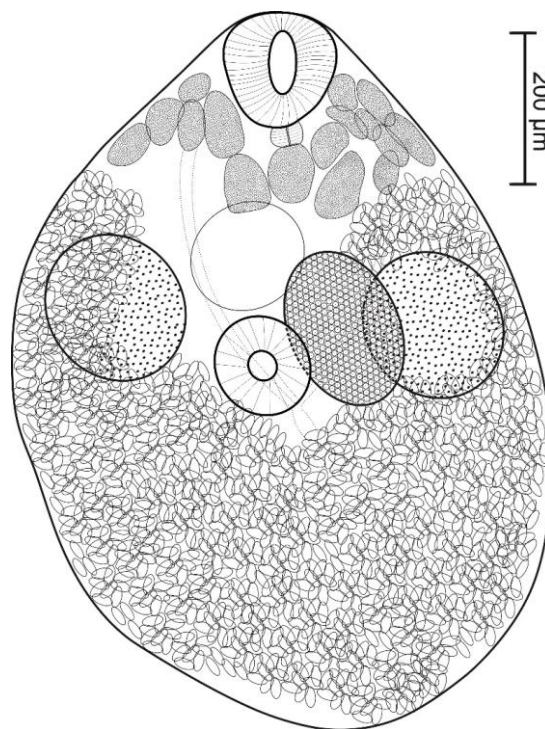


FIGURA 38 – Representação esquemática de *Paralecithodendrium* sp.2 (Trematoda: Lecithodendriidae). (Desenho: Érica Munhoz).

**FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA, SUBCLASSE
DIGENEA, FAMÍLIA UROTREMATIDAE**

Urotrema macrotestis Mané-Garzón e Telias, 1965

(Figura 39 e 40, Tabela 22)

Hospedeiro (n): *Eumops glaucinus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Governador Valadares.

Quantidade de espécimes encontrados: 50 espécimes*.

Espécimes analisados: 4 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 50-50*.

* (Hospedeiro co-infectado com *Urotrema macrotetis* e *Urotrema scabridum*, que juntos totalizaram 50 espécimes. Não foi possível a contagem exata de cada espécie, pois alguns indivíduos estavam danificados ou não puderam ser seguramente diferenciados).

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no intestino delgado de *Holochilus brasiliensis* (Rodentia) no Uruguai (Mané-Garzón e Telias, 1965). O presente trabalho constitui o primeiro registro da espécie no Brasil e ampliação de morcegos como hospedeiro da espécie.

Descrição:

Geral: Corpo ovóide mais longo do que largo. Cutícula com finos e pequenos espinhos que ultrapassam a borda posterior do testículo anterior. Acetábulo maior do que a ventosa oral, que é redonda e subtermial. Faringe mais comprida do que larga, pré-faringe ausente e esôfago curto. Cecos intestinais de bordas lisas, sem divetículos laterais que se estendem até o extremo posterior do testículo posterior. Acetábulo localizado no primeiro terço do corpo. Ovário intracecal, ligeiramente deslocado à direita em relação a linha média do corpo, logo após o acetábulo. Glândula de Mehlis presente e situada lateralmente ao ovário. Útero localizado na área compreendida entre o ovário e a bolsa do cirro, sendo intra e extracecal, cobrindo a maior parte dos cecos intestinais e alças passando entre os dois testículos. Útero repleto de ovos. Vitelária lateral e que se estendem longitudinalmente da extremidade anterior do acetábulo à borda anterior do testículo anterior, sendo formada por folículos relativamente grandes e ovoides. Receptáculo seminal não visualizado. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e cor amarelada. Testículos grandes, ovoides, de parede lisa e intracecais, situados um atrás do outro, sendo o anterior localizado a partir do meio do corpo. Bolsa do cirro piriforme e angulada, situada à esquerda da linha média do corpo. Vesícula

seminal bem desenvolvida. Poro genital bem evidente desembocando em um átrio muscular bem desenvolvido em forma de U.

Comentários:

Pelo fato do gênero *Urotrema* ser encontrado em diversos grupos de vertebrados insetívoros, o encontro de espécies desse parasito em levantamentos endoparasitários não é incomum. Embora a espécie *U. macrotestis* seja considerada válida atualmente, Bray et al. (1999) classificou a espécie como pertencente à um complexo de espécies associadas à espécie *Urotrema scabridum*. Morfologicamente, ambas as espécies são muito distintas. No entanto, os autores não apresentaram justificativas para tal proposição. Mané-Garzón e Talias (1965) acreditam que o encontro da espécie no roedor *H. brasiliensis* seja um parasitismo acidental, visto que os autores encontraram somente um espécime parasitado por *U. macrotestis* entre várias necrópsias da espécie do roedor, além do fato de que urotrematídeos são geralmente mais frequentes em morcegos.

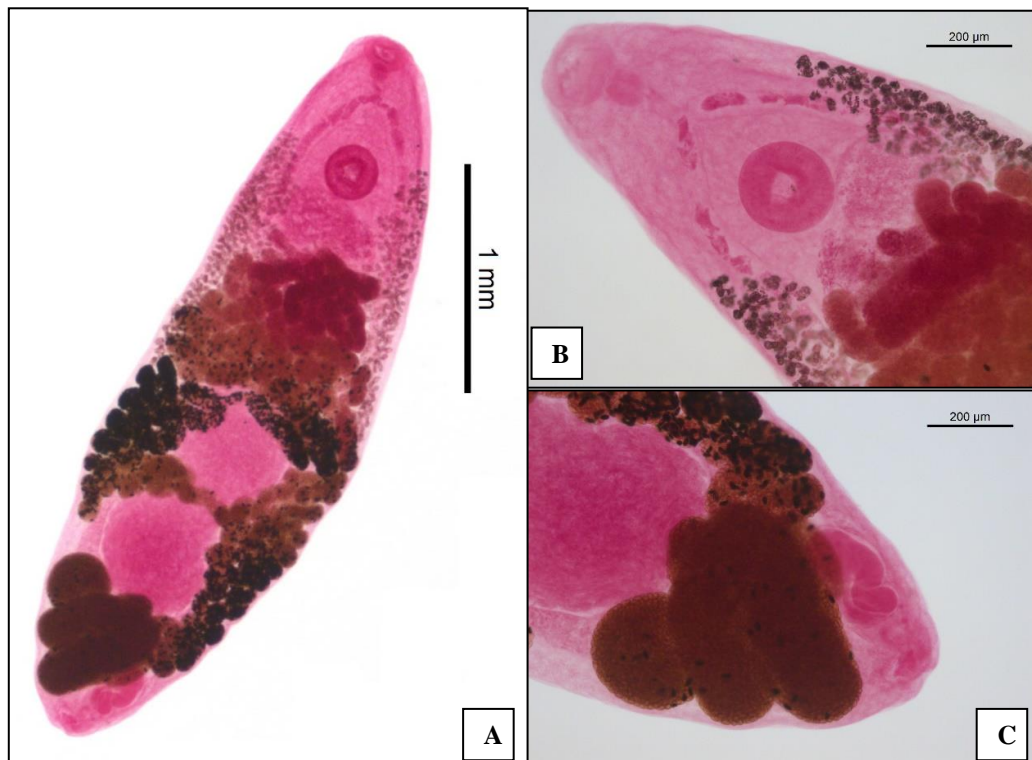


FIGURA 39 - *Urotrema macrotestis* (Trematoda: Urotrematidae). A - Visão geral do corpo; B – Extremidade anterior; C- Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).

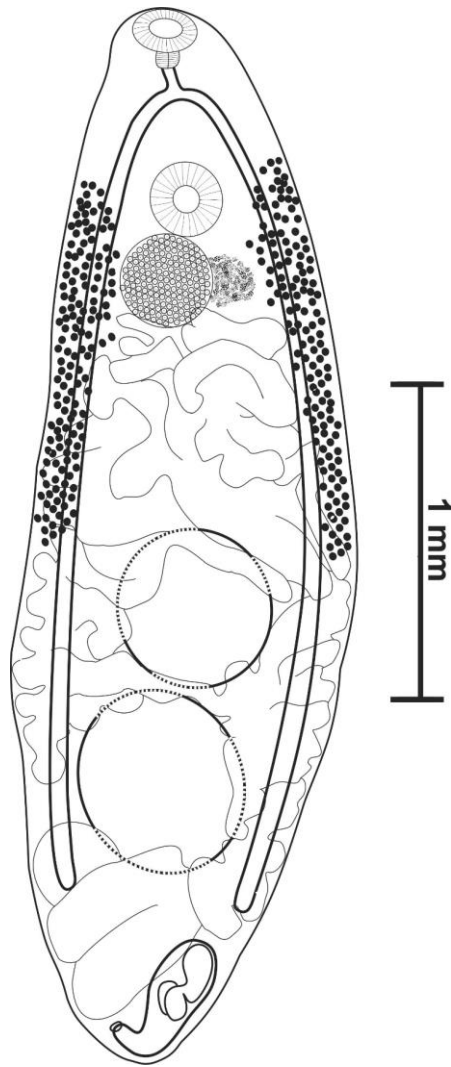


FIGURA 40 – Representação esquemática de *Urotrema macrotestis* (Trematoda: Urotrematidae). (Desenho: Érica Munhoz).

TABELA 22 - Medidas morfométricas de trematódeos da família Urotrematidae, parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Urotrema macrotestis</i>	<i>Urotrema scabridum</i>
Procedência	Governador Valadares	Governador Valadares
Hospedeiro	<i>Eumops glaucinus</i>	<i>Eumops glaucinus</i>
Habitat	Intestino delgado	Intestino delgado
Quantidade espécimes analisados	n=4	n=3
Cc	2,91 (2,51-3,34)	3,44 (3,22-3,74)
Lc	976,7 (896,2-1077,2)	500,8 (471,9-530,4)
Cvo	145 (134,3-161,1)	106,26 (85,5-123,4)
Lvo	181,3 (146-201,6)	112,13 (93,6-124,5)
Cf	86,07 (75,49-94,68)	42,48 (39,9-45,07)
Lf	79,38 (70-86,2)	34,19 (33,91-34,48)
Ces	75,55 (62,03-93,43)	215,3 (n=1)
Ca	228,1 (208-248,6)	139,7 (134,6-147)
La	219,35 (195,9-234,2)	127,5 (123,2-133)
Dao	49,6 (33,63-70,07)	505,5 (419,4-642,2)
Dot	769,12 (711,29-816,45)	1,31 (1,24-1,45) (mm)
Dtp	619,92 (585,3-647,7)	651,26 (573,9-736,2)
Co	262,33 (241,1-291)	191,13 (178,5-213)
Lo	296,23 (269,4-321,9)	170,56 (148,9-187,7)
Cres	-	135 (n=1)
Lres	-	55,58 (n=1)
Cta	389,62 (333,4-459,2)	220,86 (194,3-236,7)
Lta	458,32 (422,4-503,6)	204,33 (184,9-217,9)
Ctp	454,02 (412-540,9)	231,06 (205,1-255)
Ltp	507,55 (468,4-557,3)	202,5 (190,6-224,9)
Cb	347,95 (301,7-392,8)	236,3 (204,1-268,5)
Lb	149 (117-170,9)	116,2 (112,3-120,1)
Covo	22,72 (18,19-25,35) (n=20)	21,1 (19,19-23,42) (n=15)
Lovo	12,8 (11,59-14,47) (n=20)	12,15 (10,34-13,46) (n=15)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteres. Cc - Comprimento do corpo; Lc - Largura do corpo; Cvo - Comprimento da Ventosa oral; Lvo - Largura da Ventosa oral; Cf - Comprimento da faringe; Lf - Largura da faringe; Ces - Comprimento do esôfago; Ca - Comprimento do acetábulo; La - Largura do acetábulo; Dao - Distância da borda posterior do acetábulo à borda anterior do ovário; Dot - Distância da borda posterior do ovário à borda posterior do testículo anterior; Dtp - Distância da borda posterior do testículo posterior à extremidade posterior do corpo; Co - Comprimento do ovário; Lo - Largura do ovário; Cres - Comprimento do receptáculo seminal; Lres - Largura do receptáculo seminal; Cta - Comprimento do testículo anterior; Lta - Largura do testículo anterior; Ctp - Comprimento do testículo posterior; Ltp - Largura do testículo posterior; Cb - Comprimento da bolsa do cirro; Lb - Largura da bolsa do cirro; Covo - Comprimento do ovo; Lovo - Largura do ovo.

***Urotrema scabridum* Braun, 1900**

(Figura 41 e 42, Tabela 22)

Sinonímias: *Urotrema shillingeri* Price, 1931; *Urotrema lasureusis* Alicata, 1932; *Urotrema minuta* Nacy, 1933; *Urotrematulum attenuatum* Macy, 1933; *Urotrema aelleni* Baer, 1957.

Hospedeiro (n): *Eumops glaucinus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Governador Valadares.

Quantidade de espécimes encontrados: 50 espécimes*.

Espécimes analisados: 3 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 50-50*.

* (Hospedeiro co-infectado com *Urotrema macrotestis* e *Urotrema scabridum*, que juntos totalizaram 50 espécimes. Não foi possível a contagem exata de cada espécie, pois alguns indivíduos estavam danificados ou não puderam ser seguramente diferenciados).

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada em morcegos na Argentina, no Brasil, na Colômbia, na Costa Rica, em Cuba, nos Estados Unidos, na Jamaica, no México, no Panamá, no Paraguai, no Uruguai e na África (Mané-Garzón e Telias, 1965; Travassos et al., 1969; Sutton e Lunaschi, 1990; Guzmán-Cornejo et al., 2003a; Pesenti et al., 2015) (Apêndice VIII). No Brasil, a espécie já foi encontrada em morcegos no Rio Grande do Sul (Pesenti et al., 2015) e em Recife (Guzmán-Cornejo et al., 2003a). Em roedores, a espécie já foi descrita em *Holochilus brasiliensis* na Argentina, *Oryzomys flavescens* no Uruguai e *Ondatra zibethicus* nos Estados Unidos (Price, 1931; Sutton e Lunaschi, 1990). Em lagartos, a espécie já foi descrita várias espécies de *Anolis* spp. (Goldberg et al., 1998; Bursey et al., 2003). O presente trabalho amplia a ocorrência da espécie para o Estado de Minas Gerais e amplia *Eumops glaucinus* como novo hospedeiro para *U. scabridum*.

Descrição:

Geral: Corpo alongado e cutícula com finos e pequenos espinhos. Acetábulo de tamanho semelhante à ventosa oral, que é redonda e subtermial. Faringe mais comprida do que larga, pré-faringe ausente e esôfago longo. Cecos intestinais de bordas lisas, sem

divetículos laterais que se estendem até o testículo posterior. Acetábulo localizado no primeiro terço do corpo. Ovário intracecal e localizado na linha média do corpo, distante do acetábulo. Glândula de Mehlis presente e situada abaixo do ovário. Útero localizado na área compreendida entre o ovário e a bolsa do cirro, sendo intra e extracecal, cobrindo metade dos cecos intestinais e alças passando entre os dois testículos. Útero repleto de ovos. Vitelária lateral e que se estendem longitudinalmente da extremidade posterior do acetábulo ao testículo anterior, porém nunca chegando na altura do acetábulo e do testículo anterior. Vitelária formada por folículos relativamente grandes e ovoides. Ovos elípticos, de casca lisa, operculados e cor amarelada. Testículos médios, ovoides, de parede lisa e intracecais, situados um atrás do outro, sendo o anterior localizado a partir do terceiro terço do corpo. Bolsa do cirro piriforme e angulada, lateralmente deslocada em relação a linha média do corpo. Vesícula seminal bem desenvolvida. Poro genital bem evidente desembocando em um átrio muscular bem desenvolvido em forma de U.

Comentários:

Várias espécies de urotrematídeos já foram descritas e muitas sinonimizadas, gerando uma certa confusão de informações sobre as espécies atualmente válidas. Resumos das sinonímias de algumas espécies de *Urotrema* podem ser encontradas nos trabalhos de Mané-Garzón e Telias (1965), Caballero (1942) e Zamparo et al. (2005). Dentre todas as espécies descritas, *U. scabridum* é a espécie com o maior número de sinonímias. Embora a espécie seja encontrada em lagartos e roedores, *S. scabridum* é mais frequentemente associada aos morcegos como hospedeiros (Price, 1931; Caballero, 1942; Caballero et al., 1957; Mané-Garzón e Telias, 1965; Sutton e Lunaschi, 1990; Goldberg et al., 1998; Bray et al., 1999; Guzmán-Cornejo et al., 2003a; Zamparo et al., 2005). Devido à baixa frequência de encontro da espécie em roedores, o parasitismo por *U. scabridum* nestes hospedeiros na Argentina, nos Estados Unidos e no Uruguai são considerados acidentais (Price, 1931; Sutton e Lunaschi, 1990).

Sutton e Lunaschi (1990) ao descreverem seus achados da espécie parasitando roedores na América do Sul, citaram que as variações morfológicas encontradas seriam derivadas da idade dos helmintos e da metodologia utilizada. No entanto, morfometricamente os espécimes descritos pelos autores como *S. scabridum* são muito diferentes da descrição original da espécie (Braun, 1990), bem como dos espécimes do

presente trabalho, que corrobora as descrições de Braun (1990) e Travassos et al. (1969).



FIGURA 41 - *Urotrema scabridum* (Trematoda: Urotrematidae). A - Visão geral do corpo; B – Extremidade anterior; C- Extremidade posterior. (Fotos: Érica Munhoz).

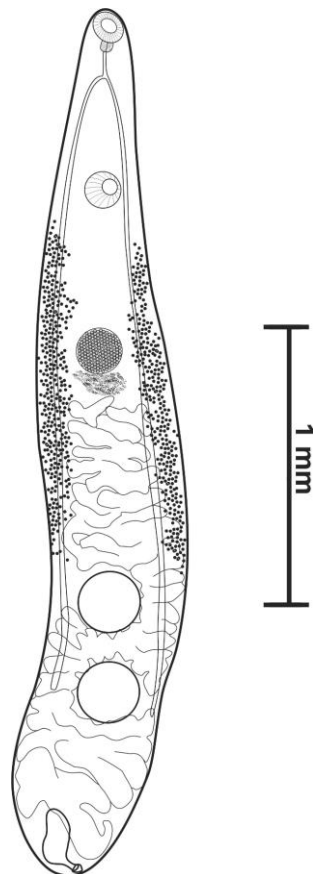


FIGURA 42 – Representação esquemática de *Urotrema scabridum* (Trematoda: Urotrematidae). (Desenho: Érica Munhoz).

FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE TREMATODA

Trematódeos não identificados

Hospedeiros (n): *Eumops glaucinus* (1) e *Molossus molossus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Governador Valadares e Varginha.

Quantidade de espécimes encontrados: 11 espécimes.

Espécimes analisados: 3 espécimes.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 2-9.

Distribuição e hospedeiros: Cerca de 37 famílias de trematódeos digenéticos são encontradas em pequenos mamíferos no mundo, das quais 15 famílias parasitam a Ordem Chiroptera (Feliu et al., 2006).

Descrição:

Geral: Os espécimes estavam muito danificados e não puderam ser descritos. Ovos de tamanho similar aos ovos das espécies de trematódeos das famílias Anenterotrematidae e Lecithodendridae encontrados no presente trabalho.

Comentários: Os espécimes não foram medidos.

FILO PLATYHELMINTHES, CLASSE CESTODA, FAMÍLIA HYMENOLEPIDIDAE

Vampirolepis sp.

(Figura 43 e 44, Tabela 23)

Hospedeiro (n): *Cynomops abrasus* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Quantidade de espécimes encontrados: 1 escólex e fragmentos de proglotes.

Espécimes analisados: 1 escólex.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-1 escólex.

Distribuição e hospedeiros: O gênero *Vampirolepis* apresenta distribuição cosmopolita, ocorrendo exclusivamente em morcegos (Czaplinski e Vaucher, 1994; Georgiev et al., 2006). Doze espécies ocorrem em morcegos na América do Sul, sendo três no Brasil (Santos e Gibson, 2015) (Apêndice IX).

Descrição:

Geral: Coloração esbranquiçada antes ou após a fixação. Presença de apenas dois ganchos fraternoides de mesmo tamanho no rostelo. Esólex com quatro ventosas lisas e ovais. Três testículos esféricos em linha reta compostos por células grandes sem divisão em dois grupos. Ovário ovóide e localizado mais ou menos na linha média da proglote. Proglotes crapedotes, mais largas do que longas. Poro genital unilateral, bolsa do cirro pirifome. Proglotes grávidas contendo grande quantidade de ovos pequenos e esféricos, que ocupam toda a área da proglote.

Comentários:

O espécime apresentou apenas dois ganchos fraternoides. O fato dos espécimes apresentarem testículos alinhados e sem divisão em grupos, aliado à presença do gancho fraternoide, permitiu a confirmação do gênero *Vampirolepis*. Acreditamos que os espécimes tenham perdido os ganchos com o processo de congelamento e deterioração do hospedeiro. Assim, não foi possível a identificação do espécime devido à má condição corporal do helminto e à perda dos ganchos fraternoides, o que impossibilitou sua contagem. Três espécies já foram registradas no Brasil: *Vampirolepis christensoni*, *Vampirolepis decipiens* e *Vampirolepis elongata*. Essas espécies já foram registradas em morcegos da família Molossidae, sendo que a espécie *Cynomops abrasus*, hospedeiro do espécime de *Vampirolepis* sp. no presente trabalho, também já foi registrada como hospedeiro de *V. decipiens* (Santos e Gibson, 2015). A espécie *V. elongata* parece ser mais frequentemente associada à morcegos de hábito alimentar frugívoro da família Phyllostomidae, do que morcegos de hábito alimentar insetívoro da família Molossidae (Santos e Gibson, 2015).

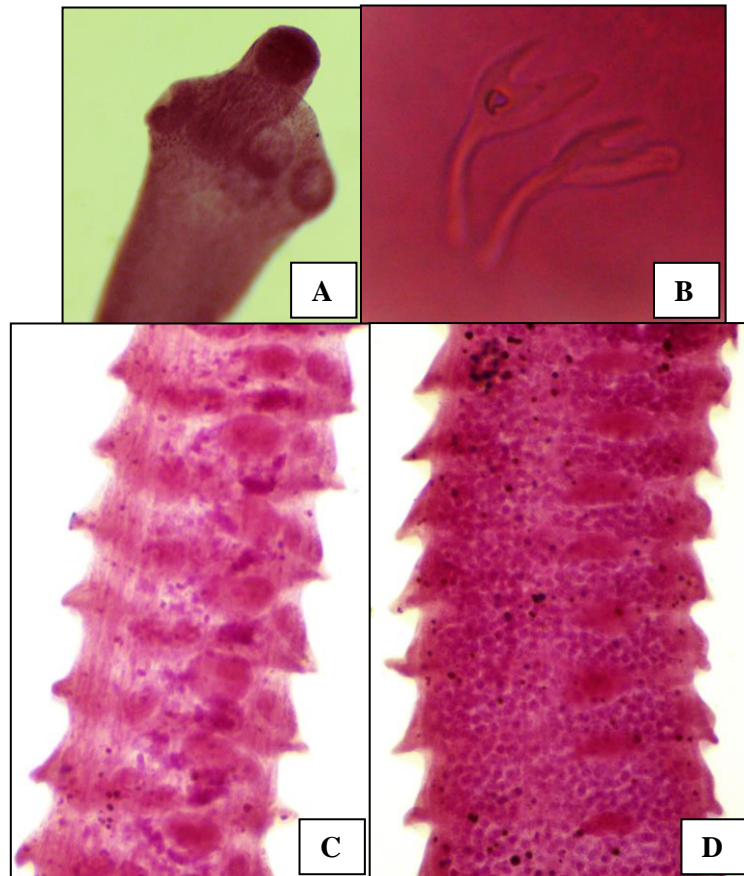


FIGURA 43 - *Vampirolepis* sp. (Cestoda: Hymenolepididea). A – Escólex; B – Ganchos; C – Proglotes maduras; D – Proglotes grávidas. (Fotos: Érica Munhoz).

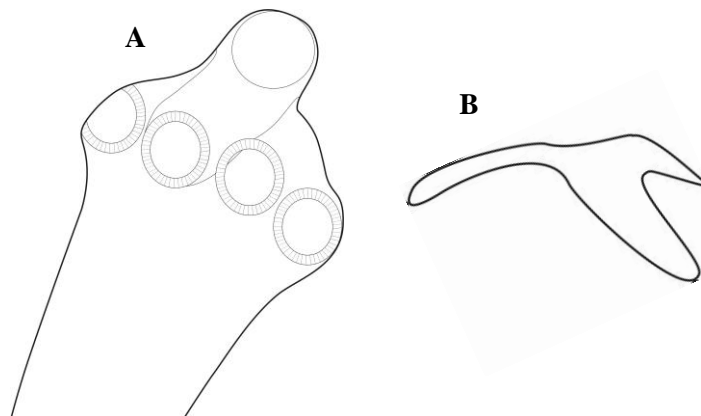


FIGURA 44 – Representação esquemática de *Vampirolepis* sp. (Cestoda: Hymenolepididea). A – Escólex; B – Ganchos. (Desenhos: Érica Munhoz).

TABELA 23 - Medidas morfométricas de *Vampirolepis* sp. (Cestoda: Hymenolepididea), parasitos do intestino delgado de morcegos no Estado de Minas Gerais, Brasil, encontradas no presente trabalho.

Espécie	<i>Vampirolepis</i> sp.
Procedência	Uberlândia
Hospedeiro	<i>Cynomops abrasus</i>
Habitat	Intestino delgado
Cp	111,5 (100,6-118,7) (n=6)
Lp	341,96 (338,5-348,5) (n=3)
Cv	87,53 (73,3-106,5) (n=8)
Lv	62,28 (51,65-71,26) (n=8)
Cb	58,1 (50,96-63,81) (n=7)
Lb	43,56 (37,51-48,66) (n=7)
Ct1	57,04 (51,84-63,69) (n=4)
Lt1	54,1 (47,34-60,71) (n=4)
Ct2	55,03 (45,87-64,19) (n=2)
Lt2	50,55 (43,58-57,53) (n=2)
Ct3	41,45 (n=1)
Lt3	51,63 (n=1)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses. Cp - Comprimento da proglote; Lp - Largura da proglote; Cv - Comprimento da vesícula; Lv - Largura da vesícula; Cb - Comprimento da bolsa do cirro; Lb - Largura da bolsa do cirro; Ct1 - Comprimento do testículo 1; Lt1 - Largura do testículo 1; Ct2 - Comprimento do testículo 2; Lt2 - Largura do testículo 2; Ct3 - Comprimento do testículo 3; Lt3 - Largura do testículo 3.

Identificação molecular:

O sequenciamento da região ITS do espécime resultou em um fragmento de 419 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N, o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com sequências já depositadas de algumas espécies dos gêneros *Hymenolepis* e *Staphylocystis* (Tabela 24).

Apesar de existir sequências já depositadas de espécies de *Vampirolepis* no banco de dados do GenBank (números de acesso GU969051.1, Z98337.1, JQ260802.1, Z98336.1, Z98335.1) não foram encontrados resultados similares entre a sequência do espécime de *Vampirolepis* sp. do presente trabalho e as sequências depositadas no GenBank. Porém as sequências depositadas no banco de dados são produtos de amplificação do gene ribossomal 18S e 28S, enquanto que no presente trabalho foi amplificada a região ITS.

TABELA 24 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 419 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de *Vampirolepis* sp. encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Hymenolepis nana</i>	18S ribosomal RNA, partial sequence; internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	JF766715.1	2,00E-177	632	394/419(94%)
<i>Staphylocystis</i> sp.	VVT-2013 isolate 1 18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	KF257898.1	2,00E-167	599	389/419(93%)
<i>Staphylocystis furcata</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	KF257897.1	2,00E-167	599	389/419(93%)
<i>Staphylocystis schilleri</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	KF257896.1	2,00E-167	599	389/419(93%)
<i>Hymenolepis nana</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2, partial sequence	AF461124.1	3,00E-140	508	377/423(89%)
<i>Hymenolepis diminuta</i>	18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence	AF461125.1	1,00E-104	390	354/418(85%)
<i>Hymenolepis</i> sp.	GP-2016 clone IoZ_cptvITS internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence	KU840382.1	3,00E-96	363	251/276(91%)

Do ponto de vista morfológico, as espécies encontradas, por busca de similaridade, de *Hymenolepis* e *Staphylocystis* são diferentes do espécime de *Vampirolepis* sp. avaliado. Conforme já discutido anteriormente, o gênero *Hymenolepis* não apresenta rostelo com ganchos e os testículos são separados em dois grupos pelo ovário. Embora os resultados do sequenciamento indiquem uma alta similaridade com *Hymenolepis*, o espécime de *Vampirolepis* sp. analisado é morfológicamente diferente pelo fato de apresentar ganchos no rostelo e testículos alinhados e não divididos em dois grupos. As referências bibliográficas associadas aos depósitos das sequências de *Hymenolepis diminuta*, *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis* sp. (Macnish et al., 2002; Peniche et al., 2016) não apresentam as descrições morfológicas dos parasitos adultos para comparação. Assim, considerando o confuso histórico taxonômico entre os gêneros *Hymenolepis*, *Rodentolepis* e *Vampirolepis*, e que as referências bibliográficas das similaridades não apresentaram as descrições morfológicas, pode ser que os parasitos tenham sido erroneamente classificados e, conseqüentemente, os depósitos no GenBank também estariam inadequados.

Schmitd (1986) não inclui o gênero *Staphylocystis* em sua chave de identificação. Segundo Czaplinski e Vaucher (1994), o gênero *Staphylocystis* apresenta rostelo retrátil com ganchos curtos e testículos arranjados de forma triangular no meio da progote e que sobrepõem as gônadas femininas. Ainda de acordo com os autores, espécies do gênero são parasitos de mamíferos insetívoros no Velho Mundo, especialmente de musaranhos. Porém Tkach et al. (2013) relataram a presença de duas espécies, *Staphylocystis clydesengeri* e *Staphylocystis schilleri*, parasitos de musaranhos do gênero *Sorex* na América do Norte. Ainda de acordo com os autores, a espécie *Staphylocystis furcata*, uma das similaridades encontradas, ocorre da Europa Ocidental ao extremo oriente da Rússia parasitando musaranhos. Existem relativamente poucas informações sobre o *Staphylocystis* na literatura e apesar de espécies do gênero serem associadas principalmente à musaranhos, Tkach et al. (2013) informam que morcegos também já foram registrados como hospedeiros. Porém os autores não citaram as referências contendo as descrições do parasito em morcegos e nenhuma referência foi encontrada.

Além da caracterização molecular, o trabalho de Tkach et al. (2013) apresenta a descrição morfológica das espécies *S. clydesengeri* e *S. schilleri*, que podem ser claramente diferenciadas do espécime de *Vampirolepis* sp. do presente trabalho pela invaginação do rostelo, pelo formato dos ganchos e pela disposição dos testículos

(Figura 45). Assim, embora os resultados do sequenciamento indiquem uma alta similaridade entre *Staphylocystis* e o espécime analisado de *Vampirolepis* sp., morfologicamente os gêneros são muito distintos.

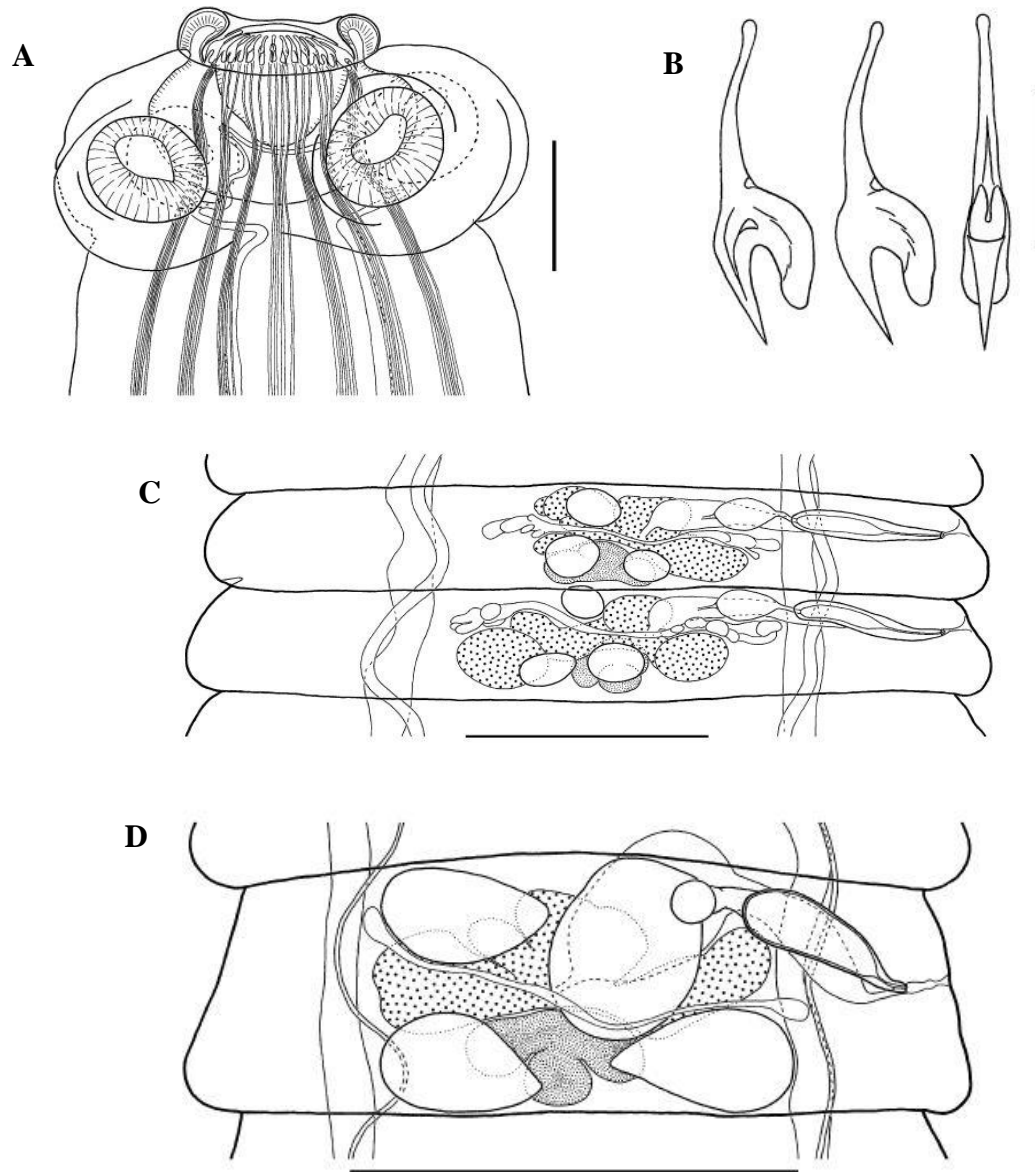


FIGURA 45 – Representação esquemática de *Staphylocystis clydesengeri* (A-C) e *Staphylocystis schilleri* (D) (Cestoda: Hymenolepididea), segundo Tkach et al. (2013). A – Escólex; B – Ganchos rostelares na visão dorsal e lateral; C-D - Proglotes maduras. (Barra A = 100 μ m; Barra B = 20 μ m; Barra C-D = 250 μ m).

Hymenolopididae gen. sp.

Hospedeiros (n): *Eumops auripendulus* (2), *Eumops glaucinus* (9), *Glossophaga soricina* (1), *Molossus molossus* (1), *Nyctinomops laticaudatus* (2) e *Tadarida brasiliensis* (1).

Hábitat: Intestino delgado.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Betim, Carmo do Rio Claro, Patos de Minas, Uberlândia, Uberaba e Varginha.

Quantidade de espécimes encontrados: 6 escólex + fragmentos de proglotes em 5 hospedeiros e somente fragmentos de proglotes em 11 hospedeiros.

Espécimes analisados: 6 escólex.

Intensidade de infecção (mínimo-máximo): 1-3 escólex.

Distribuição e hospedeiros: A família Hymenolepidae apresenta distribuição cosmopolita (Czaplinski e Vaucher, 1994).

Descrição:

Geral: Coloração geralmente esbranquiçada antes ou após a fixação, as vezes amarelada. Proglotes craspedotes e mais largas do que longas. Poucas amostras com escólex, que quando presentes, apresentaram ou não rostelo com ganchos franternóides. Testículos, ovário e bolsa do cirro não diferenciados com segurança. Não foi possível obter medidas confiáveis de nenhuma amostra.

Comentários:

Cerca de 45 gêneros da família Hymenolopididae ocorrem em pequenos mamíferos no mundo, sendo que os gêneros *Milina*, *Pseudoligorchis* e *Vampirolepis* ocorrem exclusivamente na ordem Chiroptera (Georgiev et al., 2006). As amostras que apresentaram escólex com ganchos não puderam ser diferenciadas entre os gêneros *Vampirolepis* e *Rodentolepis* pela não visualização dos testículos. Além disso, essas amostras apresentaram entre 1 e 4 ganchos. Dentre as amostras com escólex, uma amostra apresentou 3 escólex, sendo que 2 escólex estavam sem ganchos e o outro escólex apresentou 4 ganchos. Tal achado poderia reforçar a hipótese da perda de ganchos fraternóides devido ao processo de congelamento e deterioração do hospedeiro.

Considerando que há a possibilidade da perda dos ganchos fraternoides, as amostras que apresentaram escólex sem ganchos não puderam ser confirmadas como pertencente ao gênero *Hymenolepis*. Os testículos de tais amostras também não foram diferenciados com segurança para avaliar a divisão dos testículos em dois grupos pelo ovário.

Identificação molecular:

O sequenciamento da região ITS do espécime resultou em um fragmento de 187 pares de bases. Ao realizar a busca de similaridades no programa BLAST-N o sequenciamento do espécime apresentou grande similaridade com sequências já depositadas de algumas espécies dos gêneros *Hymenolepis* e *Rodentolepis*. A maior similaridade foi para *Hymenolepis* sp. (Tabela 25).

TABELA 25 – Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para uma sequência de 187 pares de bases obtida pelo sequenciamento parcial do gene que codifica rRNA da amostra de Hymenolepididae gen. sp. (com gancho) encontrada no presente trabalho.

Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
<i>Hymenolepis</i> sp.	GP-2016 clone IoZ_cptvITS internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence	KU840382.1	5,00E-55	224	165/187(88%)
<i>Hymenolepis microstoma</i>	strain Rm internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence	JN258040.1	5,00E-45	191	175/206(85%)
<i>Rodentolepis microstoma</i>	isolate M3 internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence	AY221165.1	5,00E-45	191	175/206(85%)

As referências bibliográficas associadas aos depósitos das sequências *Hymenolepis* sp., *Hymenolepis microstoma* e *Rodentolepis microstoma* (Macnish et al., 2003; Foronda et al., 2011; Peniche et al., 2016) não apresentaram as descrições morfológicas dos parasitos adultos para comparação.

O espécime avaliado do presente trabalho apresentou ganchos, característica ausente em *Hymenolepis* e presente em *Rodentolepis*. Porém, devido à baixa qualidade

do helminto, não foi possível a visualização dos testículos, e portanto não foi possível a diferenciação entre os gêneros *Rodentolepis* e *Vampirolepis*. Assim, considerando o confuso histórico taxonômico entre os gêneros *Hymenolepis*, *Rodentolepis* e *Vampirolepis*, e que as referências bibliográficas das similaridades não apresentaram as descrições morfológicas, pode ser que os parasitos tenham sido erroneamente classificados e, conseqüentemente, os depósitos no GenBank também estariam inadequados. Tal equívoco pôde ser verificado pela sequência AY221165.1, em que os autores depositaram a sequência no GenBank sob a identificação *H. microstoma*, porém a espécie foi corretamente reclassificada como *R. microstoma* na publicação do trabalho (Foronda et al., 2011).

Pelos resultados das similaridades, o espécime de Hymenolepididae analisado foi similar à *R. microstoma*. Porém, o sequenciamento do espécime apresentou fragmento curto e relativamente de pouca qualidade, e novos testes devem ser realizados para a confirmação dos resultados, uma vez que *R. microstoma* é um parasito encontrado em roedores (Macnish et al., 2003).

CAPÍTULO II

INTERAÇÕES TAXONÔMICAS ENTRE ECTOPARASITOS DE MORCEGOS DE ALGUNS MUNICÍPIOS DO ESTADO DE MINAS GERAIS.

1. INTRODUÇÃO

Dentre os mamíferos, Chiroptera e Rodentia são as ordens que mais apresentam espécies descritas de ectoparasitos (Krasnov et al., 2006). O ectoparasitismo pode interferir na saúde, no sucesso reprodutivo e no comportamento dos seus hospedeiros, porém medir os efeitos prejudiciais do ectoparasitismo nos morcegos é muito difícil (Dick e Patterson, 2006). Vários fatores parecem influenciar a abundância e diversidade dos ectoparasitos sobre os morcegos, como o tamanho e o tipo de abrigo, o sexo, a idade, o tamanho corporal, o período reprodutivo, o tamanho da colônia e o comportamento e a distribuição geográfica dos hospedeiros (Gannon e Willig, 1995; Komeno e Linhares, 1999; Christe et al., 2003, 2007; Moura et al., 2003; Bertola et al., 2005; Esberárd et al., 2005; Rui e Gracioli, 2005; Hofstede e Fenton, 2005; Krasnov et al., 2006, 2012; Lourenço e Palmeirim, 2007; Bordes et al., 2008; Presley e Willig, 2008; Godinho et al., 2013; Esberárd et al., 2014; Patterson et al., 2007, 2008a, 2008b; Presley, 2007, 2010).

Do ponto de vista comportamental, os morcegos podem reduzir o ectoparasitismo por seleção do habitat, redução da fidelidade ao abrigo e pela autolimpeza corporal (*grooming*) (Fritz, 1983; Komeno e Linhares, 1999; Hofstede e Fenton, 2005; Dick e Patterson, 2006; Godinho et al., 2013). O *grooming* é um dos principais fatores para a redução do ectoparasitismo, porém pode ser de alto custo energético para os morcegos uma vez que os animais podem desperdiçar tempo de descanso ou para realização de outras atividades, e acarretar em perda de peso e de água na saliva (Overall, 1980; Fritz, 1983; Linhares e Komeno, 2000; Giorgi et al., 2001; Godinho et al., 2013).

Especialmente devido ao ato da hematofagia, os ectoparasitos são importantes e potenciais transmissores de doenças entre os morcegos, uma vez que eles podem servir como vetores ou hospedeiros intermediários para helmintos, protozoários, bactérias e vírus (Renz e Wenk, 1981; Dick e Patterson, 2006; Reeves et al., 2005, 2006, 2007; Labuda e Nuttall, 2008; Socolovschi et al., 2012). Porém ainda são escassos os trabalhos que investigam o papel dos ectoparasitos na transmissão de doenças entre os morcegos ou o impacto do estresse parasitário sobre o comportamento e saúde dos animais. Doenças derivadas de infecções por bactérias e vírus estão entre as principais causas de mortes de quirópteros na Europa (Mühldorfer et al., 2011).

Do ponto de vista ecológico, devido ao grau de especificidade de algumas espécies, os ectoparasitos ainda podem fornecer importantes informações sobre as relações parasito-hospedeiro, a distribuição dos hospedeiros e o compartilhamento de abrigo entre os morcegos.

Os hospedeiros podem ser classificados como primários (ou verdadeiros), secundários ou acidentais. No entanto, essa classificação pode variar no tempo à medida que novas descobertas são feitas e mais interações parasito-hospedeiro são investigadas (Linardi e Guimarães, 2000). Um exemplo de parasitismo acidental em morcegos se deve a erros de coleta por contaminações nas redes de neblina, quando os ectoparasitos, especialmente as moscas, podem migrar de hospedeiros durante a agitação e estresse dos animais na armadilha. Alguns autores também citam o ectoparasitismo transitório, que estaria relacionado ao parasitismo temporal enquanto os ectoparasitos não encontram o hospedeiro preferencial (Graciolli e Rui, 2001; Rui e Graciolli, 2005; Wenzel, 1976).

Dependendo do número de espécies hospedeiras que infestam, os ectoparasitos podem ser classificados em monoxenos (associados a uma única espécie hospedeira, sendo, portanto, altamente especialistas e com distribuição geográfica restrita ao do hospedeiro), oligoxenos (associados a duas ou mais espécies de hospedeiros do mesmo gênero), pleioxenos (associados a duas ou mais espécies de gêneros diferentes, porém da mesma família) e polixenos (associados a várias espécies de diferentes gêneros e famílias, sendo, portanto, altamente generalistas e com ampla distribuição geográfica) (Medvedev e Krasnov, 2006; Autino et al., 2011). Porém, determinar a especificidade de hospedeiros é um trabalho complexo e que envolve estudos sobre anatomia, fisiologia, evolução, etologia, ecologia e biogeografia (Esberárd et al., 2005; Dick e Patterson, 2006).

Pelo menos 687 espécies de artrópodes já foram encontradas parasitando morcegos em todo o mundo, distribuídas nas ordens Siphonaptera, Diptera, Hemiptera e Dermaptera (Insecta) e na ordem Acari (Arachnida) (Marshall, 1982). Dentre elas, se destacam, por serem famílias de ectoparasitos que ocorrem exclusivamente em morcegos, hemípteros da família Polytectenidae, pulgas da família Ischnopsyllidae, moscas das famílias Streblidae e Nycteribiidae, e ácaros das famílias Spinturnicidae e Spelaeorhynchidae (Lima, 1920; Furman, 1966; Marshall, 1982; Linardi e Guimarães, 2000; Dick e Patterson, 2006; Graciolli et al., 2008).

2. REVISÃO DE LITERATURA

A) Classe Insecta

a.1) Ordem Diptera

As moscas são ectoparasitos frequentes em morcegos, habitando a pelagem e membranas das asas dos animais. Duas famílias parasitam exclusivamente o grupo - Streblidae e Nycteribiidae. Ambas apresentam distribuição cosmopolita, com maior diversificação nos trópicos, possuem adaptações anatômicas para o parasitismo em morcegos e apresentam hábito alimentar hematófago obrigatório. Por serem parasitos obrigatórios, a distribuição destas moscas reflete a distribuição dos seus hospedeiros (Wenzel, 1976), porém as espécies que ocorrem no Novo Mundo não ocorrem no Velho Mundo e vice-versa (Dick e Patterson, 2006).

As famílias Streblidae e Nycteribiidae são classificadas dentro da superfamília Hippoboscoidea, que juntamente com as famílias de moscas hematófagas obrigatórias Hippoboscidae e Glossinidae, são caracterizadas pela viviparidade adenotrófica. Neste processo, em geral, os ovos são fertilizados internamente, as larvas ficam retidas dentro da fêmea e se alimentam através de glândulas intrauterinas modificadas (“glândulas de leite”), onde realizam duas ecdises. As larvas maduras de 3º ínstar, também chamadas de prepupa por alguns autores, são depositadas no abrigo dos hospedeiros e próximas aos animais. Imediatamente, as prepupas formam o pupário. O tempo de eclosão parece depender da temperatura e da espécie da mosca (Dick e Patterson, 2006), bem como o local de deposição das pupas (como por exemplo, chão, tetos ou paredes) parece depender do microclima (Dittmar et al., 2009; 2011; Dittmar et al., 2015).

A família Streblidae possui pelo menos 227 espécies descritas em 32 gêneros, sendo que no Novo Mundo é encontrada a maior riqueza de espécies, com a maior diversidade para morcegos da família Phyllostomidae. A família reúne espécies ápteras, braquípteras e aladas. As espécies são relativamente grandes apresentando, geralmente, comprimento entre 1,5 a 2,5 mm, mas há registros de espécies menores (como *Mastoptera minuta* com 0,73 mm de comprimento) e maiores (como *Joblingia schmidti* com 5,5 mm de comprimento). Três subfamílias e 156 espécies são encontradas exclusivamente no Novo Mundo: Trichobiinae, Streblinae e Nycterophiliinae. Duas subfamílias e 71 espécies ocorrem exclusivamente no Velho Mundo: Ascopterinae e

Nycteriboscinae (Dick e Patterson, 2006). No Brasil são encontradas cerca de 80 espécies e 23 gêneros de streblídeos (Graciolli, 2017) (Apêndice X).

A família Nycteribiidae possui pelo menos 275 espécies descritas em 12 gêneros, sendo a maior riqueza de espécies encontradas no Velho Mundo. Todas as espécies são ápteras e com aspecto acariciforme (Graciolli, 2004) ou araneiforme (Dittmar et al., 2015). O tamanho varia entre 1,5 a 5 mm de comprimento. Duas subfamílias e 65 espécies ocorrem exclusivamente no Velho Mundo, sendo associados a morcegos da família Pteropodidae: Archinycteribiinae e Cyclopodiinae. A subfamília Nycteribiinae possui distribuição cosmopolita e 210 espécies descritas, sendo sua maior diversidade encontrada em morcegos da família Vespertilionidae e Rhinolophidae (Dick e Patterson, 2006). Apenas dois gêneros ocorrem nas Américas: *Basilia*, que ocorre principalmente em Vespertilionidae, mas há também registros em Phyllostomidae e *Herskovitzia* que parasita exclusivamente morcegos da família Thyropteridae (Graciolli, 2004; Dick e Patterson, 2006; Graciolli et al. 2007).

Dípteros de outras famílias também são considerados como moscas parasitas exclusivas de morcegos, como *Mystacinobia zelandica* (Oestroidea) e *Mormotomyia hirsuta* (Ephythroidea, Mormotomyiidae) (Dittmar et al., 2015). Porém, ao invés da hematofagia, essas moscas estão associadas ao guano das espécies da superfamília Noctilionoidea e da família Molossidae (Gleeson et al., 2000; Copeland et al., 2011; Kirk-Spriggs et al., 2011; Dittmar et al., 2015). Tais moscas não são relatadas no Brasil.

a.2) Ordem Hemiptera

Dentre os insetos da ordem Hemiptera, duas famílias podem ser encontradas parasitando morcegos: Polyttenidae e Cimicidae. A primeira apresenta ectoparasitos hematófagos obrigatórios, permanentes e exclusivos da pelagem de morcegos (Dick et al., 2009), sendo caracterizada por apresentar viviparidade, corpo achatado dorsoventralmente e de tamanho reduzido, clipeo bem desenvolvido, presença de ctenídeos, ausência de olhos e ocelos, hemiélitros reduzidos a um par de escamas, pernas anteriores curtas e robustas e pernas médias e posteriores alongadas, assemelhando-se a moscas da família Streblidae, especialmente do gênero *Strebla* (Lima, 1920). A família Polyttenidae apresenta cerca de 30 espécies em 5 gêneros, sendo que somente o gênero *Hesperoctenes* é encontrado nas Américas, estando

geralmente associado a morcegos da família Molossidae (Maa, 1964; Dick et al., 2009; Frank et al., 2014). Seis espécies são registradas em morcegos no Brasil (Apêndice XI).

A família Cimicidae é constituída por insetos hematófagos obrigatórios não permanentes de aves e mamíferos, ficando em contato com seus hospedeiros somente durante o repasto sanguíneo. Dos 23 gêneros, 13 realizam a hematofagia somente em morcegos, nove somente em aves e um gênero, *Cimex*, repasta em humanos e nos outros hospedeiros supracitados (Forattini, 1990). A família é caracterizada por apresentar oviparidade, corpo oval achatado dorsoventralmente, hemiélitros reduzidos em aspecto de duas lâminas, olhos salientes, ausência de ctenídeos e pernas de comprimentos mais ou menos semelhantes, sendo longas ou curtas (Forattini, 1990). Dois gêneros e três espécies ocorrem em morcegos no Brasil (Apêndice XI).

a.3) Ordem Siphonaptera

Cerca de 2005 espécies em 242 gêneros e 18 famílias de pulgas são descritas no mundo, sendo pouco frequentes em morcegos (Krasnov, 2008). Ischnopsyllidae é a única família que ocorre exclusivamente em morcegos, com cinco gêneros e cinco espécies registradas no Brasil (Linardi e Guimarães, 2000; Graciolli et al., 2008). Além da família Ischnopsyllidae, espécies das famílias Tungidae, Pulicidae, Rhopalopsyllidae e Stephanocircidae também já foram encontradas em morcegos no Brasil (Graciolli et al., 2008) (Apêndice XII).

A família Tungidae é representada por pulgas penetrantes (*Tunga* spp.) ou semipenetrantes (*Hectopsylla* spp.) (Linardi e Guimarães, 2000). *Hectopsylla pulex* já foi descrita em pelo menos oito países da América do Sul em 12 espécies de morcegos (Luz et al., 2009). No hospedeiro são encontradas apenas fêmeas, pois os machos abandonam os morcegos após o repasto sanguíneo e podem ser encontrados associados ao guano dos animais (Hastriter e Méndez, 2000). A presença de *H. pulex* ocasiona reação inflamatória local, irritação e comportamentos de automutilação nos morcegos, que podem arrancar pelos ou escarificar a pele para livrarem-se dessas pulgas (Monteiro et al., 2005).

B) Classe Arachnida, subclasse Acari

A subclasse Acari compreende os ácaros e carrapatos. Alguns autores têm classificado o grupo em duas superordens: Parasitiformes, que inclui as ordens Opilioacarida, Holothyrida, Ixodida e Mesostigmata; e Acariformes, que inclui as ordens Trombidiformes e Sarcoptiformes (Krantz e Walter, 2009). Treze famílias ocorrem em morcegos: Argasidae, Chirodiscidae, Ixodidae, Laelapidae, Leeuwenhoekiidae, Listrophoridae, Macronyssidae, Myobiidae, Rosensteiniidae, Spinturnicidae, Sarcoptidae, Trombiculidae e Spelaeorhynchidae (Frank et al., 2014). Destas, as famílias Spinturnicidae e Spelaeorhynchidae ocorrem exclusivamente em quirópteros, sendo ectoparasitos obrigatórios (Rudnick, 1960; Peracchi, 1991). Em morcegos no Brasil já foram descritas 21 espécies em 2 famílias de carrapatos e 72 espécies em 13 famílias de ácaros (Apêndice XIII).

Muitos ciclos de vida dos ácaros são desconhecidos, porém a maioria parece envolver cinco fases de desenvolvimento: ovo, larva (hexápoda), protoninfa (octópoda), deutoninfa (diferenciação sexual) e adulto (macho e fêmea maduros sexualmente). Dependendo do grupo, um ou mais estágios de vida podem estar ausentes, como é o caso de alguns ácaros da família Trombiculidae, que pode apresentar a fase de protoninfa inativa e se desenvolver ainda dentro da larva alimentada (Mullen e O'Connor, 2009). As fases de ovo e larva dos ácaros da família Spinturnicidae desenvolvem-se no interior do útero da fêmea vivípara, que deposita as protoninfas no hospedeiro, onde elas realizarão o repasto sanguíneo. As protoninfas darão origem às deutoninfas hematófagas, que por sua vez originarão os adultos, também hematófagos (Rudnick, 1960). Ácaros da família Macronyssidae alimentam-se de sangue e linfa dos hospedeiros e as fêmeas ovíparas depositam os ovos na superfície dos abrigos dos morcegos, onde eclodirão originando a larva hexápoda, que sofrerá muda originando a protoninfa octópode, que por sua vez sofrerá muda originando a deutoninfa. O repasto no hospedeiro ocorre somente pelas protoninfas e pelos adultos (Lavoipierre e Beck, 1967; Saunders, 1975).

Além de possíveis vetores de doenças, os ácaros, em geral, afetam os hospedeiros de acordo com a carga parasitária (Giorgi et al., 2001; Lourenço e Palmerim, 2007). Alguns carrapatos podem liberar toxinas juntamente com a saliva, como por exemplo *Ixodes holocyclus*, parasito de mamíferos na Austrália. Toxinas desta espécie podem ocasionar distúrbios elétricos no coração, braquicardia e paralisia muscular flácida em morcegos, além de outros sintomas em outros hospedeiros (Campbell e Atwell, 2002; Campbell et al., 2003, 2004).

3. OBJETIVOS

3.1) Objetivo Geral

Avaliar as interações taxonômicas entre ectoparasitos e morcegos de alguns municípios do Estado de Minas Gerais recebidos pelo Centro de Controle de Zoonoses de Belo Horizonte

3.2) Objetivos específicos

1. Relatar as espécies de Insecta e Arachnida encontradas correlacionando-as com as espécies de morcegos hospedeiras;
2. Comparar as espécies de ectoparasitos encontradas com a literatura existente para ectoparasitos de morcegos no Brasil.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram examinados 2.093 espécimes de morcegos, sendo 1.338 Molossidae, 625 Phyllostomidae, 108 Vespertilionidae, 3 Emballonuridae e 19 animais que foram identificados apenas como pertencentes à ordem Chiroptera devido ao avançado estado de decomposição das amostras. Do total de animais, apenas 94 (4,4%) morcegos apresentaram ectoparasitos, sendo recuperado um total de 260 espécimes de parasitos: 28 Spinturnicidae, 122 Macronyssidae, 12 Trombiculidae (Acari, Mesostigmata), um Argasidae (Acari, Ixodida), quatro Polyctenidae (Insecta, Hemiptera), um Pulicidae (Insecta, Siphonaptera), 91 Streblidae (Insecta, Diptera) e um espécime de inseto não identificado por estar danificado. O município que apresentou o maior número de hospedeiros parasitados foi Belo Horizonte (Tabela 26).

Os morcegos foram mais frequentemente parasitados por streblídeos e ácaros macronissídeos, com 51 e 25 hospedeiros infectados, respectivamente. Dentre as moscas, *Paratrichobius longicrus* foi a espécie mais prevalente, encontrada em 73,5% (37/51) dos hospedeiros parasitados por espécimes da família Streblidae. Dentre as famílias de ácaros e carrapatos, o macronissídeo *Chiroptonyssus venezolanus* foi a espécie mais prevalente, encontrada em 44% (11/25) dos hospedeiros parasitados pela subclasse Acari. As fêmeas de morcegos apresentaram mais ectoparasitos (68,6%) do que os machos (31,4%), assim como o parasitismo foi maior em adultos (87,2%) do que em relação aos filhotes (7,7%) e indivíduos jovens (5,1%).

O parasitismo por mais de uma espécie de ectoparasito foi verificado em 10 hospedeiros, sendo cinco hospedeiros parasitados por duas espécies de moscas, três hospedeiros por uma espécie de mosca e uma de ácaro, um hospedeiro por duas espécies de ácaros, e um hospedeiro por um carrapato e um hemíptero (Tabela 27).

Dos 2.093 espécimes de morcegos examinados, 51 (2,4%) foram positivos para a raiva (CCZ, dados não publicados), dos quais oito animais apresentaram espécimes de *P. longicrus*, *Periglischrus iheringi*, *Chiroptonyssus robustipes* e *C. venezolanus*, sendo que um dos hospedeiros apresentou co-parasitismo por *P. iheringi* + *C. robustipes* (Tabela 28). Ainda não é claro o papel dos ectoparasitos na transmissão de doenças entre os morcegos ou o impacto do estresse parasitário sobre o comportamento e saúde dos animais. Uma correlação positiva já foi verificada entre a riqueza de ectoparasitos e vírus em morcegos na Ásia (Gay et al., 2014).

TABELA 26 – Espécies de ectoparasitos encontrados em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.

Espécies	Número total de ectoparasitos encontrados						Nº de hospedeiros	Int. Inf. (mín-máx)	Hospedeiro	Família Hospedeiro	Procedência
	NI	M	F	PTN	L	Total					
Acari, Mesostigmata											
Spinturnicidae	0	11	17	0	0	28	9				
<i>Periglischrus acutisternus</i>	0	0	1	0	0	1	1	1-1	<i>Phyllostomus discolor</i>	Phyllostomidae	A
<i>Periglischrus iheringi</i>	0	9	15	0	0	24	5	1-6	<i>Artibeus lituratus</i>	Phyllostomidae	A
	0	1	1	0	0	2	2	1-1	<i>Artibeus</i> sp.	Phyllostomidae	A
<i>Periglischrus</i> sp.	0	1	0	0	0	1	1	1-1	<i>Molossus molossus</i>	Molossidae	A
Macronyssidae	0	1	0	121	0	122	25				
<i>Chiroptonyssus haematophagus</i>	0	0	0	7	0	7	2	3-4	<i>Molossus molossus</i>	Molossidae	A
<i>Chiroptonyssus robustipes</i>	0	0	0	3	0	3	1	3-3	<i>Artibeus lituratus</i>	Phyllostomidae	A
	0	0	0	40	0	40	2	12-28	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Molossidae	A, I
<i>Chiroptonyssus venezolanus</i>	0	0	0	49	0	49	11	1-17	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Molossidae	A, G, H
<i>Chiroptonyssus</i> sp.	0	0	0	1	0	1	1	1-1	<i>Molossus molossus</i>	Molossidae	A
	0	0	0	10	0	10	1	1-1	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Molossidae	H
	0	0	0	1	0	1	1	1-1	<i>Nyctinomops macrotis</i>	Molossidae	A
	0	0	0	7	0	7	2	3-4	<i>Histiotus velatus</i>	Vespertilionidae	C, E
<i>Parichoronyssus</i> sp.	0	1	0	0	0	1	1	1-1	<i>Phyllostomus hastatus</i>	Phyllostomidae	B
Macronyssidae gen. sp.	0	0	0	1	0	1	1	1-1	<i>Artibeus</i> sp.	Phyllostomidae	A
	0	0	0	1	0	1	1	1-1	<i>Carollia</i> sp.	Phyllostomidae	A
	0	0	0	1	0	1	1	1-1	<i>Myotis nigricans</i>	Vespertilionidae	A

TABELA 26 – Continuação...

Espécies	Número total de ectoparasitos encontrados						Nº de hospedeiros	Int. Inf. (mín-máx)	Hospedeiro	Família Hospedeiro	Procedência
	NI	M	F	PTN	L	Total					
Trombiculidae	0	0	0	0	12	12	3				
Trombiculinae	0	0	0	0	5	5	2	2-3	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Molossidae	H
	0	0	0	0	7	7	1	7-7	<i>Nyctinomops macrotis</i>	Molossidae	A
Acari, Ixodida											
Argasidae	0	0	0	0	1	1	1				
<i>Ornithodoros</i> sp.	0	0	0	0	1	1	1	1-1	<i>Cynomops abrasus</i>	Molossidae	H
Insecta, Hemiptera											
Polyctenidae	4	0	0	0	0	4	3				
<i>Hesperoctenes fumarius</i>	1	0	0	0	0	1	1	1-1	<i>Molossus molossus</i>	Molossidae	H
<i>Hesperoctenes</i> sp.	2	0	0	0	0	2	1	2-2	<i>Cynomops abrasus</i>	Molossidae	H
	1	0	0	0	0	1	1	1-1	<i>Cynomops planirostris</i>	Molossidae	A
Insecta, Siphonaptera											
Pulicidae	0	0	1	0	0	1	1				
<i>Ctenocephalides felis felis</i>	0	0	1	0	0	1	1	1-1	<i>Eumops glaucinus</i>	Molossidae	H
Insecta, Diptera											
Streblidae	3	51	37	0	0	91	51				
<i>Megistopoda aranea</i>	1	2	0	0	0	3	2	1-3	<i>Artibeus</i> sp.	Phyllostomidae	A
<i>Paratrichobius longricrus</i>	2	25	16	0	0	43	28	1-8	<i>Artibeus lituratus</i>	Phyllostomidae	A, D, F
	0	4	7	0	0	11	4	1-7	<i>Artibeus</i> sp.	Phyllostomidae	A
	0	5	3	0	0	8	5	1-4	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Phyllostomidae	A
<i>Trichobius angulatus</i>	0	1	0	0	0	1	1	1-1	<i>Artibeus</i> sp.	Phyllostomidae	A
	0	3	2	0	0	5	3	1-3	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Phyllostomidae	A
<i>Trichobius costalimai</i>	0	5	6	0	0	11	4	1-4	<i>Phyllostomus discolor</i>	Phyllostomidae	A, H
<i>Trichobius dugesii</i>	0	1	0	0	0	1	1	1-1	<i>Glossophaga soricina</i>	Phyllostomidae	A

TABELA 26 – Continuação...

Espécies	Número total de ectoparasitos encontrados						Nº de hospedeiros	Int. Inf. (mín-máx)	Hospedeiro	Família Hospedeiro	Procedência
	NI	M	F	PTN	L	Total					
<i>Trichobius joblingi</i>	0	3	0	0	0	3	1	3-3	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Phyllostomidae	A
<i>Trichobius parasiticus</i>	0	2	2	0	0	4	1	4-4	<i>Phyllostomus discolor</i>	Phyllostomidae	A
<i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Phyllostomae</i>)	0	0	1	0	0	1	1	1-1	<i>Artibeus obscurus</i>	Phyllostomidae	A
Insecta	1	0	0	0	0	1	1				
Sem identificação	1	0	0	0	0	1	1	1-1	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Phyllostomidae	A
TOTAL	8	63	55	121	13	260	94				

NI - Sexo não identificado; M - Macho; F - Fêmea; PTN - Protoninfa; L – Larva.; Int. Inf. – Intensidade de Infestação.

A - Belo Horizonte; B - Contagem; C - Ibiá; D - Nova Lima; E - Patos de Minas; F - Sete Lagoas; G - Uberaba; H - Uberlândia; I – Varginha.

TABELA 27 – Associações interespecíficas de ectoparasitos de morcegos encontradas no presente trabalho.

Mosca I	Mosca II	Hospedeiro (n)
<i>Megistopoda aranea</i>	<i>Trichobius angulatus</i>	<i>Artibeus</i> sp. (1)
<i>Paratrichobius longicrus</i>	<i>Trichobius angulatus</i>	<i>Platyrrhinus lineatus</i> (3)
<i>Trichobius costalimai</i>	<i>Trichobius parasiticus</i>	<i>Phyllostomus discolor</i> (1)
Mosca I	Ácaro I	Hospedeiro (n)
<i>Paratrichobius longicrus</i>	<i>Periglischrus iheringi</i>	<i>Artibeus lituratus</i> (2)
<i>Trichobius costalimai</i>	<i>Periglischrus acutisternus</i>	<i>Phyllostomus discolor</i> (1)
Ácaro I	Ácaro II	Hospedeiro (n)
<i>Chiroptonyssus robustipes</i>	<i>Periglischrus iheringi</i>	<i>Artibeus lituratus</i> (1)
Carrapato I	Hemíptero I	Hospedeiro (n)
<i>Ornithodoros</i> sp.	<i>Hesperoctenes</i> sp.	<i>Cynomops abrasus</i> (1)

TABELA 28 – Espécies de ectoparasitos encontrados em morcegos positivos para a raiva no Estado de Minas Gerais.

Hospedeiros (n)	Diptera			Procedência
	Streblidae	Acari, Mesostigmata		
		Spinturnicidae	Macronyssidae	
<i>Artibeus lituratus</i> (3)	<i>Paratrichobius longicrus</i>	-	-	Belo Horizonte
<i>Artibeus</i> sp. (1)	<i>Paratrichobius longicrus</i>	-	-	Belo Horizonte
<i>Artibeus lituratus</i> (1)	-	<i>Periglischrus iheringi</i>	<i>Chiroptonyssus robustipes</i>	Belo Horizonte
<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (3)	-	-	<i>Chiroptonyssus venezolanus</i>	Belo Horizonte, Uberlândia

Do total de hospedeiros parasitados, 61 morcegos (64,8%) foram encontrados ainda vivos durante seu recolhimento. A prevalência total de ectoparasitos encontrados no presente trabalho (4,4%) pode ser considerada muito baixa quando comparada a outros levantamentos de ectoparasitos em morcegos realizados no Brasil, que encontraram prevalências totais entre 18,6% e 72,7%. de ectoparasitismo para moscas (Lourenço et al., 2016a) e até 100% para ácaros (Lourenço et al., 2016b).

Possivelmente a discrepância de resultados está relacionada ao fato que boa parte dos morcegos avaliados, entre janeiro de 2013 a fevereiro de 2016, já terem sido encontrados mortos: 53,2% dos morcegos de Belo Horizonte e 18,2% dos outros municípios do Estado de Minas Gerais, embora 100% das amostras sejam enviadas mortas para o LZON (CCZ, dados não publicados). Assim, a baixa temperatura corporal e a menor liberação de CO₂ pelo hospedeiro pode ter contribuído para a

dispersão dos ectoparasitos. Além disso, os morcegos, especialmente os recolhidos ainda vivos, estavam submetidos à uma situação de grande estresse, seja pelo fato de já apresentarem um comportamento incomum, seja pela sua manipulação por animais domésticos e/ou seja durante o processo do seu recolhimento e transporte.

O fato da maioria dos morcegos parasitados serem provenientes do município de Belo Horizonte pode estar relacionado à maior agilidade entre o tempo de recolhimento do animal e o seu transporte até o laboratório do CCZ. Associado à agilidade do recolhimento, a maioria dos morcegos parasitados de Belo Horizonte foram recolhidos ainda vivos (67,7%), o que pode ter contribuído para uma menor dispersão dos ectoparasitos.

4.1) Descrições e comentários das espécies de ectoparasitos encontradas em morcegos com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.

CLASSE INSECTA, ORDEM DIPTERA, FAMÍLIA STREBLIDAE

***Megistopoda aranea* (Coquillett, 1899) Maa, 1965 *nomen protectum* (Figura 46)**

Sinonímias: *Megistopoda pilatei* Macquart, 1852, tipo, *nomen oblitum*; *Pterellipsis aranea* Coquillett, 1899; *Megistopoda desiderata* Speiser, 1900.

Hospedeiro: *Artibeus* sp.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: Sua distribuição é relatada para a Argentina, Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guiana, Honduras, Jamaica, México, Panamá, Paraguai, Pequenas Antilhas, Peru, Porto Rico, Suriname, Trinidad e Tobago, e Venezuela (Guerrero, 1994b; Autino et al., 1999; Autino, 2000; González et al., 2004; Hofstede et al., 2004; Presley, 2010, 2012; Dick, 2013; Frank et al., 2014; Tarquino-Carbonell et al., 2015; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 11 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: AC, GO, MA, MG, MS, PA, PB, PR, RJ, RO, RS, SE, SC e SP (Apêndice X).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *M. aranea* foi encontrada em associação com *Trichobius angulatus*, primeira associação descrita entre as duas

espécies no Brasil. Associações entre *M. aranea* e outras moscas (*Aspidoptera phyllostomatis*, *Metelasmus pseudopterus* e *Paratrachobius longicrus*) já foram encontradas em *Artibeus* spp. nos Estados MA, RS, SE e SP (Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Santos et al., 2009, 2013; Bezerra et al., 2016).

Comentários:

Alguns levantamentos de ectoparasitos relatam que *M. aranea* foi encontrada uma frequência superior a 95% em *Artibeus jamaicensis* (Guerrero, 1994b; Wenzel, 1976), sendo, portanto, considerada como parasito primário desta espécie (Graciolli e Rui, 2001). Alguns autores consideram que o achado desta mosca em outros morcegos, como *Myotis nigricans*, *Histiotus velatus*, *Sturnira lilium*, *Glossophaga soricina* e *Carollia perspicillata*, constituem casos de parasitismo acidental pelo fato desses animais não serem considerados os hospedeiros primários (Bertola et al., 2005; Eriksson et al., 2011; Graciolli et al., 2006a; Graciolli e Aguiar, 2002). Rui e Graciolli (2005) acreditam que o encontro de *M. aranea* sobre *Artibeus lituratus* e *Artibeus fimbriatus* seja resultante de transições até o encontro do hospedeiro de preferência ou então devido à contaminações. No entanto, essa mosca é frequentemente encontrada parasitando o gênero *Artibeus* e em diferentes espécies do gênero de acordo com a área geográfica. Assim, esses mesmos autores defendem que além de se adaptar à fauna de morcegos regionais, *M. aranea* seja uma espécie oligoxena. Autino et al. (2009) também consideram a espécie oligoxena na Argentina, porém referencia outros trabalhos no país que consideram a espécie pleioxena. Este é o terceiro registro de *M. aranea* no Estado de Minas Gerais. Os outros dois registros foram descritos por Komeno e Linhares (1999) e Vasconcelos et al. (2016), ambos parasitando *Artibeus planirostris*.

Overall (1980) estudou o ciclo biológico de *M. aranea* no Panamá: a cópula ocorre sobre o hospedeiro e ao longo de todo o ano. As prepupas são depositadas no abrigo próximas aos morcegos, que rapidamente (cerca de 10 minutos) se transformam em pupas com coloração marrom, sugerindo uma dependência do contato com o ar para essa transformação. Apenas uma prepupa é depositada por vez e o intervalo de tempo entre as deposições de prepupas pela mesma fêmea é de 10 dias, tendo, portanto, um baixo potencial reprodutivo. Os adultos emergem do pupário entre 22-24 dias na temperatura aproximada de 22°C e podem viver até cerca de 9 semanas, mas o tempo de vida médio de 40 moscas foi de 29 dias. A maior parte das mortes das moscas parece

estar mais relacionada com outras causas, como o comportamento de *grooming* ou migração dos hospedeiros, do que com a idade da mosca. Fora do corpo do hospedeiro, *M. aranea* apresenta baixa sobrevivência, morrendo rapidamente.

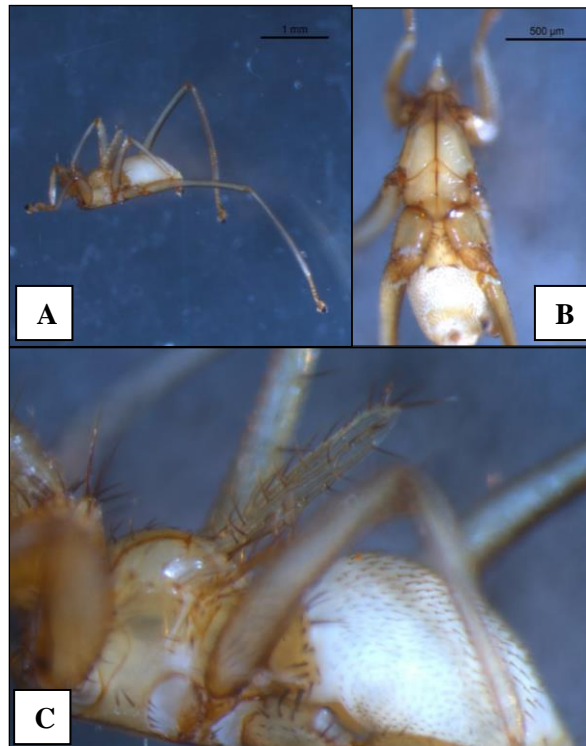


FIGURA 46 - *Megistopoda aranea* (Diptera: Streblidae). A – Visão lateral; B – Esterno; C – Detalhe asa com espinhos. (Fotos: Érica Munhoz).

***Paratrichobius longicrus* (Ribeiro, 1907) Lima, 1921**
(Figura 47)

Sinônimos: *Trichobius longicrus* Ribeiro, 1907.

Hospedeiros: *Artibeus lituratus*, *Artibeus* sp. e *Platyrrhinus lineatus*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Nova Lima e Sete Lagoas.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada em Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, El Salvador, Honduras, México, Panamá, Paraguai, Peru, Trindade e Tobago, e Venezuela (Guerrero, 1994b; Hofstede et al., 2004; Dick e Gettinger, 2005; Presley, 2008, 2012; Dick, 2013; Frank et al., 2014; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 15 hospedeiros no Distrito Federal e nos

Estados: GO, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SE e SP (Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Bezerra et al., 2016).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *P. longicrus* foi encontrada em associação com *Trichobius angulatus* em *P. lineatus* e com o ácaro *Periglischrus iheringi* em *A. lituratus*. Associações entre *P. longicrus* e outras moscas (*Aspidoptera falcata*, *Megistopoda aranea*, *Megistopoda próxima* e *Trichobius joblingi*) e ácaros não identificados já foram encontradas em *Artibeus fimbriatus*, *Artibeus lituratus*, *Carollia perspicillata* e *Sturnira lilium* nos Estados RS, SE e SP (Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Bezerra et al., 2016).

Comentários:

Espécies do gênero *Paratrichobius* parasitam principalmente *Artibeus* spp. e *Platyrrhinus* spp. (Graciolli et al., 2010), sendo o encontro em outros morcegos considerados acidentais ou transitórios (Komeno e Linhares, 1999; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006). No presente estudo, *P. longicrus* foi a mosca mais prevalente, sendo muito mais abundante sobre *A. lituratus* do que *P. lineatus*. Uma maior abundância de parasitismo em *A. lituratus* também foi verificada em nos Estados de SP, PR e RS (Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006), enquanto uma maior abundância sobre *P. lineatus* foi encontrada no Estado do MS (Eriksson et al., 2011). Assim, *P. longicrus* parece se adaptar à fauna local. Em Minas Gerais, a espécie já foi encontrada em *A. fimbriatus*, *A. lituratus* e *P. lineatus* (Whitaker e Mumford, 1977; Komeno e Linhares, 1999; Azevedo e Linardi, 2002; Moras et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016).

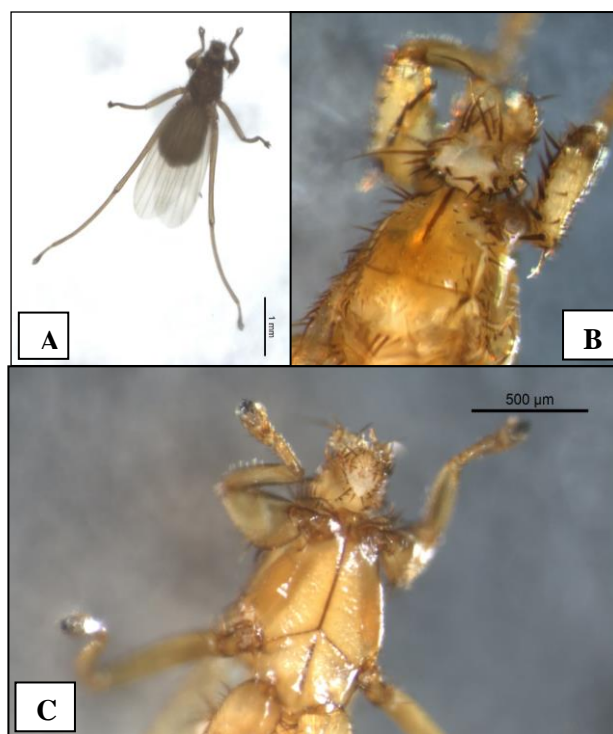


FIGURA 47 – *Paratrichobius longicrus* (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe do tórax e cabeça na visão dorsal; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).

***Trichobius costalimai* Guimarães, 1938**

(Figura 48)

Hospedeiro: *Phyllostomus discolor*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada em: Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Panamá, Peru, Porto Rico, Suriname, Trinidad e Tobago, e Venezuela (Guerrero, 1994a; Hofstede et al., 2004; Dick, 2013; Dick et al., 2007; Frank et al., 2014; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 12 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: AC, GO, MA, MG, PE, RO e SE (Apêndice X).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *T. costalimai* foi encontrada em associação com *Trichobius parasiticus* e com o ácaro *Periglischrus acutisternus*, ambos em *Phyllostomus discolor*. Associações entre *T. costalimai* e outras moscas (*Strebla hertigi*, *Trichobioides perspicillatus* e *Trichobius dugesioides phyllostomus*) já foram

encontradas em *P. discolor* nos Estados do MA e de SE (Santos et al., 2009, 2013; Bezerra et al., 2016).

Comentários:

A espécie é frequentemente encontrada em associação com espécies de morcegos do gênero *Phyllostomus* (Guerrero, 1994b; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2012, 2013; Graciolli et al., 2010; Soares et al., 2013, 2016; Vasconcelos et al., 2016; Bezerra et al., 2016). *Trichobius costalimai* também é relatada em *Taphozous melanopogon* (Emballonuridae) na Índia (Zade et al., 2012), porém acreditamos que o espécime deve ser comparado com espécimes americanos para confirmação da identificação, uma vez que as espécies de Streblidae que ocorrem no Novo Mundo supostamente não ocorrem no Velho Mundo e vice-versa (Dick e Patterson, 2006). Além disso, *T. costalimai* ocorre primariamente em morcegos da família Phyllostomidae. No Brasil, o único registro da espécie *T. costalimai* em morcegos da família Emballonuridae foi realizado no Estado do Maranhão em *Saccopteryx leptura* (Dias et al., 2009). O presente trabalho consitui o segundo registro de *T. costalimai* no Estado de Minas Gerais, sendo a espécie anteriormente registrada também em *P. discolor* por Vasconcelos et al. (2016).

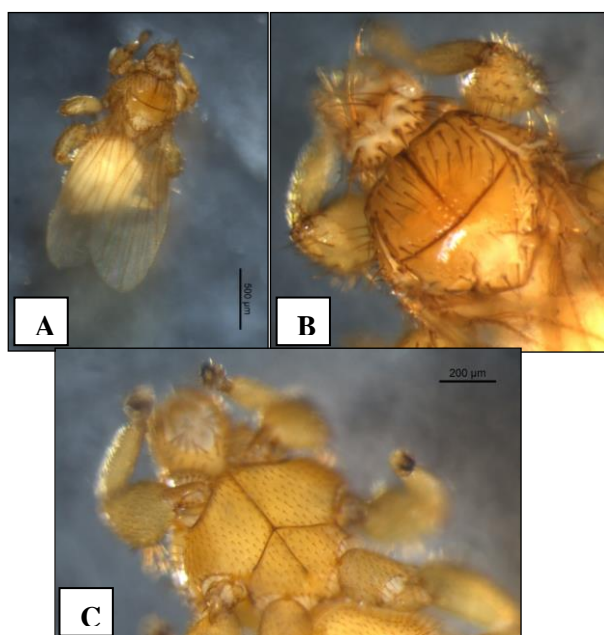


FIGURA 48 – *Trichobius costalimai* (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe dorsal do tórax; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).

***Trichobius joblingi* Wenzel, 1966**

(Figura 49)

Hospedeiro: *Platyrrhinus lineatus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi descrita em Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Guiana, Guiana Francesa, Honduras, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Suriname, Trinidad e Tobago, e Venezuela, (Guerrero, 1995; Guerrero e Morales-Malacara, 1996; Graciolli e Carvalho, 2001; González et al., 2004; Dick e Gettinger, 2005; Dick et al., 2007; Presley, 2008, 2010, 2012; Dick, 2013; Frank et al., 2014; Tarquino-Carbonell et al., 2015; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 27 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: AM, BA, GO, MA, MG, MS, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, SC, SE e SP (Apêndice X).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, não foram encontradas interações interespecíficas para essa espécie. Porém, associações entre *T. joblingi* e outras moscas (*Aspidoptera falcata*, *Mastoptera minuta*, *Paraeuctenodes longipes*, *Paraeuctenodes similis*, *Paratrachobius longicrus*, *Stizostrebla longirostris*, *Strebla alvarezi*, *Speiseria ambigua*, *Strebla curvata*, *Strebla guajiro*, *Strebla mirabilis*, *Trichobius dugesii*, *Trichobius dugesioides*, *Trichobius joblingi*, *Trichobius uniformis* e *Trichobius* sp.) e com ácaros (*Parichoronyssus bakeri*, além de um ácaro não identificado) já foram encontradas em *Carollia perspicillata*, *Glossophaga soricina*, *Lophostoma brasiliense*, *Lophostoma carrikeri*, *Micronycteris megalotis*, *Sturnira lilium* e *Trachops cirrhosus* nos Estados: DF, MA, MG, SE e SP (Bertola et al., 2005; Santos et al., 2009, 2013; Teixeira e Ferreira, 2010; Moras et al., 2013; Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016).

Comentários:

Apesar de já ter sido encontrada em diversos morcegos filostomídeos, *Carollia perspicillata* é indicada como hospedeiro primário de *T. joblingi* (Wenzel et al., 1966; Wenzel, 1976; Azevedo e Linardi, 2002). Embora *Paratrachobius longicrus* tenha sido a espécie mais prevalente e abundante no presente estudo, *T. joblingi* é tida como a

espécie de estreblídeo neotropical mais abundante por alguns autores (Guerrero, 1995, 1998; Komeno e Linhares, 1999; Lourenço et al., 2014). O presente trabalho constitui o primeiro registro da espécie parasitando *P. lineatus* em Minas Gerais, sendo também registrado o parasitismo no mesmo hospedeiro nos Estado de PE e SE (Bezerra et al., 2016; Soares et al., 2016). No Estado mineiro, *T. joblingi* já foi encontrada em *Artibeus lituratus*, *Artibeus planirostris*, *Carollia perspicillata*, *Desmodus rotundus*, *Glossophaga soricina*, *Micronycteris megalotis*, *Micronycteris sanborni*, *Mimon crenulatum* e *Sturnira lilium* (Komeno e Linhares, 1999; Azevedo e Linardi, 2002; Teixeira e Ferreira, 2010; Moras et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016). Sobre o ciclo de vida da espécie, o tempo de eclosão das pupas de *T. joblingi* é de 17 dias (Fritz, 1983) e os adultos parecem ter preferência em colonizar hospedeiros menos infestados com outros ectoparasitos (Dick e Dick, 2006).



FIGURA 49 – *Trichobius joblingi* (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Esterno; C – Detalhe dorsal do tórax. (Fotos: Érica Munhoz).

***Trichobius parasiticus* Gervais, 1844**

(Figura 50)

Hospedeiro: *Phyllostomus discolor*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada na Argentina, Belize, Bolívia, Brasil, Chile, Colômbia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guiana, Guatemala, Honduras,

Jamaica, México, Panamá, Paraguai, Peru, Suriname, Trinidad e Tobago, e Venezuela (Guerrero, 1995; Autino et al., 1999, 2009; Hofstede et al., 2004; Dick e Gettinger, 2005; Dick, 2013; Dick et al., 2007; Presley, 2008, 2010, 2012; Frank et al., 2014; Tarquino-Carbonell et al., 2015; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 15 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: AM, BA, GO, MA, MG, MS, PB, PE e RR (Apêndice X).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *T. parasiticus* foi encontrada em associação com *T. costalimai* em *Phyllostomus discolor*. Associações entre *T. costalimai* e outras espécies (*Strebla wiedemanni* e *Trichobius furmani*) já foram descritas para *Desmodus rotundus* e *Diphylla ecaudata* no Distrito Federal (Aguiar e Antonini, 2016).

Comentários:

Trichobius parasiticus é um ectoparasito tipicamente encontrado em *Desmodus rotundus*, porém em algumas áreas na América do Sul a espécie é substituída por *Trichobius furmani* (Wenzel et al., 1966; Graciolli e Linardi 2002). Apesar da ocorrência dessas duas espécies na mesma área geográfica, Aguiar e Antonini (2011) verificaram uma possível associação negativa entre elas independente do hospedeiro, o que poderia sugerir uma competição entre as espécies ou um hospedeiro preferencial de cada uma. Os mesmos autores sugerem que *D. rotundus* seria o hospedeiro preferencial de *T. parasiticus*, enquanto *Diphylla ecaudata* seria o hospedeiro preferencial de *T. furmani*.

No presente trabalho foi encontrado pela segunda vez o parasitismo de *T. parasiticus* em *P. discolor*, sendo o outro registro também em Minas Gerais (Vasconcelos et al., 2016). A espécie também já foi encontrada sobre *D. rotundus* e *A. planirostris* no Estado mineiro (Vasconcelos et al., 2016).

Embora o encontro de *T. parasitus* em outros hospedeiros seja frequente, a espécie é considerada um ectoparasito monoxeno de *D. rotundus* (Wenzel, 1979; Guerrero, 1995; Autino et al., 2009; Graciolli e Linardi 2002; Aguiar e Antonini, 2011), sendo outros hospedeiros considerados registros acidentais ou transitórios.

Assim como *D. rotundus*, a espécie *P. discolor* possui ampla distribuição geográfica e se abriga preferencialmente em cavernas, ocos de árvores e construções civis (Aguiar, 2007; Nogueira et al., 2007). O registro de *D. rotundus* em Belo

Horizonte é raro, tendo sido registrado pelo CCZ apenas três vezes desde o ano de 2004: uma vez no ano de 2013 na Regional Pampulha e duas vezes, na mesma propriedade, na Regional Barreiro nos anos de 2009 e 2014 (CCZ, dados não publicados). Na ocasião dos registros, o abrigo na Regional Pampulha não foi localizado, porém uma caverna foi registrada como abrigo na Regional Barreiro, sendo verificado o compartilhamento com outras espécies de morcegos, em especial *P. discolor* e *Carollia perspicillata* (Mello, observações pessoais). Perini et al. (2003) registrou a presença de *D. rotundus* na Estação Ecológica da UFMG que fica localizada na Regional Pampulha,

No presente trabalho, *T. parasiticus* foi encontrada na Regional Norte de Belo Horizonte, área em que o CCZ nunca registrou morcegos hematófagos. Assim, devido à especificidade de hospedeiros, o encontro de *T. parasiticus* em *P. discolor* poderia sugerir a presença e o compartilhamento de abrigos não registrados com *D. rotundus* em outras áreas de Belo Horizonte. O compartilhamento de abrigos com *D. rotundus*, através da verificação da presença de *T. parasiticus* em *G. soricina* e *C. perspicillata*, já foi relatado na Bahia (Rios et al., 2008).

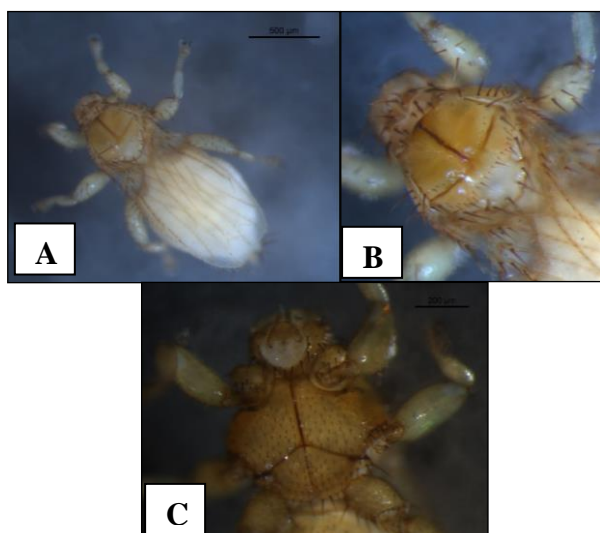


FIGURA 50 – *Trichobius parasiticus* (Diptera: Streblidae). A – Visão dorsal do corpo; B – Detalhe dorsal do tórax; C – Esterno. (Fotos: Érica Munhoz).

***Trichobius angulatus* Wenzel, 1976**

(Figura 51)

Hospedeiro: *Platyrrhinus lineatus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no Brasil, no Paraguai e na Venezuela (Wenzel, 1976; Dick e Gettinger, 2005; Eriksson et al., 2011; Frank et al., 2014; Dick et al., 2016). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 2 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: MG e MS (Apêndice X).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *T. angulatus* foi encontrada em associação com *P. longicrus* em *P. lineatus* e com *M. aranea* em *Artibeus* sp. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários:

A espécie é incluída dentro do complexo *Dugesii* e é relativamente pouco encontrada na literatura. Graciolli e Aguiar (2002) encontraram *Trichobius* sp. (complexo *Dugesii*) no Distrito Federal em *P. lineatus*. Os autores acreditam que se trata de *T. angulatus*, mas como o espécime estava danificado, não foi possível a identificação. Outras moscas *Trichobius* sp. também do complexo *Dugesii* já foram encontradas em outros trabalhos no Brasil (Graciolli e Aguiar, 2002; Graciolli et al., 2006a, 2006b; Soares et al., 2013; Esberárd et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016).



FIGURA 51 – *Trichobius angulatus* (Diptera: Streblidae). (Foto: Érica Munhoz).

***Trichobius* sp. (complexo *Phyllostomae*)**
(Figura 52)

Hospedeiro: *Artibeus obscurus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: Uma espécie não identificada de *Trichobius* pertencente ao complexo *Phyllostomae* já foi registrada no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil, em um hospedeiro, *Sturnira lilum* (Apêndice X).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: O gênero *Trichobius* apresenta pelo menos 68 espécies descritas, divididas em 9 complexos (Dick, 2013), em que o complexo *Phyllostomae* é formado por poucas espécies relativamente raras (Guerrero, 1995). Há vários registros de *Trichobius* sp. na América do Sul, porém a maioria dos trabalhos não informam os complexos aos quais os espécimes pertencem. No Brasil, há registros de *Trichobius* sp. em morcegos da família Phyllostomidae em diversos Estados (Apêndice X), porém Gracioli e Rui (2001) foram os únicos autores que especificaram o complexo *Phyllostomae* e indicaram que o espécime era semelhante à *Trichobius brennani*. Não foi possível a identificação do espécime pois ele estava danificado. O presente trabalho constitui o primeiro registro do complexo *Phyllostomae* no Estado de Minas Gerais.



FIGURA 52 - *Trichobius* sp. (complexo *Phyllostomae*) (Diptera: Streblidae). (Foto: Érica Munhoz).

CLASSE INSECTA, ORDEM HEMIPTERA, FAMÍLIA POLYCTENIDAE

Hesperoctenes fumarius (Westwood, 1874)
(Figura 53)

Hospedeiro: *Molossus molossus*.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada na Argentina, na Bolívia, no Brasil, na Colômbia, em Cuba, na Jamaica, no Panamá, no Paraguai, no Peru e na Venezuela (Wenzel e Tipton, 1966; Ueshima, 1972, Whitaker e Mumford, 1977; Autino et al., 1999, 2009; Presley, 2010, 2012; Esberárd et al., 2005; Dick et al., 2009). No Brasil, a espécie já foi encontrada em duas espécies de hospedeiros nos Estados: MG, RJ e SP (Apêndice XI).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho. Na literatura, não há associações da espécie com outras espécies de ectoparasitos descritos em morcegos no Brasil.

Comentários: As fêmeas vivíparas depositam as ninfas sobre o corpo dos hospedeiros, onde as próximas fases de vida do hemíptero alimentam-se exclusivamente de sangue. Essas nunca abandonam o corpo do morcego e a dispersão dos ectoparasitos ocorre através do contato físico direto entre os hospedeiros (Maa, 1964; Dick, 2009). Esberárd et al. (2005) avaliaram a prevalência, a intensidade de infestação e a densidade média de parasitismo de *H. fumarius* infestando *M. rufus* em abrigos naturais e artificiais no Rio de Janeiro e verificaram uma relação entre os níveis de infestação do ectoparasito com o tamanho do abrigo. Embora *H. fumarius* já tenha sido encontrada sobre espécies de morcegos das famílias Noctilionidae e Phyllostomidae, tais achados foram considerados acidentais, uma vez que a espécie é primariamente um ectoparasito de morcegos da família Molossidae (Maa, 1964; Ueshima, 1972; Dick, 2009). O presente trabalho constitui o segundo relato da espécie e no mesmo hospedeiro em Minas Gerais.



FIGURA 53 – *Hesperoctenes fumarius* (Hemiptera: Polycetenidae). (Foto: Érica Munhoz).

***Hesperoctenes* sp.**

Hospedeiros: *Cynomops abrasus* e *Cynomops planirostris*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte e Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do gênero *Hesperoctenes* tem sido encontradas em molossídeos na América (Dick et al., 2009; Presley, 2012; Frank et al., 2014) e o parasitismo acidental já foi registrado em hospedeiros das famílias Noctilionidae, Emballonuridae e Mormoopidae (Ueshima, 1972). No Brasil, seis espécies já foram encontradas em molossídeos no Distrito Federal e nos Estados: BA, MG, RJ, SC e SP (Apêndice XI).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *Hesperoctenes* sp. foi encontrada em associação com uma larva do carrapato *Ornithodoros* sp. em *Cynomops abrasus*. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários: Pelo menos 16 espécies do gênero *Hesperoctenes* são descritas no Novo Mundo e com exceção de *H. fumarius* e *H. setosus*, as outras espécies raramente são encontradas (Ueshima, 1972). Seis espécies do gênero *Hesperoctenes* são encontradas no Brasil (Graciolli et al., 2008). Os achados do presente trabalho constituem uma potencial espécie nova, pois apresentam características intermediárias entre *Hesperoctenes hermisi* e *Hesperoctenes setosus*. O presente trabalho constitui o primeiro registro do gênero nos hospedeiros *C. planirostris* e *C. abrasus* no Brasil. Em

C. planirostris a espécie *H. fumarius* já foi encontrada no Panamá (Wenzel e Tipton, 1966).

CLASSE INSECTA, ORDEM SIPHONAPTERA, FAMÍLIA PULICIDAE

Ctenocephalides felis felis (Bouché, 1835)

Hospedeiro: *Eumops glaucinus*.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: Apesar de serem ectoparasitas primariamente de animais domésticos, *C. felis felis* já foi encontrada em diversos mamíferos, como carnívoros, lagomorfos, marsupiais, primatas, roedores, ungulados e edentados, apresentando distribuição cosmopolita (Linardi e Guimarães, 2000). No Brasil, a espécie já foi registrada em 41 espécies de mamíferos em sete ordens e uma espécie de ave (Linardi e Santos, 2012).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho. Na literatura, não há associações com outras espécies de ectoparasitos descritos em morcegos.

Comentários: Segundo Graciolli et al. (2008), o parasitismo acidental de *C. felis felis* já foi registrado em *A. lituratus* no Estado de Minas Gerais. O presente trabalho registra a presença da espécie em *E. glaucinus*, sendo considerado também como parasitismo acidental. Segundo informações cedidas pela equipe de controle de morcegos do CCZ da Prefeitura de Uberlândia, o animal foi encontrado pendurado no muro de uma garagem telhada de uma residência na área urbana do município. Segundo informações da proprietária da residência, ela não possuía animais domésticos e nunca observou a circulação de felinos errantes na área. A proprietária não soube informar se o morcego havia caído no chão antes de ser encontrado pendurado na parede da garagem. Muito provavelmente o hospedeiro deve ter adquirido o ectoparasito do ambiente, seja na própria residência onde foi recolhido ou em outro ambiente que o hospedeiro tenha estado anteriormente.

CLASSE ARACHNIDA, SUBCLASSE ACARI, ORDEM MESOSTIGMATA

***Periglischrus acutisternus* Machado-Allison, 1964**

(Figura 54)

Sinonímia: *Periglischrus tiptoni* Furman, 1966.

Hospedeiro: *Phyllostomus discolor*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no Brasil, na Colômbia e na Venezuela (Machado-Allison, 1965; Tarquino-Carbonell et al., 2015; Lourenço et al., 2016b). No Brasil, *P. acutisternus* já foi encontrada em três hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: MS, PE e RJ (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *P. acutisternus* foi encontrada em associação com a mosca *T. costalimai* em *Phyllostomus discolor*. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários: A espécie tem sido relativamente pouco relatada em morcegos. No Brasil, além de *P. discolor*, *P. acutisternus* também já foi encontrada em *Mimon bennetti* e *Phyllostomus hastatus* nos Estados DF, MS, PE e RJ. Na Venezuela a espécie também foi encontrada em *P. discolor* e *P. hastatus*, além de *Phyllostomus elongatus* e *Phyllostomus concolor* (Machado-Allison, 1965). Na Colômbia a espécie foi encontrada em *P. hastatus* (Tarquino-Carbonell et al., 2015). O presente trabalho constitui o primeiro registro da espécie no Estado de Minas Gerais.

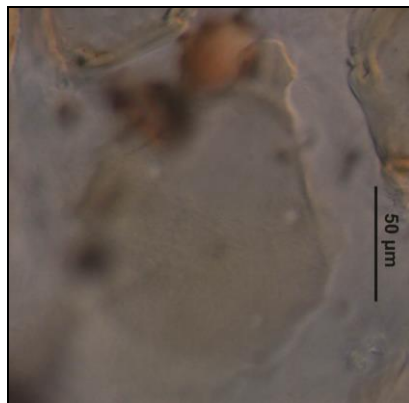


FIGURA 54 - Placa esternal da fêmea de *Periglischrus acutisternus* (Acari: Spinturnicidae). (Foto: Érica Munhoz).

***Periglischrus iheringi* Oudemans, 1902**

(Figura 55)

Sinonímias: *Periglischrus meridensis* Hirst, 1927; *Spinturnix ewingia* Wharthon, 1938; e *Spinturnix artibiensis* Radford, 1951.

Hospedeiros: *Artibeus lituratus* e *Artibeus* sp.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada em Belize, na Bolívia, no Brasil, na Colômbia, na Costa Rica, em Cuba, na Guatemala, no México, no Panamá, no Paraguai, em Porto Rico, em Trinidad e Tobago, no Paraguai e na Venezuela (Rudnick, 1960; Machado-Allison, 1965; Furman, 1966; Presley, 2008, 2012; Frank et al., 2015; Tarquino-Carbonell et al., 2015). No Brasil, a espécie já foi encontrada em 21 hospedeiros no Distrito Federal e nos Estados: CE, MG, MS, MT, PE, RJ, RS, SC e SP (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *P. iheringi* foi encontrada em associação com a mosca *P. longicrus* e com o ácaro *Chiroptonyssus robustipes*, ambos em *A. lituratus*. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários: *Periglischrus iheringi* é a espécie que apresenta a maior distribuição geográfica e maior número de hospedeiros do gênero na região Neotropical, sendo encontrada nas famílias de morcegos Emballonuridae, Noctilionidae, Mormoopidae, Natalidae, Vespertilionidae, Molossidae e principalmente Phyllostomidae (Machado-Allison, 1965; Herrin e Tipton, 1975). Segundo Almeida et al. (2015) a espécie apresenta preferências de localização em *A. lituratus* para as áreas do plagiopatágio e dactilopatágio largo, além de uma correlação positiva para o tamanho de tais áreas. Porém, ainda de acordo os autores, outros fatores também podem influenciar a escolha da localização do corpo, como a estabilidade da temperatura e umidade, maior vascularização e menor risco de deslocamento. O presente trabalho constitui o segundo relato da espécie no Estado de Minas Gerais.

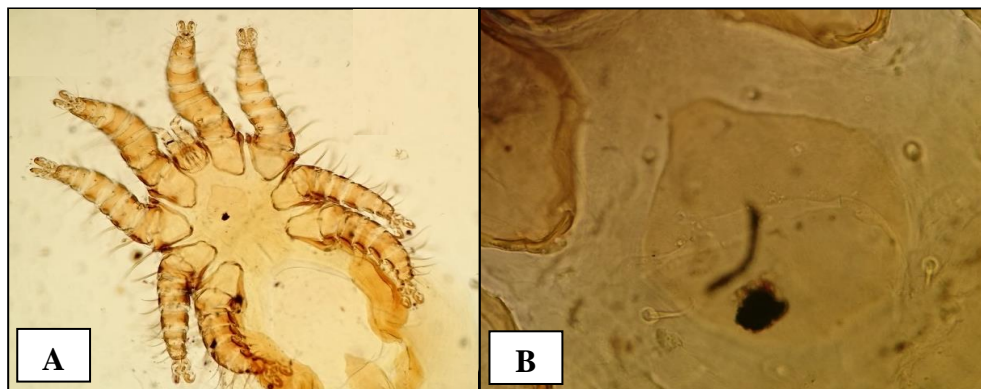


FIGURA 55 - *Periglischrus iheringi* (Acari: Spinturnicidae). A – Visão ventral do corpo, aumento de 100x; B – Placa esternal da fêmea, aumento de 400x. (Fotos: Daniel Avelar).

***Periglischrus* sp.**

Hospedeiro: *Molossus molossus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do gênero *Periglischrus* tem sido encontradas em praticamente toda América Latina (Rudnick, 1960; Machado-Allison, 1965; Furman, 1966; Presley, 2008, 2012; Frank et al., 2014).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: Espécies do gênero *Periglischrus* geralmente estão intimamente associadas à morcegos da família Phyllostomidae, sendo que parece haver uma relação entre a espécie do parasito e a subfamília ou gênero do hospedeiro (Rudnick, 1960; Machado-Allison, 1965; Furman, 1966; Herrin e Tipton, 1975). O encontro dessas espécies em morcegos molossídeos é raro, tendo sido relatado na Venezuela as espécies *P. acutisternus*, *P. iheringi* e *Periglischrus torrealbai* (Herrin e Tipton, 1975). Não foi possível a identificação do espécime pois ele estava danificado. O presente trabalho constitui o primeiro relato do gênero *Periglischrus* em morcegos da família Molossidae no Brasil.

***Chiroptonyssus haematophagus* (Fonseca, 1935)**

(Figura 56)

Sinonímia: *Liponissus haematophagus*.

Hospedeiro: *Molossus molossus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no Brasil, em Cuba, nos Estados Unidos, no México, no Panamá, no Paraguai, em Trinidad e Tobago, e na Venezuela (Sauders, 1975; Whitaker e Easterla, 1975; Azevedo et al., 2002; Presley, 2007, 2008; Graciolli et al., 2008). No Brasil, *C. haematophagus* já foi encontrada em quatro hospedeiros nos Estados: MG e RJ (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho. Na literatura, não há associações da espécie com outras espécies de ectoparasitos descritos em morcegos no Brasil.

Comentários: O presente trabalho constitui o segundo relato da espécie no Estado de Minas Gerais e o primeiro relato em *M. molossus* no Brasil. Presley (2008) também já verificou o parasitismo de *C. haematophagus* em *M. molossus* no Paraguai.

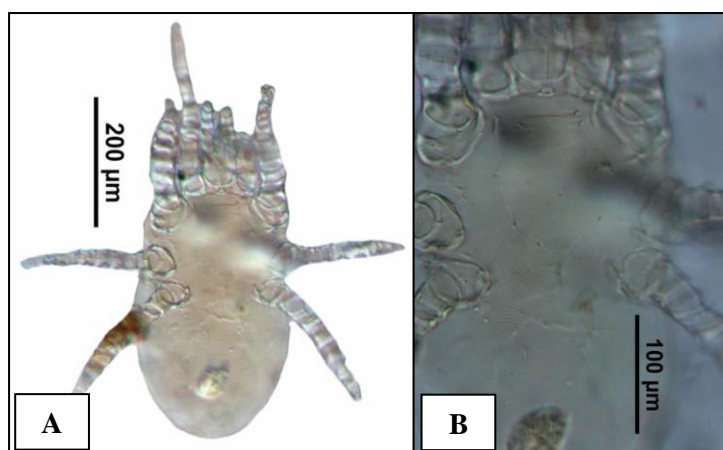


FIGURA 56 - *Chiroptonyssus haematophagus* (Acari: Macronyssidae). A – Visão ventral do corpo. B – Placa esternal. (Fotos: Érica Munhoz).

***Chiroptonyssus robustipes* (Ewing, 1925)**

(Figura 57)

Sinonímias: *Liponissus robustipes* Ewing, 1925 e *Chiroptonyssus texensis* Auguston, 1945.

Hospedeiros: *Artibeus lituratus* e *Tadarida brasiliensis*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte e Varginha.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada no Brasil, no Chile, em Cuba, nos Estados Unidos, no México, no Panamá, no Paraguai e na Venezuela (Saunders, 1975; Whitaker e Easterla, 1975; Guzmán-Cornejo et al., 2003a; 2003b; Presley, 2008; Muñoz et al., 2011; Frank et al., 2014). No Brasil, *C. robustipes* já foi encontrada em três hospedeiros nos Estados: MG, RS e SP (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *C. robustipes* foi encontrada em associação com *P. iheringi* em *A. lituratus*. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários: A espécie tem sido frequentemente associada à *Tadarida brasiliensis* (Lavoipierre e Beck, 1967; Saundres, 1975; Spears et al., 1999; Muñoz et al., 2011; Guzmán-Cornejo et al., 2003a; 2003b; Frank et al., 2014; Pesenti et al., 2014). Segundo Spears et al. (1999), *C. robustipes* apresenta preferência de localização em *T. brasiliensis* para a área do plagiopatágio e as protoninfas foram a fase de vida encontrada mais abundantes (90,3%). Ainda de acordo com Spears et al. (1999), embora os adultos da espécie também sejam encontrados nas asas, os adultos foram mais encontrados na cabeça e corpo dos morcegos do que nas asas. No presente estudo, 100% dos espécimes de *C. robustipes* encontrados foram protoninfas e todas foram encontradas nas asas. O presente trabalho constitui o segundo relato de *C. robustipes* no Estado de Minas Gerais e o segundo relato em *T. brasiliensis* no Brasil, ampliando a ocorrência do ectoparasito neste hospedeiro para o Estado mineiro. Além disso, o presente trabalho constitui o primeiro relato da espécie em *A. lituratus*.

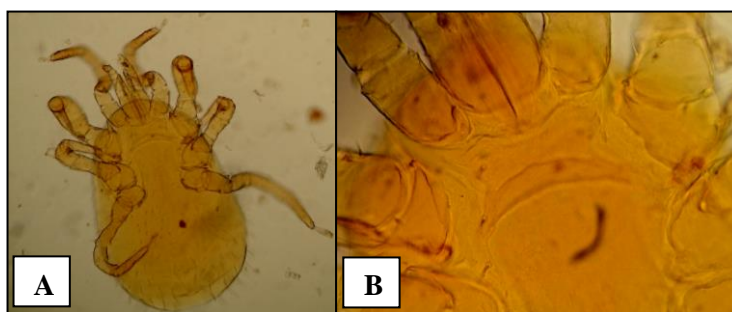


FIGURA 57 - *Chirotonyssus robustipes* (Acari: Macronyssidae). A – Visão ventral da protoninfa, aumento 100x; B – Placa externa da protoninfa, aumento 400x. (Fotos: Daniel Avelar).

***Chirotonyssus venezolanus* (Vitzthum, 1932)**

(Figura 58)

Sinonímia: *Liponissus venezolanus* Vitzthum, 1932.

Hospedeiro: *Nyctinomops laticaudatus*.

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte, Uberaba e Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: A espécie já foi encontrada nos Estados Unidos, no Panamá, no Paraguai e na Venezuela parasitando *Molossus coibensis*, *Molossops temminckii*, *Nyctinomops laticaudatus* e *Tadarida gracilis* (Saunders, 1975; Whitaker e Easterla, 1975; Presley, 2008; Frank et al., 2014). O presente trabalho consitui o primeiro registro da espécie em morcegos no Brasil.

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho. Na literatura, não há associações da espécie com outras espécies de ectoparasitos descritos em morcegos no Brasil.

Comentários: A espécie é pouco relatada na literatura.

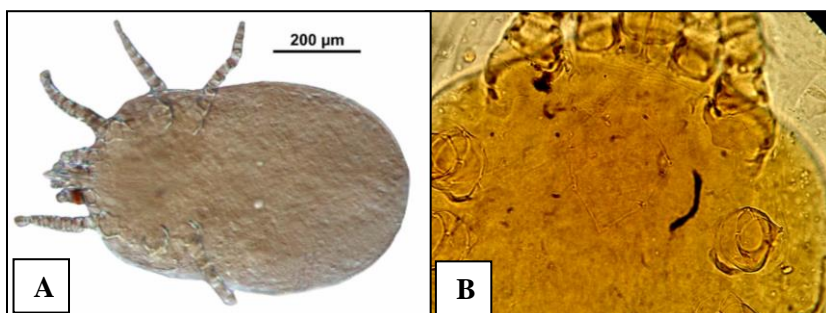


FIGURA 58- *Chirotonyssus venezolanus* (Acari: Macronyssidae). A – Visão ventral do corpo; B – Placa esternal, aumento de 400x. (Fotos: Daniel Avelar).

***Chirotonyssus* sp.**

Hospedeiros: *Histiopus velatus*, *Molossus molossus*, *Nyctinomops laticaudatus*, *Nyctinomops macrotis*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte, Nova Lima, Patos de Minas e Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do gênero *Chirotonyssus* estão geralmente associadas à morcegos da família Molossidae na região Neotropical (Saunders, 1975).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: Com exceção do primeiro registro do parasitismo em *M. molossus* por *C. haematophagus* (presente trabalho), *H. velatus*, *N. laticaudatus* e *N. macrotis* já foram encontradas parasitadas por *Chirotonyssus* spp. no Brasil (Apêndice XIII).

***Parichoronyssus* sp.** (Figura 59)

Hospedeiro: *Phyllostomus hastatus*.

Procedência do hospedeiro: Contagem.

Distribuição e hospedeiros: Espécies do gênero já foram encontradas no Brasil, na Costa Rica, na Colômbia, no Panamá, no Paraguai e na Venezuela (Saunders, 1975; Whitaker e Mumford, 1977; Presley e Willig, 2008; Tarquino-Carbonell et al., 2015). No Brasil, espécies do gênero já foram encontradas em 4 hospedeiros nos Estados: MG e RJ (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: Sete espécies de *Parichoronyssus* são descritas e associadas a morcegos neotropicais (Morales-Malacara e Guerrero, 2007). O presente trabalho amplia a ocorrência do hospedeiro *P. hastatus* para espécies de *Parichoronyssus* no Brasil.



FIGURA 59 – *Parichoronyssus* sp. (Acari: Macronyssidae). (Foto: Érica Munhoz).

Macronyssidae gen. sp.
(Figura 60)

Hospedeiros: *Artibeus* sp., *Carollia* sp. e *Myotis nigricans*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte.

Distribuição e hospedeiros: Espécies da família Macronyssidae têm sido registradas em diversos hospedeiros em toda região Neotropical (Saunders, 1975).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: Os gêneros que constituem a família Macronyssidae parecem estar diretamente relacionados com as famílias dos hospedeiros. Em geral, espécimes de *Chiroptonyssus* spp. são relacionadas com morcegos da família Molossidae; *Macronyssoides* spp., *Radfordiella* spp. e *Parichoronyssus* spp. com morcegos da família Phyllostomidae; *Steatonyssus* spp. com morcegos da família Vespertilionidae; e *Macronyssus* spp. com morcegos das famílias Phyllostomidae e Molossidae (Saunders, 1975).



FIGURA 60 – Macronyssidae gen. sp (Acari: Mesostigmata). (Foto: Érica Munhoz).

Trombiculidae gen. sp.

(Figura 61)

Hospedeiros: *Nyctinomops laticaudatus* e *Nyctinomops macrotis*.

Procedência dos hospedeiros: Belo Horizonte e Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: Cerca de 87 gêneros são encontrados em todo Novo Mundo parasitando répteis, anfíbios, aves e mamíferos (Brennan e Goff, 1977). No Brasil, espécies da família já foram encontradas em 6 hospedeiros nos Estados: MG e PA (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: Não foram encontradas associações com o espécime no presente trabalho.

Comentários: Pelo menos 17 gêneros são encontrados em morcegos nas Américas (Brennan e Goff, 1977). No Brasil, 6 espécies de trombiculídeos têm sido encontradas em morcegos da família Vespertilionidae e principalmente da família Phyllostomidae (Azevedo et al., 2002; Gracioli et al., 2008). O presente trabalho constitui os primeiros registros de ácaros da família Trombiculidae em morcegos da família Molossidae no Brasil.

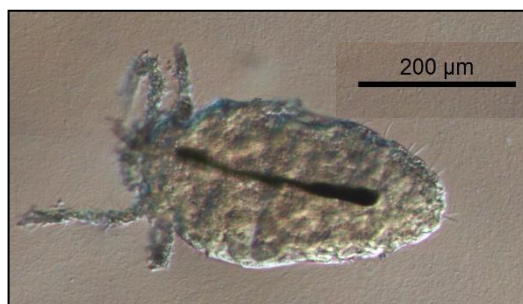


FIGURA 61 – Trombiculidae gen. sp. (Acari: Mesostigmata). (Foto: Érica Munhoz).

CLASSE ARACHNIDA, SUBCLASSE ACARI, ORDEM IXODIDA

Ornithodoros sp.

(Figura 62)

Hospedeiro: *Cynomops abrasus*.

Procedência do hospedeiro: Uberlândia.

Distribuição e hospedeiros: O número de descrições de espécies de carrapatos da família Argasidae vêm aumentando nos últimos anos, porém a fauna brasileira de argasídeos ainda é muito desconhecida. O Brasil apresenta cerca de 21 espécies, das quais 16 pertencem ao gênero *Ornithodoros* (Barros-Battesti et al., 2013). Várias espécies tem sido associadas aos morcegos neotropicais, sendo encontradas sobre o hospedeiro, no ambiente ou no guano (Labruna et al., 2011; 2014; Dantas-Torres et al., 2012). No Brasil, 9 espécies são descritas em 30 hospedeiros, no guano e/ou no ambiente no Distrito Federal e nos Estados: BA, CE, GO, MA, MG, MS, PA, PE, PR, RN, RO, SE e SP (Apêndice XIII).

Associações interespecíficas: No presente trabalho, *Ornithodoros* sp. foi encontrada em associação com o hemíptero *Hesperoctenes* sp. em *Cynomops abrasus*. Estas correspondem às primeiras associações interespecíficas registradas para a espécie no Brasil.

Comentários: Várias espécies do gênero *Ornithodoros* são descritas baseadas apenas em larvas, o que pode dificultar muito o trabalho de identificação visto a grande semelhança morfológica entre elas, além da existência de trabalhos com descrições inadequadas (Barros-Battesti et al., 2013). O presente trabalho constitui o primeiro relato do gênero *Ornithodoros* em *Cynomops abrasus* no Brasil.

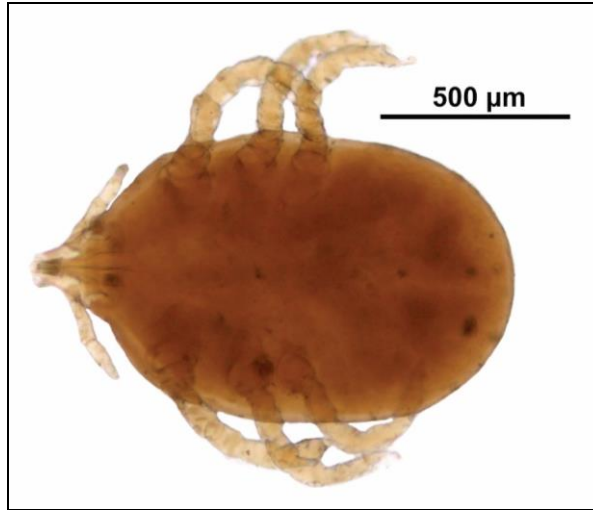


FIGURA 62 – *Ornithodoros* sp. (Acari: Argasidae). (Foto: Érica Munhoz).

CAPÍTULO III

IDENTIFICAÇÃO DE HEMOPARASITOS DE MORCEGOS DO ESTADO DE MINAS GERAIS ATRAVÉS DO USO DE FERRAMENTAS DE BIOLOGIA MOLECULAR.

1. INTRODUÇÃO

As técnicas de biologia molecular vêm se tornando ferramentas de grande importância para auxiliar a taxonomia morfológica de espécies e o estudo das relações filogenéticas entre os organismos. Em especial, as técnicas de Reação da Cadeia da Polimerase (PCR) e os sequenciamentos de regiões genômicas conservadas têm sido utilizados, com sucesso, para a identificação de espécies ou grupos. Os principais marcadores moleculares atualmente disponíveis em bancos de dados de sequências (GenBank) para estudo de filogenia e diversidade molecular entre os parasitos de morcegos são os marcadores ribossomais e mitocondriais.

Dentre várias regiões conservadas no DNA, a sequência do DNA ribossomal (rDNA) é amplamente utilizada por apresentar múltiplas cópias no genoma, não codificar proteínas e possuir regiões evolutivamente bem conservadas alternadas com regiões variáveis. Segundo Hillis e Dixon (1991), em eucariotos, o rDNA é uma família multigênica organizada em repetições, com regiões altamente conservadas que codificam os genes 18S, 5,8S e 28S do RNA ribossômico. Intercalando as regiões conservadas, existem duas regiões internas variáveis de sequências não-codificadoras (ITS-1 e ITS 2). Ainda de acordo com os autores, para cada unidade de transcrição há uma região promotora líder (ETS) antes do gene 18S e as sequências repetidas de rDNA adjacentes são separadas por um espaçador intergênico não transcrito (NTS) (Figura 63).



FIGURA 63 – Esquema representativo da unidade repetitiva do rDNA de eucariotos.

Outro tipo de marcador muito usado em estudos de taxonomia e de filogeografia, são sequências presentes no DNA mitocondrial. Esses marcadores são considerados de grande importância para estudos de variabilidade intraespecífica devido ao seu alto grau de mutações e à sua herança materna (Blouin, 2002).

Diversas espécies de vírus, bactérias e protozoários já foram encontradas parasitando a ordem Chiroptera em todo o mundo, sendo algumas de grande importância médica e veterinária. Porém poucos são os trabalhos que investigam a importância dos morcegos como reservatórios ou transmissores de doenças emergentes

e, quando realizados, estes trabalhos geralmente focam em infecções virais (Moratelli e Calisher, 2015). Mais escassos ainda são trabalhos que investigam as relações destes parasitos na saúde, comportamento e relações ecológicas dos morcegos (Mühldorfer et al., 2011).

Protozoários dos filos Apicomplexa e Sarcomastigophora são relativamente frequentes nos morcegos, sendo transmitidos por ectoparasitos hematófagos, como hemípteros, carrapatos, ácaros, pulgas e moscas da família Streblidae e Nycteribiidae (Cavazzana Jr et al., 2010; Dick e Patterson, 2006; Lord e Brooks, 2014). Protozoários podem também ser adquiridos pelo contato ou ingestão de oocistos no solo e na água ou de insetos contaminados (Cabral et al., 2013). A transmissão congênita de *Trypanosoma cruzi* em *Molossus molossus* na Venezuela já foi descrita (Añez et al., 2009). Lampo et al. (2000) também observaram a hematofagia em morcegos por *Lutzomyia longipalpis* em laboratório, sugerindo que o mesmo possa ocorrer em campo, uma vez que os morcegos e os flebotomíneos podem compartilhar abrigos como cavernas, fendas, bueiros e telhados. Os filos Apicomplexa e Sarcomastigophora apresentam várias espécies de importância médica e veterinária, sendo que morcegos são hospedeiros naturais de diversas espécies das ordens Piroplasmida, Haemosporida, Eucoccidiida e da família Trypanosomatidae.

Pelo menos 36 espécies de *Trypanosoma* já foram registradas em 100 espécies de morcegos, sendo animais de hábito alimentar insetívoro os mais frequentemente infectados (Cavazzana Jr et al., 2010). No Brasil, mais de 10 espécies deste gênero já foram encontradas em 40 espécies de morcegos, entre elas, *Trypanosoma cruzi* e *Trypanosoma rangeli* (Silva et al., 2009b).

Diversas espécies de *Leishmania* também já foram encontradas em quirópteros. Na Venezuela já foi descrita a ocorrência de *L. (Leishmania) chagasi* em *Carollia perspicillata* (Lima et al., 2008). No Brasil, já foram registrados: *L. (L.) chagasi* e *Leishmania (Leishmania) amazonensis* em nove diferentes espécies de morcegos em São Paulo (Savani et al., 2009), *Leishmania (Viannia) braziliensis* em *Molossus molossus* e *Glossophaga soricina* no Mato Grosso do Sul (Shapiro et al., 2013) e *Leishmania* spp. em *Desmodus rotundus* na Bahia (Cunha et al., 2014). Berzunza-Cruz et al. (2015) encontraram no México um *Artibeus lituratus* morto com lesões dérmicas sugestivas de infecção por *Leishmania*, sendo comprovada por PCR a presença de *L. (L.) mexicana* nas lesões.

Toxoplasma gondii já foi encontrado em morcegos no Reino Unido (Dodd et al., 2014; Lord e Brooks, 2014), na Austrália (Sangster et al., 2012), no Cazaquistão (Beyer e Shevkunova, 1986) e na China (Qin et al., 2014; Sun et al., 2013; Yuan et al., 2013). No Brasil, o parasito já foi registrado em morcegos insetívoros em São Paulo e Brasília (Cabral et al., 2013; Schmidt et al., 1969) e em *Desmodus rotundus* em São Paulo (Cabral et al., 2013). Entre outros sinais clínicos, a toxoplasmose pode provocar sintomas nervosos, inflamações e dificuldade respiratória em morcegos, que podem levar os animais à óbito (Sangster et al., 2012).

Nove gêneros da ordem Haemosporida já foram descritas em morcegos no Velho Mundo: *Bioccala*, *Biguetiella*, *Polychromophilus*, *Dionisia*, *Nycteria*, *Johnsprentia*, *Sprattiella*, *Hepatocystis* (Landau et al., 2012) e *Plasmodium* (Schaer et al., 2013). Dentre eles, *Polychromophilus* é o gênero de maior distribuição, sendo encontrado em morcegos insetívoros das famílias Miniopteridae e Vespertilionidae em áreas temperadas da Europa e áreas tropicais na África, Austrália, Sudeste Asiático e América do Sul (Duval et al., 2012). O parasitismo em morcegos por espécies de Haemosporida no Novo Mundo é raro, sendo descrito apenas uma espécie, *Polychromophilus deanei*, encontrada em *Myotis nigricans* no Pará, Brasil (Garnham et al., 1971).

O parasitismo em morcegos por *Babesia* spp. é descrito em poucos países, sendo os principais relatos em morcegos da Europa, em que há registros de prevalências entre 4 a 33,3% (Merino et al., 2001; Lord e Brooks, 2014). Morcegos parasitados por espécies de *Babesia* frequentemente apresentam esplenomegalia (Gardner e Molyneux, 1987; Marinkelle, 1996; Simpson, 2000; Merino et al., 2001 Concannon et al., 2005; Lord e Brooks, 2014).

Diversas bactérias já foram encontradas em morcegos, sendo algumas de grande potencial zoonótico, como a bactéria intracelular gram-negativa *Bartonella* spp., que pode ser letal ou ocasionar doenças crônicas em humanos (Morse et al., 2012). Pelo menos 26 espécies deste gênero já foram descritas em mamíferos de todo o mundo, sendo as espécies adaptadas a um ou poucos hospedeiros (Deng et al., 2012) e transmitidas por diversos artrópodes (Reeves et al., 2007). Bactérias do gênero *Bartonella* já foram encontradas em morcegos como reservatório assintomático no Reino Unido, em Taiwan, no Quênia, na Nigéria, na Guatemala, no Peru, em Madagastacar, em Porto Rico e em Bornéu (Pinto et al., 2013; Brook et al., 2015). No

Brasil, espécies do gênero ainda não foram relatadas em morcegos, mas há o registro em gatos domésticos (Souza et al., 2010).

2. OBJETIVOS

2.1) Objetivo geral

Identificar por técnicas de biologia molecular a presença de hemoparasitos em morcegos de alguns municípios do Estado de Minas Gerais recebidos pelo Centro de Controle de Zoonoses de Belo Horizonte.

2.2) Objetivos específicos

1. Investigar a presença de espécies de *Bartonella* sp., Trypanosomatidae, Piroplamida e Haemosporida através de PCR.
2. Comparar as sequências das amostras encontradas com as sequências de hemoparasitos depositadas em bancos de dados de sequências de DNA (GenBank).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Tendo em vista que as amostras de sangue e de fígado, obtidas dos animais congelados, não possibilitaram a análise de lâminas ou de *imprints* de tecido, foi utilizado apenas a busca de hemoparasitos por técnicas moleculares. Dos 319 animais necropsiados, o DNA foi extraído em quantidade suficiente para ser avaliado pelas reações de PCR de 186 hospedeiros, a partir da extração de sangue coagulado (68 morcegos), fígado (97 morcegos) ou ambos (21 morcegos). A presença de hemoparasitos foi detectada em 58 espécimes de hospedeiros, sendo 10 da família Phyllostomidae, 47 da família Molossidae e 1 da família Vespertilionidae.

A presença de Trypanosomatidae foi testada para 59 amostras de sangue. Um resultado preliminar demonstrou positividade em 13 (22%) amostras, nas quais foi observado amplificação com fragmentos de diferentes tamanhos e intensidades (Figura 64). As tentativas de sequenciamento dessas amostras não produziram resultados satisfatórios, pela pequena quantidade de material amplificado. Novos testes deverão ser feitos no futuro para a determinação das espécies de tripanosomatídeos presentes nestas amostras de morcegos.

Para a avaliação da presença de Piroplasmida, 89 amostras sanguíneas e 118 amostras de fígado foram testadas. Na avaliação do resultado da PCR foi observado a amplificação do fragmento esperado para 47 amostras, sendo 45 amostras de sangue e duas amostras de fígado. Destas amostras 18 foram sequenciadas com sucesso. A busca de similaridade no programa BLAST-N resultou em 3 amostras similares a *Babesia* sp. e 15 amostras similares a *Theileria* sp. As 29 amostras ainda não sequenciadas foram classificadas como Piroplasmida (Figura 65). Dois morcegos apresentaram amplicons na PCR sugerindo co-infecção entre Trypanosomatidae (amostra não foi sequenciada) e *Theileria* sp.

Ao avaliar as similaridades dos sequenciamentos no BLAST-N das três amostras positivas para *Babesia* e das 15 amostras positivas para *Theileria*, os parasitos foram similares, respectivamente à *Babesia bigemina* (Tabela 30) e ao grupo *Theileria orientalis/Theileria buffeli* (Silveira et al., 2016) (Tabela 31). Embora as similaridades tenham sido muito altas a essas espécies, os iniciadores utilizados possuem um caráter mais genérico e novas PCRs com iniciadores mais específicos deverão ser utilizados para uma identificação mais específica, uma vez que os hospedeiros são muito diferentes e não compartilham os mesmos ectoparasitos. Assim, ainda que as sequências

tenham apresentado uma alta similaridade, o presente trabalho manterá a identificação dos espécimes apenas como *Babesia* sp. e *Theileria* sp. O presente trabalho constitui o primeiro relato de parasitismo em morcegos por *Theileria* e o primeiro relato do parasitismo por *Babesia* em morcegos no Brasil.

Com relação ao hábito alimentar dos hospedeiros, com exceção de *Artibeus lituratus*, todos os animais alimentam-se de insetos. Embora *Babesia* seja o segundo hemoparasito mais encontrado em mamíferos, depois dos tripanosomatídeos (Schnittger et al., 2012), no presente trabalho, a prevalência de *Theileria* foi maior (Tabela 29).

TABELA 29 – Hemoparasitos encontrados por PCR em morcegos necropsiados e com comportamento incomum no Estado de Minas Gerais.

Hospedeiro (n)	Trypanosomatidae*	Piroplasmida*	<i>Babesia</i> sp.	<i>Theileria</i> sp.
<i>Artibeus lituratus</i> (9)	2	4	0	3
<i>Cynomops planirostris</i> (2)	1	1	0	0
<i>Eumops auripendulus</i> (2)	1**	1	0	1**
<i>Eumops glaucinus</i> (16)	6***	2	1	8***
<i>Eumops perotis</i> (4)	1	3	0	0
<i>Molossus molossus</i> (16)	1	12	2	1
<i>Molossus rufus</i> (2)	0	2	0	0
<i>Myotis nigricans</i> (1)	0	1	0	0
<i>Nyctinomops macrotis</i> (1)	0	0	0	1
<i>Phyllostomus discolor</i> (1)	1	0	0	0
<i>Phyllostomus hastatus</i> (1)	0	1	0	0
<i>Promops nasutus</i> (2)	0	1	0	1
<i>Tadarida brasiliensis</i> (1)	0	1	0	0
TOTAL	13	29	3	15

* amostras não sequenciadas, ** co-infecção, *** 1 co-infecção.

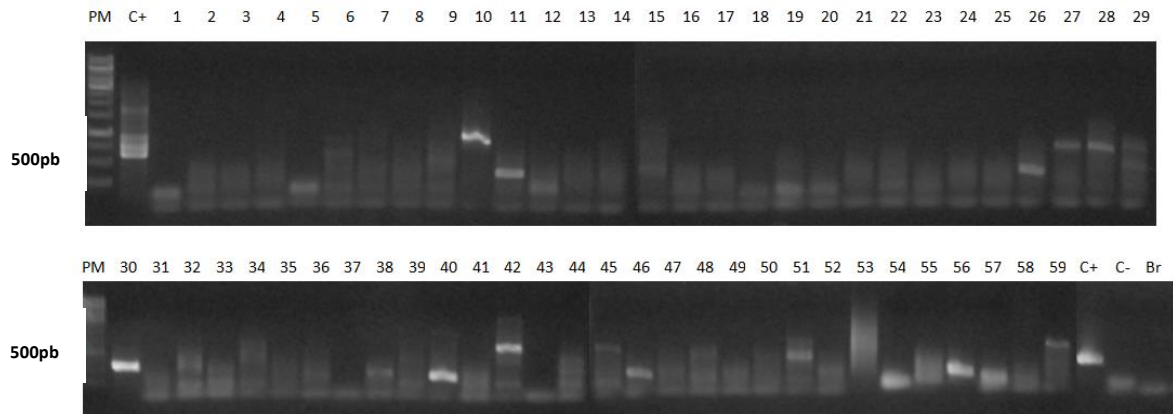


FIGURA 64 – Eletroforese da *nested*-PCR para detecção de DNA de tripanossomatídeos de morcegos em gel de agarose 0,8%. PM: peso molecular; C+: controle positivo; C-: controle negativo; Br: branco. Canaletas consideradas como positivas:10, 11, 26, 27, 28, 30, 38, 40, 42, 46, 51, 56 e 59.

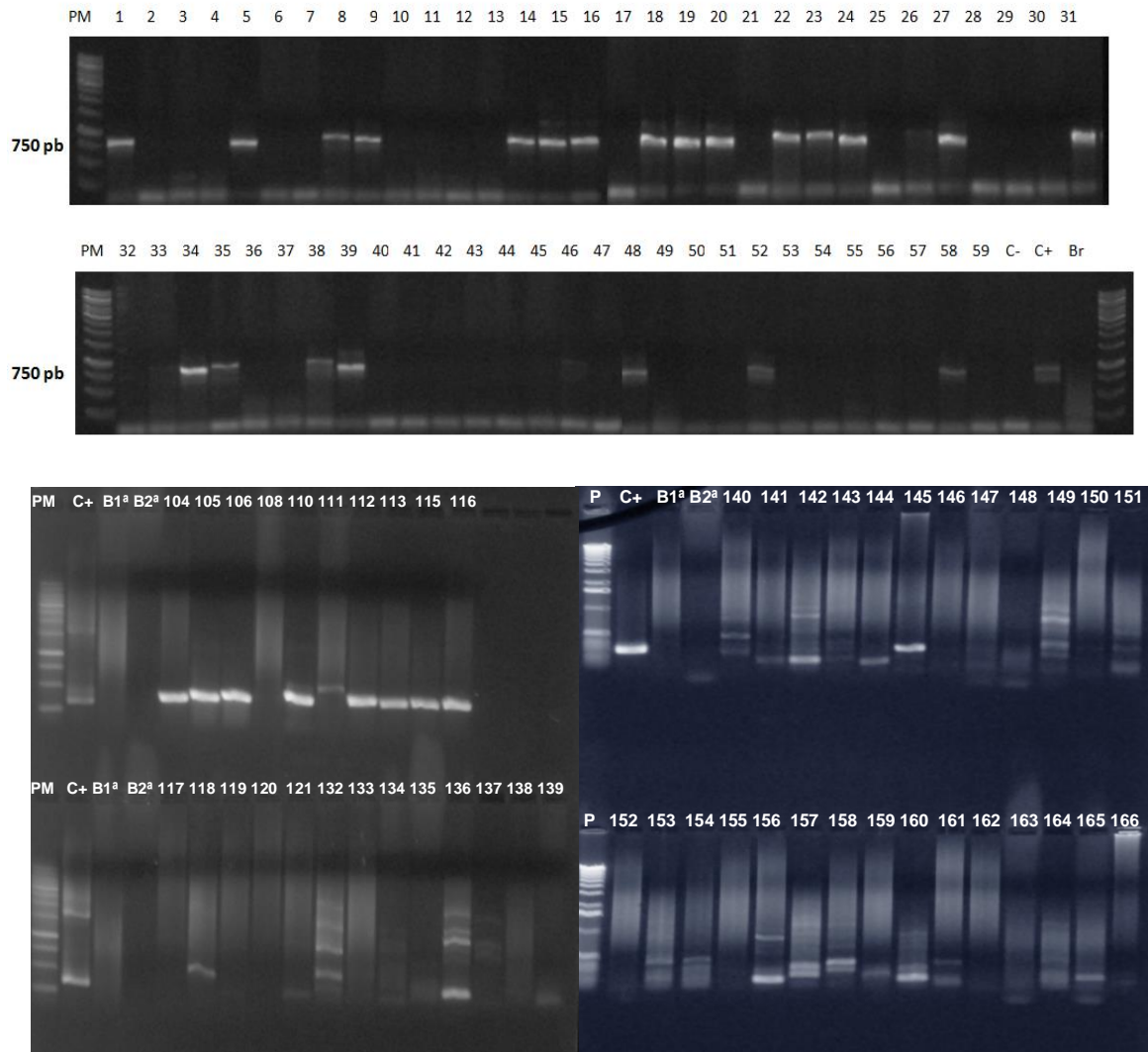


FIGURA 65– Eletroforese da *nested*-PCR para detecção de DNA de piroplasmídeos de morcegos em gel de agarose 0,8%. PM: peso molecular; C+: controle positivo; C-: controle negativo; Br1^a: branco da primeira reação; Br2^a: branco da segunda reação. Canaletas consideradas como positivas: 1, 5, 8, 9, 14, 15, 16, 18, 19, 20, 22, 23, 24, 27, 31, 34, 35, 38, 39, 48, 52, 58, 104, 105, 106, 110, 112, 113, 115, 116, 118, 136, 141, 142, 144, 145, 156, 157, 158, 160 e 165.

Nenhuma amostra sanguínea ou de fígado analisada foi positiva para a presença de *Hepatozoon* spp. Segundo Smith (1996), espécies do gênero *Hepatozoon* já foram encontradas em todos os grupos de tetrápodes e podem ser adquiridas pelo hospedeiro através da hematofagia ou ingestão de artrópodes infectados, incluindo ectoparasitos. O parasitismo em morcegos por *Hepatozoon* spp. é pouco registrado (Pinto et al., 2013; Brooks et al., 2015), apesar da maioria das espécies de morcegos apresentarem hábito alimentar insetívoro ou ingerirem artrópodes, ocasionalmente, para a complementação nutricional da dieta ou para o controle de ectoparasitos.

Até a presente data, não foi possível a confirmação da presença de *Bartonella* spp. nas amostras sanguíneas e de fígado. Embora algumas PCRs tenham apresentado resultados sugestivos da presença da bactéria, as reações necessitam de uma melhor padronização, pois os géis apresentaram diversas bandas inespecíficas e não obtivemos controles positivos para a confirmação dos resultados. Alguns autores têm verificado a existência de uma grande variabilidade genética em *Bartonella* spp. (Bai et al., 2012; Lei e Olival, 2014). Assim, pode ser que o uso de outros iniciadores sejam necessários também para evitar resultados falso negativos.

Foram testadas 70 amostras de fígado para a presença de Haemosporida e nenhuma PCR foi positiva, porém não foi utilizado controle positivo para a confirmação dos resultados. De acordo com Lord e Brooks (2014), os hemosporídeos geralmente são transmitidos por moscas da família Nycteribiidae, sendo essas moscas frequentemente associadas aos morcegos da família Vespertilionidae. Assim, o baixo número de amostras analisadas de morcegos vespertilionídeos (5 animais) pode ter contribuído para o resultado negativo das PCRs.

TABELA 30 - Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para o sequenciamento de amostras de *Babesia* sp. encontradas no presente trabalho.

Nº amostra	Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
1	<i>Babesia bigemina</i>	isolate B2283DIT 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	KT124506.1	0.0	689	384/389(99%)
15	<i>Babesia bigemina</i>	isolate biLushi 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	JX495402.1	0.0	920	519/528(98%)
94	<i>Babesia bigemina</i>	isolate biLushi 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	JX495402.1	0.0	1011	559/564(99%)

TABELA 31 - Similaridades resultantes da análise pelo BLAST-N para o sequenciamento de amostras de *Theileria* sp. encontradas no presente trabalho.

Nº amostra	Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
5	<i>Theileria</i> sp.	RMP-2013 isolate LaCONES/Nilgai 01 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	JX112733.1	0.0	688	409/427(96%)
8	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	691	483/535(90%)
18	<i>Theileria buffeli</i>	strain S134 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	JQ437263.1	4,00E-86	327	583/594(98%)

TABELA 31 – Continuação...

Nº amostra	Similaridade BLAST-N	Região	Nº de acesso	Probabilidade	Score máximo	Identidade
19	<i>Theileria buffeli</i>	strain Hongan2 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	HQ840964.1	0.0	1070	589/594(99%)
20	<i>Theileria orientalis</i>	isolate GS525 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	KU363043.1	3,00E-87	331	187/191(98%)
23	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1578	874/883(99%)
24	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1607	890/899(99%)
27	<i>Theileria buffeli</i>	strain Hongan2 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	HQ840964.1	0.0	739	486/528(92%)
31	<i>Theileria cf. buffeli</i>	MC-2012 isolate AEGP73 18S ribosomal RNA gene, partial sequence	JQ037785.1	0.0	1576	889/906(98%)
35	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1611	879/882(99%)
38	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1565	871/882(99%)
39	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1471	854/883(97%)
48	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1467	854/883(97%)
52	<i>Theileria buffeli</i>	isolate HS252 small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence	KX965722.1	0.0	850	463/464(99%)
58	<i>Theileria buffeli</i>	isolate Indian 18S ribosomal RNA gene, complete sequence	EF126184.1	0.0	1607	890/899(99%)

CAPÍTULO IV

COMPARAÇÕES E CONSIDERAÇÕES FINAIS SOBRE OS RESULTADOS DOS CAPÍTULOS I, II E III

Os morcegos estão entre os mamíferos que apresentam maior diversidade de endo e ectoparasitos. Diversas características desses animais os tornam altamente suscetíveis a adquirir uma grande diversidade de parasitos, como: ampla distribuição geográfica e de habitats, grande diversidade de espécies, variados comportamentos sociais, de forrageio e alimentares, além de grande longevidade. No presente trabalho, em geral, os morcegos apresentaram baixa intensidade de infecção por helmintos e infestação por ectoparasitos, o que sugere que esses parasitos não sejam os responsáveis diretos pelas alterações comportamentais dos animais. Entretanto, o nível de parasitismo por hemoparasitos não foi completamente investigado. Poucos são os estudos que investigam a causa de óbitos e comportamentos anormais em morcegos. Segundo Lord e Brooks (2014), a taxa de doenças graves derivadas do endoparasitismo é baixa (10%), enquanto que a mortalidade dos morcegos associada a essa taxa, como causa primária, é mínima (0,5%).

Mühldorfer et al. (2011) investigaram as causas dos óbitos e quedas de morcegos da família Vespertilionidae em diferentes regiões da Alemanha. Esses autores verificaram que 29% dos animais analisados apresentaram endoparasitos, que incluíam helmintos e protozoários das famílias Eimeriidae e Sarcocystidae. Porém, dentre os animais parasitados por helmintos, somente alguns apresentaram lesões granulomatosas associadas à migração de larvas de algumas espécies de nematódeos. Ainda de acordo com os autores, traumas e doenças, derivadas especialmente de infecções bacterianas, foram as principais causas de óbito dos morcegos. Resultados similares também foram encontrados por Hajkova e Pikula (2007) que verificaram que traumas, doenças e a desidratação estão entre as principais causas da queda de morcegos da família Vespertilionidae na República Checa.

Apesar das doenças virais e bacterianas estarem entre as principais causas da queda de morcegos, O'Shea et al. (2016) sugerem que os microparasitos apresentam, em geral, baixa virulência e não são causa de eventos de mortalidade em massa de morcegos. Os mesmos autores também verificaram que na América do Sul cerca de 70% e 20% desses eventos são causados, respectivamente, pela morte intencional dos animais e por fatores bióticos, como a predação e o uso de biotoxinas. Apesar de não ter sido objeto do presente estudo, registrou-se que pelo menos 18,3% dos morcegos recebidos pelo CCZ provenientes somente de Belo Horizonte, entre janeiro de 2013 e dezembro de 2016, apresentam traumas físicos bem aparentes, como fraturas de asas e crânio, asas rasgadas e perfurações das cavidades do corpo (CCZ, dados não

publicados). Em relação à presença de outros vírus (excluindo o vírus da raiva), 51 amostras de DNA do fígado dos morcegos necropsiados foram examinados, em paralelo a este trabalho, para a presença de *Vaccinia virus* e nenhuma mostrou-se positiva (Drumond, dados não publicados).

Nenhuma lesão física ou inflamatória foi verificada, a olho nu, em morcegos parasitados por helmintos no presente trabalho. No entanto, não foram realizadas análises histopatológicas. Também não atentamos à observação de esplenomegalia, alteração geralmente associada ao parasitismo por protozoários do gênero *Babesia* (Gardner e Molyneux 1987; Marinkelle, 1996; Simpson, 2000; Merino et al., 2001; Concannon et al., 2005; Lord e Brooks, 2014).

Considerando o uso de carcaças de animais para estudos parasitológicos, idealmente as coletas dos helmintos devem ser realizadas em animais recém eutanasiados (Gardner e Jiménez, 2009), uma vez que o congelamento pode produzir artefatos nas vísceras (Duignan et al., 2003) e potencialmente danificar a cutícula/tegumento dos helmintos. Gardner e Jiménez (2009) obtiveram bons resultados na recuperação de nematódeos trichostrongilídeos de tratos gastrointestinais de morcegos congelados em nitrogênio líquido por alguns meses, em que os parasitos apresentaram atividade osmótica após o seu descongelamento, indicando assim a integridade da membrana celular.

Os nematódeos recuperados no presente trabalho também apresentaram boa qualidade da cutícula, com poucos espécimes danificados. No entanto, estruturas delicadas da cutícula, como é o caso das vesículas cefálicas de *Tricholeiperia* sp. e dos anoplostrongilíneos, apresentaram deformações possivelmente derivadas do congelamento, uma vez que o restante do corpo dos helmintos apresentaram boa condição. Além disso, o congelamento não permitiu o esticamento da cutícula dos helmintos quando estes foram fixados a quente. Assim, o uso de fixador a quente mostrou-se desnecessário para helmintos previamente congelados, uma vez que os nematódeos permaneceram com os corpos retorcidos, o que dificultou a visualização de algumas características morfológicas, como por exemplo a vulva e as papilas caudais.

Sobre a recuperação dos platelmintos, o congelamento parece ter afetado significativamente a qualidade dos parasitos, uma vez que a maioria dos helmintos não apresentou boa resposta à coloração e eram arrebatados com muita facilidade, promovendo a perda de muitos espécimes. Além do congelamento, os platelmintos

também sofreram muita perda da qualidade devido ao processo de autólise dos hospedeiros.

No presente trabalho, não foi possível avaliar a presença ou ausência de endoparasitos em relação a todos os morcegos parasitados por ectoparasitos, pois a maioria dos animais que continham ectoparasitos não foram necropsiados. No entanto, cinco hospedeiros necropsiados apresentaram co-parasitismo por helmintos e ectoparasitos (Tabela 32).

O endoparasitismo por helmintos é fortemente associado ao hábito alimentar dos hospedeiros, sendo que os morcegos insetívoros são mais frequentemente parasitados, uma vez que os insetos podem agir como hospedeiros intermediários. Apesar de vários relatos na literatura, morcegos de hábito alimentar frugívoro tendem a ser menos frequentemente parasitados por helmintos. Essa tendência pode estar relacionada ao fato de que alguns vegetais ingeridos pelos morcegos frugívoros podem apresentar propriedades químicas com ações anti-helmínticas (Amorin et al., 1999; Fabián et al., 2008; Bredt et al., 2012; Carvalho et al., 2012).

Ao comparar o hábito alimentar dos morcegos e os ciclos de vida conhecidos dos helmintos parasitos desses animais, parece haver uma tendência do parasitismo em morcegos frugívoros por helmintos de ciclo monoxeno pertencente ao filo Nematoda (Ubelaker, 1979; Nogueira et al., 2004; Santos e Gibson, 2015). No entanto, alguns morcegos frugívoros podem ocasionalmente complementar sua dieta com insetos (Mikich, 2002; Martins et al., 2014), além da ingestão de ectoparasitos por comportamento de autolimpeza, o que poderia explicar a ocorrência de alguns helmintos de ciclos heteroxenos. Além disso, alguns ectoparasitos podem ser responsáveis pela transmissão de alguns helmintos heteroxenos, como é o caso da transmissão de nematódeos do gênero *Litomosoides* por ácaros (Anderson, 2000; Bain et al., 2002).

No presente trabalho, todos os hospedeiros parasitados por helmintos (exceto *Carollia perspicillata*, *Glossophaga soricina* e *Phyllostomus discolor*) apresentam hábito alimentar insetívoro. Segundo Reis et al. (2017), *C. perspicillata* apresenta hábito alimentar predominantemente frugívoro, enquanto que *G. soricina* e *P. discolor* apresentam hábito alimentar onívoro, sendo que a dieta varia sazonalmente de acordo com a disponibilidade dos tipos de alimentos.

TABELA 32 – Co-associação entre helmintos e ectoparasitos nos morcegos necropsiados no presente trabalho.

Helminto I	Helminto II	Helminto III	Ectoparasito	Hospedeiro
<i>Anenterotrema lilipudianum</i>			<i>Trichobius costalimai</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>
<i>Tenoranema rivarolai</i>	Anoplostrongylineae gen. sp.1	Hymenolepididae gen. sp.	<i>Chiroptonyssus venezolanus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>
<i>Tenoranema rivarolai</i>	Anoplostrongylineae gen. sp.2	<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Chiroptonyssus venezolanus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>
<i>Tenoranema rivarolai</i>	<i>Aonchotheca pulchra</i>		<i>Chyroptonyssus</i> sp.	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>
<i>Histiostrongylus coronatus</i>	-		<i>Trichobius costalimai</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>

TABELA 33 – Proporção das monoassociações e co-associações por grupos de helmintos encontrados no presente trabalho.

	N	C	T	N+T	N+C	C+T	N+N	T+T	N+N+N	N+N+C	TOTAL
Quantidade	32	8	3	4	8	0	6	1	2	1	65
%	49,2	12,3	4,6	6,2	12,3	0,0	9,2	1,5	3,1	1,5	100

N – Nematoda; C – Cestoda; T – Trematoda.

Segundo Saoud e Ramadan (1976), o parasitismo em morcegos por apenas um grupo de helminto (Nematoda, Cestoda ou Trematoda) é mais comum do que o parasitismo por dois grupos diferentes, enquanto que o parasitismo por três grupos são raras. O presente trabalho corroborou com os autores verificando que as monoinfecções somaram 66,1% das amostras, enquanto a co-infecção por espécies de dois grupos diferentes somaram 33,9%. Mesmo as amostras que apresentaram co-infecções por até três espécies diferentes, todos os helmintos pertenciam ao mesmo grupo (Nematoda) ou a dois grupos diferentes (Nematoda + Cestoda) (Tabela 33).

De acordo com Saoud e Ramadan (1976), o parasitismo por um grupo pode ser antagonista à presença de outros grupos e que tal fato poderia ser demonstrado através da raridade de infecções por cestódeos associadas a abundantes infecções por trematódeos e nematódeos. Ainda segundo os resultados dos autores, entre os hospedeiros que apresentaram co-infecções com espécies de helmintos de dois grupos, o antagonismo entre co-infecções com nematódeos e trematódeos foi menos marcado. No presente trabalho, co-infecções entre nematódeos e cestódeos foram mais prevalentes do que entre nematódeos e trematódeos, divergindo dos achados de Saoud e Ramadan (1976). Segundo Wenzel e Tipton (1966), a exclusão competitiva também pode ser observada entre ectoparasitos de morcegos.

Embora o presente trabalho não tenha avaliado as preferências de localização dos ectoparasitos sobre os hospedeiros, foi observado que todos os ácaros e a larva do carrapato foram encontrados nas membranas das asas e no uropatágio; todos os hemípteros e a pulga foram encontrados na pelagem sobre o corpo; e todas as moscas foram encontradas tanto nas membranas das asas, como na pelagem sobre o corpo (Tabela 34). Entre os ácaros, ainda foi observado um maior parasitismo nas membranas das asas na face ventral, do que na face dorsal ou no uropatágio. Tais achados corroboram com outros trabalhos da literatura (Spears et al., 1999; Dick et al., 2009; Labruna et al., 2011; Almeida et al., 2015). O trato gastrointestinal dos morcegos foi o principal hábitat dos helmintos no presente trabalho (Tabela 34).

TABELA 34 - Localização das famílias de endo e ectoparasitos de acordo com a área corporal no hospedeiro.

Família do parasito	Área corporal					
	Corpo	Asas e uropatágio	Esôfago	Estômago	Intestino Delgado	Cavidade abdominal
Spiruridae			x	x		
Capillariidae				x	x	
Onchocercidae						x
Rictulariidae					x	
Molineidae					x	
Anenterotrematidae					x	
Lecithodendriidae					x	
Urotrematidae					x	
Hymenolepididae					x	
Spinturnicidae		x				
Macronyssidae		x				
Trombiculidae		x				
Argasidae		x				
Polyctenidae	x					
Pulicidae	x					
Streblidae	x	x				

Os resultados do presente trabalho estão também em concordância com outros estudos sobre a relação entre determinadas famílias de ectoparasitos e hospedeiros. Ácaros da família Spinturnicidae e moscas da família Streblidae foram encontradas em morcegos da família Phyllostomidae (exceto por um espécime de *Molossus molossus* parasitado por *Periglischrus* sp.). Enquanto que espécies do gênero *Chiroptonyssus* (Macronyssidae), hemípteros da família Polyctenidae, e o carrapato da família Argasidae foram encontrados, em geral, em morcegos da família Molossidae, (exceto por um espécime de *Histiopus velatus* parasitado por *Chiroptonyssus* sp.). No entanto, ácaros da família Trombiculidae em geral são encontrados associados a morcegos da família Phyllostomidae e Vespertilionidae (Vercammen-Grandjean, 1967; Brennan, 1969; Azevedo et al., 2002) e o presente trabalho registrou morcegos da família Molossidae como hospedeiros.

Essas relações entre as famílias de ectoparasitos-hospedeiros estão diretamente relacionadas ao ciclo de vida dos ectoparasitos, ao comportamento social dos morcegos e ao tipo de hábitat dos hospedeiros. Enquanto os ácaros spinturnicideos e os hemípteros depositam as ninfas diretamente sobre o corpo dos hospedeiros (Rudnick,

1960; Dick, 2009), as moscas streblídeas, os ácaros macronissídeos e os carrapatos argasídeos depositam seus ovos no ambiente e todas as fases de vida podem ser encontradas no habitat dos morcegos (Saunders, 1975; Dick e Patterson, 2006). Embora todos os ectoparasitos necessitem de um certo grau de contato físico entre os hospedeiros para a sua dispersão, os ácaros spinturnicídeos e os hemípteros apresentam essa dependência ainda maior, visto que nunca abandonam o corpo do hospedeiro. Assim, abrigos menores e que, portanto, possibilitem um maior contato físico entre os animais favorecem uma maior dispersão dos ectoparasitos entre os hospedeiros (Esberárd et al., 2005). Além do contato físico, a dispersão dos ectoparasitos parece depender de vários fatores, como a fidelidade ao abrigo pelo hospedeiro, o comportamento social do hospedeiro, o tamanho da colônia do hospedeiro, bem como o tamanho e as características microclimáticas do abrigo (Lewis, 1996; Esberárd et al., 2005; Lučan, 2006; Lourenço e Palmeirim, 2007; Dittmar et al., 2009; 2011; Dittmar et al., 2015).

Diversos tipos de abrigos são descritos para morcegos, como cavernas, ocos e copas de árvores, sob ou entre rochas e nas mais diversas estruturas construídas pelo homem (Reis et al., 2007). Nos centros urbanos, em geral, morcegos filostomídeos frequentemente utilizam como abrigo as copas de árvores e edificações abandonadas (Nunes et al., 2016), sendo a fidelidade ao abrigo relacionada à disponibilidade de alimento na região ou à possibilidade de predação (CCZ, dados não publicados). Já os morcegos molossídeos são mais frequentemente encontrados em telhados e sótãos (Nunes et al., 2016), e apresentam maior fidelidade ao abrigo quando comparado à fidelidade exibida pelos filostomídeos (CCZ, dados não publicados).

Entre os ácaros macronissídeos, no presente trabalho, foram observadas protoninfas de coloração branca e coloração vermelha, sendo as vermelhas um pouco maiores do que as brancas. Tais observações também foram feitas por Lavoipierre e Beck (1967) e Radovsky (1967), que verificaram que a coloração vermelha estava relacionada ao repasto sanguíneo, que era essencial à muda para deutoninfa, uma vez que, logo após o repasto sanguíneo, as protoninfas abandonam o hospedeiro para a muda no ambiente.

Lavoipierre e Beck (1967) verificaram lesões nas áreas das asas onde as protoninfas se alimentaram, que apresentaram delaminação do estrato córneo e edemas bem definidos na derme. Embora não tenham sido realizadas análises histopatológicas dos locais de inserção nas asas no presente trabalho, nenhuma alteração nos locais de

inserção das protoninfas foi observada a olho nu. Porém, alguns morcegos parasitados por protoninfas de ácaros macronissídeos apresentaram manchas pontuais e esbranquiçadas nas asas, sugerindo antigos locais de inserção de ectoparasitos (Figura 66).

Cacho et al. (1994) descreveram alterações histopatológicas nas asas de *Eptesicus serotinus* na Espanha derivadas do parasitismo pelo carrapato *Argas vespertilionis*. De acordo com os autores, além do infiltrado celular, foi observado proliferação de células epiteliais e o depósito de pacotes de colágeno no local de inserção do parasito, de forma a tentar isolar as peças bucais do carrapato e sugerindo um certo grau de resistência do hospedeiro ao parasitismo. Apesar dos achados histopatológicos, os autores não descartaram a possibilidade de que os resultados encontrados não fossem uma resposta específica do hospedeiro contra o carrapato, e sim apenas uma reação geral contra a lesão cutânea.



FIGURA 66 – Manchas pontuais e esbranquiçadas na asa de morcego da família Molossidae. (Foto: Érica Munhoz).

Embora raras, picadas em humanos por ácaros de morcegos da família Macronyssidae já foram relatadas. Em geral, os casos estão mais associados a pessoas que manipulam ou trabalham diretamente em locais com colônias de morcegos parasitados (Mullen e OConnor, 2009). Até o momento, somente um caso nos Estados Unidos é relatado de dermatite persistente ocasionada pela picada de *Chiroptonyssus robustipes* em uma criança de 18 meses que vivia em um local com alta infestação do parasito no ambiente domiciliar derivada de uma grande colônia de *Tadarida brasiliensis* que habitava a residência (Reh, 1974). No entanto, relatos de ataques a humanos por espécies de carrapatos de morcegos do gênero *Ornithodoros* parecem ser comuns.

Segundo Aragão (1936), *Ornithodoros* spp. são altamente adaptáveis às construções humanas e, embora alguns adultos apresentem preferências alimentares por determinados hospedeiros, as larvas e ninfas não são exigentes, realizando com frequência o repasto sanguíneo em humanos. Labruna et al. (2014) verificaram o ataque de ninfas e adultos de *Ornithodoros mimon* em humanos nos estados de GO, MG, PE, RN e SP. Os locais onde os carrapatos foram encontrados apresentavam morcegos e/ou gambás (*Didelphis albiventris*). Ainda segundo os autores, as picadas dos parasitos ocasionaram intensa resposta inflamatória no local da picada por várias semanas e, embora nenhum microorganismo (*Anaplasma*, *Babesia*, *Borrelia*, *Coxiella*, *Ehrlichia*, *Hepatozoon* e *Rickettsia*) tenha sido encontrado nos carrapatos, os autores não descartaram a possibilidade de *O. mimon* servir como vetor de patógenos a humanos.

Ornithodoros talaje também já foi relatada ocasionando severas reações inflamatórias no local da picada em seres humanos no Estado de Minas Gerais, sendo as larvas e os adultos associados à presença de um grande número de morcegos *Histiotus velatus* no local (Carvalho, 1942). Na França, Socolovschi et al. (2010) encontraram espécies de *Rickettsia*, *Ehrlichia* e *Borrelia* no carrapato *Argas vespertilionis*, que é encontrado parasitando morcegos e seus abrigos na Europa, Ásia e África, e que também podem atacar humanos.

Pela primeira vez foi identificado o parasitismo em morcegos por piroplasmídeos do gênero *Theileria*. Assim como para espécies de *Babesia*, *Theileria* spp. são transmitidas aos mamíferos pela picada de carrapatos da família Ixodidae (Silveira et al., 2015). O parasitismo em morcegos por *Babesia* spp. é pouco comum, sendo relatado principalmente na Europa. Gardner e Molyneux (1987) descreveram a infecção por *Babesia vesperuginis* em *Pipistrellus pipistrellus* no Reino Unido, no qual observaram animais natural e experimentalmente infectados. Segundo os autores, os morcegos infectados apresentaram um aumento significativo na contagem de reticulócitos, uma diminuição nos níveis de hemoglobina, além de hemoglobinúria e esplenomegalia. Ainda de acordo com os autores, picos de parasitemia coincidiram com o comportamento incomum de voo dos morcegos, que apresentaram relutância ao voo ou incapacidade de manter o mesmo. A esplenomegalia em morcegos ocasionada por *Babesia* spp. também já foi verificada por outros autores no Reino Unido (Simpson, 2000; Concannon et al., 2005; Lord e Brooks, 2014), na Espanha (Merino et al., 2001) e na Colômbia (Marinkelle, 1996).

Poucas são as espécies de carrapatos da família Ixodidae que parasitam morcegos, sendo no Brasil descritas apenas três espécies desta família que parasitam morcegos: *Amblyomma dubitatum*, *Amblyomma oblongoguttatum* e *Ixodes* sp. (Pinto-da-Rocha, 1995; Barros et al., 1998; Guerra e Serra-Freire, 1999). Alguns autores acreditam que a transmissão das espécies de *Babesia* em morcegos *P. pipistrellus* na Europa seja realizada pelo carrapato *Argas vespertilionis*, que pertence à família Argasidae e que é o ectoparasito mais frequentemente associado a esse hospedeiro (Gardner e Molyneux, 1987; Lord e Brooks, 2014). Porém, Marinkelle (1996) acredita que a transmissão possa estar relacionada a espécies dos gêneros *Ornithodoros* e *Antricola* na Colômbia, uma vez que estes são os carrapatos argasídeos associados aos morcegos parasitados por *Babesia* sp. por ele estudados.

No presente trabalho, nenhum morcego parasitado por ectoparasito apresentou *Babesia* sp., porém um espécime de *Phyllostomus discolor* apresentou co-associação entre espécie de tripanomatídeo não sequenciado e os ectoparasitos *Trichobius costalimai* e *Periglischrus acutisternus*. Oito hospedeiros parasitados por helmintos também apresentaram hemoparasitos (Tabela 35).

No presente trabalho não foi avaliado o parasitismo nos morcegos de acordo com variações sazonais e poucos são os trabalhos que discutem a relação da sazonalidade e o parasitismo, especialmente o endoparasitismo. Apesar das regiões tropicais não apresentarem mudanças climáticas muito acentuadas entre as quatro estações do ano, Marshall e Miller (1979) sugerem que, em regiões tropicais, a infecção por trematódeos digenéticos em morcegos insetívoros seja maior em estações chuvosas, uma vez que nas estações secas há a redução da população de insetos no ambiente. No entanto, diferentes resultados de prevalência de trematódeos e cestódeos de acordo com a estação climática já foram observados em regiões temperadas (Murai, 1976; Coggins et al., 1982; Coggins, 1984; Lord et al., 2012). Rui e Graciolli (2005) verificaram uma maior prevalência de ectoparasitos em morcegos no verão e no outono no Brasil. Segundo os autores, o aumento gradual da temperatura na primavera favorece a reprodução dos ectoparasitos, que reflete na maior prevalência e intensidade média de moscas Streblidae no verão, com reflexos no outono. Assim, a maior prevalência de alguns helmintos heteroxenos em morcegos insetívoros nas estações chuvosas (verão e outono) em regiões tropicais, também poderia estar relacionada à maior predação de ectoparasitos, além da maior disponibilidade de insetos no ambiente que agem como hospedeiros intermediários.

TABELA 35 - Co-associação entre helmintos e hemoparasitos nos morcegos necropsiados no presente trabalho.

Helminto I	Helminto II	Hemoparasito I	Hemoparasito II	Hospedeiro
<i>Pterygodermatites (Pauciptectines) elegans</i>		<i>Babesia</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i>
Hymenolepididae gen. sp.		Trypanosomatidae		<i>Eumops glaucinus</i>
Hymenolepididae gen. sp.		Trypanosomatidae	<i>Theileria</i> sp.	<i>Eumops auripendulus</i>
<i>Pterygodermatites (Pauciptectines)</i> sp.		Trypanosomatidae	<i>Theileria</i> sp.	<i>Eumops glaucinus</i>
Hymenolepididae gen. sp.	<i>Pterygodermatites (Pauciptectines)</i> sp.	<i>Theileria</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i>
Hymenolepididae gen. sp.		<i>Theileria</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i>
<i>Pterygodermatites (Pauciptectines)</i> sp.		<i>Theileria</i> sp.		<i>Eumops glaucinus</i>
<i>Litomosoides molossi</i>		Piroplasmida		<i>Molossus molossus</i>

4. CONCLUSÕES

- Com relação aos helmintos:
 - Foram identificados: *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans*, *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola*, *Pterygodermatites (Paucipectines) sp.*, *Pterygodermatites (Paucipectines) cf. hymanae*, *Pterygodermatites (Neopaucipectines) sp.*, Rictulariidae gen. sp., *Spirura aurangabadensis*, *Litomosoides brasiliensis*, *Litomosoides molossi*, *Litomosoides sp.*, *Histiostrongylus coronatus*, *Tricholeiperia sp.*, *Anoplostrongylus paradoxus*, Anoplostrongylineae gen. sp.1, Anoplostrongylineae gen. sp.2, *Aonchotheca pulchra*, *Tenoranema rivarolai*, Capillariidae gen. sp. e Larvas de nematódeos não identificadas; Trematoda - *Anenterotrema eduardocaballeri*, *Anenterotrema liliputianum*, *Paralecithodendrium sp.1*, *Paralecithodendrium sp.2*, *Urotrema macrotestis*, *Urotrema scabridum* e Trematódeos não identificados; Cestoda - *Vampirolepis sp.* e Hymenopididae gen. sp.
 - O trato gastrointestinal foi o principal hábitat dos helmintos, sendo o intestino delgado o órgão mais frequentemente parasitado.
 - A partir dos resultados do presente trabalho, propõe-se que a espécie *Spirura mexicana* deve ser considerada uma sinonímia de *Spirura aurangabadensis*.
 - O presente trabalho reforça que a identificação morfológica das espécies *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans*, *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola*, *Aonchotheca pulchra* e *Tenoranema rivarolai* é possível somente através da identificação dos machos.
 - O sequenciamento do espécime de *Vampirolepis sp.* apresentou alta similaridade ao gênero *Staphylocystis*, porém os helmintos são morfológicamente muito distintos.
 - O sequenciamento do espécime de himenolepídeo não identificado com ganchos apresentou alta similaridade a *Hymenolepis sp.* e *Rodentolepis microstoma*.

- Foram apresentadas as primeiras sequências de *Anenterotrema eduardocaballeri*, *Anenterotrema lilipudianum* e *Litomosoides molossi*.

- As similaridades encontradas a partir do sequenciamento de *Litomosoides brasiliensis* foram compatíveis com a descrição morfológica do helminto.

- Com relação aos ectoparasitos:

- Foram identificados: Acari - *Periglischrus acutisternus*, *Periglischrus iheringi*, *Periglischrus* sp., *Chiroptonyssus haematophagus*, *Chiroptonyssus robustipes*, *Chiroptonyssus venezolanus*, *Chiroptonyssus* sp., *Parichoronyssus* sp., Trombiculinae e *Ornithodoros* sp.; Insecta - *Hesperoctenes fumarius*, *Hesperoctenes* sp., *Ctenocephalides felis felis*, *Megistopoda aranea*, *Paratrachobius longicrus*, *Trichobius angulatus*, *Trichobius costalimai*, *Trichobius dugesii*, *Trichobius joblingi*, *Trichobius parasiticus* e *Trichobius* sp. (complexo *Phyllostomae*).

- Com relação aos hemoparasitos:

- Foi verificado o parasitismo dos morcegos por Piroplasmídeos e Tripanosomatídeos não identificados, *Babesia* sp. e *Theileria* sp.

- Foram verificados resultados sugestivos, porém ainda não confirmados, da presença de bactérias do gênero *Bartonella* nos morcegos analisados.

- Nenhum morcego apresentou resultado positivo para a presença de Haemosporídeos.

- Os sequenciamentos de *Babesia* sp. e *Theileria* sp. apresentaram alta similaridade com *Babesia bigemina* e o grupo *Theileria orientalis/Theileria buffeli*, respectivamente.

- Com relação aos novos registros de localidades e hospedeiros:

- O Brasil constitui nova área de ocorrência geográfica para as espécies *Litomosoides molossi*, *Pterygodermatites (Paucipectines)* cf. *hymanae*, *Pterygodermatites*

(*Neopaucipectines*) sp., *Urotrema macrotestis*, *Periglischrus acutisternus*, *Chiroptonyssus venezolanus* e *Babesia* sp. (considerando morcegos como hospedeiros).

- O Estado de Minas Gerais constitui nova área de ocorrência geográfica para as espécies *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans*, *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola*, *Spirura aurangabadensis*, *Anoplostrongylus paradoxus* e *Trichobius* sp. (grupo phyllostomae).

- Morcegos constituem um novo hospedeiro para as espécies *Pterygodermatites (Paucipectines)* cf. *hymanae*, *Urotrema macrotestis* e *Theileria* sp.

- *Eumops auripendulus* constitui um novo hospedeiro dos nematódeos *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans*.

- *Nyctinomops macrotis* constitui um novo hospedeiro do nematódeo *Pterygodermatites (Paucipectines) elegans*.

- *Lasiurus blossevillii* constitui um novo hospedeiro do nematódeo *Pterygodermatites (Paucipectines)* sp.

- *Cynomops abrasus* constitui um novo hospedeiro do carrapato *Ornithodoros* sp.

- *Molossus molossus* constitui um novo hospedeiro dos ácaros *Chiroptonyssus haematophagus* e *Periglischrus* sp.

- Ácaros da família Trombiculidae ocorrem em morcegos da família Molossidae no Brasil.

Em conclusão geral, temos que os morcegos apresentaram baixa intensidade de infecção e infestação, respectivamente, por helmintos e ectoparasitos, o que sugere que esses parasitos não sejam os responsáveis diretos pelas alterações comportamentais dos animais. Entretanto, o nível de parasitismo por hemoparasitos não foi completamente investigado e estudos mais aprofundados devem ser realizados para a avaliação da sua influência no comportamento incomum dos morcegos.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguiar LMS. Subfamília Desmodondinae. *In*: Reis NR, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP. Morcegos do Brasil. Londrina: UEL; 2007. 39-43.

Aguiar LMS, Antonini Y. Descriptive ecology of bat flies (Diptera: Hippoboscoidea) associated with vampire bats (Chiroptera: Phyllostomidae) in the cerrado of central Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2011; 106(2): 170-176.

Aguiar LMS, Antonini Y. Prevalence and intensity of Streblidae in bats from a Neotropical savanna region in Brazil. *Folia Parasitologica*. 2016; 63: 024.

Albuquerque ACA, Moraes MFD, Silva AC, Lopera IM, Tebaldi JH, Hoppe EGL. Helminth fauna of chiropterans in Amazonia: biological interactions between parasite and host. *Parasitology Research*. 2016; 115(8): 3229-3237.

Ali SM, Lovekar CD. On a new spirurid *Taphozoia aurangabadensis* n. g., n. sp., from a micro-bat *Taphozous kacchensis*. *Indian Journal of Helminthology*. 1966; 8: 68-73.

Almeida JL. Sobre um parasito de Chiroptera: *Litomosoides brasiliensis*. *Revista do Departamento Nacional de Produção Animal*. 1936; 3: 133-139.

Almeida JC, Silva SSP, Serra-Freire NM, Valim MP. Ectoparasites (Insecta and Acari) associated with bats in Southeastern Brazil. *Journal of Medical Entomology*. 2011; 48(4): 753-757.

Almeida J, Serra-Freire N, Peracchi A. Anatomical location of *Periglischrus iheringi* (Acari: Spinturnicidae) associated with the great fruit-eating bat (Chiroptera: Phyllostomidae). *Brazilian Journal Veterinary Parasitology*. 2015; 24(3): 361-364.

Almeida JC, Martins MA, Guedes PG, Peracchi AL, Serra-Freire NM. New records of mites (Acari: Spinturnicidae) associated with bats (Mammalia, Chiroptera) in two Brazilian biomes: Pantanal and Caatinga. *Brazilian Journal Veterinary Parasitology*. 2016a; 25(1): 18-23.

Almeida JC, Martins MA, Guedes PG, Peracchi AL, Serra-Freire NM. New records of mites (Acari: Spinturnicidae) associated with bats (Mammalia, Chiroptera) in two Brazilian biomes: Pantanal and Caatinga. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. 2016b; 25(1): 18-23.

Amorin A, Borba HR, Carauta JPP, Lopes D, Kaplan MAC. Anthelmintic activity of the latex of *Ficus* species. *Journal of Ethnopharmacology*. 1999; 64: 255-258.

Amorim M, Serra-Freire NM. Descrição morfológica do estágio de larva de carrapato (Acari: Ixodidae) 1. *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844. *Parasitologia Al Dia*. 1995; 19: 09-19.

Anderson RC. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. 2nd ed. Wallingford: CAB International; 2000. 650 pp.

Anderson RC, Barnes ET, Bartlett M. Restudy of *Spirura infundibuliformis* McLeod, 1933 (Nematoda: Spiruroidea) from *Spermophilus richardsonii* with observations on its development in insects. Canadian Journal of Zoology. 1993; 71: 1869–1873.

Anderson R, Ortêncio Filho H. Dípteros Ectoparasitas (Diptera, Streblidae) de filostomídeos (Chiroptera, Mammalia) do Parque Municipal no Cinturão Verde de Cianorte, Paraná, Brasil e sua incidência ao longo das estações do ano. Chiroptera Neotropical .2006; 12(1): 238-243.

Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CAB International; 2009. 463 pp.

Anderson RC, Bain O. Spirurida: Diplostriaenoidea, Aproctoidea e Filarioidea. In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CAB International; 2009. 391-444.

Añez N, Crisante G, Soriano PJ. *Trypanosoma cruzi* congenital transmission in wild bats. Acta Tropica. 2009; 109: 78-80.

Aragão HB. Ixodidas brasileiros e de alguns países limítrofes. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1936; 31(4): 759-845.

Arzua M, Linardi PM, Barros-Battesti DM. Records of *Myodopsylla wolffsohni* (Rothschild, 1903) (Siphonaptera, Ischnopsyllidae) on *Myotis nigricans* Schinz, 1821 (Chiroptera, Vespertilionidae), from the State of Paraná, Southern Brazil. Revista Brasileira de Entomologia 46(3): 255-256

Autino AG. Catalogue of the ectoparasitic insects of the bats of Argentina. Insecta Mundi. 2000; 14(4): 193-209.

Autino AG, Claps GL, Barquez RM. Insectos ectoparasitos de murciélagos de las Yungas de la Argentina. Acta Zoológica Mexicana. 1999; 78: 119-169.

Autino AG, Claps GL, Sánchez MS, Barquez RM. New records of bat ectoparasites (Diptera, Hemiptera and Siphonaptera) from Northern Argentina. Neotropical Entomology. 2009; 38(2): 165 -177.

Autino AG, Claps GL, Barquez RM, Díaz MM. Ectoparasitic insects (Diptera: Streblidae and Siphonaptera: Ischnopsyllidae) of bats from Iquitos and surrounding areas (Loreto, Peru). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 2011; 106(8): 917-925.

Azevedo AA, Linardi PM. Streblidae (Diptera) of phyllostomid bats from Minas Gerais, Brazil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 2002; 97(3): 421-422.

Azevedo AA, Linardi PM, Coutinho MTZ. Acari Ectoparasites of bats from Minas Gerais, Brazil. Journal of Medical Entomology. 2002; 39(3): 553-555.

- Bai Y, Recuenco S, Gilbert AT, Osikowicz LM, Rupprecht JGC, Kosoy MY. Prevalence and diversity of *Bartonella* spp. in bats in Peru. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 2012; 87(3): 518-523.
- Bain O, Babayan S, Gomes J, Rojas G, Guerrero R. First account on the larval biology of a *Litomosoides* filaria, from a bat. *Parassitologia*. 2002; 44:89-92.
- Bain O, Guerrero R, Rodriguez B, Babayan S, Jouvenet N. Examination of type material of two species of *Litomosoides* (Filarioidea: Onchocercidae), parasites from bats; taxonomic consequences. *Parasite*. 2003; 10: 211-218.
- Banyard AC, Evans JS, Luo TR, Fooks AR. Lyssaviruses and bats: emergence and zoonotic threat. *Viruses*. 2014; 6: 2974-2990.
- Barbier E, Prado-Neto JG, Bernard E. Records of Bat Flies (Diptera: Nycteribiidae and Streblidae) in the Semi-Arid Caatinga in the State of Paraíba, Northeastern Brazil. *Neotropical Entomology*. 2016; 45(6): 740-745.
- Barros SLJ, Famadas KM, Lopes LMS, Serra-Freire NM. Revisão sobre parasitismo de Mammalia: Chiroptera por Acari: Ixodidae com registro de *Amblyomma cooperi* Nuttall & Warburton, 1907 em Phyllostomidae no Brasil. *Entomología y Vectores*. 1998; 5: 123-136.
- Barros-Battesti DM, Landulfo GA, Onofrio VC, Faccini JLH, Marcili A, Nieri-Bastos FA, Venzal JM, Labruna MB. *Carios mimon* (Acari: Argasidae): description of adults and redescription of larva. *Experimental and Applied Acarology*. 2011; 54: 93-104.
- Barros-Battesti DM, Ramirez DG, Landulfo GA, Faccini JLH, Dantas-Torres F, Labruna MB, Venzal JM, Onofrio VC. Immature argasid ticks: diagnosis and keys for Neotropical region. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2013; 22(4): 443-456.
- Barus V. The finding of nematodes and acanthocephalans in Egyptian Bats. *Folia Parasitologica*. 1973; 20: 213-222.
- Barus V, Valle MT. Systematic survey of nematodes parasitizing bats (Chiroptera) in Cuba. *Folia Parasitologica*. 1967; 14: 121-140.
- Barus V, Tenora F. Three interesting nematode species in *Miniopterus schreibersi* (Chiroptera) from Afghanistan. *Sb. VSZ Brno, rada A*. 1967; 15: 95-101.
- Beldomenico PM, Kinsella JM, Uhart MM, Gutierrez GL, Pereira J, Ferreyra HVF, Marull CA. Helminths of Geoffroy's cat, *Oncifelis geoffroyi* (Carnivora, Felidae) from the Monte desert, central Argentina. *Acta Parasitologica*. 2005; 50(3): 263-266.
- Belo NO, Pinheiro RT, Reis ES, Ricklefs RE, Braga EM. Prevalence and lineage diversity of avian haemosporidians from three distinct cerrado habitats in Brazil. *Plos One*. 2011; 6(3): e17654.

Bertola PB, Aires CC, Favorito SE, Graciolli G, Amaku M, Pinto-da-Rocha R. Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) parasitic on bats (Mammalia: Chiroptera) at Parque Estadual da Cantareira, São Paulo, Brazil: parasitism rates and host-parasite associations. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2005; 100(1): 25-32.

Berzunza-Cruz M, Rodríguez-Moreno Á, Gutiérrez-Granados G, González-Salazar C, Stephens CR, Hidalgo-Mihart M, Marina CF, Rebollar-Téllez EA, Bailón-Martínez D, Balcells CD, Ibarra-Cerdeña CN, Sánchez-Cordero V, Becker I. *Leishmania (L.) mexicana* Infected Bats in Mexico: Novel Potential Reservoirs. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 2015; 9 (1): e0003438.

Beyer TV, Shevkunova EA. A review of toxoplasmosis of animals in the U.S.S.R. *Veterinary Parasitology*. 1986; 19: 225-243.

Bezerra RHS, Vasconcelos PF, Bocchiglieri A. Ectoparasites of bats (Mammalia: Chiroptera) in Atlantic forest fragments in north-eastern Brazil. *Parasitology Research*. 2016; 115(10): 3759-65.

Bian QQ, Zhao GH, Jia YQ, Fang YQ, Cheng WY, Du SZ, Ma XT, Lin Q. Characterization of *Dicrocoelium dendriticum* isolates from small ruminants in Shaanxi Province, north-western China, using internal transcribed spacers of nuclear ribosomal DNA. *Journal of Helminthology*. 2015; 89: 124-129.

Blouin MS. Molecular prospecting for cryptic species of nematodes: mitochondrial DNA versus internal transcribed spacer. *Internacional Journal for Parasitology*. 2002; 32: 527-531.

Bochkov AV, Zabludovskaya SA, OConnor BM. Phylogeny and systematics of the endoparasitic astigmatid mites (Acari: Sarcoptiformes) of mammals: families Gastronyssidae, Lemurnyssidae, and Pneumocoptidae. *Zootaxa*. 2008; 1951: 1-152.

Bochkov AV, Valim MP. New species and records of mites of the superfamily Sarcoptoidea (Acariformes: Psoroptidia) from mammals in Brazil. *Acta Parasitologica*. 2016; 61(1): 22-41.

Boeger WA, Thatcher VE, Marques SA. A validade de *Czosnowia Zdzitowiecki*, 1967, a redescricao de *C. paraguayensis* (Fischthal & Martin, 1978) n. comb. (Trematoda: Lecithodendriidae) e aspectos de sua patologia no fígado do morcego, *Molossus ater* (Geoffrey), no Brasil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. 1985; 20: 7-155.

Boero JJ, Delpietro. El parasitismo de la fauna autoctona. VII. Los parasitos de los murcielagos argentinos. *Jornadas Internas de la Facultad de Ciencias Veterinarias. La Plata*. 1970: 76-82.

Boero JJ, Led JE. El parasitismo de la fauna autóctona. V. Los parásitos de las aves argentinas. VI. Los parásitos de los ofídios argentinos. VII. Los parásitos de los murciélagos argentinos. *Analecta Veterinaria*. 1971; 3: 91-103.

- Boll PK, Rossi I, Amaral SV, Oliveira SM, Müller ES, Lemos VS, Leal-Zanchet AM. Platyhelminthes ou apenas semelhantes a Platyhelminthes? Relações filogenéticas dos principais grupos de turbelários. *Neotropical Biology and Conservation*. 2013; 8(1): 41-52.
- Bongers T, Ferris H. Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. *Tree*. 1999; 14 (6): 224-228.
- Bordes F, Morand S, Ricardo G. Bat fly species richness in Neotropical bats: correlations with host ecology and host brain. *Oecologia*. 2008; 158(1): 109-116.
- Botão-Miranda RA, Serra-Freire NM, Amorim M, Gazeta GS, Valim MP, Gitti CB. 2002. *Molossus ater* Geoffroy (Chiroptera: Molossidae) servindo de hospedeiro de *Carios reddelli* Keirans & Clifford, 1975 (Acari: Argasidae) em Silva Jardim, município do estado do Rio de Janeiro. In XXIV Congresso Brasileiro de Zoologia, February 2002. Universidade do Vale do Itajaí, Itajaí, Brazil, p. 571–572..
- Brant SV, Gardner SL. Phylogeny of species of the genus *Litomosoides* (Nematoda: Onchocercidae): Evidence of rampant host switching. *Journal of Parasitology*. 2000; 86: 545-554.
- Brasil. Guia de vigilância epidemiológica. Caderno 13: Raiva. (Série A. Normas e Manuais Técnicos). 7ª ed. Brasília: Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde; 2009. 816 pp.
- Brasil, Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde. Avaliação do Programa Nacional de Controle da Raiva no Brasil. [acessado 2016 jun 20]. Disponível em <<http://www.paho.org/cdmedia/hdmvp01/docs.rabia/paises/EVAL.RABIA.BRASIL.pdf>>.
- Braun MGCC. Trematoden der Chiroptera. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien*. 1990; 15: 217-236.
- Bray RA, Gibson DI, Jianying Z. Urotrematidae Poche, 1926 (Platyhelminthes: Digenea) in Chinese freshwater fishes. *Systematic Parasitology*. 1999; 44: 193-200.
- Bredt A, Uieda W, Pedro AW. Plantas e morcegos na recuperação de áreas degradadas e na paisagem urbana. Brasília: Rede de Sementes do Cerrado; 2012. 275 pp.
- Brennan JM. New bat chiggers of the genus *Perissopalla* from Venezuela and Northeastern Brazil. *Journal of medical Entomology*. 1969; 6(4): 427-431.
- Brennan JM, Goff ML. Keys to the genera of chiggers of the Western Hemisphere (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Parasitology*. 1977; 63: 554–566.
- Brook CE, Bai Y, Dobson AP, Osikowicz LM, Ranivoson HC, Zhu Q, Kosoy MY, Dittmar K. *Bartonella* spp. in fruit bats and blood-feeding ectoparasites in Madagascar. *Plos Neglected Tropical Diseases*. 2015; 9(2): e0003532.

Burse CR, Goldberg SR, Telford Jr. SR. *Strongyluris panamaensis* n. sp. (Nematoda: Heterakidae) and other helminths from the Lizard, *Anolis biporcatus* (Sauria: Polychrotidae), from Panama. *Journal of Parasitology*. 2003; 89(1):118-123.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology*. 1997; 83: 575-583.

Caballero EC. Tremátodos de los murciélagos de México. III. Descripción de *Urotrema scabridum*, Braun, 1900 y posición sistemática de las especies norteamericanas de este género. *Anales del Instituto de Biología México*. 1942; 13(2): 641-648.

Caballero EC. Una nueva especie del genero *Litomosoides* y consideraciones acerca de los caracteres sistematicos de las especies de este genero. *Anales del Instituto de Biología México*. 1944; 15: 383-388.

Caballero EC, Brenes RR, Jiménez-Quirós O. Helmintos de la República de Costa Rica. IV. Algunos Tremátodos de animales domésticos y silvestres. *Revista de Biología Tropical*. 1957; 5(2): 135-155.

Caballero EC, Caballero G. Trematodos de los murciélagos de México. IX. Descripción de una nueva especie de *Platynosomum* Looss, 1907 y a continuación el primer suplemento del catálogo taxonómico de los trematodos que parasitan a los murciélagos. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*. 1969; 30: 263-290.

Cabral AD, Gama AR, Sodre MM, Savani ES, Galvao-Dias MA, Jordao LR, Maeda MM, Yai LE, Gennari SM, Pena HF. First isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* from bats (Mammalia: Chiroptera). *Veterinary Parasitology*. 2013; 193: 100-104.

Cacho E, Estrada-Peña A, Sanchez A, Serra J. Histological Response of *Eptesicus serotinus* (Mammalia: Chiroptera) to *Argas vespertilionis* (Acari: Argasidae). *Journal of Wildlife Diseases*. 1994; 30(3):340-345.

Cain GD. Helminth Parasites of Bats from Carlsbad Caverns, New Mexico. *The Journal of Parasitology*. 1966; 52(2): 351-357.

Calisher CH, Childs JE, Field HE, Holmes KV, Schountz T. Bats: important reservoir hosts of emerging viruses. *Clinical Microbiology Reviews*. 2006; 19(3): 531-545.

Camilotti VL, Gracioli G, Weber MM, Arruda JLS, Cáceres NC. Bat flies from the deciduous Atlantic Forest in southern Brazil: host-parasite relationships and parasitism rates. *Acta Parasitologica*. 2010; 55(2): 194-200.

Campbell FE, Atwell RB. Long QT syndrome in dogs with tick toxicity (*Ixodes holocyclus*). *Australian Veterinary Journal*. 2002; 80: 611-616.

Campbell FE, Atwell RB, Smart L. Effects of the paralysis tick, *Ixodes holocyclus*, on the electrocardiogram of the Spectacled Flying Fox, *Pteropus conspicillatus*. *Australian Veterinary Journal*. 2003; 81: 328-331.

- Campbell F, Atwell R, Fenning A, Hoey A, Brown L. Cardiovascular effects of the toxin(s) of the Australian paralysis tick, *Ixodes holocyclus*, in the rat. *Toxicon*. 2004; 43: 743-750.
- Cárdenas MQ, Oliveira-Menezes A, Lanfredi RM. Effects of albendazole on *Litomosoides chagasfilhoi* (Nematoda: Filarioidea) females in vivo. *Parasitology Research*. 2010; 107: 817-826.
- Cardia DFF. Helminths de Quirópteros da Região Centro-Oeste do Estado de São Paulo. [Dissertação de Mestrado]. Jaboticabal: Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”; 2012. 87 pp.
- Cardia DFF, Hoppe EGL, Tebaldi JH, Fornazari F, Menozzi BD, Langoni H, Nascimento AA, Bresciani KDS. Redescription and taxonomical considerations about *Aonchotheca (Aonchotheca) pulchra* n. comb. (Enoplida: Trichuridae), a nematode of *Nyctinomops* spp. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. 2014; 23: 399-402.
- Cardia DFF, Tebaldi JH, Fornazari F, Menozzi BD, Langoni H, Nascimento AA, Bresciani KDS, Hoppe EGL. *Pterygodermatites (Paucipectines) andyraicola* n. sp. (Spirurida: Rictulariidae), an intestinal nematode of Neotropical Molossidae bats from Brazil. *Comparative Parasitology*. 2015; 82(2): 296-300.
- Carmignotto AP, Vivo M, Langguth A. Mammals of the Cerrado and Caatinga: distribution patterns of the tropical open biomes of Central South America. In: Patterson BD, Costa LP. *Bones, clones, and biomes: the history and geography of recent Neotropical mammals*. Chicago: University of Chicago Press; 2012. 307-350.
- Caro F, Carvajal H, Bonelo A, Vélez I. Trematodos de murciélagos de la ciudad de Cali y areas vecinas (Colombia). *Actualidades Biologicas (Medellin)*. 2003; 25(78): 79-88.
- Carvalho JCM. Note on the association of the tick *Ornithodoros talaje* (Guérin-Meneville), with infestations in human dwellings in Brazil. *Journal of Parasitology*. 1942; 28:165
- Carvalho CO, Chagas ACS, Cotinguiba F, Furlan M, Brito LG, Chaves FCM, Stephan MP, Bizzo HR, Amarante AFT. The anthelmintic effect of plant extracts on *Haemonchus contortus* and *Strongyloides venezuelensis*. *Veterinary Parasitology*. 2012; 183: 260-268.
- Casiraghi M, Anderson TJ, Bandi C, Bazzocchi C, Genchi C. A phylogenetic analysis of filarial nematodes: comparison with the phylogeny of *Wolbachia* endosymbionts. *Parasitology*. 2001; 122: 93-103.
- Casiraghi M, Bain O, Guerrero R, Martin C, Pocacqua V, Gardner SL, Franceschia A, Bandi C. Mapping the presence of *Wolbachia pipientis* on the phylogeny of filarial nematodes: evidence for symbiont loss during evolution. *International Journal for Parasitology*. 2004; 34: 191-203.

Caspeta-Mandujano JM, Jiménez FA, Peralta-Rodríguez JL, Guerrero JA. *Pterygodermatites (Pterygodermatites) mexicana* n. sp. (Nematoda: Rictulariidae), a parasite of *Balantiopteryx plicata* (Chiroptera) in Mexico. *Parasite*. 2013; 20(47): 1-7.

Cavazzana Jr M, Marcili A, Lima L, Silva FM, Junqueira ACV, Veludo HH, Viola LB, Campaner M, Nunes VLB, Paiva F, Coura JR, Camargo EP, Teixeira MMG. Phylogeographical, ecological and biological patterns shown by nuclear (ssrRNA and gGAPDH) and mitochondrial (Cyt b) genes of trypanosomes of the subgenus *Schizotrypanum* parasitic in Brazilian bats. *International Journal for Parasitology*. 2010; 40: 345-355.

Chabaud AG. Sur le cycle évolutif des Spirurides et de Nématodes ayant une biologie comparable. Valeur systématique des caractères biologiques. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1954; 29: 42-88, 206-249, 358-425.

Chabaud AG. Spirurida: Spiruroidea, Habronematoidea and Acuárioidea. In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CAB International; 2009. 361-390.

Chagas-Moutinho VA, Silva R, Souza W, Motta MCM. Identification and ultrastructural characterization of the *Wolbachia* symbiont in *Litomosoides chagasfilhoi*. *Parasites & Vectors*. 2015; 8: 74.

Chitwood BG, Chitwood MB. Introduction to Nematology. Baltimore: Monumental Printing Company; 1950. 213 pp.

Christe P, Giorgi MS, Vogel P, Arlettaz R. Differential species-specific ectoparasitic mite intensities in two intimately coexisting sibling bat species: resource-mediated host attractiveness or parasite specialization? *Journal of Animal Ecology*. 2003; 72: 866-872.

Christe P, Glaizot O, Evanno G, Bruyndonckx N, Devevey G, Yannic G, Patthey P, Maeder A, Vogel P, Arlettaz R. Host sex and ectoparasites choice: preference for, and higher survival on female hosts. *Journal of Animal Ecology*. 2007; 76(4): 703-710.

Coggins JR, Tedesco JL, Rupprecht CE. Seasonal changes and overwintering of parasites in the bat, *Myotis lucifugus* (Le Conte), in a Wisconsin Hibernaculum. *American Midland Naturalist*. 1982; 107: 305-315.

Coggins JR. Seasonal changes and overwintering of endoparasites in the bat (*Myotis lucifugus*) in a Southeastern Wisconsin hibernaculum. *UWM Field Station Bulletins*. 1984; 17(2): 1-12.

Coimbra Jr CEA, Guimarães LR, Mello DA. Ocorrência de Streblidae (Diptera: Pupipara) em morcegos capturados em regiões de Cerrado do Brasil Central. *Revista Brasileira de Entomologia*. 1984; 28(4): 547-550.

Concannon R, Wynn-Owen R, Simpson VR, Birtles RJ. Molecular characterization of haemoparasites infecting bats (Microchiroptera) in Cornwall, UK. *Parasitology*. 2005; 131: 489-496.

Copeland RS, Kirk-Spriggs AH, Muteti S, Booth W, Wiegmann BM. Rediscovery of the 'terrible hairy fly', *Mormotomyia hirsuta* Austen (Diptera: Mormotomyiidae), in Eastern Kenya, with notes on biology, natural history, and genetic variation of the Ukasi Hill population. *African Invertebrates*. 2011; 52: 363-390.

Cribb TH, Bray RA, Olson DP, Littlewood DTJ. Life cycle evolution in the Digenea: a new perspective from phylogeny. *Advances in Parasitology*. 2003; 54: 197-254.

Cuartas-Calle C, Munoz-Arango J. Nemátodos en la cavidad abdominal y el tracto digestivo de algunos murciélagos Colombianos. *Caldasia*. 1999; 21: 10-25.

Cunha RM, Carneiro AJB, Gonçalves RS, Becerra DRD, Stocker A, Barrouin-Melo SM, Franke CR. Envolvimento do *Desmodus rotundus* no ciclo epidemiológico das leishmanioses na Bahia, Brasil. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*. 2014; 15(3): 774-781.

Czaplinski e Vaucher. Family Hymenolepididae Ariola, 1899. *In: Khalil LF, Jones A, Bray RA. Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates*. Saint Albans: CAB Internacional; 1994. 595-664.

Dantas-Torres F, Soares FAM, Ribeiro CEBP, Daher MRM, Valença GC, Valim MP. Mites (Mesostigmata: Spinturnicidae and Spelaeorhynchidae) associated with bats in Northeast Brazil. *Journal of Medical Entomology*. 2009; 46(3): 712-715.

Dantas-Torres F, Venzal JM, Bernardi LFO, Ferreira RL, Onofrio VC, Marcili A, Bermúdez SE, Ribeiro AF, Barros-Battesti DM, Labruna MB. Description of a New Species of Bat-Associated Argasid Tick (Acari: Argasidae) from Brazil. *Journal of Parasitology*. 2012; 98(1): 36-45.

De Ley P, Blaxter ML. Systematic position and phylogeny. *In: Lee D. The Biology of Nematodes*. London: Taylor e Francis; 2002. 1-30.

Deng H, Rhun DL, Buffet JPR, Cotté V, Read A, Birtles RJ, Vayssier-Taussat M. Strategies of exploitation of mammalian reservoirs by *Bartonella* species. *Veterinary Research*. 2012; 43: 15.

Dias PA, Santos CLC, Rodrigues FS, Rosa LC, Lobato KS, Rebêlo JMM. Espécies de moscas ectoparasitas (Diptera, Hippoboscoidea) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) no Estado do Maranhão. *Revista Brasileira de Entomologia*. 2009; 53(1): 128-133.

Diawara A, Halpenny CM, Churcher TS, Mwandawiro C, Kihara J, Kaplan RM, Streit TG, Idaghdour Y, Scott ME, Basáñez MG, Prichard RK. Association between response to albendazole treatment and β -tubulin genotype frequencies in soil-transmitted helminths. *PLoS Negl Trop Dis*. 2013; 7(5):e2247.

Díaz MM, Aguirre LF, Barquez RM. Clave de identificación de los murciélagos del Cono Sur de Sudamérica. Cochabamba: Centro de Estudios en Biología Teórica y Aplicada; 2011. 94 pp.

- Diaz-Ungria C. Helminthos endoparasitos de Venezuela. *Ciência Veterinária*. 1973; 3: 37-343.
- Diaz-Ungria C. Helminthos parásitos de vertebrados en el Estado Zulia. Algunas especies nuevas para Venezuela. *Kasmera*. 1978; 6(1-4): 207-233.
- Diaz-Ungria C. Algunas especies de helminthos nuevas para Venezuela. *Revista Ibérica de Parasitología*. 1979; 39: 313-336.
- Dick CW. Review of the Bat Flies of Honduras, Central America (Diptera: Streblidae). *Journal of Parasitology Research*. 2013. 17 pp.
- Dick CW, Dick SC. Effects of prior infestation on host choice of bat flies (Diptera: Streblidae). *Journal of Medical Entomology*. 2006; 43(2): 433-436.
- Dick CW, Gettinger D. Faunal survey of Streblid flies (Diptera: Streblidae) associated with bats in Paraguay. *Journal of Parasitology*. 2005; 91(5): 1015-1024.
- Dick CW, Patterson BD. Bat flies: Obligate ectoparasites of bats. *In: Morand S, Krasnov BR, Poulin R. Micromammals and Macroparasites. From Evolutionary Ecology to Management*. Japan: Springer Verlag; 2006. 170-194.
- Dick CW, Esbérard CEL, Graciolli G, Bergallo HG, Gettinger D. Assessing host specificity of obligate ectoparasites in the absence of dispersal barriers. *Parasitology Research*. 2009; 105: 1345-1349.
- Dick CW, Graciolli G, Guerrero R. Family Streblidae. *Zootaxa*. 2016; 4122(1): 784-802.
- Dick CW, Gettinger D, Gardner SL. Bolivian Ectoparasites: A Survey of Bats (Mammalia: Chiroptera). *Comparative Parasitology*. 2007; 74(2): 372-377.
- Diesing KM. *Systema Helminthum*. Vol. 1. Braumüller, Vindobonae. 1850; 679 pp.
- Diouf M, Seck CAB, Bâ CT, Quikichini Y, Marchand B. A new species of *Spirura blanchard*, 1849 (Nematoda: Spiruridae) parasite of *Heliosciurus gambianus* and *Xerus erythropus* (Rodentia: Sciuridae) in Senegal. *Journal of Parasitology*. 2013; 99: 1040-1044.
- Dittmar K, Dick CW, Patterson BD, Whiting MF, Gruwell ME. Pupal deposition and ecology of bat flies (Diptera: Streblidae): *Trichobius* sp. (caecus group) in a Mexican cave habitat. *Journal of Parasitology*. 2009; 95: 308-314.
- Dittmar K, Morse S, Gruwell ME, Mayberry JR, DiBlasi E. Spatial and temporal complexities of reproductive behavior and sex ratios: a case from parasitic insects. *Plos One*. 2011; 6(5): e19438.
- Dittmar K, Morse SF, Dick CW, Patterson BD. Bat fly evolution from the Eocene to the Present (Hippoboscoidea, Streblidae and Nycteribiidae). *In: Morand S, Krasnov BR,*

- Littlewood DTJ. Parasite Diversity and Diversification: Evolutionary Ecology Meets Phylogenetics. Cambridge: Cambridge University Press; 2015. 246-264.
- Dodd NS, Lord JS, Jehle R, Parker S, Parker F, Brooks DR, Hide G. *Toxoplasma gondii*: prevalence in species and genotypes of British bats (*Pipistrellus pipistrellus* and *P. pygmaeus*). *Experimental Parasitology*. 2014; 139: 6–11.
- Dollfus RP. Sur *Distoma ascidia* P. J. van Beneden, 1873 (nec Linstow, nec Looss) et le genre *Prosthodendrium* R. Ph. Dollfus, 1931 (Trematoda, Lecithodendriinae). *Bulletin of the Royal Belgium Museum of Natural History*. 1937; 13: 1-21.
- Drago FB, Lunaschi LI, Delgado L, Robles R. Helminthofauna de quiropteros de la Reserva Natural Punta Lara, Provincia de Buenos Aires. XXI Jornadas Argentinas de Mastozoología. 2007; 236: 255.
- Dubois G. Contribution à l'étude des Trématodes de Chiroptères. *Revue Suisse de Zoologie*. 1960; 67: 1-80.
- Duignan P, Horner G, O'Keefe J. Infectious and emerging diseases of bats, and health status of bats in New Zealand. *Surveillance*. 2003; 30: 15-18.
- Durette-Desset MC. Trichostrongyloid nematodes and their vertebrate hosts: reconstruction of the phylogeny of a parasitic group. *Advances in Parasitology*. 1985; 24: 39-306.
- Durette-Desset MC. Strongylida: Trichostrongyloidea. *In*: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CAB International; 2009. 110-177.
- Durette-Desse MC, Chabaud AG. Nouvel essai de classification des Nématodes Trichostrongyloidea. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1981; 56 : 297-312.
- Durette-Desset MC, Chabaud AC. Nomenclature des Strongylida au-dessus du groupe famille. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1993; 68: 111-112.
- Durette-Desset MC, Vaucher C. Trichostrongyloidea (Nematoda) parasites de Chiroptères neotropicaux. II. Nouvelles données sur le genre *Cheiropterionema* Sandground, 1929. *Revue Suisse de Zoologie*. 1988; 95: 889-899.
- Durette-Desset MC, Vaucher C. Trichostrongyloidea (Nematoda) parasites de chiropteres neotropicaux. III. *Carostrongylus touzeti* gen. n., sp. n. chez *Carollia* spp. (Phyllostomatidae). *Revue Suisse de Zoologie*. 1989; 96: 697-706.
- Durette-Desset MC, Vaucher C. *Molostrongylus acanthocolpos* gen. n. sp. n. (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea) parasite de *Molossops temmincki* (Chiroptera, Molossidae) au Paraguay. *Revue Suisse de Zoologie*. 1996; 103: 905-913.

Durette-Desset MC, Vaucher C. *Molostrongylus mbopi* sp. n. (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea), parasite de *Molossops* spp. (Chiroptera, Molossidae) au Paraguay. *Revue Suisse de Zoologie*. 1999; 106: 407-418.

Duval L, Mejean C, Maganga GD, Makanga BK, Koumba LBM, Peirce MA, Arieu F, Bourgarel M. The chiropteran haemosporidian *Polychromophilus melanipherus*: A worldwide species complex restricted to the family Miniopteridae. *Infection, Genetics and Evolution*. 2012; 12: 1558-1566.

Dzikowski R, Levy MG, Poore MF, Flowers JR, Paperna I. Use of rDNA polymorphism for identification of Heterophyidae infecting freshwater fishes. *Diseases of Aquatic Organisms*. 2004; 59: 35-41.

Edungbola LD. Parasites of House-Dwelling, Insectivorous Bats from Alabe, Kwara State, Nigeria. *Journal of Parasitology*. 1981; 67(2): 287-288.

Eriksson A, Graciolli G, Fischer E. Bat flies on phyllostomid hosts in the *Cerrado* region: component community, prevalence and intensity of parasitism. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2011; 106(3): 274-278.

Erkulov KE, Moldopiyazova TM. New and less-known helminth species from mammals in Southern Kirghizia. In: *Free-living and parasitic scolecids of the fauna of Kirghizia*. Ilim, Frunze. 1986. 112-13.

Esbérard C. Infestation of *Rhynchopsyllus pulex* (Siphonaptera: Tungidae) on *Molossus molossus* (Chiroptera) in Southeastern Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2001; 96(8): 1169-1170.

Esbérard CEL, Bergallo HG. Aspectos sobre a biologia de *Tonatia bidens* (Spix) no Estado do Rio de Janeiro, sudeste do Brasil (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. 2004; 21(2): 253-259.

Esbérard CEL, Martins-Hatano F, Bittencourt EB, Bossi DEP, Fontes A, Lareschi M, Menezes V, Bergallo HG, Gettinger D. A method for testing the host specificity of ectoparasites: give them the opportunity to choose. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2005; 100: 761-764.

Esbérard CEL, Astúa D, Geise L, Costa LM, Pereira LG. Do young *Carollia perspicillata* (Chiroptera: Phyllostomidae) present higher infestation rates of Streblidae (Diptera)? *Braz. J. Biol.* 2012; 72(3): 617-621.

Esbérard CEL, Biavatti TC, Carvalho WD, Costa LM, Godoy MS, Gomes LAC, Luz JL, Pol A, Silva EP, Tato GK, Graciolli G. *Trichobius longipes* (Diptera, Streblidae) as a parasite of *Phyllostomus hastatus* (Chiroptera, Phyllostomidae). *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. 2014; 23(3): 315-319.

Esslinger JH. The genus *Litomosoides* Chandler, 1931 (Filaroidea: Onchocercidae) in Colombian bats and rats. *Journal of Parasitology*. 1973; 59: 225-246.

- Estrada-Peña A, Venzal JM, Barros-Battesti DC, Onofrio VC, Trajano E, Firmino JVL. Three new species of *Antricola* (Acari: Argasidae) from Brazil, with a key to the known species in the genus. *Journal of Parasitology*. 2004; 90(3): 490-498.
- Fabián ME, Rui AM, Waechter JL. Plantas utilizadas como alimentos por morcegos (Chiroptera, Phyllostomidae), no Brasil. *In: Reis NR, Peracchi AL, Santos GASD. Ecologia de Morcegos. Londrina: Technical Books; 2008. 51-70.*
- Fain A. Les acariens psoriques parasites des chauves-souris. X. Le genre *Chirnyssoides* g.n. chez les chauves-souris sud-américaines (Sarcoptiformes: Sarcoptidae). *Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique Entomologie*. 1959; 35(31): 1-19.
- Fain A. Les tyroglyphides commensaux des chauves-souris insectivores – Description de cinq espèces nouvelles. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*. 1963; 67: 33-58.
- Fain A. Diagnoses de nouveaux Myobiidae (Acarina: Trombidiformes). *Rev. Zool. Bot. Afr.* 1972; 86: 148-157.
- Fain A, Aitken THG. Acariens nasicoles d'oiseaux et de mammifères du Brésil. III. Nouvelles espèces de Rhinonyssidae de la région de Belem (Nord Brésil). *Bulletin et Annales de la Societe Royale Belge d'Entomologie*. 1969; 105: 342-415.
- Fain A, Aitken THG. Acariens nasicoles d'Oiseaux et de Mammifères du Brésil. IV. Nouveaux Ereyinetidae (Trombidiformes) et Turbinoptidae (Sarcoptiformes) de la région de Belém (Nord Brésil). *Acarologia*. 1970; 12: 326-338.
- Fain AG, Camin AJ, Johnston D. Notes on the genus *Spelaeorhynchus*. Description of *S. praecursor* Neumann and of two new species. *Acarologia*. 1967; 9: 535-556.
- Falcón-Ordaz J, Guzmán-Cornejo C, García-Prieto L, Gardner SL. *Tadaridanema delicatus* (Schwartz, 1927) n. gen., n. comb. (Trichostrongylina: Molineidae) Parasite of Molossidae Bats. *Journal of Parasitology*. 2006; 92(5): 1035-1042.
- Feliu C, Torres J, Miquel J, Segovia JM, Fons R. Digenean trematodes. *In: Morand S, Krasnov BR, Poulin R. Micromammals and Macroparasites. From Evolutionary Ecology to Management. Japan: Springer Velarg; 2006. 13-28.*
- Fernandes BMM, Justo MCN, Cárdenas MQ, Cohen SC. South american trematodes parasites of birds and mammals. Rio de Janeiro: Oficina de Livros; 2015. 516 pp.
- Ferreira VS, Brasil-Sato MC. Digeneticos (Cercomeria, Lecithodendriidae) de morcegos (Chiroptera) dos municípios de Seropédica e Rio de Janeiro, do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Bios (Belo Horizonte)*. 1998; 6(6): 83-88.
- Ferris GF, Usinger RL. The family Polyctenidae (Hemiptera: Heteroptera). *Microentomol.* 1939; 4: 1-50.
- Ferris GF, Usinger RL. Notes and description of American Polyctenidae (Hemiptera). *Pan-Pacific Entomologist*. 1945; 21: 121-124.

- Figueiredo D, Gracioli G, Aguiar LMS. New records of bat flies (Diptera, Streblidae and Nycteribiidae) in Cerrado of Central Brazil. *Check List*. 2015; 11(5): 1761.
- Flechtmann CHW. *Ácaros de importância médica e veterinária*. São Paulo: Nobel; 1990. 192 pp.
- Fonseca F. Notas de Acaireologia. XVII. Localização, frequência, distribuição geográfica e hospedadores de *Spelaeorhynchus latus* Banks, 1917 (Acarina, Spelaeorhynchidae). *Memórias do Instituto Butantan*. 1935; 9: 145-148.
- Fonseca MA, Valim MP, Botão-Miranda RA, Gitti CB, Amorim M, Serra-Freire NM. Ocorrência de *Dentocarpus silvai silvai* Dusbabek e Cruz, 1966 (Acari: Chirodiscidae) em duas espécies de molossídeos (Mammalia: Chiroptera) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Entomologia y Vectores*. 2005; 12(1): 117-121.
- Font WF, Lotz JM. Family Urotrematidae Poche, 1926. *In: Bray RA, Gibson DI, Jones A. Keys to the Trematoda*. Volume 3. London: CAB International; 2008. 441-445.
- Forattini OP. Os Cimicídeos e sua importância em Saúde Pública (Hemiptera-Heteroptera; Cimicidae). *Revista de Saúde Pública*. 1990; 4(Supl.): 1-37.
- França DS, Pereira SN, Maas ACS, Martins MA, Bolzan DP, Lima IP, Dias D, Peracchi AL. Ectoparasitic flies (Diptera, Streblidae) of bats (Chiroptera, Phyllostomidae) in an Atlantic Forest area, Southeastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*. 2013; 73(4): 847-854.
- Frank R, Münster J, Schulze J, Liston A, Klimpel S. Macroparasites of Microchiroptera: bat ectoparasites of Central and South America. *In: Klimpel S, Mehlhorn H. Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites. Parasitology Research Monographs*. Volume 5. Berlin: Springer Verlag; 2014. 87-130.
- Freitas JFT. Sobre as espécies do gênero *Capillaria* Zeder, 1800, parasitas de morcegos. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1934; 28: 239-261.
- Freitas JFT. *Ochoterenatrema caballeroi* sp. n. (Trematoda: Lecithodendriidae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1957; 17: 285-289.
- Freitas TJF. Esboço de novo arranjo sistemático para os Nematódeos Capilariíneos (Trichuroidea). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*. 1959; 3(5): 4-6.
- Freitas JFT. Sobre uma nova espécie do gênero "*Prosthodendrium*" Dollfus, 1931 (Trematoda, Lecithodendriidae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1960; 20: 265-268.
- Freitas JFT, Dobbin Jr JE. Nota prévia sobre novo trematódeo do gênero *Paralecithodendrium*. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*. 1960b; 4: 59-60.
- Freitas JFT, Dobbin Jr JE. *Aonchotheca parca* sp. nov., nematódeo capilarídeo parasito de quiróptero. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*. 1961; 5: 21-22.

- Freitas JFT, Dobbin Jr JE. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintologica de quirópteros no Estado de Pernambuco, Brasil. *Anais da Faculdade de Farmácia*. 1962; 5: 53-83.
- Freitas JFT, Ibañez HN. Fauna helmintologica do Peru – *Ochoterenatrema fraternum* sp. n. (Trematoda, Lecithodendriidae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1963; 23: 255-258.
- Freitas JFT, Lent H. Nota previa sobre duas novo especies do genero *Capillaria* (Nematoda), e referencia a novos hospedadores de helmintos conhecidos. *Revista Médico-Cirúrgica do Brasil*. 1935; 43: 301-303.
- Freitas JFT, Lent H. Estudo sobre os Capillariinae parasitos de mamíferos (Nematoda: Trichuroidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1936; 31(1): 85-160.
- Freitas JFT, Mendonça JM. Novo nematódeo trichostrongilídeo parasito de quiróptero. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*. 1960a; 29: 1-4.
- Freitas JFT, Mendonça JM. Novo nematodeo do gênero *Pterothominx* Freitas, 1959 (Trichuroidea, Capillariidae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1960b; 20: 269-272.
- Freitas JFT, Mendonça JM. Novo capilariíneo do gênero *Aonchotheca* Lopez-Neyra, 1949 (Nematoda, Trichuroidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1961; 59: 59-63.
- Fritz GN. Biology and ecology of bat flies (Diptera: Streblidae) on bats in the genus *Carollia*. *Journal of Medical Entomology*. 1983; 20: 1-10.
- Furman DP. The spinturnicid mites of Panama. *In: Wenzel RL, Tipton VJ. Ectoparasites of Panama* Editado; Chicago: Field Museum of Natural History; 1966. 125-166.
- Gannon MR, Willig MR. Ecology of ectoparasites from Tropical Bats. *Environmental Entomology*. 1995; 24(6): 1495-1503.
- Gardner SL, Jiménez-Ruíz FA. Methods for the Study of Bat Endoparasites. *In: Kunz TH, Parsons S. Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Baltimore: Johns Hopkins University Press; 2009. 795-805.
- Gardner RA, Molyneux DH. *Babesia vesperuginis*: natural and experimental infections in British bats (Microchiroptera). *Parasitology*. 1987; 95: 461-469.
- Garnham PCC, Lainson R, Shaw JJ. A contribution to the study of the haematozoon parasites of bats: a new haemoproteid, *Polychromophilus deanei* n. sp. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1971; 69(1): 199-125.
- Garcia M, Casal OH. Revision de las especies del genero *Euctenodes* Waterhouse, 1879 (Diptera, Acalypterae, Streblidae). *Notas Facultad de Ciencias Exactas, Fisicas y Naturales*. 1965; 5: 3-23.

Gasser RB, Stewart LE, Speare R. Genetic markers in ribosomal DNA for hookworm identification. *Acta Tropica*. 1996; 62: 15-21.

Gazarini J. Taxonomia e ecologia da parasitofauna de morcegos (Mammalia: Chiroptera) em áreas de Mata Atlântica no Brasil. [Tese de Doutorado]. Maringá: Universidade Estadual de Maringá; 2015; 110 pp.

Gay N, Olival KJ, Bumrungsri S, Siriaronrat B, Bourgarel M, Morand S. Parasite and viral species richness of Southeast Asian bats: Fragmentation of area distribution matters. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 2014; 3: 161-170.

Genov T, Stoykova-Hajnikolova R, Mészáros F. *Molinostrongylus* spp. (Nematoda: Molineidae) from bats Bulgaria, with a review of European species. *Parasitologia Hungarica*. 1992; 53-68.

Georgiev BB, Bray RA, Littlewood DTJ. Cestodes of small mammals: taxonomy and life cycles. *In: Morand S, Krasnov BR, Poulin R. Micromammals and Macroparasites. From Evolutionary Ecology to Management*. Japan: Springer Velarg; 2006. 29-60.

Gettinger D, Gribel R. Spinturnicid aites (Gamasida: Spinturnicidae) associated with bats in Central Brazil. *Journal of Medical Entomology*. 1989; 26(5): 491-493.

Gibson DI, Jones A. Keys to the Trematoda. Volume 3. London: CAP International; 2008. 824 pp.

Gibson KE, Rikihisa Y, Zhang C, Martin C. *Neorickettsia risticii* is vertically transmitted in the trematode *Acanthatrium oregonense* and horizontally transmitted to bats. *Environmental Microbiology*. 2005; 7(2): 203-212.

Giorgi MS, Arlettaz R, Christe P, Vogel P. The energetic grooming costs imposed by a parasitic mite (*Spinturnix myotis*) upon its bat host (*Myotis myotis*). *Proceedings of the Royal Society of London B*. 2001; 268: 2071-2075.

Gleeson DM, Howitt RJL, Newcomb RD. The phylogenetic position of the New Zealand batfly, *Mystacinobia zelandica* (Mystacinobiidae: Oestroidea) inferred from mitochondrial 16S ribosomal DNA sequence data. *Journal of the Royal Society of New Zealand*. 2000; 30: 155-168.

Godinho LN, Cripps JK, Coulson G, Lumsden LF. The effect of ectoparasites on the grooming behaviour of Gould's Wattleed Bat (*Chalinolobus Gouldii*): an experimental study. *Acta Chiropterologica*. 2013; 15(2): 463-472.

Goldberg SR, Bursley CR, Cheam H. Helminths of Six Species of Anolis Lizards (Polychrotidae) from Hispaniola, West Indies. *The Journal of Parasitology*. 1998; 84(6): 1291-1295.

Gomes LAC, Silva RM, Melo VL. First record of *Parakosa flexipes* (Acari: Chirodiscidae) parasitizing a free-tailed bat (Chiroptera: Molossidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2012; 21(4): 424-427.

González PED, Santos MA, Miranda RJ. Streblidae (Diptera: Pupipara) ectoparasitos de murciélagos, en las tierras bajas del Parque Nacional Darién, Provincia de Darién, Panamá. *Tecnociencia*. 2004; 6(2): 161-172.

Graciolli G, Bordignon MO, Moura MO. Ocorrência de *Latrocimex spectans* Lent (Hemiptera, Cimicidae, Latrocimicinae) no Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 1999; 16(3): 913.

Graciolli G. Distribuição geográfica e hospedeiros quirópteros (Mammalia, Chiroptera) de moscas nictéribidas americanas (Diptera, Nycteribiidae). *Revista Brasileira Zoologia*. 2001; 18; 307-322.

Graciolli G. Two new species of *Basilia* Miranda-Ribeiro, 1903 (Diptera: Nycteribiidae), members of the ferruginea group, from Southern Brazil. *Zootaxa*. 2003a; 261: 1-7.

Graciolli G. Nova espécie de *Anatrichobius* Wenzel, 1966 (Diptera, Streblidae) do Brasil meridional. *Revista Brasileira de Entomologia* 2003b; 47(1): 55-58

Graciolli G. Uma nova espécie de *Strebla* Wiedemann, 1824 (Diptera, Streblidae, Streblinae) sobre *Anoura caudifer* (E. Geoffroy, 1818) (Chiroptera, Phyllostomidae, Glossophaginae). *Revista Brasileira de Entomologia*. 2003c; 47(3): 435-436.

Graciolli G. Nycteribiidae (Diptera, Hippoboscoidea) no Sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2004; 21(4): 971-985.

Graciolli G (2017) Streblidae. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. PNUD. <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/2624>>. Acessado em 15 de janeiro de 2017.

Graciolli G, Aguiar LS. Ocorrência de moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae e Nycteribiidae) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) no Cerrado de Brasília, Distrito Federal. Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2002; 19(Supl. 1): 177-181.

Graciolli G, Azevedo AA. Ectoparasites of bats (Chiroptera, Furipteridae), with a description of a new species of *Synthesiostrebla* Townsend (Diptera, Streblidae) from Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*. 2011; 55(4): 501-504.

Graciolli G, Bernard E. Novos registros de moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae e Nycteribiidae) em morcegos (Mammalia, Chiroptera) do Amazonas e Pará, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2002; 19(Supl. 1): 77-86.

Graciolli G, Bianconi GV. Moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae e Nycteribiidae) em morcegos (Mammalia, Chiroptera) em área de Floresta com Araucária no Estado do Paraná, sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2007; 24(1): 246-249.

Graciolli G, Carvalho CJB. Moscas ectoparasitas (Diptera, Hippoboscoidea) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) do Estado do Paraná. II. Streblidae. Chave pictórica para gêneros e espécies. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2001; 18(3): 907-960.

- Graciolli G, Carvalho CJB. Do fly parasites of bats and their hosts coevolve? Speciation in *Trichobius phyllostomae* group (Diptera, Streblidae) and their hosts (Chiroptera, Phyllostomidae) suggests that they do not. *Revista Brasileira de Entomologia*. 2012; 56(4): 436-450.
- Graciolli G, Coelho DC. Streblidae (Diptera, Hippoboscoidea) sobre morcegos filostomídeos (Chiroptera, Phyllostomidae) em cavernas do Distrito Federal Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2001; 18 (3): 965-970.
- Graciolli G, Dick CW. A new species of *Metelasmus* (Diptera: Streblidae: Streblinae) from southern South America. *Zootaxa*. 2004; 509: 1-8.
- Graciolli G, Linardi PM. Some Streblidae and Nycteribiidae (Diptera: Hippoboscoidea) from Maracá Island, Roraima, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2002; 97(1): 139-141.
- Graciolli G, Moura MO. *Basilis quadrosae* sp. nov. (Diptera: Nycteribiidae), member of the ferruginea group, from Southern Brazil. *Zootaxa*. 2005; 1087: 33-38.
- Graciolli G, Rui AM. Streblidae (Diptera, Hippoboscoidea) em morcegos (Chiroptera, Phyllostomidae) no nordeste do Rio Grande Do Sul, Brasil. *Iheringia, Série Zoológica*. 2001; 90: 85-92.
- Graciolli G, Passos FC, Pedro WA, Lim BK. Records of Streblidae and Nycteribiidae (Diptera) on Vespertilionid Bats (Chiroptera: Vespertilionidae) From São Paulo State, Brazil. *Journal of the New York Entomological Society*. 2002; 110(3-4): 402-404.
- Graciolli G, Cáceres NC, Bornschein MR. Novos registros de moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae e Nycteribiidae) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em áreas de transição cerrado-floresta estacional no Mato Grosso do Sul, Brasil. *Biota Neotropica*. 2006a; 6(2): 1-4.
- Graciolli G, Passos FC, Pedro WA, Lim BK. Moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae) de morcegos filostomídeos (Mammalia, Chiroptera) na Estação Ecológica do Caetetus, São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 2006b; 23(1): 298-299.
- Graciolli G, Autino AG, Claps GL. Catalogue of American Nycteribiidae (Diptera, Hippoboscoidea). *Revista Brasileira de Entomologia*. 2007; 51(2): 142-159.
- Graciolli G, Azevedo AA, Árzua M, Barros-Battesti DME, Linardi PM. Artrópodos Ectoparasitos de Morcegos no Brasil. *In: Pacheco S, Marques RVE, Esbérard CEL. Morcegos no Brasil: Biologia, Sistemática, Ecologia e Conservação. Porto Alegre: Armazém Digital; 2008.; 115-138.*
- Graciolli G, Zortéa M, Carvalho LFAC. Bat flies (Diptera, Streblidae and Nycteribiidae) in a Cerrado area of Goiás State, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*. 2010; 54(3): 511-514.
- Gregorin R, Taddei V. Chave artificial para a identificação de molossídeos brasileiros (Mammalia, Chiroptera). *Mastozoología Neotropical, Journal of Neotropical Mammalogy*. 2002; 9(1): 13-32.

- Guerrero R. Parasitología. In: Aguilera M. El Estudio de los Mamíferos en Venezuela. Evaluación y Perspectivas. Caracas: Fondo Editorial Acta Científica Venezolana; 1985. 35-91.
- Guerrero R. Catalogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parasitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. II. Los grupos: *Pallidus*, *Caecus*, *Major*, *Uniformis* y *Longipes* del genero *Trichobius* Gervais, 1844. Acta Biológica Venezolana. 1994a; 15(1): 1-18.
- Guerrero R. Catalogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parasitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. IV. Trichobiinae com alas desarrolladas. Boletín de Entomología Venezolana. 1994b; 9: 161-192.
- Guerrero R. Catalogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parasitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. II. Los Grupos: *Dugesii*, *Dunni* y *Phyllostomae* del genero *Trichobius* Gervais, 1844. Acta Biológica Venezolana. 1995; 15(3-4): 1-27.
- Guerrero R. Catalogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parasitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. VI. Streblinae. Acta Biológica Venezolana. 1996; 16: 1-26.
- Guerrero R. Catalogo de los Streblidae (Diptera: Pupipara) parasitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) del Nuevo Mundo. VII. Lista de especies, hospedadores y paises. Acta Biológica Venezolana. 1997; 17: 9-24.
- Guerrero R. Notes on Neotropical batflies (Diptera, Streblidae). I. The genus *Trichobius*, with description of two new species and one new subspecies from Venezuela. Acta Parasitologica. 1998; 43(2): 86-93.
- Guerra RMSNC, Serra-Freire NM. *Amblyomma oblongoguttatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodida) in *Carollia perspicillata* (L.) (Chiroptera: Phyllostomidae): report and ecological reflexion. Entomologia y Vectores. 1999; 6(1): 63-73.
- Guerrero R, Bain O. Study of types of some species of “Filaria” (Nematoda) parasites of small mammals described by Von Linstow and Molin. Parasite. 2011; 18: 151-161.
- Guerrero R, Martin C, Gardner SL, Bain O. New and known species of *Litomosoides* (Nematoda: Filarioidea): important adult and larval characters and taxonomic changes. Comparative Parasitology. 2002; 69: 177-195.
- Guerrero R, Martin C, Bain O. *Litomosoides yutajensis* n. sp., first record of this filarial genus in a mormoopid bat. Parasite. 2003; 10: 219-225.
- Guerrero R, Bain O, Attout T, Martin C. The infective larva of *Litomosoides yutajensis* Guerrero et al., 2003 (Nematoda: Onchocercidae), a Wolbachia-free filaria from bat. Parasite. 2006; 13: 127-130.

- Guerrero R, Morales-Malacara JB. Streblidae (Diptera: Calyptratae) parásitos de murciélagos (Mammalia: Chiroptera) cavernícolas del centro y sur de México, con descripción de una especie nueva del género *Trichobius*. Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie zoología. 1996; 67(2): 357-373.
- Guimarães LR. Sobre as espécies sul americanas do gênero *Trichobius* (Diptera-Streblidae). Revista do Museu Paulista. 1937; 23: 653-666.
- Guimarães LR. Notas sobre Streblidae. Papéis Avulsos, Departamento de Zoologia. 1941; 1: 213-222.
- Guimarães LR. Sobre 08 primeiros estádios de alguns Dípteros pupíparos. Papéis Avulsos, Departamento de Zoologia. 1944; 6: 181-192.
- Guimarães LR, D'Andretta MAV. Sinopse dos Nycteribiidae (Diptera) do Novo Mundo. Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo. 1956; 10:1-184.
- Guzmán-Cornejo C, García-Prieto L, León GPP, Morales-Malacara JB. Parasites of *Tadarida brasiliensis mexicana* (Chiroptera: Molossidae) from arid regions of Mexico. Comparative Parasitology. 2003a; 70(1): 11-25.
- Guzmán-Cornejo C, García-Prieto L, Morales-Malacara JB, León GPP. Acarine Infracommunities Associated with the Mexican Free-Tailed Bat, *Tadarida brasiliensis mexicana* (Chiroptera: Molossidae) in Arid Regions of Mexico. Journal of Medical Entomology. 2003b; 40(6): 996-999.
- Hajkova P, Pikula J. Veterinary treatment of evening bats (Vespertilionidae) in the Czech Republic. Veterinary Record. 2007; 161: 139-140.
- Hastriter MW, Guerrero R. A review of the bat flea genus *Hormopsylla* (Siphonaptera: Ischnopsyllidae). Proc. Entomol. Soc. Wash. 1998; 100(2): 247-251.
- Hastriter MW, Méndez E. A review of the flea genera *Hectopsylla* Frauenfeld and *Rhynchopsyllus* Haller (Siphonaptera: Pulicidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington. 2000; 103: 613-624.
- Haukisalmi V, Hardman LM, Foronda P, Feliu C, Laakkonen J, Niemimaa, Lehtonen JT, Henttonen H. Systematic relationships of hymenolepidid cestodes of rodents and shrews inferred from sequences of 28S ribosomal RNA. Zoologica Scripta. 2010; 39(6): 631-641.
- Heneberg P, Literák I. Molecular phylogenetic characterization of *Collyriclum faba* with reference to its three host-specific ecotypes. Parasitology International. 2013; 62: 262-267.
- Herrin CS, Tipton VJ. Spinturnicidae mites of Venezuela (Acarina: Spinturnicidae). Brigham Young University science bulletin, Biological Series. 1975; 20(2): 1-72.

Hering-Hagenbeck S, Boomker J, Bain O. *Paraspirura bettinae* n. sp. from a South African skink with comments on spirurid nematodes from saurians and mammals. *Journal of Parasitology*. 2001; 87: 838-844.

Hillis DM, Dixon MT. Ribosomal DNA: Molecular evolution and phylogenetic inference. *The Quarterly Review of Biology*. 1991; 66: 411-453.

Hise AG, Gillette-Ferguson I, Pearlman E. The role of endosymbiotic *Wolbachia* bacteria in filarial disease. *Cellular Microbiology*. 2004; 6(2): 97-104.

Hoffmann WH, Petit G, Schulz-Key H, Taylor DW, Bain O, Goff L. *Litomosoides sigmodontis* in Mice: Reappraisal of an Old Model for Filarial Research. *Parasitology Today*. 2000; 16(9): 387-389.

Hofstede HM, Fenton MB, Whitaker Jr JO. Host and host-site specificity of bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae) on Neotropical bats (Chiroptera). *Canadian Journal of Zoology*. 2004; 82: 616-626.

Hofstede HM, Fenton MB. Relationships between roost preferences, ectoparasite density, and grooming behaviour of neotropical bats. *Journal of Zoology*. 2005; 266: 333-340.

Hoppe EGL, Araújo de Lima RC, Tebaldi JH, Nascimento AA. *Pterygodermatites (Muitipectines) pluripectinata* n. sp. (Spirurida: Rictulariidae), a nematode parasite of the crab-eating fox *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) from Caatinga shrubland, Brazil. *Journal of Helminthology*. 2010; 84(3): 312-316.

Jiménez FA, Patterson BD. A new species of *Pterygodermatites* (Nematoda: Rictulariidae) from the Incan shrew opossum, *Lestoros inca*. *Journal of Parasitology*. 2012; 98: 604-607.

Jiménez-Quirós O, Arroyo G. Helminths of the República de Costa Rica. XV. Nematoda 3. Presencia de *Litomosoides peñai* n. sp. en *Hemiderma perspicillatum aztecum* (Saussure, 1860). *Rev. Biol. Trop.* 1960; 8(1): 63-67.

Jobling B. On some American genera of the Streblidae and their species, with the description of a new species *Trichobius* (Diptera, Acalypterae). *Parasitology*. 1939; 31: 486-497.

Jobling B. Host-parasite relationship between the American Streblidae and the bats, with a new key to the American genera and a record of Streblidae from Trinidad, British West Indies (Diptera). *Parasitology*. 1949; 39: 315-329.

Jobling B. Description of two new species of Ascodipterona from Africa and one species of *Nycteribosca* from Madagascar (Diptera, Streblidae). *Parasitology*. 1952; 42(1-2):126-135.

Jones EK, Clifford CM, Keirans JE, Kohls GM. Ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the species of *Amblyomma* in the Western Hemisphere," *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*. 1972; 17(4): 40 pp.

- Jordan L. The American Polycetenidae. Ectoparasites. 1922; 1: 204-215.
- Joyeux C. Cestodes du Brésil. I. Arkiv för Zoologi. 1945; 37: 1-4.
- Junker K, Barbuto M, Casiraghi M, Martin C, Uni S., Boomker J, Bain O. *Litomosa Chiropterorum* Ortlepp, 1932 (Nematoda: Filarioidea) From A South African Miniopterid: Redescription, *Wolbachia* Screening And Phylogenetic Relationships With *Litomosoides*. Parasite. 2009; 16: 43-50.
- Kessel QC. A synopsis of the Streblidae of the world. Journal of the New York Entomological Society. 1925; 33:11-41.
- Khalil LF. Two new species of the nematode genus *Spirura* Blanchard, 1849 from bats in Tanzania. Journal of Helminthology. 1975; 49: 93-99.
- Khalil LF, Jones A, Bray RA. Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates. Saint Albans: CAB Internacional; 1994. 751 pp.
- Kirk-Spriggs AH, Kotrba M, Copeland RS. Further details of the morphology of the enigmatic African fly *Mormotomyia hirsuta* Austen (Diptera: Mormotomyiidae). African Invertebrates. 2011; 52: 145-165.
- Klompen JSH. Phylogenetic relationships in the mite family Sarcoptidae (Acari: Astigmata). Michigan: Museum of Zoology, University of Michigan; 1992. 154 pp.
- Komeno CA, Linhares AX. Batflies parasitic on some phyllostomid bats in Southeastern Brazil: parasitism rates and host-parasite relationships. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1999; 94: 151-156.
- Kostadinova A, Gibson DI. *Isthmiophora* Lühe, 1909 and *Euparyphium* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae) re-defined, with comments on their nominal species. Systematic Parasitology. 2002; 52: 205-217.
- Krantz GW, Walter DE. A Manual of Acarology. Third Edition. Lubbock: Texas Tech University Press; 2009. 807 pp.
- Krasnov BR. Composition of the order. In: Krasnov BR. Functional and evolutionary ecology of fleas: a model for ecological parasitology. Cambridge: Cambridge University Press, 2008. 3-8.
- Krasnov BR, Poulin R, Morand S. Patterns of macroparasite diversity in small mammals, p. 197-231. In: Morand S, Krasnov BR, Poulin R. Micromammals and Macroparasites. From Evolutionary Ecology to Management. Japan: Springer Verlag; 2006. 197-231.
- Krasnov BR, Bordes F, Khokhlova IS, Morand S. Gender-biased parasitism in small mammals: patterns, mechanisms, consequences. Mammalia. 2012; 76(1): 1-13.
- Kuchta R, Scholz T, Brabec J, Bray RA. Suppression of the tapeworm order Pseudophyllidea (Platyhelminthes: Eucestoda) and the proposal of two new orders,

Bothriocephalidea and Diphylobothriidea. *International Journal for Parasitology*, 38: 49–55, 2008.

Kudlai O, Stunžėnas V, Tkach V. The taxonomic identity and phylogenetic relationships of *Cercaria pugnax* and *C. helvetica* XII (Digenea: Lecithodendriidae) based on morphological and molecular data. *Folia Parasitologica*. 2015; 62: 003.

Kwiecinski GG. *Phyllostomus discolor*. *Mammalian Species*. 2006; 801: 1-11.

Labruna MB, Terassini FA, Camargo LMA, Brandão PE, Ribeiro AF, Estrada-peña A. New reports of *Antricola guglielmonei* and *Antricola delacruzii* in Brazil, and a description of a new argasid species (Acari). *Journal of Parasitology*. 2008; 94: 788-792.

Labruna MB, Nava S, Terassini FA, Onofrio VC, Barros-Battesti DM, Camargo LMA, Venzal JM. Description of adults and nymph, and redescription of the larva, of *Ornithodoros marinkellei* (Acari: Argasidae), with data on its phylogenetic position. *Journal of Parasitology*. 2011; 97(2): 207-217.

Labruna MB, Marcili A, Ogrzewalska M, Barros-Battesti DM, Dantas-Torres F, Fernandes AA, Leite RC, Venzal JM. New Records and Human Parasitism by *Ornithodoros mimon* (Acari: Argasidae) in Brazil. *Journal of Medical Entomology*. 2014; 51(1): 283-287.

Labruna MB, Venzal JM. *Carios fonsecai* sp. nov. (Acari, Argasidae), a bat tick from the central-western region of Brazil. *Acta Parasitologica*. 2009; 54: 355-363.

Labuda M, Nuttall PA. Virus transmitted by ticks. *In*: Bowman AS, Nuttall PA. *Ticks: Biology, Disease and Control*. Cambridge: Cambridge University Press; 2008. 253-280.

Lampo M, Feliciangeli MD, Márquez LM, Bastidas C, Lau P. A possible role of bats as a blood source for the *Leishmania* vector *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 2000; 62(6): 718-719.

Landau I, Chavatte JM, Karadjian G, Chabaud A, Beveridge I. The Haemosporidian parasites of bats with description of *Sprattiella alecto* gen. nov., sp. nov. *Parasite*. 2012; 19: 137-146.

Lavoipierre MMJ, Beck AJ. Feeding mechanism of *Chiroptonyssus robustipes* on the transilluminated bat wing. *Experimental Parasitology*. 1967; 20: 312-320.

Lei BR, Olival KJ. Contrasting Patterns in Mammal–Bacteria Coevolution: *Bartonella* and *Leptospira* in bats and rodents. *Plos Neglected Tropical Diseases*. 2014; 8(3): e2738.

Lent H. *Latrocimex spectans* n. gen., n. sp., parasito de morcegos no Brasil (Hemiptera, Cimicidae). *Rev Brasil Biol* 1941; 1: 41-46.

Lent H, Proença MC. *Cimex limai* Pinto, 1927, parasito de morcegos no Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1937; 32(2): 211-215.

- Lent H, Freitas JFT, Proença MC. Trematódeos de morcegos colecionados no Paraguay. *Revista Brasileira de Biologia*. 1945; 5: 499-507.
- Lent H, Freitas JFT, Proença MC. Algunos nematodos de murcielagos coleccionados en el Paraguay. *Revista Brasileira de Biologia*. 1946; 6: 485-497.
- Lewis SE. Low roost-site fidelity in pallid bats: associated factors and effect on group stability. *Behavioral Ecology and Sociobiology*. 1996; 39: 335-344.
- Lima AC. Contribuição para o conhecimento dos insectos da familia Polycetenidae. *Arquivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária*. 1920; 4: 61-76.
- Lima AC. Sobre os Streblideos americanos (Diptera: Pupipara). *Arquivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária*. 1921; 5: 17-34.
- Lima H, Rodriguez N, Barrios MA, Avila A, Canizales I, Gutierrez S. Isolation and molecular identification of *Leishmania chagasi* from a bat (*Carollia perspicillata*) in northeastern Venezuela. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2008; 103(4): 412-414.
- Linardi PM, Guimarães LR. Sifonápteros do Brasil. São Paulo: Museu de Zoologia USP/FAPESP; 2000. 291 pp.
- Linardi PM, Santos JLC. *Ctenocephalides felis felis* vs. *Ctenocephalides canis* (Siphonaptera: Pulicidae): some issues in correctly identify these species. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2012; 21(4): 345-354.
- Linhares A, Komeno CA. *Trichobius joblingi*, *Aspidoptera falcata*, and *Megistopoda proxima* (Diptera: Streblidae) parasitic on *Carollia perspicillata* and *Sturnira lillium* (Chiroptera: Phyllostomidae) in Southeastern Brazil: sex ratios, seasonality, host site preference, and effect of parasitism on the host. *Journal of Parasitology*. 2000; 86(1): 167-170.
- Linstow O von. Beobachtungen an Nematoden und Cestoden. *Archiv für Naturgeschichte*. 1904; 70: 297-309.
- Littlewood DTJ. The evolution of parasitism in flatworms. In AG Maule, NJ Marks (eds.), *Parasitic Flatworms: Molecular Biology, Biochemistry, Immunology and Physiology*. Wallingford: CAB International; 2006: 1-36.
- Lord JS, Brooks DR. Bat endoparasites: a UK Perspective. In: Klimpel S, Mehlhorn H. *Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites*. Parasitology Research Monographs. Volume 5. Berlin: Springer Verlag; 2014. 63-86.
- Lord JS, Parker S, Parker F, Brooks DR. Gastrointestinal helminths of pipistrelle bats (*Pipistrellus pipistrellus/Pipistrellus pygmaeus*) (Chiroptera: Vespertilionidae) of England. *Parasitology*. 2012; 139: 366-374.

Lotz JM, Font WF. Review of the Lecithodendriidae (Trematoda) from *Eptesicus fuscus* in Wisconsin and Minnesota. Proceedings of the Helminthological Society of Washington. 1983; 50(1): 83-102.

Lotz JM, Font WF. Family Lecithodendridae Lühe, 1901. In: Bray RA, Gibson DI, Jones A. Keys to the Trematoda. Volume 3. London: CAB International; 2008. 527-540.

Lourenço EC, Esberárd CEL. Reinfestation of Streblidae ectoparasites (Diptera) in *Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758) (Chiroptera). Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, 2011; 20 (4): 325-330.

Lourenço SI, Palmeirim JM. Can mite parasitism affect the condition of bat hosts? Implications for the social structure of colonial bats. Journal of Zoology. 2007; 273: 161-168.

Lourenço EC, Pinheiro MC, Faccini JLH, Famadas KM. New record, host and localities of bat mite of genus *Chirnyssoides* (Acari, Sarcoptiformes, Sarcoptidae). Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 2013; 22(2): 260-264.

Lourenço LC, Patrício PMP, Pinheiro MC, Dias RM, Famadas KM. Streblidae (Diptera) on bats (Chiroptera) in an area of Atlantic Forest, state of Rio de Janeiro. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 2014; 23(2): 164-170.

Lourenço EC, Almeida JC, Famadas KM. Richness of ectoparasitic flies (Diptera: Streblidae) of bats (Chiroptera). A systematic review and meta-analysis of studies in Brazil. Parasitology Research. 2016a; 115(11): 4379-4388.

Lourenço EC, Patrício PMP, Famadas KM. Community components of spinturnicid mites (Acari: Mesostigmata) parasitizing bats (Chiroptera) in the Tinguá Biological Reserve of Atlantic Forest of Brazil. International Journal of Acarology. 2016b; 42(2): 63-69.

Lučan RK. Relationships between the parasitic mite *Spinturnix andegavinus* (Acari: Spinturnicidae) and its bat host, *Myotis daubentonii* (Chiroptera: Vespertilionidae): seasonal, sex- and age-related variation in infestation and possible impact of the parasite on the host condition and roosting behaviour. Folia Parasitologica. 2006; 53: 147–152.

Lunaschi L. Tremátodos Lecithodendriidae y Anenterotrematidae de Argentina, México y Brazil. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. 2002; 73: 1-10.

Lunaschi L. Redescrición y reubicación sistematica del trematodo *Topsiturvitrema verticalia* (Trematoda: Digenea) en una familia nueva. Revista de Biología Tropical. 2006; 54: 1041-1045.

Lunaschi L, Drago FB. Checklist of digenean parasites of wild mammals from Argentina. Zootaxa. 2007; 1580: 35-50.

- Lunaschi LI, Drago FB. A revision of *Anenterotrema* Stunkard, 1938 (Digenea: Anenterotrematidae) and a key to its species. *Zootaxa*. 2011; 2775: 50-64.
- Lunaschi LI, Notarnicola J. New host records for Anenterotrematidae, Lecithodendriidae and Urotrematidae trematodes in bats from Argentina, with redescription of *Anenterotrema liliputianum*. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 2010; 81: 281-287.
- Luz JL, Costa LM, Gomes LAC, Esbérard CEL. The chiggerflea *Hectopsylla pulex* (Siphonaptera: Tungidae) as an ectoparasite of free-tailed bats (Chiroptera: Molossidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2009; 104(4): 567-569.
- Luz HR, Muñoz-Leal S, Almeida JC, Faccini JLH, Labruna MB. Ticks parasitizing bats (Mammalia: Chiroptera) in the Caatinga Biome, Brazil Carrapatos parasitando morcegos (Mammalia: Chiroptera) na Caatinga, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2016; 25(4): 484-491.
- Lynggaard C, García-Prieto L, Guzmán-Cornejo C, Osorio-Sarabia D. *Pterygodermatites (Paucipectines) baiomydis* n. sp. (Nematoda: Rictulariidae), a parasite of *Baiomys taylori* (Cricetidae). *Parasite*. 2014; 21(58): 1-7.
- Maa TC. A review of the world Polychtenidae. *Pacific Insects*. 1964; 6(3): 494-516.
- Maa TC. New *Basilisa* species from Thailand, Mexico and Brazil. *Pacific Insects*. 1968; 10: 25-32.
- Machado-Allison CE, Antequera R. Notes on Neotropical Mesostigmata VI: four new Venezuelan species of the genus *Periglischrus* (Acarina: Spinturnicidae). *Smithsonian Contrib. Zool*. 1971; 93: 1-16.
- Macnish MG, Morgan-Ryan UM, Monis PT, Behnke JM, Thompson RCA. A molecular phylogeny of nuclear and mitochondrial sequences in *Hymenolepis nana* (Cestoda) supports the existence of a cryptic species. *Parasitology*. 2002; 125: 567-575.
- Mañé-Garzón F, Telias D. Un nuevo tremátodo del género *Urotrema* de la rata de agua y redescrpcion de *Urotrema scabridum* Braun, 1900. *Comunicaciones Zoologicas del Museo de Historia Natural de Montevideo*. 1965; 8(105): 1-9.
- Marinkelle CJ. *Babesia* sp. in Colombian bats (Microchiroptera). *Journal of Wildlife Diseases*. 1996; 32(3): 534-535.
- Marinkelle CJ, Garcia-Castaneda MR. A key to the microfilariae of the genus *Litomosomoides* (Phylum Nematoda), endoparasites from Colombian bats. *Caldasia*. 1999; 21: 167-173.
- Marshall AG. Ecology of insects ectoparasitic on bats. *In*: Kunz TH. *Ecology of bats*. New York: Plenum; 1982. 369-401.
- Marshall ME, Miller GC. Some digenetic trematodes from Ecuadorian bats including five new species and one new genus. *Journal of Parasitology*. 1979; 65: 909-917.

- Martin DR. Lecithodendriid trematodes from the bat, *Peropteryx kappleri*, in Colombia, including discussions of allometric growth and significance of ecological isolation. Proceedings of the Helminthological Society of Washington. 1969; 36: 250-260.
- Martin C, Bain O, Jouvenet N, Raharimanga V, Robert V, Rousset D. First Report Of *Litomosa* spp. (Nematoda: Filarioidea) From Malagasy Bats; Review Of The Genus And Relationships Between Species. Parasite. 2006; 13: 3-10.
- Martins MPV, Torres JM, Anjos EAC. Dieta de morcegos fillostomídeos (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae) em fragmento urbano do Instituto São Vicente, Campo Grande, Mato Grosso do Sul. Papéis Avulsos de Zoologia. 2014; 54(20): 299-305.
- Mas-Coma S, Esteban JG. *Tenoranema alcoveri* g. n., sp. n. (Trichuridae: Capillariinae), a nematode parasitizing *Eliomys quercinus* (Rodentia: Gliridae). Folia Parasitologica (Praha). 1985; 32: 35-42.
- Medvedev SG, Krasnov BR. Fleas: Permanent satellites of small mammals. In: Morand S, Krasnov BR, Poulin R. Micromammals and Macroparasites. From Evolutionary Ecology to Management. Japan: Springer Verlag; 2006. 161-177.
- Melo LCV. Estudo da fauna enteroparasitária de morcegos sinantrópicos do município de São Paulo/Brasil, no período de abril de 2007 a novembro de 2008. [Dissertação de Mestrado]. São Paulo: Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo; 2010. 146 pp.
- Mendoza L, Chavez J, Tantaleán M. Cestodos parasitos de murciélagos de Ica, Peru. Parasitología al Dia. 1997; 21: 20-24.
- Merino S, Pérez JC, Noguerras I, Llama JM, Arenas YA. Parásitos sanguíneos en murciélagos forestales de España Central. Galemys. 2001; 13(2): 49-54.
- Mikich SB. Dieta dos morcegos frugívoros (Mammalia, Chiroptera, Phyllostomidae) de um pequeno remanescente de Floresta Estacional Semidecidual do sul do Brasil. Revista Brasileira de Zoologia. 2002; 19(1): 239-249.
- Molin R. Il sottordine degli acrofalli ordinato scientificamente secundo e risutamenti delle indagini anatomiche et embriogeniche. Memorie del Real Istituto di Scienze, Lettere ed Arti, Venezia. 1861; 9: 427-633.
- Montali RJ, Gardiner CH, Evans RE, Bush M. *Pterygodermatites nycticebi* (Nematoda: Spirurida) in Golden Lion Tamarins. Laboratory Animal Science. 1983; 33(2): 194-197.
- Monteiro SG, Herrmann GP, Luchese FC, Mottin VD. Primeiro registro de *Rhynchopsyllus pulex* (Siphonaptera: Tungidae) em *Nyctinomops laticaudatus* (Chiroptera: Molossidae) no Brasil. Ciência Rural. 2005; 35(4): 956-957.
- Moras LM, Bernardi LFO, Graciolli G, Gregorin R. Bat flies (Diptera: Streblidae, Nycteribiidae) and mites (Acari) associated with bats (Mammalia: Chiroptera) in a high-altitude region in southern Minas Gerais, Brazil. Acta Parasitologica. 2013; 58(4): 556-563.

- Moratelli R, Calisher H. Bats and zoonotic viruses: can we confidently link bats with emerging deadly viruses? *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2015; 110(1): 1-22.
- Moravec F. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitologica*. 1982; 29(2): 119-132.
- Moravec F. Trichinelloid nematodes parasitic in coldblooded vertebrates. Prague: Academia; 2001. 432 pp.
- Moreira LMC, Cardoso KM, Aboud-Dutra AE, Ferrão CM, Gazêta GS. Frequency of Equine Monocytic Ehrlichiosis (EME) in Brazil. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. 2013; 33(6): 697-699.
- Morris CP, Evans H, Larsen SE, Mitre E. A Comprehensive, Model-Based Review of Vaccine and Repeat Infection Trials for Filariasis. *Clinical Microbiology Reviews*. 2013; 26(3): 381-421.
- Morse SF, Olival KJ, Kosoy M, Billeter SA, Patterson BD, Dick CW, Dittmar K. Global distribution and genetic diversity of *Bartonella* in bat flies (Hippoboscoidea, Streblidae, Nycteribiidae). *Infection, Genetics and Evolution*. 2012; 12: 1717-1723.
- Mourão ED, Avilla LS, Lent H. Redescricao de *Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936 (Nematoda: Filariidae) Parasito de *Anoura caudifera* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2002; 97: 495-499
- Moura MO, Bordignon MO, Gracioli G. Host characteristics do not affect community structure of ectoparasites on the fishing bat *Noctilio leporinus* (L., 1758) (Mammalia: Chiroptera). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2003; 98(6): 811-815.
- Mühldorfer K, Speck S, Kurth A, Lesnik R, Freuling C, Müller T, Kramer-Schadt S, Wibbelt G. Diseases and causes of death in european bats: dynamics in disease susceptibility and infection rates. *Plos One*. 2011; 6(12): e29773.
- Mullen G, OConnor B. Mites (Acari). *In*: Mullen G, Durden L. Medical and veterinary entomology. Orlando: Elsevier Science; 2009. 449-516.
- Muñoz P, Fredes F, Raffo E, González-Acuña D, Muñoz L, Cid C. New report of parasite-fauna of the free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis*, Geoffroy, 1824) in Chile. *Veterinary Research Communications*. 2011; 35: 61-66.
- Muñoz-Leal S, Eriksson A, Santos CF, Fischer E, Almeida JC, Luz HR, Labruna MB. Ticks infesting bats (Mammalia: Chiroptera) in the Brazilian Pantanal. *Experimental and Applied Acarology*. 2016;
- Murai E. Cestodes of bats in Hungary. *Parasitologia Hungarica*. 1976; 9: 41-62.
- Nama HS. An overview of the tapeworm genus *Hymenolepis* Weinland, 1958 sensu lato from arid and non-arid regions. *Scientific Reviews on Arid Zone Research*. 1990; 7: 1-80.

- Nava S, Venzal JM, Terassini FA, Mangold AJ, Camargo LMA, Labruna MB. Description of a New Argasid Tick (Acari: Ixodida) from Bat Caves in Brazilian Amazon. *Journal of Parasitology*. 2010; 96(6): 1089-1101.
- Nogueira MR, Fábio SP, Peracchi AL. Gastrointestinal helminth parasitismo in fruit-eating bats (Chiroptera, Stenodermatinae) from western Amazonian Brazil. *Revista de Biologia Tropical*. 2004; 52(2): 387-392.
- Nogueira MR, Peracchi AL, Moratelli R. Subfamília Phyllostominae. *In*: Reis NR, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP. *Morcegos do Brasil*. Londrina: UEL; 2007. 61-97.
- Nogueira MR, Lima IP, Moratelli R, Tavares VC, Gregorin R, Peracchi AL. Checklist of Brazilian bats, with comments on original records. *Check List*. 2014; 10(4): 808-821.
- Noronha D, Vicente JJ, Magalhães Pinto R. A survey of new host records for nematodes from mammals deposited in the Helminthological Collection of the Oswaldo Cruz Institute (CHIOC). *Revista Brasileira de Zoologia*. 2002; 19: 945-949.
- Notarnicola J, Ruiz FAJ, Gardner SL. *Litomosoides* (Nemata: Filarioidea) of bats from Bolivia with records for three known species and the description of a new species. *Journal of Parasitology*. 2010; 96: 775-782
- Noyes HA, Stevens JR, Teixeira M, Phelan J, Holz P. A nested PCR for the ssrRNA gene detects *Trypanosoma binneyi* in the platypus and *Trypanosoma* sp. in wombats and kangaroos in Australia. *International Journal for Parasitology*. 1999; 29: 331-339.
- Nunes H, Rocha FL, Cordeiro-Estrela P. Bats in urban areas of Brazil: roosts, food resources and parasites in disturbed environments. *Urban Ecosystems*. 2016 (Online). Acessado em 05 de março de 2017.
- Olson PD, Littlewood DTJ, Bray RA, Mariaux J. Interrelationships and Evolution of the Tapeworms (Platyhelminthes: Cestoda). *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 2001; 19 (3): 443-467.
- O'Shea TJ, Cryan PM, Hayman DTS, Plowright RK, Streicker DG. Multiple mortality events in bats: a global review. *Mammal Review*. 2016; 46 (3): 175-190.
- Overall WL. Host-relations of the bat fly *Megistopoda aranea* (Diptera: Streblidae) in Panama. *Universtiy of Kansas Science Bulletin*. 1980; 52: 1-20.
- Oviedo MC, Ramallo G, Claps LE. Una especie nueva de *Cheiropterionema* (Nematoda, Molineidae) en *Artibeus planirostris* (Chiroptera, Phyllostomidae) en la Argentina. *Iheringia, Série Zoologia*. 2010; 100: 242-246.
- Oviedo MC, Ramallo G, Claps LE, Miotti MD. A new species of *Biacantha* (Nematoda: Molineidae), a parasite of the common vampire bat from the Yungas, Argentina. *Journal of Parasitology*. 2012; 98: 1209-1215.

- Oviedo MC, Notarnicola J, Miotti MD, Claps LE. Emended description of *Litomosoides molossi* (Nematoda: Onchocercidae) and first records of *Litomosoides* species parasitizing argentinean bats. *Journal of Parasitology*. 2016; 102(4): 440-450.
- Padilha TN, Barros-Araújo JL. Estudo sobre duas espécies do gênero *Litomosoides* Chandler, 1931, com novos aspectos biológicos (Nematoda: Filarioidea). *Revista Brasileira de Biologia*. 1976; 36: 251-256.
- Patrício PMP, Lourenço EC, Freitas AQ, Famadas JM. Host morphophysiological conditions and environment abiotic factors correlate with bat flies (Streblidae) prevalence and intensity in *Artibeus* Leach, 1821 (Phyllostomidae). *Ciência Rural*. 2016; 46(4): 648-653.
- Patterson BD, Dick CW, Dittmar K. Roosting habits of bats affect their parasitism by bat flies (Diptera: Streblidae). *Journal of Tropical Ecology*. 2007; 23(2): 177-189.
- Patterson BD, Dick CW, Dittmar K. Parasitism by bat flies (Diptera: Streblidae) on neotropical bats: effects of host body size, distribution, and abundance. *Parasitology Research*. 2008a; 103(5): 1091-1100.
- Patterson BD, Dick CW, Dittmar K. Sex biases in parasitism of neotropical bats by bat flies (Diptera: Streblidae). *Journal of Tropical Ecology*. 2008b; 24(4): 387-396.
- Peracchi AL. Contribuição ao estudo da família Spelaeorhynchidae Oudemans, 1902 (Acarina, Mesostigmata). *Revista Brasileira de Zoologia*. 1991; 7(1-2): 1-29.
- Peniche G, Olson PD, Bennett DJ, Wong L, Sainsbury AW, Durrant C. Protecting Free-Living Dormice: Molecular Identification of Cestode Parasites in Captive Dormice (*Muscardinus avellanarius*) Destined for Reintroduction. *EcoHealth*. 2016; 14 (Supp.1): 106-116.
- Peralta-Rodríguez JL, Caspeta-Mandujano JM, Guerrero JA. A new spirurid (Nematoda) parasite from mormoopid bats in Mexico. *Journal of Parasitology*. 2012; 98(5): 1006-1009.
- Perini FA, Tavares VC, Nascimento CMD. Bats from the city of Belo Horizonte, Minas Gerais, Southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical*. 2003; 9(1-2): 169-173.
- Pesenti TC, Gomes SN, Rui AM, Müller G. Geographic variation in ectoparasitic mites diversity in *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera, Molossidae). *Iheringia, Série Zoologia*. 2014; 104(4): 451-456.
- Pesenti TC, Gomes SN, Rui AM, Müller G. Helminths in *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera: Molossidae) from Southern Brazil. *Neotropical Helminthology*. 2015; 9(1): 13-20.
- Pessôa SB, Guimarães LR. Notas sobre Streblidae (Diptera), com a descrição de um novo gênero e duas novas espécies. *Anais da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo*. 1936; 12(3): 255-267.

- Pessoa SB, Guimarães LR. Nota sobre streblídeos (Diptera) de morcegos de Mato-Grosso, Brasil. *Arquivos do Instituto Biológico*. 1940; 11: 421-426.
- Pessoa SB, Galvão AL. Novo gênero e nova espécie de Streblidae (Dipt. Pupipara) parasita do morcego do Brasil. *Revista de Entomologia*. 1936; 6(2):242-248.
- Peterson BV, Maa TC. One new and one previously unrecorded species of *Basilia* (Diptera: Nycteribiidae) from Uruguay. *The Canadian Entomologist*. 1970; 102: 1480-1487.
- Peterson BV, Lacey LA. A new species of *Herskovitzia* (Diptera: Nycteribiidae) from Brazil, with a key to the described species of the genus. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*. 1985; 87: 578-582
- Pinto M, Helgen KM, Fleischer RC, Perkins SL. *Hepatozoon* Parasites (Apicomplexa: Adeleorina) in Bats. *Journal of Parasitology*. 2013; 99(4): 722-724.
- Pinto-da-Rocha R. Sinopse da fauna cavernícola do Brasil (1907- 1994). *Papéis Avulsos Zoologia*. 1995; 39: 61-173.
- Pistole DH. A survey of Helminth Parasites of Chiropterans from Indiana. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*. 1988; 55(2): 270-274.
- Poulin R, Krasnov BR, Mouillot D, Thieltges DW. The comparative ecology and biogeography of parasites. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*. 2011; 366: 2379-2390.
- Presley SJ. Streblid bat fly assemblage structure on Paraguayan *Noctilio leporinus* (Chiroptera: Noctilionidae): nestedness and species co-occurrence. *Journal of Tropical Ecology*. 2007; 23(4): 409-417.
- Presley SJ. Interspecific aggregation of ectoparasites on bats: importance of hosts as habitats supersedes interspecific interactions. *Oikos*. 2010; 000: 1-10.
- Presley SJ. Sex-based population structure of ectoparasites from Neotropical bats. *Biological Journal of the Linnean Societ*. 2012; 107(1): 56-66.
- Presley SJ, Willig MR. Intraspecific patterns of ectoparasite abundances on Paraguayan bats: effects of host sex and body size. *Journal of Tropical Ecology*. 2008; 24(1): 75-83.
- Prevedello JA, Graciolli G, Carvalho CJB. A Fauna de dípteros (Streblidae e Nycteribiidae) ectoparasitos de morcegos (Chiroptera) do Estado do Paraná, Brasil: Composição, distribuição e áreas prioritárias para novos estudos. *Biociências*. 2005; 13(2): 193-209.
- Price EW. Four new species of trematode worms from the muskrat, *Ondatra zibethica* with a key to the trematode parasites of the muskrat. *Proceedings of the United States National Museum*. 1931; 79(2870): 1-13

Qin SY, Cong W, Liu Y, Li N, Wang ZD, Zhang FK, Huang SY, Zhu XQ, Liu Q. Molecular detection and genotypic characterization of *Toxoplasma gondii* infection in bats in four provinces of China. *Parasites e Vectors*. 2014; 7: 558.

Quentin JC. Essai de classification des nématodes rictulaires. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle*. 1969; 54: 55-115.

Quentin JC. Présence de *Spirura guianensis* (Ortlepp, 1924) chez des Marsupiaux néotropicaux. Cycle évolutif. *Annales de Parasitologie*. 1973;48(1): 117-133.

Quentin JC, Krishnasamy M. Nématodes *Spirura* parasites des Tupaia et Du Nycticèbe en Malaisie. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1975; 50: 795-812.

Quentin JC. *Pterygodermatites (Neopaucipectines) zaiedi* n. sp., nouveau Nématode Rictulaire parasite du Macroscélide en Tunisie. *Bulletin de Musée Histoire naturelle de Paris*. 1978; 351: 37-41.

Radovsky FJ. The Macronyssidae and Laelapidae (Acarina: Mesostigmata) parasitic on bats. California: University of California Press; 1967. 288 pp.

Radovsky FJ. Revision of genera of the parasitic mite family Macronyssidae (Mesostigmata: Dermanyssoidea) of the world. West Bloomfield: Indira Publishing House; 2010. 170 pp.

Ramallo G, Oviedo M, Claps LE. Nematofauna parasita de quiropteros de la Provincia de Entre Rios, Argentina: Informe preliminar. XXI Jornadas Argentinas de Mastozoología. 2007; 237: 256.

Reeves WK, Loftis AD, Gore JA, Dasch GA. Molecular evidence for novel *Bartonella* species in *Trichobius major* (Diptera: Streblidae) and *Cimex adjunctans* (Hemiptera: Cimicidae) from two southeastern bat caves, U.S.A. *Journal of Vector Ecology*. 2005; 30: 339-341.

Reeves WK, Streicker DG, Loftis AD, Dasch GA. Serologic survey of *Eptesicus fuscus* from Georgia, U.S.A. for *Rickettsia* and *Borrelia* and laboratory transmission of a *Rickettsia* by bat ticks. *Journal of Vector Ecology*. 2006; 31: 386-389.

Reeves WK, Rogers TE, Durden LA, Dasch GA. Association of *Bartonella* with the fleas (Siphonaptera) of rodents and bats using molecular techniques. *Journal of Vector Ecology*. 2007; 32: 118-122.

Reh B. Dermatitis caused by the bat mite, *Chiroptonyssus robustipes* (Ewing), in California. *Journal of Medical Entomology*. 1974; 11(4): 498.

Rêgo AA. Sobre algumas espécies do gênero *Litomosoides* Chandler, 1931 (Nematoda, Filarioidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1961; 59: 1-9.

Rêgo AA. Sobre alguns "Vampirolepis" parasitos de quirópteros (Cestoda, Hymenolepididae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1962; 22: 129-136.

Reis NR, Shibatta OA, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP. Sobre os morcegos brasileiros. In: Reis NR, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP. Morcegos do Brasil. Londrina: UEL; 2007. 17-25.

Reis NR, Peracchi AL, Batista CB, Lima IP, Pereira AD. História Natural dos Morcegos Brasileiros. Rio de Janeiro: Technical Books; 2017. 416 pp.

Renz A, Wenk P. Intracellular development of the cotton-rat filaria *Litomosoides carinii* in the vector mite *Ornithonyssus bacoti*. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene. 1981; 75(1): 166-168.

Rios GFP, Sá-Neto RJ, Graciolli G. Fauna de dípteros parasitas de morcego em uma área de Caatinga no nordeste do Brasil. Chiroptera Neotropical. 2008; 14: 339-345.

Rodrigo, A.G. (1964) Contribución al estudio de los Filarioidea de Quiroptera, con descripción de *Litomosoides carolliae venezuelensis*, ssp. n. Anais do Segundo Congresso Latino-Americano de Zoologia, 16-21 July 1962, São Paulo, 7, 261-263.

Rodriguez Z, Moreira EC, Linardi, PM, Santos HA. Notes on the bat flea *Hormopsylla fosteri* (Siphonaptera: Ischnopsyllidae) infesting *Molossops abrasus* (Chiroptera). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1999; 94(6): 727-728.

Rudnick A. A revision of the mites of the family Spinturnicidae (Acarina). University of California. Publications in Entomology. 1960; 17: 157-284.

Rui AM, Graciolli G. Moscas ectoparasitas (Diptera, Streblidae) de morcegos (Chiroptera, Phyllostomidae) no sul do Brasil: associações hospedeiros-parasitas e taxas de infestação. Revista Brasileira de Zoologia. 2005; 22(2): 438-445.

Sangster CR, Gordon AN, Hayes H. Systemic toxoplasmosis in captive flying-foxes. Australian Veterinary Journal. 2012; 90: 140-142.

Santos CP, Gibson DI. *Apharyngotrema lenti* n. sp., a new anenterotrematid trematode from the gall-bladder of some Amazonian bats, with comments on *Anenterotrema* Stunkard, 1938 and *Apharyngotrema* Marshall & Miller, 1979. Systematic Parasitology. 1998; 41: 149-156.

Santos CP, Gibson DI. Checklist of the helminth parasites of South American bats. Zootaxa. 2015; 3937(3): 471-499.

Santos CLC, Dias PA, Rodrigues FS, Lobato KS, Rosa LC, Oliveira TG, Rebêlo JMM. Moscas ectoparasitas (Diptera: Streblidae) de morcegos (Mammalia: Chiroptera) do Município de São Luís, MA: Taxas de infestação e associações parasito-hospedeiro. Neotropical Entomology. 2009; 38(5): 595-601.

Santos FGA, Calouro AM, Souza SF, Lague BM, Marciente R, Faustino CL, Santos GJL, Cunha AO. Ectoparasitismo em uma assembléia de morcegos em um fragmento florestal no Estado do Acre, Brasil. Acta Veterinaria Brasilica. 2012; 6(3): 211-218.

Santos CLC, Pereira ACN, Bastos VJC, Graciolli G, Rebêlo JMM. Parasitism of ectoparasitic flies on bats in the northern Brazilian cerrado. *Acta Parasitologica*. 2013; 58(2): 207-214.

Saoud MFA, Ramadan MM. Studies on the Helminth Parasites of Bats in Egypt and the Factors Influencing their Occurrence with Particular Reference to Digenetic Trematodes. *Zeitschrift fur Parasitenkunde*. 1976; 51: 37-47.

Sardella NH, Fugassa MH. Parasites in rodent coprolites from the historical archaeological site Alero Mazquiara, Chubut Province, Argentina. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2009; 104(1): 37-42.

Sato H, Ihara S, Inaba O, Une Y. Identification of *Euryhalmis costaricensis* Metacercariae in the Skin of Tohoku Hynobiid Salamanders (*Hynobius lichenatus*), Northeastern Honshu, Japan. *Journal of Wildlife Diseases*. 2010; 46(3): 832-842.

Sato H, Matsuo K, Kamiya H, Ishikawa T, Okabayashi S, Kishi N, Une Y. *Pterygodermatites nycticebi* (Nematoda: Rictulariidae): Accidental detection of encapsulated third-stage larvae in the tissue of a white-fronted marmoset. *Journal of Parasitology*. 2003; 89(6): 1163-1166.

Saunders RC. Venezuelan Macronyssidae (Acarina: Mesostigmata). *Brigham Young University Science Bulletin, Biological series*. 1975; 20(2): 75-90.

Savani ESMM., De Almeida MF, Camargo MCGO, D'auria SRN, Silva MMS, De Oliveira ML, Sacramento D. Detection of *Leishmania (Leishmania) amazonensis* and *Leishmania (Leishmania) infantum chagasi* in Brazilian bats. *Veterinary Parasitology*. 2009; 168(1-2): 5-10.

Sawada I. Check-list of new cestode species recorded by Sawada. *Nara Sangyo University Journal of Industry and Economics*. 1997; 11: 111-127.

Sawada I. *Vampirolepis ezoensis* sp. n. (Cestoda: Hymenolepididae) from Japanese northern bat, *Eptesicus nilssoni parvus* Kishida, with a list of known species of the genus *Vampirolepis* Spassky from bats. *Japanese Journal of Parasitology*. 1990; 39: 176-185.

Sawada I, Harada M. Bat cestodes from Bolivia, South America, with descriptions of six new species. *Zoological Science*. 1986; 3: 367-377.

Schaer J, Perkinsc SL, Decherd J, Leendertze FH, Fahr J, Weberh N, Matuschewskia K. High diversity of West African bat malaria parasites and a tight link with rodent *Plasmodium* taxa. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 2013; 110(43): 17415-17419.

Schmidt GD. *CRC Handbook of Tapeworm Identification*. Boca Raton: CRC Press; 1986. 675 pp.

Schmidt S, Galvão AB, Fernandes WJ, Oliveira RL. Do primeiro encontro do *Toxoplasma gondii* (Nicolle e Manceaux, 1909) em morcegos. *Revista Goiana de Medicina*. 1969; 15: 149-154.

Schmidt GD, Martin RL. Tapeworms of the Chaco Boreal, Paraguay, with two new species. *Journal of Helminthology*. 1978; 52: 205-209.

Schwartz B. A new parasitic nematode from an unknown species of bat. *Proceedings of the United States National Museum*. 1927; 71: 1-4.

Shapiro JT, Lima-Junior MSC, Dorval MEC, Franc AO, Matos MFC, Bordignon MO. First record of *Leishmania braziliensis* presence detected in bats, Mato Grosso do Sul, southwest Brazil. *Acta Tropica*. 2013; 128(1): 171-174.

Silva CL, Gracioli G. Prevalence, mean intensity of infestation and host specificity of Spinturnicidae mites (Acari: Mesostigmata) on bats (Mammalia: Chiroptera) in the Pantanal, Brazil. *Acta Parasitologica*. 2013; 58(2): 174-179.

Silva CL, Gracioli G, Rui AM. Novos registros de ácaros ectoparasitos (Acari) de morcegos (Chiroptera, Phyllostomidae) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Chiroptera Neotropical*. 2009a; 15(2): 469-471.

Silva FM, Marcili A, Lima L, Cavazzana Jr M, Ortiz PA, Campaner M, Takeda GF, Paiva F, Nunes VLB, Camargo EP, Teixeira MMG. *Trypanosoma rangeli* isolates of bats from Central Brazil: Genotyping and phylogenetic analysis enable description of a new lineage using spliced-leader gene sequences. *Acta Tropica*. 2009b; 109: 199-207.

Silva JRR, Ortêncio Filho H. Dípteros ectoparasitas (Insecta, Diptera) em morcegos (Chiroptera, Mammalia) na Reserva Biológica das Perobas Paraná, Brasil. *Iheringia, Série Zoologia*. 2011; 101(3): 220-224.

Silveira JAG, Rabelo ÉML, Ribeiro MFB. Detection of *Theileria* and *Babesia* in brown brocket deer (*Mazama gouazoubira*) and marsh deer (*Blastocerus dichotomus*) in the State of Minas Gerais, Brazil. *Veterinary Parasitology*. 2011; 177: 61-66.

Silveira JAG, Cairo HSO, Silvestre BT, Albernaz TT, Leite RC, Barbosa JD, Oliveira CMC, Ribeiro MFB. Molecular assays reveal the presence of *Theileria* spp. and *Babesia* spp. in Asian water buffaloes (*Bubalus bubalis*, Linnaeus, 1758) in the Amazon region of Brazil. *Ticks and Tick-borne Diseases*. 2016; 1017-1023.

Silveira PSA, Bernardi LFO, Pepato AR. New records of the genus *Whartonia* (Acari, Leeuwenhoekiidae) associated with the bat *Carollia perspicillata* from southeastern Brazil. *Check List*. 2015; 11(6): 1793.

Simmons NB. Chiroptera. In: Wilson DE, Reeder DM. *Mammal species of the world, a taxonomic and geographic reference*, volume 2. 3th ed. Baltimore: Johns Hopkins University Press; 2005. 312-529.

Simpson VR. Veterinary advances in the investigation of wildlife diseases in Britain. *Research in Veterinary Science*. 2000; 69: 11-16.

- Simpson VR, Panciera RJ, Hargreaves J, Mcgarry JW, Scholes SFE, Bown KJ, Birtles RJ. Myocarditis and myositis due to infection with *Hepatozoon* species in pine martens (*Martes martes*) in Scotland. *Veterinary Record*. 2005; 156: 442-446.
- Smales LR, Harris PD, Behnke JM. A redescription of *Protospirura muricola* Gedoelst, 1916 (Nematoda: Spiruridae), a parasite of murid rodents. *Systematic Parasitology*. 2009; 72: 15-26.
- Smith TG. The genus *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleina). *Journal of Parasitology*. 1996; 82: 565-585.
- Soares FAM, Graciolli G, Alcântara DMC. Bat flies (Diptera: Streblidae) ectoparasites of bats at an Atlantic Rainforest site in northeastern Brazil. *Biota Neotropical*. 2013; 13(2): 242-246.
- Soares FAM, Graciolli G, Ribeiro CEBP, Bandeira RS, Moreno JAT, Ferrari SF. Bat (Mammalia: Chiroptera) diversity in an area of mangrove forest in southern Pernambuco, Brazil, with a new species record and notes on ectoparasites (Diptera: Streblidae). *Papéis Avulsos de Zoologia*. 2016; 56(6): 63-68.
- Socolovschi C, Kernif T, Raoult D, Parola P. *Borrelia*, *Rickettsia*, and *Ehrlichia* Species in Bat Ticks, France 2010. *Emerging Infectious Diseases*. 2012; 18 (12): 1966-1975.
- Sodré MM, Gama AR, Almeida MF. Updated list of bat species positive for rabies in Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. 2010; 52(2): 75-81.
- Souza AM, Almeida DNP, Guterres A, Gomes R, Favacho ARM, Moreira NS, Maia LMP, Rozental T, Torres Filho RA, Cerqueira AMF, Lemos ERS, Almosny NRP. Bartonelose: análise molecular e sorológica em gatos do Rio de Janeiro – Brasil. *Revista Brasileira de Ciência Veterinária*. 2010; 17(1): 7-11.
- Spears RE, Durden LA, Hagan DV. Ectoparasites of Brazilian Free-Tailed bats with emphasis on anatomical site preferences for *Chirotonyssus robustipes* (Acari: Macronyssidae). *Journal of Medical Entomology*. 1999; 36(4): 481-485.
- Spratt DM. *Spirura aurangabadensis* (Ali e Lovekar) (Nematoda: Spiruridae) from small Dasyuridae (Marsupialia). *Transactions of the Royal Society of South Australia*. 1985; 109: 25-29.
- Spratt DM. Asian origins for some spirurid nematode parasites found in Australian Mammals. *Transactions of the Royal Society of South Australia*. 2007; 131(1): 83-92.
- Sun H, Wang Y, Zhang Y, Ge W, Zhang F, He B, Li Z, Fan Q, Wang W, Tu C, Li J, Liu Q. Prevalence and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* in bats in Myanmar. *Applied Environmental Microbiology*. 2013; 79: 3526-3528.
- Sutton CA, Lunaschi L. Contribución al conocimiento de la fauna parasitológica argentina XVI. Digeneos en *Holochilus brasiliensis vulpinus* (Brants) y *Oryzomys flavescens* (Waterhouse) de Argentina y Uruguay. *Neotropica*. 1990; 36: 13-22.

Tantaleán VM, Sarmiento BL, Huiza PA. Digeneos (Trematoda) del Peru. Boletín de Lima. 1992; 80: 47-84.

Teixeira ALM, Ferreira RL. Fauna de dípteros parasitas (Diptera: Streblidae) e taxas de infestação em morcegos presentes em cavidades artificiais em Minas Gerais. Chiroptera Neotropical. 2010; 16(2): 748-754.

Telfer S, Bown KJ, Sekules R, Begon M, Hayden T, Birtles R. Disruption of a host-parasite system following the introduction of an exotic host species. Parasitology. 2005; 130: 661-668.

Thatcher VE. Five new neotropical species of Lecithodendriidae (Trematoda: Digenea) including three new genera, all from Panamanian and Colombian Mammals. Proceedings of the Helminthological Society of Washington. 1982; 49(1): 45-55.

Thatcher VE. Trematódeos Neotropicals. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia; 1993. 553 pp.

Theodor O. An illustrated catalogue of the Rothschild collection of Nycteribiidae (Diptera) in the British Museum (Natural History) with keys and the short descriptions for the identification of subfamilies, genera, species and subspecies. British Museum (Natural History) Publication, London. 1967; 665: 1-506.

Tkach VV. First finding of males of *Pterygodermatites bovieri* (Nematoda, Rictulariidae) parasitizing bats. Zoologicheskii zhurnal. 1991; 70: 125-127.

Tkach VV, Swiderski ZP. Scanning electron microscopy of the rare nematode species *Pterygodermatites bovieri* (Nematoda: Rictulariidae), a parasite of bats. Folia Parasitologica. 1996; 43: 301-304.

Tkach VV, Makarikov AA, Kinsella JM. Morphological and molecular differentiation of *Staphylocystis clydesengeri* n. sp. (Cestoda, Hymenolepididae) from the vagrant shrew, *Sorex vagrans* (Soricomorpha, Soricidae), in North America. Zootaxa. 2013; 3691(3): 389-400.

Torres EL, Maldonado Jr A, Lanfredi RM. *Pterygodermatites (Paucipectines) jägerskiöldi* (Nematoda: Rictulariidae) from *Gracilinanus agilis* and *G. microtarsus* (Marsupialia: Didelphidae) in Brazilian Pantanal and Atlantic Forest by light and scanning electron microscopy. Journal of Parasitology. 2007; 93(2): 274-279.

Travassos L. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Capillaria* Zeder, 1800. Brazil Médico. 1915; 28: 146-176.

Travassos L. Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. VII. Espécies brasileiras do gênero *Thelazia* Bosc, 1819. Revista do Museu Paulista. 1918; 10: 215-230.

Travassos L. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. XV. Sobre as espécies brasileiras da família Lecithodendriidae Odhner, 1911. Archivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária. 1921; 5: 73-79.

Travassos L. Sobre uma especie do genero *Rictularia* Froelich (Nematoda). Boletim Biologico. 1928; 62: 129-134.

Travassos L. Revisão da Família Trichostrongylidae Leiper, 1912. Monografia do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 1937; 512 pp.

Travassos L. Sobre dois novos Dicrocoeliidae de Chiroptera. Anais Academia Brasileira de Ciências. 1955; 27: 561-565.

Travassos L. Contribuição para o inventário crítico da zoologia no Brasil: Fauna helmintológica: considerações preliminares – cestódeos. Publicações Avulsas do Museu Nacional. 1965; 48(50): 1-84.

Travassos L, Freitas JFT. Pesquisas helmintológicas realizadas em Maicuru, estado do Pará. Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi. 1964; 2: 3-16.

Travassos L, Freitas JFT, Kohn A. Trematódeos do Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1969; 67: 1-886.

Ubelaker JE, Specian RD, Duszynski DW. Endoparasites. *In*: Baker RJ, Jones Jr JK, Carter DC. Biology of bats of the New World Family Phyllostomatidae. Part III. Special Publications of the Museum, Texas Tech University. 1979; 16: 1-441.

Uchikawa K. Myobiid mites (Trombidiformes: Myobiidae) associated with the vampire bats (Chiroptera: Phyllostomatidae) and information on host taxonomy deduced from them. Journal of Parasitology. 1987; 73(3): 640-645.

Ueshima N. New World Polycytenidae (Hemiptera) with special reference to Venezuelan species. Brigham Young University Science Bulletin (Biological Series). 1972; 17: 13-21.

Uieda W, Harmani NMS, Silva MMS. Raiva em morcegos insetívoros (Molossidae) do Sudeste do Brasil. Revista de Saúde Pública. 1995; 29(5): 393-397.

Urbietta GL, Torres JM, Almeida LBM, Shinohara A, Anjos EAC. Infestação de morcegos (Mammalia, Chiroptera) por moscas do gênero *Megistopoda* (Diptera, Streblidae) em um fragmento urbano de Cerrado de Campo Grande, Mato Grosso do Sul. Boletim da Sociedade Brasileira de Mastozoologia. 2014; 69: 10-13.

Usinger RL. Monograph of Cimicidae (Hemiptera-Heteroptera), (Thomas Say Foundation). Entomological Society of America. 1966; 7: 582 pp.

Valim MP, Botão-Miranda RA, Gitti CB, Amorim M, Serra-Freire NM. Ocorrência de *Hesperoctenes hermsi* Ferris & Usinger, 1939 (Hemiptera: Polycytenidae) parasitando *Molossus ater* Geoffroy, 1805 (Chiroptera: Molossidae) em Silva Jardim, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Entomol Vectores 2002; 9(3): 359-364.

Vandegrift KJ, Raffel TR, Hudson PJ. Parasites prevent summer breeding in white-footed mice, *Peromyscus leucopus*. *Ecology*. 2008; 89: 2251-2258.

Vandegrift KJ, Hudson PJ. Could parasites destabilize mouse populations? The potential role of *Pterygodermatites peromysci* in the population dynamics of free-living mice, *Peromyscus leucopus*. *Internacional Journal for Parasitology*. 2009; 39: 1253-1262.

Vargas M, Martínez R, Tantaleán M, Cadenillas R, Pacheco V. *Tricholeiperia peruensis* n. sp. (Nematoda, Molineidae) del quiróptero *Lophostoma silvicolium occidentalis* (Phyllostomidae) em Tumbes, Perú. *Revista Peruana de Biología*. 2009a; 15(2): 23-26.

Vargas M, Martinez R, Tantaleán M. Cestodos de quirópteros del Parque Nacional Cerros de Amotape, Tumbes, Perú. *Revista Peruana de Biología*. 2009b; 16: 57-60 .

Vasconcelos PF, Falcão LAD, Graciolli G, Borges MAZ. Parasite-host interactions of bat flies (Diptera: Hippoboscoidea) in Brazilian tropical dry forests. *Parasitology Research*. 2016; 115(1): 367-77.

Vaucher C. Cestodes parasites de chiroptères en Amérique du Sud: revision de *Hymenolepis elongatus* (Rêgo, 1962) et description de *Hymenolepis phyllostomi* n. sp. *Revue Suisse de Zoologie*. 1982; 89: 451-459.

Vaucher C. Helminthes parasites du Paraguay. X: *Hymenolepis dasipteri* n. sp. (Cestoda, Hymenolepididae) chez *Dasipterus ega argentinus* Thomas (Chiroptera, Vespertilionidae). *Bulletin de la Société Neuchâtoise des Sciences Naturelles*. 1985; 10: 155-161.

Vaucher C. Helminthes parasites du Paraguay. XI: Hymenolepididae (Cestoda) parasites de chiroptères Molossidae, avec description de deux espèces nouvelles. *Revue Suisse de Zoologie*. 1986; 93: 393-407.

Vaucher C. Revision of the genus *Vampirolepis* Spasskij, 1954 (Cestoda: Hymenolepididae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1992; 87: 299-304.

Vaucher C, Durette-Desset MC. Trichostrongyloidea (Nematoda) parasites de Chiropteres neotropicaux. I. *Websternema parnelli* (Webster, 1971) n.gen. n.comb. et *Linustrongylus pteronoti* n. gen. n. sp., parasites de *Pteronotus* au Nicaragua. *Revue Suisse de Zoologie*. 1986; 93, 237-246.

Vaucher C, Durette-Desset MC. *Histiostrongylus spineus* n. sp. (Nematoda: Trichostrongylina), parasite de *Phyllostomus discolor* (Chiroptera: Phyllostomidae) et nouvelles données sur les genres *Histiostrongylus* Molin, 1861 et *Parahistiostrongylus* Perez Viguera, 1941. *Revue Suisse De Zoologie*. 1999; 106: 611-620.

Vélez I, Thatcher V. Cinco especies de Lecithodendriidae (Trematoda) en murciélagos de Colombia, incluyendo tres nuevos generos. *Revista Brasileira de Zoologia*. 1990; 7(1-2): 155-164.

- Vercammen-Grandjean PH. *Whartonia pachywhartoni* n. sp., an extraordinary parasite of a Brazilian bat. (Leeuwenhoekiidae--Acarina). *Acarologia*. 1966; 8(2): 282-284.
- Vercammen-Grandjean PH. Notes on the Trombiculidae. *Acarologia*. 1967; 9: 127-134.
- Vicente JJ, Rodrigues HO, Steindel M., Padovani CR, Schlemper BR Jr. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de mamíferos da Ilha de Santa Catarina, SC. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*. 1987; 27: 5-8.
- Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto RM. Nematóides do Brasil, Parte V, Nematóides de mamíferos. *Revista Brasileira de Zoologia*. 1997; 14: 452 pp.
- Vigueras IP. Nota sobre el genero *Histiostrongylus* Molin 1861. *Revista de Medicina Tropical y Parasitologia*. 1941; 7(4): 67-72.
- Vizotto LD, Taddei VA. Chave para determinação de quirópteros brasileiros. *Boletim de Ciências Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras*. 1973; (1): 1-72.
- Waeschenbach A, Webster BL, Bray RA, Littlewood DTJ. Added resolution among ordinal level relationships of tapeworms (Platyhelminthes: Cestoda) with complete small and large subunit nuclear ribosomal RNA genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 2007; 45: 311-325.
- Webb JP, Loomis RB. Ectoparasites. In: Baker RJ, Jones JK Jr, Carter DC, editors. *Biology of bats of the new world family Phyllostomidae, Part II*. Lubbock: Texas Tech University; 1977. p. 57-120.
- Wenzel RL. A catalogue of the Diptera south of the United States. *Museo de Zoologia*. 1970; 100: 1-100.
- Wenzel RL. The Streblidae batflies of Venezuela (Diptera: Streblidae). *Biological series*. 1976; 20(4): 183 pp.
- Wenzel RL, Tipton VJ. Appendix. Classified list of hosts and parasites. In: Wenzel RL, Tipton VJ (eds) *Ectoparasites of Panama*. Chicago: Field Museum of Natural History; 1966. 797-824.
- Wenzel RL, Tipton VJ, Kiewlicz A. The streblid batflies of Panama (Diptera: Calyptrerae: Streblidae). In: Wenzel RL, Tipton VJ. *Ectoparasites of Panama*. Chicago: Field Museum of Natural History; 1966. 405-675.
- Whitaker Jr JO, Easterla DA. Ectoparasites of bats from Big Bend National Park, Texas. *The Southwestern Naturalist*. 1975; 20(2): 241-254.
- Whitaker Jr JO, Mumford RE. Records of ectoparasites from Brazilian mammals. *Entomological News*. 1977; 88(9-10): 255-258.
- Yamaguti S. *Systema Helminthum. The Nematodes of Vertebrates*. New York: Interscience Pub. Inc.; 1961. 679 pp.

Yamaguti S. Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates. Tokyo: Keigaku Publishing Co. 1971; 1-2. 1074 p.

Yuan ZG, Luo SJ, Dubey JP, Zhou DH, Zhu YP, He Y, He XH, Zhang XX, Zhu XQ. Serological evidence of *Toxoplasma gondii* infection in five species of bats in China. Vector Borne Zoonotic Disease. 2013; 13(6): 422-424.

Zade VS, Thakare VG, Malik LA, Kali AA, Dandge PH. Diversity of Ectoparasites Present on some Species of Bats from Navegaon National Park, Maharashtra, India. Biological Forum - An International Journal. 2012; 4(1): 35-41.

Zahler M, Rinder H, Schein E, Gothe R. Detection of a new pathogenic *Babesia microti*-like species in dogs. Veterinary Parasitology. 2000; 89: 241-248.

Zamparo D, Brooks DR, Tkach V. *Urotrema shirleyae* n. sp. (Trematoda: Digenea: Urotrematidae) in *Norops oxylophus* and *N. cupreus* (Squamata: Iguania: Polychrotidae) from the Area de Conservación Guanacaste, Costa Rica. Journal of Parasitology. 2005; 91(3): 648-652.

5. APÊNDICES

APÊNDICE I - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Rictulariidae encontradas parasitando morcegos no mundo.

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Rictularia</i> sp.	<i>Micronycteris megalotis</i>	Colômbia	Intestino	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Myotis nigricans</i>	Colômbia	Intestino	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil	Intestino	Noronha et al., 2002
<i>Pterygodermatites</i>	<i>Eumops auripendulus</i>	Brasil	Intestino	Cardia et al., 2015
<i>(Paucipectines) andyraicola</i>	<i>Eumops glaucinus</i>	Brasil	Intestino	Cardia et al., 2015
	<i>Eumops perotis</i>	Brasil	Intestino	Cardia et al., 2015
	<i>Promops nasutus</i>	Brasil	Intestino	Cardia et al., 2015
	<i>Eumops perotis</i>	Brasil	Intestino	Travassos, 1928; Vicente et al., 1997
<i>Pterygodermatites</i>	<i>Eptesicus serotinus</i>	Ucrânia	Intestino	Tkach, 1991; Tkach e Swiderski, 1996
<i>(Neopaucipectines) bovieri</i>	<i>Miniopterus schreibersi</i>	Afganistão	Intestino	Barus e Tenora, 1967
	<i>Myotis blythi</i>	Quirguistão	Intestino	Erkulov e Moldopiyazova, 1986
	<i>Myotis blythi</i>	Ucrânia	Intestino	Tkach, 1991
	<i>Myotis myotis</i>	Europa*	Intestino	Yamaguti, 1961; Quentin, 1969; Caspeta-Mandujano et al., 2013
	<i>Myotis mystacinus</i>	Ucrânia	Intestino	Tkach e Swiderski, 1996
	<i>Vespertilio murinus</i>	França	Intestino	Yamaguti, 1961; Quentin, 1969; Tkach e Swiderski, 1996; Caspeta-Mandujano et al., 2013
	<i>Vespertilio murinus</i>	Ucrânia	Intestino	Tkach, 1991; Tkach e Swiderski, 1996
<i>Pterygodermatites</i>	Chiroptera	Alemanha	Intestino	Yamaguti, 1961; Quentin, 1969; Caspeta-Mandujano et al., 2013
<i>(Perygodermatites) spinosa</i>				
<i>Pterygodermatites</i>	<i>Balantiopteryx plicata</i>	México	Intestino	Caspeta-Mandujano et al., 2013
<i>(Pterygodermatites) mexicana</i>				

* Procedência indicada por Yamaguti (1961). Quentin (1969) cita Afeganistão. A referência original não foi encontrada.

APÊNDICE II - Dados da literatura de espécies de nematódeos do gênero *Spirura* encontradas parasitando morcegos no mundo.

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Spirura aurangabadensis</i>	<i>Rhinolophus megaphyllus</i>	Austrália	Esôfago	Spratt, 2007
	<i>Rhinolophus philippinensis</i>	Austrália	Esôfago	Spratt, 2007
	<i>Taphozous kacchensis</i>	Índia	Esôfago	Ali e Lovekar, 1966
<i>Spirura hipposiderosi</i>	<i>Hipposideros rubber</i>	Tanzânia	Estômago	Kalil, 1975
<i>Spirura mexicana</i>	<i>Mormoops megalophylla</i> , <i>Pteronotus davyi</i> , <i>Pteronotus personatus</i>	México	Esôfago	Peralta-Rodrigues et al., 2012
<i>Spirura nycterisi</i>	<i>Nycteris thebaica</i>	Tanzânia	Estômago	Kalil, 1975
<i>Spirura spinicaudata</i>	<i>Chaerephon nigeriae</i> , <i>Hipposideros caffer tephros</i> , <i>Nycteris gambiensis</i>	Nigéria	Estômago	Edungbola, 1981

APÊNDICE III – Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Onchocercidae encontradas parasitando morcegos nas Américas*.

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Litomosoides artibei</i>	<i>Artibeus cinereus</i>	Colômbia	CTA, MF	Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979 ¹ ; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000
	<i>Artibeus lituratus</i> ³	Colômbia	CA, MF	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
<i>Litomosoides brasiliensis</i>	Phyllostomidae gen. sp.	Brasil	CP	Rêgo, 1961; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997
	<i>Anoura caudifer</i>	Bolívia, Brasil, Colômbia	CA	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Mourão et al., 2002; Notarnicola et al., 2010
	<i>Anoura geoffroyi</i>	Colômbia	CA	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Carollia brevicauda</i>	Bolívia	CA	Brant e Gardner, 2000. Notarnicola et al., 2010
	<i>Artibeus planirostris</i> ¹	Brasil	-	Albuquerque et al., 2016 ¹
	<i>Carollia castanea</i>	Bolívia, Colômbia	CA, MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Notarnicola et al., 2010
	<i>Carollia perspicillata</i>	Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, México, Panamá, Peru, Venezuela	CP, MF	Rêgo, 1961; Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002; Notarnicola et al., 2010
<i>Carollia</i> sp.	Bolívia, Venezuela	CA	Rodrigo, 1964 ⁵ ; Notarnicola et al., 2010	
<i>Glossophaga soricina</i>	Brasil	CP	Rêgo, 1961; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997; Brant e Gardner, 2000	
<i>Glossophaga</i> sp.	Brasil	CP	Rêgo, 1961; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997	
<i>Lionycteris spurrelii</i>	Guiana Francesa	-	Guerrero et al., 2002	

	<i>Lonchophila thomasi</i>	Bolivia	CA	Notarnicola et al., 2010
	<i>Myotis</i> sp.	Brasil, Venezuela	CTA	Almeida, 1936; Ubelaker, 1979; Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002;
	<i>Phyllostomus</i> sp.	Venezuela	-	Ubelaker, 1979; Brant e Gardner, 2000
	<i>Phyllostomus discolor</i>	Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Phyllostomus elongatus</i>	Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Sturnira lilium</i>	Bolivia	CA	Notarnicola et al., 2010
	<i>Sturnira</i> sp.	Bolivia	CA	Notarnicola et al., 2010
	<i>Trachops cirrhosus</i>	Bolivia	CA	Notarnicola et al., 2010
<i>Litomosoides caliensis</i>	<i>Sturnira lilium</i>	Colômbia	MF ⁴	Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979 ¹ ; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Marinkelle e Garcia-Castañeda 1999; Brant e Gardner, 2000
	<i>Sturnira tildae</i>			Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
<i>Litomosoides chandleri</i>	<i>Artibeus jamaicensis</i>	Brasil, Colômbia, Guiana Francesa, Venezuela	CTA, MF ¹	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Ubelaker, 1979; Esslinger, 1973; Guerrero, 1985; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002 ¹ ; Notarnicola et al., 2010
	<i>Artibeus planirostris</i>	Argentina ¹ , Peru	CA, CTA ¹	Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002 ¹ ; Notarnicola et al., 2010; Oviedo et al., 2016 ¹
	<i>Eumops perotis</i>	Argentina ¹	CA, CTA ¹	Oviedo et al., 2016 ¹
	<i>Lasiurus ega</i>	Bolivia	CA	Brant e Gardner, 2000
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Cuba	CA	Brant e Gardner, 2000; Notarnicola et al., 2010
	<i>Phyllonycteris poeyi</i>	Brasil, Cuba	CA	Brant e Gardner, 2000; Notarnicola et al., 2010
	<i>Sturnira erythromos</i> ¹	Argentina ¹	CA, CTA ¹	Oviedo et al., 2016 ¹
	<i>Sturnira lilium</i>	Argentina ¹ ,	CA, CTA ¹	Brant e Gardner, 2000; Oviedo et al., 2016 ¹

		Bolívia		
	<i>Sturnira oporaphilum</i>	Argentina ¹ , Bolívia	CA, CTA ¹	Brant e Gardner, 2000; Notarnicola et al., 2010; Oviedo et al., 2016 ¹
<i>Litomosoides colombiensis</i>	<i>Platyrrhinus dorsalis</i>	Colômbia	MF ⁴	Esslinger 1973; Ubelaker, 1979 ¹ ; Marinkelle e Garcia-Castañeda 1999; Brant e Gardner, 2000
	<i>Artibeus jamaicensis</i>			
	<i>Platyrrhinus helleri</i>			Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
<i>Litomosoides fosteri</i> ¹	<i>Glossophaga soricina</i>	Panamá	CTA	Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979 ¹ , Brant e Gardner, 2000; Guerrero et al., 2002
<i>Litomosoides guiterasi</i> ¹	<i>Artibeus jamaicensis</i>	Colômbia, Cuba	CC	Barus e Valle, 1967; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Ubelaker, 1979; Guerrero et al., 2002
	<i>Anoura geoffroyi</i>	Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Carollia perspicillata</i>	Brasil	-	Vicente et al., 1997; Brant e Gardner, 2000
	<i>Eptesicus fuscus</i>	Cuba, Estados Unidos	-	Brant e Gardner, 2000
	<i>Glossophaga longirostris</i>	Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Glossophaga soricina</i>	Bolívia, Brasil, Colômbia, México	CP	Rêgo, 1961; Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000
	<i>Glossophaga sp.</i>	Brasil	CP	Rêgo, 1961; Ubelaker, 1979; Vicente et al., 1997
<i>Lonchophylla robusta</i>	Colômbia	CA	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999	
<i>Myotis lucifugus</i>	Estados Unidos	-	Brant e Gardner, 2000	
<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Cuba	CC	Barus e Valle, 1967; Ubelaker, 1979	
<i>Pteronotus parnelli</i>	Cuba, Jamaica	CC	Ubelaker, 1979; Brant e Gardner, 2000	
<i>Tadarida brasiliensis</i>	Cuba	CC	Barus e Valle, 1967; Ubelaker, 1979	

<i>Litomosoides hamletti</i> ^{1,2}	<i>Glossophaga soricina</i>	Bolivia, Brasil, Colômbia, México, Venezuela	CA	Vicente et al., 1997; Brant e Gardner, 2000; Bain et al., 2003; Notarnicola et al., 2010;
	<i>Glossophaga</i> sp.	Bolivia		Notarnicola et al., 2010
<i>Litomosoides leonilavazquezae</i> ¹	<i>Macrotus waterhousii</i>	México	CC	Esslinger, 1973 ^{1,9} ; Ubelaker, 1979 ¹ ; Brant e Gardner, 2000 ^{1,9}
<i>Litomosoides molossi</i> ¹	<i>Eumops perotis</i>	Argentina ¹ , Colômbia	MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Molossus molossus</i>		CTA ¹ , CT, MF MF	Esslinger, 1973; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Brant e Gardner, 2000 ^{1,8} ; Oviedo et al., 2016 ¹
	<i>Myotis nigricans</i>		MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
	<i>Molossus bondae</i>		MF	Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999
<i>Litomosoides penai</i> ^{1,2}	<i>Carollia perspicillata</i>	Costa Rica	CP	Jiménez-Quirós ¹ e Arroyo, 1960; Bain et al., 2003
<i>Litomosoides saltensis</i> ¹	<i>Eptesicus furinalis</i>	Argentina	CT	Oviedo et al., 2016
<i>Litomosoides serpicula</i>	<i>Sturnira lilium</i> ^{1,6}	Brasil	CA	Guerrero e Bain, 2011 ¹
<i>Litomosoides solarii</i>	<i>Trachops cirrhosus</i>	Peru	CC	Guerrero et al., 2002
<i>Litomosoides salazari</i>	<i>Lasiurus ega</i>	Bolivia	CC	Notarnicola et al., 2010
<i>Litomosoides teshi</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	Colômbia	CTA	Esslinger, 1973; Ubelaker, 1979 ¹ ; Marinkelle e Garcia-Castañeda, 1999; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Brant e Gardner, 2000;
<i>Litomosoides yutajensis</i>	<i>Pteronotus parnellii</i>	Venezuela	CP ⁷ , MF	Guerrero et al., 2003, 2006
<i>Litomosoides</i> sp.	<i>Artibeus jamaicensis</i> ¹	México	-	Brant e Gardner, 2000
	<i>Artibeus jamaicensis</i> ¹	Costa Rica	MF	Bain et al., 2002
	<i>Sturnira lilium</i>	Argentina	CA	Boero e Delpietro, 1970
	<i>Myotis riparius</i>	Brasil	CA	Vicente et al. 1987, 1997

* Retirado e adaptado de Santos e Gibson (2015).

CA - Cavidade abdominal; CTA - Cavidade Torácica ou Abdominal; CC - Cavidade do Corpo; CP - Cavidade Peritoneal; CT - Cavidade Torácica; MF – Microfilária.

1 - Espécies e referências incluídas pela autora do presente estudo.

2 - Espécie foi considerada como sinônimo de *Litomosoides guiterasi* por Rêgo (1961), mas foi revalidada por Bain et al. (2003).

3 - Santos e Gibson (2015) citam a espécie como *Artibeus* sp.

4 - Santos e Gibson (2015) citam hábitat no hospedeiro como cavidade abdominal e torácica, porém a espécie é definida baseada apenas na microfilária e assim descrita pelos outros autores.

5 - Rodrigo (1964) *apud* Santos e Gibson (2015), identificou a espécie do helminto como *Litomosoides carolliae*. Segundo Rêgo (1961), Esslinger (1973), Vicente et al. (1997) e Mourão et al. (2002), a espécie foi sinonimizada com *Litomosoides brasiliensis*.

6 - Santos e Gibson (2015) indicam a espécie *Phyllostomus* sp. encontrada por Molin (1958) e que é discutida por Guerrero e Bain (2011), o qual considerou os espécimes desse e de outro hospedeiro com *Incerta sedis*.

7 - Apesar de citar a descrição original da espécie, que foi encontrada na cavidade peritoneal do hospedeiro, Santos e Gibson (2015) indicaram apenas a ocorrência da microfilária.

8 - Além de *Molossus molossus* na Colômbia, Brant e Gardner (2000) indicam *Molossus major* como hospedeiro no Brasil. Não encontrei qual a sinonímia atual da espécie, nem a referência original.

9 - Brant e Gardner (2000) e Esslinger (1973) descrevem o hospedeiro como *Macrotus mexicanus*, provavelmente referindo à sinonímia *Macrotus waterhousii*.

10 - Santos e Gibson (2015) ainda incluem outras duas referências para *L. brasiliensis*, na Venezuela (Diaz-Ungria, 1973; Padilha e Barros-Araújo, 1976), porém não foi possível acessar as referências e, portanto, não foi possível confirmar quais eram os hospedeiros.

APÊNDICE IV - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Molineidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Anoplostrongylus paradoxus</i>	<i>Artibeus jamaicensis</i> ³	Colômbia	ID	Travassos, 1918; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Eumops perotis</i>	Brasil		Travassos, 1928; Vicente et al., 1997
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Brasil, Paraguai		Travassos, 1918; Lent et al., 1946
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil, Chile ¹		Vicente et al., 1997; Muñoz et al., 2011 ¹
	Phylostomidae gen. sp.	Brasil		Vicente et al., 1997
<i>Biacantha desmoda</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	Venezuela	-	Guerrero, 1985
		Equador	-	Vaucher e Durette-Desset, 1986
<i>Biacantha normaliae</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	Argentina	Intestino	Oviedo et al., 2012
<i>Bidigiticauda embryophilum</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	Brasil	ID	Freitas e Dobbin Jr., 1960a, 1962; Vicente et al., 1997
<i>Bidigiticauda vivipara</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	Brasil ¹ , Venezuela	-	Guerrero, 1985
<i>Carostrongylus touzeti</i>	<i>Carollia brevicauda</i> , <i>Carollia castanea</i> , <i>Carollia</i> <i>perspicillata</i>	Equador, Paraguai, Peru	-	Durette-Desset e Vaucher, 1989
<i>Cheiropterionema globocephala</i>	<i>Sturnira lilium</i>	Argentina, Equador, Guiana Francesa, Peru	EST/ID	Durette-Desset e Vaucher, 1988
	<i>Artibeus anderseni</i>	Peru	EST/ID	Durette-Desset e Vaucher, 1988
	<i>Artibeus cinereus</i>	Venezuela	-	Guerrero, 1985
	<i>Artibeus obscurus</i>	Peru	EST/ID	Durette-Desset e Vaucher, 1988
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	Colômbia, Equador, Peru, Venezuela	EST/ID	Guerrero, 1985; Durette-Desset e Vaucher, 1988; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Artibeus planirostris</i>	Brasil, Equador, Peru	EST/ID	Durette-Desset e Vaucher, 1988; Nogueira et al., 2004

<i>Cheiropteronea striatum</i>	<i>Artibeus watsoni</i>	Peru	EST	Durette-Desset e Vaucher, 1988
	<i>Artibeus planirostris</i>	Argentina	Intestino	Oviedo et al., 2010
<i>Cheiropteronea</i> sp.	<i>Artibeus planirostris</i>	Peru	-	Guerrero, 1985; Durette-Desset e Vaucher, 1988
	<i>Carollia perspicillata</i>	Venezuela	-	
<i>Histiostrongylus coronatus</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>	Brasil, Colômbia, Venezuela	ID	Molin, 1861; Travassos 1937; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999; Diaz-Ungria, 1973, 1978 ¹ , 1979; Vicente et al. 1997; Kwiecinski, 2006 ¹
	<i>Myotis nigricans</i>	Venezuela	ID	Diaz-Ungria 1973, 1979
	<i>Myotis</i> sp.	Venezuela	ID	Guerrero, 1985
<i>Histiostrongylus</i> sp.	<i>Phyllostomus hastatus</i>	Brasil	ID	Vicente et al., 1997
	<i>Carollia brevicauda</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
	<i>Carollia perspicillata</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
<i>Molinostrongylus delicatus</i> ^{1,5}	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil	ID	Pesenti et al., 2015 ¹
<i>Molostrongylus acanthocolpos</i>	<i>Molossops temmincki</i>	Paraguai	Intestino	Durette-Desset e Vaucher, 1996, 1999
<i>Molostrongylus mbopi</i>	<i>Cynomops abrasu</i> , <i>Cynomops planirostris</i> , <i>Molossops temmincki</i>	Paraguai	Intestino	Durette-Desset e Vaucher, 1999
<i>Nochtia pilosus</i> ¹	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Chile	Estômago	Muñoz et al., 2011 ¹
<i>Parahistiostrongylus octacanthus</i> ⁴	<i>Pteronotus parnelli</i> , <i>Phyllostomus hastatus</i>	Venezuela	-	Guerrero, 1985
	<i>Phyllostomus hastatus</i> ¹	Brasil		Albuquerque et al., 2016 ¹
<i>Torrestrongylus</i> sp.	<i>Micronycteris schmidtorum</i> , <i>Sturnira bidens</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999
<i>Tricholeiperia leiperi</i> ^{1,2}	<i>Trachops cirrosus</i>	Brasil	ID	Vicente et al., 1997 ¹
<i>Tricholeiperia peruensis</i> ^{1,2}	<i>Lophostoma silvicola</i>	Peru	ID	Vargas et al., 2009a ¹
<i>Tricholeiperia proencal</i> ^{1,2}	<i>Artibeus jamaicensis</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999 ¹

	<i>Noctilio albiventris</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999 ¹
	<i>Noctilio leporinus</i>	Brasil, Colômbia	ID	Vicente et al., 1997; Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999 ¹
<i>Tricholeiperia</i> sp. ^{1,2}	<i>Carollia perspicillata</i>	Brasil	-	Albuquerque et al., 2016 ¹
<i>Websternema parnelli</i>	<i>Pteronotus parnelli</i>	Venezuela	-	Guerrero, 1985

* Tabela parcial e adaptada de Santos e Gibson, 2015.

EST- Estômago; ID – Intestino Delgado.

1 – Espécies ou referências incluídas pela autora do presente trabalho.

2 – Santos et al. (2015) não incluiu as espécies em sua tabela de espécies de helmintos, porém as relatou na lista de hospedeiro-parasita.

3 - Descrita como *Histiostrongylus paradoxus* em *Artibeus jamaicensis* por Santos e Gibson (2015). Porém a espécie do nematódeo é considerada sinonímia de *Anoplostrongylus paradoxus* (Travassos, 1937). No entanto, acreditamos que os espécimes descritos não pertençam a nenhum dos dois gêneros (ver comentários da descrição de *Histiostrongylus coronatus* do presente trabalho).

4 – Segundo Santos e Gibson (2015), a espécie pode ser atribuída ao gênero *Stilestrongylus*. A espécie foi inicialmente descrita como *Histiostrongylus octacanthus*, sendo sinonimizada com *Stilestrongylus octacanthus* e posteriormente sinonimizada com *Parahistiostrongylus octacanthus* (Durette-Desset e Chabaud, 1981; Vaucher e Durette-Desset, 1999).

5 – Segundo Falcón-Ordaz et al. (2006) a espécie é considerada sinonímia de *Tadaridanema delicatus*.

APÊNDICE V - Dados da literatura de espécies de nematódeos da família Capilariidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS	
<i>Aonchotheca cubana</i>	<i>Molossus currentium</i> , <i>Molossus molossus</i>	Colômbia	-	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999	
<i>Aonchotheca magnifica</i>	<i>Molossus rufus</i>	Brasil	ID	Freitas e Mendonça, 1961; Vicente et al., 1997	
<i>Aonchotheca parca</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	Brasil	ID	Freitas e Dobbin Jr. 1961, 1962; Vicente et al., 1997	
<i>Aonchotheca pereirai</i>	Molossidae gen. sp.	Brasil	Intestino	Freitas e Lent, 1935	
<i>Aonchotheca pintoii</i>	Chiroptera	Brasil	Intestino	Freitas, 1934	
<i>Aonchotheca pulchra</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Brasil	Estômago	Cardia et al., 2014	
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	Brasil	Estômago	Cardia et al., 2014;	
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil, Paraguai	Estômago	Freitas, 1934; Freitas e Lent, 1936; Lent et al., 1946; Vicente et al., 1997	
<i>Aonchotheca</i> sp.	Chiroptera	Argentina	-	Ramallo et al., 2007	
<i>Capillaria</i> sp.	<i>Anoura caudifer</i>	Colômbia	Estômago	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999	
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	Venezuela	Estômago	Guerrero, 1985	
	<i>Carollia perspicillata</i>	Argentina	Estômago	Drago et al., 2007	
	<i>Sturnira erythromos</i>	Colômbia	Estômago	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999	
	<i>Sturnira magna</i>	Brasil	Estômago	Nogueira et al., 2004	
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil	Estômago	Noronha et al., 2002	
	<i>Trachops cirrhosus</i>	Colômbia	Estômago	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999	
	<i>Pseudocapillaria pusilla</i>	<i>Sturnira lilium</i>	Brasil	ID	Vicente et al., 1997; Freitas, 1934; Freitas e Lent, 1936; Travassos, 1915;
		<i>Lonchophylla robusta</i>	Colômbia	ID	Cuartas-Calle e Muñoz-Arango, 1999

<i>Pterothominx angrensis</i>	<i>Molossus rufus</i>	Brasil	ID	Freitas, 1934; Freitas e Lent, 1936; Vicente et al., 1997
<i>Pterothominx brevidelphis</i>	<i>Myotis nigricans</i>	Brasil	Estômago	Freitas e Mendonça, 1960b; Vicente et al., 1997
<i>Tenoranema rivarolai</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	Paraguai	ID	Lent et al., 1946

* Tabela parcial e adaptada de Santos e Gibson, 2015.

ID – Intestino Delgado

APÊNDICE VI - Dados da literatura de espécies de trematódeos da família Anenterotrematidae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i>	<i>Carollia perspicillata</i> ¹ ; <i>Eptesicus fuscus</i> ¹ , <i>Eumops glaucinus</i> , <i>Eumops</i> sp., <i>Histiotus velatus</i> , <i>Micronycteris hirsuta</i> ¹ , <i>Molossus rufus</i> , <i>Molossus molossus</i> , <i>Mormoops blainvillei</i> ¹ , <i>Phyllostomus elongatus</i> , <i>Phyllostomus hastatus</i> .	Brasil, Colômbia, Costa Rica ¹ , Cuba ¹	ID	Freitas, 1960; Caballero, 1961; Freitas e Dobbin Jr., 1962; Caballero e Caballero, 1969; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993; Lunaschi, 2002; Caro et al., 2003; Lunaschi e Drago, 2011 ¹ ; Albuquerque et al., 2016 ¹
<i>Anenterotrema liliputianum</i>	<i>Carollia perspicillata</i> ¹ , <i>Glossophaga soricina</i> ¹ , <i>Histiotus velatus</i> , <i>Molossus molossus</i> , <i>Molossus rufus</i> , Molossidae gen. sp., <i>Molossops temminckii</i> , <i>Myotis nigricans</i> , <i>Phyllostomus elongatus</i> , <i>Phyllostomus hastatus</i> ¹ , <i>Peropteryx macrotis</i>	Argentina, Brasil	ID	Travassos, 1928; Freitas, 1961; Freitas e Dobbin Jr., 1962; Caballero e Caballero, 1969; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993; Ferreira e Brasil-Sato, 1998; Lunaschi e Notarnicola, 2010; Lunaschi e Drago, 2011 ¹ ; Albuquerque et al., 2016 ¹
<i>Anenterotrema mesolecitha</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	Equador	ID	Marshall e Miller, 1979
<i>Anenterotrema</i> sp.	<i>Anoura caudifer</i> , <i>Saccopteryx bilineata</i>	Brasil	ID	Santos e Gibson, 1998
<i>Apharyngotrema apharyngotrema</i>	<i>Molossus molossus</i>	Equador	ID	Marshall e Miller, 1979
<i>Apharyngotrema lenti</i>	<i>Anoura caudifer</i> , <i>Saccopteryx bilineata</i>	Brasil	Bexiga	Santos e Gibson, 1998

* Tabela parcial e adaptada de Santos e Gibson, 2015; ID – Intestino delgado; 1 - Espécies e referências incluídas pela autora do presente estudo.

APÊNDICE VII - Dados da literatura de espécies de trematódeos da família Lecithodendriidae (Trematoda) encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Acanthatrium fugleri</i>	<i>Molossus molossus</i>	Equador	ID	Marshall e Miller, 1979
<i>Acanthatrium lunatum</i> ¹	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Chile	Estômago	Muñoz et al., 2011 ¹
<i>Castroia amplicava</i>	Molossidae gen. sp., <i>Peropteryx kappleri</i>	Brasil, Colômbia	Intestino	Travassos, 1928; Martin, 1969; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993; Caro et al., 2003
<i>Castroia silvai</i>	<i>Anoura caudifer</i> , <i>Peropteryx macrotis</i> , <i>Peropteryx kappleri</i>	Colômbia	ID	Travassos, 1928; Martin, 1969; Travassos et al., 1969; Vélez e Thatcher, 1990 ²
<i>Chiropterotrema antioquiense</i>	<i>Carollia perspicillata perspicillata</i>	Brasil, Colômbia	ID	Vélez e Thatcher, 1990 ² ; Boeger et al., 1985
<i>Gymnoacetabulum talaveraense</i>	<i>Molossus molossus</i> , <i>Tadarida brasiliensis</i> , <i>Myotis levis</i>	Argentina	Intestino	Lunaschi, 2002; Lunaschi e Drago, 2007; Drago et al. 2007; Lunaschi e Notarnicola, 2010
<i>Ochoterenatrema caballeroi</i>	<i>Carollia perspicillata</i> ¹ , <i>Cynomops planirostris</i> , <i>Molossus molossus</i> ¹ , <i>Molossops</i> sp., <i>Peropteryx kappleri</i> ¹	Brasil	Intestino	Freitas, 1957; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993; Albuquerque et al., 2016 ¹
<i>Ochoterenatrema diminutum</i>	<i>Myotis nigricans</i> , <i>Molossus mollosus</i>	Brasil	Intestino	Ferreira e Brasil-Sato, 1998
<i>Ochoterenatrema fraternum</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Peru	Intestino	Freitas e Ibañez, 1963; Caballero e Caballero 1969; Tantaleán et al., 1992; Thatcher, 1993
<i>Ochoterenatrema labda</i>	<i>Myotis levis</i> , <i>Tadarida brasiliensis</i>	Argentina, Brasil ¹	ID e estômago ¹	Drago et al., 2007; Lunaschi e Notarnicola, 2010; Pesenti et al., 2015 ¹

<i>Paralecithodendrium aranhai</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> , <i>Molossus molossus</i>	Paraguai	ID	Lent et al., 1945; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993
<i>Paralecithodendrium brachycolon</i>	<i>Molossus molossus</i> , <i>Molossus rufus</i>	Brasil	ID	Freitas e Dobbin Jr., 1960b, 1962; Caballero e Caballero, 1969; Travassos et al., 1969
<i>Paralecithodendrium buongerminni</i>	<i>Molossus molossus</i> , <i>Molossus rufus</i>	Brasil, Paraguai	ID	Lent et al., 1946; Dubois, 1960; Travassos et al., 1969; Ferreira e Brasil-Sato, 1998
<i>Paralecithodendrium carlsbadensis</i> ¹	<i>Tadarida brasiliensis</i>	Chile	ID	Muñoz et al., 2011 ¹
<i>Paralecithodendrium conturbatum</i>	<i>Noctilio albiventris</i> , <i>Molossus molossus</i> , <i>Myotis nigricans</i> , <i>Tadarida brasiliensis</i>	Brasil, Equador, Paraguai	ID	Freitas, 1960; Travassos e Freitas, 1964; Travassos et al., 1969; Caballero e Caballero, 1969; Marshall e Miller, 1979; Thatcher, 1993; Boero e Led, 1971; Lunaschi e Drago, 2007
<i>Paralecithodendrium cordiforme</i>	<i>Molossus molossus</i> , <i>Miniopterus schreibersii</i>	Brasil, Colômbia	ID	Braun, 1900; Travassos, 1921; Dubois, 1960; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993; Caro et al., 2003
<i>Paralecithodendrium megovarium</i>	<i>Molossus molossus</i>	Equador	ID	Marshall e Miller, 1979
<i>Parametadelphis compactus</i>	<i>Glyphonycteris behnii</i>	Brasil	ID	Travassos, 1955; Travassos et al., 1969; Thatcher, 1993
<i>Topsiturvitrema verticalia</i>	<i>Carollia perspicillata</i> <i>perspicillata</i> , <i>Myotis levis</i>	Argentina, Colômbia	ID	Vélez e Thatcher, 1990 ¹ ; Lunaschi, 2006; Lunaschi e Drago, 2007

* Tabela parcial e adaptada de Santos e Gibson, 2015.

ID – Intestino delgado.

1 - Espécies e referências incluídas pela autora do presente estudo.

2 – Santos e Gibson (2015) cita a data da publicação de 1992, porém é 1990.

APÊNDICE VIII - Dados da literatura sobre *Urotrema scabridum* encontrados parasitando morcegos nas Américas.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIAS
<i>Urotrema scabridum</i>	<i>Eumops bonariensis</i>	Argentina	Intestino	Lunaschi e Notarnicola, 2010
	<i>Eptesicus fuscus</i> ¹	Estados Unidos	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965 ¹ ; Pistole, 1998 ¹
	<i>Eptesicus propincus</i>	Costa Rica	Intestino	Caballero et al., 1957
	<i>Lasiurus borealis</i> ¹	Estados Unidos	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965 ¹ ; Pistole, 1998 ¹
	<i>Lasiurus cinereus</i>	Uruguai	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Lasiurus intermedius</i>	Brasil	Intestino	Travassos et al., 1969
	<i>Lasionycteris noctivagans</i> ¹	Estados Unidos	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Myotis chiloensis alter</i>	Uruguai	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Myotis levis</i>	Argentina	Intestino	Lunaschi e Notarnicola, 2010
	<i>Myotis lucifugus</i> ¹	Estados Unidos	ID	Pistole, 1998 ¹
	<i>Molossops temminckii</i>	Argentina	Intestino	Lunaschi e Notarnicola, 2010
	<i>Molossus major crassicaudatus</i> ¹	Brasil, Equador	ID	Travassos et al., 1969; Marshall e Miller, 1979
	<i>Molossus molossus</i>	Colômbia	Intestino	Caro et al., 2003
	<i>Molossus rufus</i>	Brasil	Intestino	Braun, 1900; Travassos et al., 1969
	<i>Molossus</i> sp.	Brasil	Intestino	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Myotis lucifugus</i> ¹	Estados Unidos	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Myotis nigricans</i>	Brasil	Intestino	Mañé-Garzon e Telias, 1965; Travassos et al., 1969
	<i>Natalus mexicanus</i> ¹	México	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Noctilio albiventris</i>	Brasil	Intestino	Travassos et al., 1969
	<i>Promops centralis</i>	Brasil	Intestino	Mañé-Garzon e Telias, 1965
	<i>Promops nasutus</i>	Brasil	Intestino	Braun, 1900; Travassos et al., 1969
	<i>Phyllostomus</i> sp.	Brasil	Intestino	Travassos et al., 1969

<i>Phyllostomus hastatus</i>	América Central	ID	Mañé-Garzon e Telias, 1965
<i>Tadarida brasiliensis</i>	Argentina, Brasil ¹ , México ¹	Intestino	Mañé-Garzon e Telias, 1965 ¹ ; Lunaschi e Notarnicola, 2010; Pesenti et al., 2015 ¹
<i>Lasiurus (Dasypterus) sp.</i> , Noctilio sp.	Paraguai	-	Lent et al., 1945 ² ; Freitas e Dobbin Jr., 1962 ² ; Travassos e Freitas, 1964 ² ; Caballero e Caballero, 1969 ² ; Thatcher, 1993 ² ; Drago et al., 2007 ²

1 - Espécies e referências incluídas pela autora do presente estudo.

2 – Referências não encontradas para consulta diferenciação dos hospedeiros e procedências.

APÊNDICE IX - Dados da literatura de espécies de cestódeos da família Hymenolepididae encontradas parasitando morcegos na América do Sul.*

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	PROCEDÊNCIA	HABITAT	REFERÊNCIA
<i>Hymenolepis dasypteri</i>	<i>Lasiurus ega argentinus</i>	Paraguai	Intestino	Vaucher, 1985; Nama, 1990
<i>Hymenolepis sp.</i>	<i>Noctilio leporinus</i>	Paraguai	-	Schmidt e Martin, 1978
<i>Vampirolepis artibeii</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	Peru	Intestino	Mendoza et al., 1997
<i>Vampirolepis bihamata</i>	<i>Micronycteris minuta</i>	Bolívia	Intestino	Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990, 1997
<i>Vampirolepis christensoni</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> , Molossidae gen. sp., Chiroptera gen. sp.	Bolívia, Brasil, Paraguai	Intestino delgado	Rêgo, 1962; Travassos, 1965
<i>Vampirolepis crassihamata</i>	<i>Molossus molossus</i>	Bolívia	Intestino	Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990, 1997
<i>Vampirolepis decipiens</i>	<i>Cynomops abrasus brachymeles</i> , <i>Eumops patagonicus</i> , <i>Eumops</i> <i>glaucinus</i> , <i>Eumops perotis</i> , <i>Molossops</i> <i>temmincki</i> , <i>Pteronotus parnellii</i> , <i>Chilonycteris rubiginosus</i> , <i>Eptesicus</i> <i>fuscus</i> , <i>Nyctinomops laticaudatus</i> , <i>Myotis albescens</i> , <i>Tadarida</i> <i>brasiliensis</i> ¹	Argentina, Brasil, Paraguai	Intestino	Diesing, 1850; Linstow, 1904; Joyeux, 1945; Rêgo, 1962; Travassos, 1965; Boero e Delpietro, 1970; Vaucher, 1982, 1986a; Nama, 1990; Sawada, 1990; Pesenti et al., 2015 ¹

<i>Vampirolepis elongata</i>	<i>Molossus rufus, Glossophaga soricina, Artibeus obscurus, Artibeus planirostris, Artibeus lituratus, Pygoderma bilabiatum, Phyllostomus hastatus, Platyrrhinus helleri, Chiroptera gen. sp.</i>	Argentina, Bolívia, Brasil, Paraguai, Peru	Intestino delgado	Rêgo, 1962; Travassos, 1965; Boero e Delpietro, 1970; Nama, 1990; Vaucher, 1982, 1986a, 1992; Nogueira et al., 2004; Sawada, 1990; Vargas et al. 2009b
<i>Vampirolepis pandonensis</i>	<i>Eptesicus furinalis</i>	Bolívia	Intestino	Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990, 1997
<i>Vampirolepis phyllostomi</i>	<i>Phyllostomus hastatus hastatus, Eumops bonariensis beckeri</i>	Bolívia, Paraguai, Peru	Intestino	Vaucher, 1982; Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990; Nama, 1990
<i>Vampirolepis promopsis</i>	<i>Promops centralis</i>	Paraguai	Intestino	Vaucher, 1986
<i>Vampirolepis santacruzensis</i>	<i>Molossus molossus</i>	Bolívia	Intestino	Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990, 1997
<i>Vampirolepis sp.</i>	<i>Artibeus fraterculus, Noctilio leporinus, Tadarida brasiliensis</i> ¹	Bolívia, Chile ¹ , Peru	Intestino delgado	Sawada e Harada, 1986; Sawada, 1990; Vargas et al., 2009b; Muñoz et al., 2011 ¹
<i>Vampirolepis temmincki</i>	<i>Molossops temmincki</i>	Paraguai	Intestino	Vaucher, 1986, 1992; Sawada, 1990; Nama, 1990

* Tabela parcial e adaptada de Santos e Gibson, 2015.

1 - Espécies e referências incluídas pela autora do presente estudo.

APÊNDICE X - Dados da literatura de espécies de moscas da família Streblidae (Diptera) que ocorrem em morcegos no Brasil.*

Espécie	Hospedeiro	Ocorrência	Referências
Família Streblidae			
Subfamília			
Nycterophiliinae			
<i>Nycterophilia coxata</i>	<i>Pteronotus personatus</i>	MT	Pessôa e Guimarães, 1940
<i>Nycterophilia parnellii</i>	<i>Pteronotus gymnonotus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Pteronotus parnellii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Desmodus rotundus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
Subfamília Trichobiinae			
<i>Anatrichobius passosi</i>	Chiroptera	SC	Graciolli, 2003b
	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	PR	Graciolli e Bianconi, 2007
	<i>Myotis albescens</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Myotis levis</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Myotis nigricans</i>	MG, PR, SP	Graciolli, 2003b; Graciolli et al., 2008; Moras et al., 2013
	<i>Myotis ruber</i>	PR, SP	Bertola et al., 2005; Graciolli e Bianconi, 2007
	<i>Aspidoptera delatorrei</i>	<i>Sturnira lilium</i>	SE
<i>Aspidoptera falcata</i>	<i>Artibeus fimbriatus</i>	RJ, PR	Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Lourenço et al., 2014
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	DF	Graciolli e Aguiar, 2002
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Graciolli e Aguiar, 2002
	<i>Artibeus obscurus</i>	PR	Silva e Ortêncio Filho, 2011
	<i>Artibeus planirostris</i>	RJ, RJ	Silva e Ortêncio Filho, 2011; Lourenço et al., 2014
	<i>Carollia perspicillata</i>	RJ, MA, MS	Dias et al., 2009; Eriksson et al., 2011; Lourenço et al., 2014; Santos et al., 2009

	<i>Glossophaga soricina</i>	MS	Eriksson et al., 2011
	<i>Sturnira lilium</i>	DF, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, SC, SE, SP	Whitaker e Mumford, 1977; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Carvalho, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Aguiar, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Graciolli et al., 2006a, 2006b; Graciolli e Bianconi, 2007; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Eriksson et al., 2011; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Soares et al., 2013; França et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Bezerra et al., 2016;
	<i>Sturnira tildae</i>	PA, RR, SP	Guerrero, 1997; Graciolli e Linardi, 2002; Bertola et al., 2005
<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>	? ¹	RJ, SC	Lima, 1921 ¹ ; Jobling, 1949 ¹
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	PR, RJ	Graciolli e Carvalho, 2001; Prevedello et al., 2005; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	MS, PR, RR	Graciolli e Linardi, 2002; Prevedello et al., 2005; Graciolli et al., 2006a
	<i>Artibeus lituratus</i>	ES, MA, PR, RJ, RO	Guerrero, 1995; Prevedello et al., 2005; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; França et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus obscurus</i>	MA, RJ	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	GO, MA, MG, MS, RJ, SE	Graciolli et al., 2010; Eriksson et al., 2011; Santos et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Bezerra et al., 2016; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus</i> sp.	PR	Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, MS	Coimbra Jr. et al., 1984; Eriksson et al., 2011
	<i>Desmodus rotundus</i>	MS	Eriksson et al., 2011
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	RJ	Esberárd et al., 2014
	<i>Sturnira lilium</i>	RJ, SP	Graciolli et al., 2006b; Lourenço et al., 2014
<i>Anatrichobius</i> sp.	<i>Myotis nigricans</i>	SP	

<i>Exastinion clovisi</i>	? ¹	? ¹	Pessoa e Guimarães, 1936 ¹
	<i>Anoura caudifer</i>	DF, MT, RS, SP	Pessoa e Guimarães, 1940; Guimarães, 1944; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2008;
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF, GO, MG, PR, RS, SP	Pessoa e Guimarães, 1936; Whitaker e Mumford, 1977; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2008; Graciolli et al., 2010; Moras et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Pteronotus parnellii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Joblingia</i> sp. ²	<i>Myotis ruber</i>	SP	Bertola et al., 2005
<i>Mastoptera minuta</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	MA	Dias et al., 2009
	<i>Glossophaga soricina</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009
	<i>Lophostoma brasiliense</i>	DF, GO, MA, PA, PE	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Graciolli et al., 2010; Soares et al., 2013, 2016
	<i>Lophostoma carrikeri</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013
	<i>Lophostoma silvicola</i>	AC, MA, MT, PE	Lima, 1921; Dias et al., 2009; Santos et al., 2012, 2013; Soares et al., 2013
	<i>Micronycteris minuta</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	MA, PA, RO	Jobling, 1949; Guerrero, 1995; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013
	<i>Tonatia saurophila</i>	AC	Santos et al., 2012
<i>Megistopoda aranea</i>	? ¹	DF, PA, RJ, SC, SP	Lima, 1921 ¹ ; Wenzel, 1970 ¹ ; Graciolli et al., 2008 ¹
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	PR, RJ, RS, SP	Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Camilotti et al., 2010; Graciolli e Carvalho, 2012; França et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	DF, MS, PA	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli et al., 2006a, 2008

	<i>Artibeus lituratus</i>	AC, DF, MA, MS, PR, RJ, RO, RS, SE, SP	Guerrero, 1994b; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; Camilotti et al., 2010; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Graciolli e Carvalho, 2012; Santos et al., 2012; França et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Urbietta et al., 2014; Bezerra et al., 2016; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus obscurus</i>	MA, PR, RJ, SP	Bertola et al., 2005; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	GO, MA, MG, MS, PA, PB, PR, RJ, SE,	Komeno e Linhares, 1999; Graciolli et al., 2010; Eriksson et al., 2011; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Graciolli e Carvalho, 2012; Santos et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Urbietta et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Barbier et al., 2016; Bezerra et al., 2016; Patrício et al., 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, MG, MS	Graciolli et al., 2008; Eriksson et al., 2011; Urbietta et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Graciolli e Aguiar, 2002
	<i>Histiotus velatus</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Myotis nigricans</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Sturnira lilium</i>	DF, MS, PR	Graciolli et al., 2006a, 2008; Silva e Ortêncio Filho, 2011
<i>Megistopoda proxima</i>	? ¹	PA, RJ, SC	Pessôa e Guimarães, 1940 ¹ ; Jobling, 1952 ¹ ; Wenzel, 1970 ¹
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	RJ, SP	Bertola et al., 2005; Lourenço et al., 2014
	<i>Artibeus lituratus</i>	PR, RJ	Graciolli e Carvalho, 2001; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Patrício et al., 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, MS, RJ, SP	Coimbra Jr. et al., 1984; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2006b; Eriksson et al., 2011; Lourenço et al., 2014
	Chiroptera	PR	Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Glossophaga soricina</i>	MS	Eriksson et al., 2011
	<i>Myotis nigricans</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	RJ	Lourenço et al., 2014

	<i>Sturnira lilium</i>	DF, GO, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SE, SP	Whitaker e Mumford, 1977; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Aguiar, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Eriksson et al., 2011; Graciolli et al., 2006a, 2006b, 2008, 2010; Graciolli e Bianconi, 2007; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; Camilotti et al., 2010; Silva e Ortêncio Filho, 2011; França et al., 2013; Moras et al., 2013; Santos et al., 2013; Soares et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016
	<i>Sturnira tildae</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Sturnira</i> sp.	RJ	Wenzel et al., 1966
<i>Neotrichobius bisetosus</i>	<i>Artibeus jamaicensis</i>	RO	Guerrero, 1994b
<i>Neotrichobius delicatus</i>	? ¹	PA	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Artibeus cinereus</i>	DF, SP	Graciolli e Aguiar, 2002; Graciolli e Carvalho, 2012
	<i>Dermanura cinerea</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Vampyressa pusilla</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
<i>Noctiliostrebla aitkeni</i>	? ¹	PA	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Noctilio leporinus</i>	MG, PR, RJ, RS	Whitaker e Mumford, 1977; Graciolli e Carvalho, 2001; Moura et al., 2003; Graciolli et al., 2008; Almeida et al., 2011
<i>Noctiliostrebla dubia</i>	<i>Noctilio leporinus</i>	PA	Wenzel, 1976
<i>Noctiliostrebla maai</i>	<i>Noctilio albiventris</i>	PA, RO	Guerrero, 1995; Graciolli e Bernárd, 2002
<i>Paradyschiria fusca</i>	? ¹	PA	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Anoura caudifer</i>	BA, SP ou RS? ¹	Guimarães, 1941 ¹
	<i>Glossophaga soricina</i>	BA, SP ou RS? ¹	Guimarães, 1941 ¹

	<i>Noctilio leporinus</i>	MG, MT, PR	Guimarães, 1941 ¹ ; Whitaker e Mumford, 1977; Graciolli e Carvalho, 2001; Moura et al., 2003
<i>Paradyschiria parvula</i>	? ¹	MT	Guerrero, 1995 ¹
	<i>Noctilio albiventris</i>	MA, PR, RO	Guerrero, 1995; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Bernárd, 2002; Dias et al., 2009
<i>Parastrebla handleyi</i>	? ¹	PA	Guerrero, 1997 ¹
	<i>Micronycteris megalotis</i>	PA	Guerrero, 1997
	<i>Micronycteris</i> sp.	? ¹	Wenzel, 1976 ¹
	<i>Trinycteris nicefori</i>	PA	Guerrero, 1997
<i>Paratrichobius dunni</i>	? ¹	? ¹	Guerrero, 1994a ¹
	<i>Uroderma bilobatum</i>	RO, RR	Guerrero, 1994b; Graciolli e Linardi, 2002
<i>Paratrichobius longicrus</i>	<i>Artibeus fimbriatus</i>	PR, RJ, RS, SP	Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	SP ou GO? ¹ , RJ	Lima, 1921; Pessôa e Guimarães, 1936 ¹
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF, MG, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SE, SP	Whitaker e Mumford, 1977; Coimbra Jr. et al., 1984; Guerrero, 1994b; Graciolli e Carvalho, 2001, 2012; Graciolli e Rui, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Aguiar, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Graciolli e Bianconi, 2007; Graciolli et al., 2006b, 2008; Camilotti et al., 2010; Almeida et al., 2011; Silva e Ortêncio Filho, 2011; França et al., 2013; Moras et al., 2013; Soares et al., 2013, 2016; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Bezerra et al., 2016; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	MA, RJ, SE	Dias et al., 2009; Almeida et al., 2011; Lourenço et al., 2014; Bezerra et al., 2016; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus obscurus</i>	RJ	Almeida et al., 2011

	<i>Carollia perspicillata</i>	SP ou GO? ¹ , PR, RJ, SE	Pessôa e Guimarães, 1936 ¹ ; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Almeida et al., 2011; Lourenço et al., 2014; Bezerra et al., 2016
	<i>Desmodus rotundus</i>	DF, SP	Graciolli et al., 2006b, 2008
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Mimon bennetti</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Myotis nigricans</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF, GO, MG, MS, PE, SP	Komeno e Linhares, 1999; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Aguiar, 2002; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2010; Eriksson et al., 2011; Soares et al., 2013, 2016; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Pygoderma bilabiatum</i>	PR	Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Sturnira lilium</i>	PR, SE, SP	Graciolli e Carvalho, 2001; Bertola et al., 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Bezerra et al., 2016
<i>Paratrichobius salvini</i>	<i>Uroderma bilobatum</i>	RO	Guerrero, 1994b
<i>Paratrichobius sanchezi</i>	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Pseudostrebla greenwelli</i>	<i>Lophostoma brasiliense</i>	DF, PA	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli et al., 2008
	<i>Lophostoma silvicola</i>	MA	Santos et al., 2013
<i>Pseudostrebla riberoi</i>	? ¹	MA, PA	Jobling, 1939 ¹ , Santos et al., 2013
	<i>Lophostoma silvicola</i>	MT	Lima, 1921
<i>Pseudostrebla sparsisetis</i>	<i>Lophostoma carrikeri</i>	MA	Santos et al., 2013
<i>Speiseria ambigua</i>	? ¹	? ¹	Pessôa e Guimarães, 1936 ¹ , Wenzel, 1970 ¹
	<i>Artibeus planirostris</i>	SE	Bezerra et al., 2016

	<i>Carollia perspicillata</i>	AC, DF, AM, MA, MG, MS, PE, RR, SE, SP	Pessôa e Guimarães, 1936; Graciolli e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Eriksson et al., 2011; Graciolli e Carvalho, 2012; Soares et al., 2012, 2013, 2016; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016
	<i>Carollia</i> sp.	AM	Graciolli e Carvalho, 2012
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MA, MS, PB, SP	Pessôa e Guimarães, 1936; Dias et al., 2009; Eriksson et al., 2011; Aguiar e Antonini, 2016; Barbier et al., 2016
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Trachops cirrhosus</i>	DF, PA	Guerrero, 1997; Graciolli et al., 2008
<i>Speiseria</i> sp.	<i>Carollia perspicillata</i>	BA	Esberárd et al., 2012
<i>Stizostrebla longirostris</i>	?	RJ	Jobling, 1939 ¹
	<i>Lophostoma carrikeri</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013
	<i>Lophostoma silvicola</i>	MA	Santos et al., 2013
	<i>Micronycteris minuta</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009
<i>Synthesiostrebla cisandina</i>	<i>Furipterus horrens</i>	MG	Graciolli e Azevedo, 2011
<i>Trichobioides perspicillatus</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
	<i>Carollia perspicillata</i>	BA	Wenzel, 1970
	<i>Phyllostomus discolor</i>	DF, GO, MA, PE, SE,	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Graciolli et al., 2010; Figueiredo et al., 2015; Soares et al., 2013; Bezerra et al., 2016
<i>Trichobius affinis</i>	<i>Lophostoma brasiliense</i>	GO, PA	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli et al., 2010
	<i>Lophostoma silvicola</i>	PE	Soares et al., 2013
<i>Trichobius anducei</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
<i>Trichobius angulatus</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF, MG, MS	Eriksson et al., 2011; Figueiredo et al., 2015; Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius bequaerti</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016

<i>Trichobius bilobus</i>	<i>Pteronotus parnellii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Trichobius caecus</i>	? ¹	CE, MT	Pessôa e Guimarães, 1940 ¹ , Guimarães, 1944 ¹
	Chiroptera	RR	Graciolli e Linardi, 2002
<i>Trichobius costalimai</i>	? ¹	PE	Guimarães, 1937
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
	<i>Carola perspicillata</i>	AC	Dias et al., 2009; Santos et al., 2012
	Chiroptera	PE	Guimarães, 1937
	<i>Glossophaga soricina</i>	PE	Soares et al., 2016
	<i>Lophostoma silvicola</i>	AC	Santos et al., 2012
	<i>Platyrrhinus helleri</i>	AC	Santos et al., 2012
	<i>Phyllostomus discolor</i>	GO, MA, MG, PE, SE	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Graciolli et al., 2010; Soares et al., 2013, 2016; Vasconcelos et al., 2016; Bezerra et al., 2016
	<i>Phyllostomus elongatus</i>	AC	Santos et al., 2012
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	AC, RO	Guerrero, 1994a; Santos et al., 2012
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
	<i>Saccopteryx leptura</i>	MA	Dias et al., 2009
	<i>Tonatia saurophila</i>	AC	Santos et al., 2012
<i>Trichobius curvata</i>	<i>Lophostoma brasiliense</i>	SE	Bezerra et al., 2016
	<i>Tonatia saurophila</i>	AC	Santos et al., 2012
<i>Trichobius diaemi</i>	<i>Diaemus youngi</i>	DF, MA	Dias et al., 2009; Aguiar e Antonini, 2011, 2016
<i>Trichobius diphyllae</i>	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF, MG, PB, RJ	Graciolli et al., 2008; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Barbier et al., 2016
<i>Trichobius dugesii</i>	<i>Artibeus planirostris</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, MG	Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016

	Chiroptera	PE	Guimarães, 1937
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, GO, MA, MG, MS, PB, RS, SP	Guimarães, 1937; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Dias et al., 2009; Graciolli et al., 2010; Eriksson et al., 2011; Santos et al., 2009, 2013; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016; Barbier et al., 2016
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF, MG	Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Lonchorhina aurita</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Micronycteris minuta</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius dugesioides</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	AC, MG, SE	Teixeira e Ferreira, 2010; Santos et al., 2012; Bezerra et al., 2016
	<i>Chrotopterus auritus</i>	MG, PR	Prevedello et al., 2005; Moras et al., 2013
	<i>Desmodus rotundus</i>	MG, PR, RJ, SP	Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Teixeira e Ferreira, 2010; Almeida et al., 2011
	<i>Diphylla ecaudata</i>	PR	Prevedello et al., 2005
	<i>Lonchorhina aurita</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Micronycteris megalotis</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Mimon bennetti</i>	PR	Prevedello et al., 2005
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Platyrrhinus helleri</i>	AC	Santos et al., 2012
	<i>Tonatia bidens</i>	PR, RJ	Prevedello et al., 2005; Almeida et al., 2011
	<i>Trachops cirrhosus</i>	DF, SE	Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016
<i>Trichobius dugesioides dugesioides</i>	? ¹	SP	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF, PR	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Chrotopterus auritus</i>	PR, RJ, SC, SP	Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli et al., 2006b, 2008; Lourenço et al., 2014
	<i>Desmodus rotundus</i>	SC	Graciolli et al., 2008
	<i>Diphylla ecaudata</i>	SC	Graciolli et al., 2008

	<i>Mimon bennetti</i>	PR	Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Sturnira lilium</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Tonatia bidens</i>	PA, RJ	Guerrero, 1997; Esbérard e Bergallo, 2004
	<i>Trachops cirrhosus</i>	DF, PA, PB, PE, RR	Guerrero, 1997; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Linardi, 2002; Soares et al., 2013; Barbier et al., 2016
<i>Trichobius dugesioides</i>	<i>Phyllostomus</i>	MA	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009
<i> phyllostomus</i>	<i> discolor</i>		
	<i> Phyllostomus</i>	AM, RR	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli e Linardi, 2002
	<i> elongatus</i>		
<i>Trichobius flagellatus</i>	<i>Lonchorhina aurita</i>	DF, RR	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008
<i>Trichobius furmani</i>	? ¹	SC	Graciolli et al., 2008 ¹
	<i>Desmodus rotundus</i>	DF, MG, PR, RJ,	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Coelho, 2001; Teixeira e Ferreira, 2010; Almeida et al., 2011; Aguiar e Antonini, 2011, 2016; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF, RJ	Coimbra Jr. et al., 1984, Graciolli e Coelho, 2001; Aguiar e Antonini, 2011; Lourenço et al., 2014
	<i>Sturnira lilium</i>	SP	Bertola et al., 2005
<i>Trichobius galei</i>	<i>Natalus macrourus</i>	PB	Barbier et al., 2016
	<i>Natalus stramineus</i>	MS	Graciolli e Carvalho, 2012
<i>Trichobius handleyi</i>	<i>Micronycteris minuta</i>	MG, RJ	Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Micronycteris</i> sp.	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius joblingi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF, RJ	Graciolli et al., 2008; França et al., 2013
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Artibeus anderseni</i>	PA	Guerrero, 1997
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF, MG, PR, SE	Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Aguiar, 2002; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Bezerra et al., 2016
	<i>Artibeus obscurus</i>	MA	Dias et al., 2009
	<i>Artibeus planirostris</i>	MG, MS	Eriksson et al., 2011; Vasconcelos et al., 2016

<i>Carollia brevicauda</i>	MA	Dias et al., 2009
<i>Carollia perspicillata</i>	AM ou SP? ¹ , BA, DF, GO, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, RO, RR, SC, SE, SP	Guimarães, 1937 ¹ ; Coimbra Jr. et al., 1984; Guerrero, 1995; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Aguiar, 2002, Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Coelho, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Linardi, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Graciolli et al., 2006a, 2006b, 2008, 2010; Dias et al., 2009; Teixeira e Ferreira, 2010; Almeida et al., 2011; Eriksson et al., 2011; Lourenço e Esberárd, 2011; Esberárd et al., 2012; Santos et al., 2009, 2013; França et al., 2013; Moras et al., 2013; Soares et al., 2013, 2016; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016;
<i>Desmodus rotundus</i>	DF, MG, RJ, SP	Azevedo e Linardi, 2002; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2008; Almeida et al., 2011
<i>Diaemus youngi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MA, MG, RJ	Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Teixeira e Ferreira, 2010; França et al., 2013; Aguiar e Antonini, 2016
<i>Lophostoma carrikeri</i>	MA	Santos et al., 2013
<i>Lonchorhina aurita</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Lophostoma brasiliense</i>	DF, SE	Graciolli et al., 2008; Bezerra et al., 2016
<i>Micronycteris minuta</i>	DF	Graciolli et al., 2008; Aguiar e Antonini, 2016
<i>Micronycteris megalotis</i>	MG, SP	Bertola et al., 2005; Teixeira e Ferreira, 2010
<i>Micronycteris sanborni</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Mimon crenulatum</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Peropterix macrotis</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Phyllostomus elongatus</i>	AM, RR	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli e Linardi, 2002

	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF, RJ	Graciolli et al., 2008; Almeida et al., 2011
	<i>Platyrrhinus helleri</i>	PA	Guerrero, 1997
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	PE, SE	Bezerra et al., 2016; Soares et al., 2016
	<i>Pteronotus parnellii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Sturnira lilium</i>	MA, MG, MS, RJ, SE, SP	Bertola et al., 2005; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009; Eriksson et al., 2011; Lourenço et al., 2014; Moras et al., 2013; Bezerra et al., 2016
	<i>Trachops cirrhosus</i>	DF, SE	Graciolli et al., 2008; Graciolli e Coelho, 2001; Bezerra et al., 2016
<i>Trichobius johnsonae</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
	<i>Pteronotus parnellii</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
<i>Trichobius jubatus</i>	<i>Molossus rufus</i>	PR	Graciolli e Carvalho, 2001, 2012
<i>Trichobius lonchophyllae</i>	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Graciolli e Coelho, 2001
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MG, RJ	Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Lonchophylla mordax*</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF, MG	Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Aguiar, 2002; Graciolli et al., 2008; Graciolli e Carvalho, 2012; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Lonchophylla peracchii</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
<i>Trichobius longipes</i>	? ¹	CE	Guimarães, 1944 ¹
	<i>Artibeus lituratus</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Artibeus planirostris</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Chrotopterus auritus</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Phylloderma stenops</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016

	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF, MA, MG, PA, PR, RJ, RO, SP	Guimarães, 1937; Guerrero, 1994a, 1997; Graciolli e Carvalho, 2001, 2012; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Almeida et al., 2011; Santos et al., 2009, 2013; Esberárd et al., 2014; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Uroderma bilobatum</i>	PR	Graciolli e Carvalho, 2001
<i>Trichobius pallidus</i>	<i>Furipterus horrens</i>	DF, PB, SP	Graciolli et al., 2008; Graciolli e Carvalho, 2012; Barbier et al., 2016
<i>Trichobius parasiticus</i>	? ¹	RJ	Lima, 1921 ¹
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli et al., 2008
	<i>Artibeus planirostris</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Anoura caudifer</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Carollia perspicillata</i>	BA, DF	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli et al., 2008; Rios et al., 2008
	Chiroptera	PE	Guimarães, 1937
	<i>Desmodus rotundus</i>	AM ou PE? ¹ , BA, DF, GO, MA, MG, MS, PB, PE, RR	Guimarães, 1937 ¹ ; Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008, 2010; Rios et al., 2008; Dias et al., 2009; Aguiar e Antonini, 2011, 2016; Graciolli e Carvalho, 2012; Santos et al., 2013; Soares et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016; Barbier et al., 2016
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli et al., 2008; Aguiar e Antonini, 2011; 2016
	<i>Glossophaga soricina</i>	BA, DF	Graciolli et al., 2008; Rios et al., 2008
	<i>Myotis simus</i>	AM ou PE? ¹	Guimarães, 1937 ¹
	<i>Molossops temminckii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Molossus molossus</i>	AM ou PE? ¹	Guimarães, 1937 ¹
	<i>Phyllostomus discolor</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008

	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Sturnira lilium</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Trichobius perspicillatus</i>	<i>Phyllostomus</i> <i>discolor</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius phyllostomae</i>	? ¹	SC	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Artibeus lituratus</i>	SC	Wenzel et al., 1966; Graciolli e Carvalho, 2012
	<i>Phyllostomoma</i> sp.	SC	Graciolli e Carvalho, 2012
	<i>Sturnira lilium</i>	PR, RS, SP	Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Graciolli e Bianconi, 2007; Graciolli et al., 2008; Graciolli e Carvalho, 2012
<i>Trochibius propinquus</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF, MG	Graciolli e Coelho, 2001; Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius silvicolae</i>	<i>Lophostoma</i> <i>brasiliense</i>	MA	Santos et al., 2013
	<i>Lophostoma silvicola</i>	AM, MA	Graciolli e Bernárd, 2002; Santos et al., 2013
<i>Trichobius</i> sp.	<i>Artibeus lituratus</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Carollia perspicillata</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Glossophaga soricina</i>	MG, MS	Eriksson et al., 2011; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Lonchophylla mordax</i>	MA	Santos et al., 2013
	<i>Lonchophylla</i> <i>thomasi</i>	MA	Santos et al., 2013
<i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Dugesii</i>)	<i>Micronycteris</i> <i>microtis</i>	SP	Graciolli et al., 2006b
	<i>Lonchophylla</i> <i>dekeyseri</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Phyllostomus</i> <i>hastatus</i>	RJ	Esberárd et al., 2014
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF, MG, MS, PE	Graciolli e Aguiar, 2002; Graciolli et al., 2006a; Soares et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016
<i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Longipes</i>)	<i>Mimon crenulatum</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016

<i>Trichobius</i> sp. (complexo <i>Phyllostomae</i>)	<i>Sturnira lilium</i>	RS	Graciolli e Rui, 2001	
<i>Trichobius tiptoni</i>	<i>Artibeus planirostris</i>	DF	Figueiredo et al., 2015	
	<i>Anoura caudifer</i>	DF, GO, MG, MS, PR, RJ, RS, SP	Whitaker e Mumford, 1977; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Graciolli et al., 2010; Teixeira e Ferreira, 2010; Eriksson et al., 2011; Graciolli e Carvalho, 2012; França et al., 2013; Moras et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Figueiredo et al., 2015; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016	
	<i>Anoura geoffroyi</i>	GO, RS	Graciolli e Rui, 2001; Graciolli et al., 2010; Graciolli e Carvalho, 2012	
	<i>Artibeus lituratus</i>	RJ	Almeida et al., 2011	
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, MG, PR, RJ, SP	Bertola et al., 2005; Teixeira e Ferreira, 2010; Almeida et al., 2011; Silva e Ortêncio Filho, 2011; Moras et al., 2013; Figueiredo et al., 2015; Aguiar e Antonini, 2016	
	<i>Desmodus rotundus</i>	MG	Teixeira e Ferreira, 2010	
	<i>Glossophaga soricina</i>	MG	Teixeira e Ferreira, 2010	
	<i>Micronycteris microtis</i>	DF	Figueiredo et al., 2015	
	<i>Trichobius uniformis</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, RR	Graciolli e Linardi, 2002; Aguiar e Antonini, 2016
		<i>Chiroptera</i>	MG, PE	Guimarães, 1937
<i>Diphylla ecaudata</i>		DF	Aguiar e Antonini, 2011, 2016	
<i>Glossophaga soricina</i>		DF, GO, MS, PE, PR	Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli et al., 2008, 2010; Eriksson et al., 2011; Aguiar e Antonini, 2016; Soares et al., 2016	
<i>Lonchophylla dekeyseri</i>		DF, MG	Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016	
<i>Trichobius</i> sp.	<i>Sturnira lilium</i>	MS	Eriksson et al., 2011	
	<i>Anoura geoffroyi</i>	MG	Komeno e Linhares, 1999	

	<i>Artibeus lituratus</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Carollia perspicillata</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Sturnira lilium</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
Subfamília Streblinae			
<i>Anastrebla caudiferae</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Anoura caudifer</i>	DF, MG, PR, RJ, RS, SC, SP,	Kessel, 1925; Whitaker e Mumford, 1977; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Moras et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Figueiredo et al., 2015; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Anoura geoffroyi</i>	SP	Bertola et al., 2005
	<i>Anoura</i> sp.	RS	Graciolli e Rui, 2001
	<i>Glossophaga soricina</i>	SP	Bertola et al., 2005
<i>Anastrebla modestini</i>	? ¹	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Anoura caudifer</i>	DF, SP	Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2008; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF, GO, MG, PR, RS, SP	Whitaker e Mumford, 1977; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Graciolli et al., 2008, 2010; Moras et al., 2013; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Anoura</i> sp.	RS	Graciolli e Rui, 2001
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Lonchophylla peracchii</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Metelasmus pseudopterus</i>	? ¹	PA	Wenzel, 19701
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	PR, RJ, RS, SP	Graciolli e Rui, 2001; Bertola et al., 2005; Rui e Graciolli, 2005; Anderson e Ortêncio Filho, 2006; Graciolli et al., 2008; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016

	<i>Artibeus lituratus</i>	DF, RJ, SC	Wenzel et al., 1966; Graciolli et al., 2008; Lourenço et al., 2014; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus obscurus</i>	RJ, SP	Bertola et al., 2005; Patrício et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	MS	Eriksson et al., 2011
	<i>Carollia perspicillata</i>	SP	Pessôa e Galvão, 1936
<i>Metelasmus wenzeli</i>	<i>Sturnira lilium</i>	PR, SP	Graciolli e Dick, 2004; Graciolli e Bianconi, 2007
<i>Paraeuctenodes longipes</i>	<i>Anoura caudifer</i>	SP	Pessôa e Guimarães, 1936
	<i>Anoura geoffroyi</i>	RJ	França et al., 2013
	<i>Glossophaga soricina</i>	MG, PR, RS	Graciolli e Rui, 2001; Graciolli et al., 2008; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF, RJ	França et al., 2013; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	SP	Pessôa e Guimarães, 1936
<i>Paraeuctenodes similis</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	MG, PR, RJ, SP	Graciolli e Carvalho, 2001; Bertola et al., 2005; Moras et al., 2013; Lourenço et al., 2014
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Sturnira lilium</i>	MG, SP	Bertola et al., 2005; Moras et al., 2013
	<i>Trachops cirrhosus</i>	SP	Wenzel, 1976
<i>Strebla altmani</i>	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Lonchorhina aurita</i>	DF, RR, PE	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008; Soares et al., 2013
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
<i>Strebla alvarezi</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	AM, RJ	Wenzel et al., 1966; Almeida et al., 2011
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Lonchorhina aurita</i>	DF	Graciolli et al., 2008

	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Micronycteris megalotis</i>	MG, RJ	Teixeira e Ferreira, 2010; Almeida et al., 2011
<i>Strebla carvalhoi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF, MG, PR, SC, SP	Graciolli, 2003c; Figueiredo et al., 2015; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Sturnira lilium</i>	DF	Figueiredo et al., 2015
<i>Strebla chropteri</i>	<i>Chropterus auritus</i>	DF, MG, MS, PR, SP	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli et al., 2006b; Eriksson et al., 2011; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016
<i>Strebla consocia</i>	<i>Phyllostomus elongatus</i>	AM, RR	Graciolli e Bernárd, 2002; Graciolli e Linardi, 2002
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	MG, PA, RJ	Whitaker e Mumford, 1977; Guerrero, 1997; Esberárd et al., 2014
<i>Strebla curvata</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MG, MS	Graciolli et al., 2010; Eriksson et al., 2011; Figueiredo et al., 2015; Vasconcelos et al., 2016
	<i>Phyllostomus elongatus</i>	AC	Santos et al., 2012
<i>Strebla diaemi</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	SP	Graciolli e Carvalho, 2001
	<i>Diaemus youngi</i>	DF, MA, PR	Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli et al., 2008; Dias et al., 2009; Aguiar e Antonini, 2011, 2016
<i>Strebla diphyllae</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Diphylla ecaudata</i>	MG, PA, PR, RJ, SC	Wenzel, 1976; Graciolli et al., 2008; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016
<i>Strebla guajiro</i>	? ¹	PA	García e Casal, 1965 ¹
	<i>Anoura caudifer</i>	MG, RJ	Teixeira e Ferreira, 2010; Lourenço et al., 2014
	<i>Artibeus planirostris</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016

	<i>Carollia perspicillata</i>	BA, DF, MA, MG, MS, PE, PR, RJ, RO, SC, SE, SP	Guerrero, 1996a; Wenzel et al., 1966; Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Carvalho, 2001; Azevedo e Linardi, 2002; Bertola et al., 2005; Prevedello et al., 2005; Graciolli et al., 2006b, 2008; Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Teixeira e Ferreira, 2010; Eriksson et al., 2011; Lourenço e Esberárd, 2011; Esberárd et al., 2012; França et al., 2013; Moras et al., 2013; Soares et al., 2013; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016; Bezerra et al., 2016; Teixeira e Ferreira, 2010
	<i>Desmodus rotundus</i>	MG	
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MG	Graciolli et al., 2008; Teixeira e Ferreira, 2010; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Mimon bennetti</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Sturnira lilium</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
<i>Strebla galindoi</i>	<i>Tonatia saurophila</i>	AM, MA	Graciolli e Bernárd, 2002; Dias et al., 2009
	<i>Tonatia bidens</i>	MA, PA	Guerrero, 1997; Santos et al., 2013
<i>Strebla harderi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF, MG	Komeno e Linhares, 1999; Graciolli e Coelho, 2001
<i>Strebla hertigi</i>	? ¹	PA	Wenzel, 1970 ¹
	<i>Phyllostomus discolor</i>	DF, MA, MG, SE	Dias et al., 2009; Santos et al., 2009, 2013; Figueiredo et al., 2015; Vasconcelos et al., 2016; Bezerra et al., 2016
	<i>Tonatia bidens</i>	RJ	Almeida et al., 2011
<i>Strebla hoogstraali</i>	<i>Lophostoma brasiliense</i>	MA	Santos et al., 2013
<i>Strebla kohlsi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Carollia perspicillata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Strebla machadoi</i>	<i>Micronycteris megalotis</i>	PA	Guerrero, 1997

	<i>Micronycteris minuta</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
<i>Strebla mirabilis</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984
	<i>Carollia perspicillata</i>	AC, DF, MG	Graciolli et al., 2008; Teixeira e Ferreira, 2010; Soares et al., 2012; Moras et al., 2013
	<i>Chrotopterus auritus</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Desmodus rotundus</i>	DF, MG, RJ	Graciolli et al., 2008; Almeida et al., 2011; Aguiar e Antonini, 2011, 2016; Moras et al., 2013
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Aguiar e Antonini, 2011; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli et al., 2008; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF, MG	Graciolli et al., 2008; Teixeira e Ferreira, 2010; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Mimon bennetti</i>	DF, PR	Graciolli e Carvalho, 2001; Graciolli et al., 2008
	<i>Molossops temmickii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Phyllostomus elongatus</i>	AC	Soares et al., 2012
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF, MG	Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli et al., 2008; Vasconcelos et al., 2016; Aguiar e Antonini, 2016
	<i>Tonatia bidens</i>	PR, RJ	Graciolli e Carvalho, 2001; Esbérard e Bergallo, 2004
	<i>Tonatia saurophila</i>	PA	Wenzel et al., 1966
	<i>Trachops cirrhosus</i>	DF, SE	Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli et al., 2008; Bezerra et al., 2016
<i>Strebla obtusa</i>	<i>Trinycteris nicefori</i>	PA	Guerrero, 1997
<i>Strebla tonatiae</i>	<i>Lophostoma silvicola</i>	MA, PE	Santos et al., 2013; Soares et al., 2013
	<i>Lophostoma brasiliense</i>	MA	Dias et al., 2009
<i>Strebla wiedemanni</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984
	<i>Carollia perspicillata</i>	AC, BA, DF, SE	Coimbra Jr. et al., 1984; Rios et al., 2008; Santos et al., 2012; Bezerra et al., 2016

	<i>Desmodus rotundus</i>	BA, DF, GO, MG, MS, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, SP, TO,	García e Casal, 1965; Coimbra Jr. et al., 1984; Guerrero, 1996a; Komeno e Linhares, 1999; Desiderio et al., 2000; Azevedo e Linardi, 2002; Graciolli e Coelho, 2001; Graciolli e Carvalho, 2001, 2012; Graciolli e Linardi, 2002; Graciolli et al., 2008, 2010; Prevedello et al., 2005; Rios et al., 2008; Teixeira e Ferreira, 2010; Aguiar e Antonini, 2011, 2016; Eriksson et al., 2011; Lourenço et al., 2014; Vasconcelos et al., 2016; Barbier et al., 2016; Soares et al., 2016
	<i>Diphylla ecaudata</i>	DF	Coimbra Jr. et al., 1984; Graciolli et al., 2008; Aguiar e Antonini, 2011, 2016
	<i>Furipterus horrens</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Micronycteris minuta</i>	MG	Vasconcelos et al., 2016
	<i>Molossops temminckii</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
<i>Strebla</i> sp.	<i>Lonchophylla peracchii</i>	RJ	Lourenço et al., 2014
	<i>Lonchophylla dekeyseri</i>	DF	Graciolli e Coelho, 2001
	<i>Micronycteris minuta</i>	MA	Dias et al., 2009

* Tabela retirada e adaptada de Graciolli et al., 2008. Todas as publicações a partir do ano de 2009 foram inseridas pela autora do presente trabalho.

1 - Referências não obtidas para confirmação das informações.

2 - Referência bibliográfica inserida pela presente autora.

APÊNDICE XI - Dados da literatura de espécies de insetos da Ordem Hemiptera que ocorrem em morcegos no Brasil.*

Espécie	Hospedeiro	Ocorrência	Referências
Família Cimicidae			
<i>Latrocimex spectans</i>	<i>Noctilio leporinus</i>	MT, PA, PR, RJ	Lent, 1941; Usinger, 1966; Moura et al., 2003; Esberárd, 2008 ¹ ; Graciolli et al., 1999
<i>Propicimex limai</i>	-	PA, PE	Lent e Proença, 1937; Usinger, 1966
<i>Propicimex tucmatiani</i>	-	SC	Usinger, 1966
Família Polycetenidae			
<i>Hesperoctenes cartus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	SC	Jordan, 1922
<i>Hesperoctenes eumops</i>	<i>Eumops perotis</i>	RJ	Ferris e Usinger, 1945
<i>Hesperoctenes fumarius</i>	<i>Molossus molossus</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977
	<i>Molossus rufus</i>	SP, RJ	Graciolli et al., 2008; Esberárd et al., 2005; Dick et al., 2009 ¹
<i>Hesperoctenes hermsi</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Molossus rufus</i>	RJ	Valim et al., 2002
<i>Hesperoctenes impressus</i>	<i>Molossops cerastes</i> ²	SC	Ferris e Usinger, 1939; Ueshima, 1972
<i>Hesperoctenes limai</i>	-	BA, MG	Ferris e Usinger, 1945; Ueshima, 1972

* Tabela retirada e adaptada de Graciolli et al., 2008.

BA – Bahia, DF – Distrito Federal, MG – Minas Gerais, MT – Mato Grosso, PA – Pará, PR – Paraná, PE – Pernambuco, RJ – Rio de Janeiro, SC – Santa Catarina, SP – São Paulo.

1 – Referência incluída pela presente autora.

2 – Hospedeiro desconhecido. Maa (1964) e Ueshima (1972) indicam *Molossops cerastes* como provável hospedeiro.

APÊNDICE XII - Dados da literatura de espécies de insetos da Ordem Siphonaptera que ocorrem em morcegos no Brasil.*

Espécie	Hospedeiro	Ocorrência	Referências
Família Tungidae			
<i>Hectopsylla pulex</i>	Chiroptera	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eptesicus velatus</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eptesicus macrotis</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eumops perotis</i>	MG, RJ	Hastriter e Méndez, 2000
	<i>Histiotus velatus</i>	PR	Hastriter e Méndez, 2000
	<i>Molossus molossus</i>	RJ	Esberárd, 2001; Luz et al., 2009 ¹
	<i>Molossus pretiosus</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Molossus rufus</i>	RJ	Linardi e Guimarães, 2000; Luz et al., 2009 ¹
	<i>Molossus</i> sp.	MG	Hastriter e Méndez, 2000; Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	RS	Monteiro et al., 2005
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
Família Ischnopsyllidae			
<i>Hormopsylla fosteri</i>	<i>Cynomops abrasus</i>	MG	Rodríguez et al., 1999
	<i>Desmodus rotundus</i>	SP, 2	Hastriter e Guerrero, 1998, Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eumops bonariensis</i>	2	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Gracioli et al., 2008
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	2	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	2	Linardi e Guimarães, 2000
<i>Myodopsylla wolffsohni</i>	Chiroptera	3	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Molossus molossus</i>	3	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eptesicus</i> sp.	3	Linardi e Guimarães, 2000

	<i>Myotis levis</i>	3	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Myotis nigricans</i>	AM, MS, PR	Linardi e Guimarães, 2000; Arzua et al., 2002; Graciolli et al., 2008
	<i>Myotis sp.</i>	MS, 3	Linardi e Guimarães, 2000; Graciolli et al., 2008
<i>Ptilopsylla leptina</i>	<i>Noctilio albiventris</i>	3	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Eumops glaucinus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Glossophaga soricina</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Lonchophylla deskeyseri</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Noctilio albiventris</i>	MS	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Tadarida europs</i>	MS	Linardi e Guimarães, 2000
<i>Rothschildopsylla noctilionis</i>	<i>Noctilio albiventris</i>	MS	Linardi e Guimarães, 2000
<i>Sternopsylla distincta distincta</i>	<i>Molossus molossus</i>	4	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	4	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	4	Linardi e Guimarães, 2000
Família Pulicidae			
<i>Ctenocephalides felis felis</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	MG	Graciolli et al., 2008
<i>Pulex irritans</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	MG	Linardi e Guimarães, 2000
Família Rhopalopsyllidae			
<i>Polygenis roberti roberti</i>	<i>Anoura geoffroyi</i>	SP	Graciolli et al., 2008
Família Stephanocircidae			
<i>Craneopsylla minerva minerva</i>	<i>Anoura geoffroyi</i>	SP	Graciolli et al., 2008
	<i>Anoura geoffroyi</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Sturnira lilium</i>	-	Linardi e Guimarães, 2000
	<i>Sturnira lilium</i>	MG	Graciolli et al., 2008

* Tabela retirada e adaptada de Graciolli et al., 2008.

APÊNDICE XIII - Dados da literatura de espécies de carrapatos e ácaros (Arachnida, Acari) que ocorrem em morcegos no Brasil.*

Espécie	Hospedeiros ou hábitat	Ocorrência	Referências
PARASITIFORMES			
IXODIDA			
Ixodidae			
<i>Amblyomma dubitatum</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	SP	Barros et al., 1998
<i>Amblyomma oblongoguttatum</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	AM	Guerra e Serra-Freire, 1999
<i>Ixodes</i> sp.	Gruta, <i>Molossus rufus</i>	PR	Pinto-da-Rocha, 1995
Argasidae			
<i>Antricola delacruzii</i>	Caverna	SE	Estrada-Peña et al., 2004
	Caverna	PO	Nava et al., 2010
<i>Antricola guglielmonei</i>	Guano	SE	Estrada-Peña et al., 2004
	Morro	PI	Graciolli et al., 2008
	Gruta	CE	Graciolli et al., 2008
	Caverna	PO	Nava et al., 2010
<i>Antricola inexpectata</i>	Gruta	CE	Estrada-Peña et al., 2004
<i>Antricola</i> sp.	Gruta	CE	Graciolli et al., 2008
	Caverna	SE	Graciolli et al., 2008
	<i>Pteronotus</i> sp.	SE	Graciolli et al., 2008
	<i>Pteronotus parnelli</i>	CE	Luz et al., 2016
<i>Ornithodoros cavernicolous</i>	Caverna	BA, CE, MG, PA, RN	Dantas-Torres et al., 2012

	<i>Anoura caudifer</i>	GO	Dantas-Torres et al., 2012
	<i>Anoura geoffroyi</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	CE, GO	Dantas-Torres et al., 2012; Luz et al., 2016
	<i>Desmodus rotundus</i>	GO	Dantas-Torres et al., 2012
	<i>Glossophaga soricina</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Phyllostomus discolor</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Sturnira lilium</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Trachops cirrhosus</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Tonatia bidens</i>	CE	Luz et al., 2016
<i>Ornithodoros fonsecai</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Desmodus rotundus</i>	MS	Labruna e Venzal, 2009 ²
	<i>Peropteryx macrotis</i>	MS	Labruna e Venzal, 2009 ²
<i>Ornithodoros hasei</i>	<i>Artibeus planirostris</i>	CE, MS	Luz et al., 2016; Muñoz-Leal et al., 2016
	<i>Lophostoma brasiliense</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Mimon crenulatum</i>	MS	Muñoz-Leal et al., 2016
	<i>Noctilio albiventris</i>	MS	Muñoz-Leal et al., 2016
	<i>Noctilio leporinus</i>	PA	Jones et al., 1972; Graciolli et al., 2008
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	MS	Muñoz-Leal et al., 2016
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	MS	Muñoz-Leal et al., 2016
	<i>Tonatia saurophila</i>	CE	Luz et al., 2016
	<i>Tonatia sp.</i>	CE	Luz et al., 2016
<i>Ornithodoros marinkellei</i>	<i>Pteronotus gymnonotus</i>	CE, RO, SE	Graciolli et al., 2008; Labruna et al., 2011; Luz et al., 2016
	<i>Pteronotus personatus</i>	RO	Labruna et al., 2011
	<i>Pteronotus parnelli</i>	RO	Labruna et al., 2011

<i>Ornithodoros mimon</i>	Chiroptera	SP	Graciolli et al., 2008
	Domicílio	GO, MG, PE, RN, SP ²	Barros-Battesi et al., 2011 ² ; Labruna et al., 2014
<i>Ornithodoros rondoniense</i> ²	<i>Diphylia ecaudata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	PR	Graciolli et al., 2008
	Caverna	RO	Labruna et al., 2008; Nava et al., 2010
<i>Ornithodoros setosus</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	RO	Jones et al., 1972; Graciolli et al., 2008
<i>Ornithodoros stageri</i>	<i>Nyctinomops laticaudatus</i>	? ¹	Jones et al., 1972; Graciolli et al., 2008
<i>Ornithodoros talaje</i>	<i>Noctilio albiventris</i>	? ¹	Jones et al., 1972; Graciolli et al., 2008
	<i>Histiopus velatus</i>	MG	Carvalho, 1942
	Gruta	MG, MS, PA, PR, SP	Pinto-da-Rocha, 1995
	Caverna	PA	Pinto-da-Rocha, 1995
	Gruta, <i>Molossus molossus</i>	SP	Pinto-da-Rocha, 1995
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	MA	Graciolli et al., 2008
	<i>Molossus</i> sp.	MA	Graciolli et al., 2008
	Guano	SP	Graciolli et al., 2008
	<i>Noctilio albiventris</i>	SP	Graciolli et al., 2008
	? ¹	MS	Graciolli et al., 2008
<i>Ornithodoros</i> sp.	Gruta	MS, PR, SP	Pinto-da-Rocha, 1995
	<i>Anoura geoffroyi</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Diphylia ecaudata</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	<i>Histiopus velatus</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977
	<i>Noctilio albiventris</i>	PA	Graciolli e Bernárd, 2002
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	DF	Graciolli et al., 2008
	Gruta	CE, PR	Graciolli et al., 2008
	Caverna	SE	Graciolli et al., 2008

	Parque hotel	MS	Graciolli et al., 2008
<i>Nothoaspis amazoniensis</i>	Caverna	PO	Nava et al., 2010
	<i>Trachops cirrhosus</i>	CE	Luz et al., 2016
<i>Nothoaspis reddelli</i>	<i>Molossus ater</i>	RJ	Nava et al., 2010; Botão-Miranda et al., 2002
MESOSTIGMATA			
Macronyssidae			
<i>Chirotonyssus haematophagus</i>	<i>Cynomops abrasus</i>	RJ	Fonseca, 1948
	<i>Histiopus velatus</i>	MG, RJ	Fonseca, 1948; Azevedo et al., 2002
	<i>Molossus rufus</i>	RJ	Fonseca, 1948
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	RJ	Fonseca, 1948
<i>Chirotonyssus robustipes</i>	<i>Histiopus velatus</i>	MG	Moras et al., 2013
	<i>Nyctinomops macrotis</i>	SP	Fonseca, 1948
	<i>Tadarida brasiliensis</i>	RS	Pesenti et al., 2014
<i>Macronyssoides kochi</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	RJ, SP	Fonseca, 1948; Almeida et al., 2011
	<i>Artibeus planirostris</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Desmodus rotundus</i>	SP	Radovsky, 1967
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Macronyssoides sp.</i>	<i>Artibeus lituratus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Macronyssus crosbyi</i>	<i>Myotis ruber</i>	SP	Radovsky, 1967
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Macronyssus aff. leislerianus</i>	<i>Histiopus velatus</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Parichoronyssus bakeri</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Moras et al., 2013
	<i>Sturnira lilium</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Parichoronyssus crassipes</i>	<i>Sturnira lilium</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Parichoronyssus euthystrernum</i>	<i>Sturnira lilium</i>	RJ	Almeida et al., 2011
<i>Parichoronyssus sclerus</i>	<i>Anoura caudifer</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977

<i>Parichoronyssus</i> sp.	<i>Artibeus lituratus</i>	RJ	Almeida et al., 2011
<i>Radfordiella desmodi</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Desmodus rotundus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
	<i>Histiotus velatus</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Radfordiella oudemansi</i>	<i>Desmodus rotundus</i>	SP	Fonseca, 1948
<i>Radfordiella</i> sp.	<i>Artibeus lituratus</i>	MG, RJ	Azevedo et al., 2002; Almeida et al., 2011
	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Azevedo et al., 2002
	<i>Desmodus rotundus</i>	RJ	Almeida et al., 2011
<i>Steatonyssus joaquimi</i>	<i>Glossophaga soricina</i>	SP	Fonseca, 1948
<i>Steatonyssus</i> sp.	<i>Histiotus velatus</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977; Azevedo et al., 2002
	<i>Myotis riparius</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977
Macronissídeos não determinados	<i>Artibeus fimbriatus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
	<i>Molossus molossus</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977
	<i>Myotis ruber</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977
Spinturnicidae			
<i>Cameronieta</i> sp.	<i>Pteronotus gymnonotus</i>	CE	Almeida et al., 2016b
	<i>Pteronotus parnellii</i>	CE	Almeida et al., 2016b
<i>Cameronieta almaensis</i>	<i>Pteronotus parnellii</i>	CE	Almeida et al., 2016a
<i>Mesoperiglischrus natali</i>	<i>Natalus macrourus</i>	CE	Almeida et al., 2016b
<i>Periglichrus acutisternus</i>	<i>Mimon bennetti</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Phyllostomus discolor</i>	DF, MS, PE	Gettinger e Gribel, 1989; Dantas-Torres et al., 2009; Silva e Graciolli, 2013
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
<i>Periglichrus caligus</i>	<i>Artibeus planirostris</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013

	<i>Glossophaga soricina</i>	? ¹ , CE, DF, MS, MT, RS	Rudnick, 1960 ¹ , Gettinger e Gribel, 1989; Silva et al., 2009a; Silva e Graciolli, 2013; Almeida et al., 2016b
<i>Periglichrus herrerae</i>	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Artibeus planirostris</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Desmodus rotundus</i>	DF, MS, RJ	Gettinger e Gribel, 1989; Almeida et al., 2011; Silva e Graciolli, 2013
	<i>Myotis nigricans</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
<i>Periglichrus hopkinsi</i>	<i>Sturnira lilium</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Rhinophylla pumilio</i>	? ¹	Webb e Loomis, 1977
<i>Periglichrus iheringi</i>	<i>Artibeus cinereus</i>	DF	Gettinger e Gribel, 1989
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	RJ, RS	Silva et al., 2009a; Lourenço et al., 2016b
	<i>Artibeus jamaicensis</i>	DF	Gettinger e Gribel, 1989
	<i>Artibeus lituratus</i>	CE, DF, MG, MS, MT, PE, RJ, RS, SC, SP	Rudnick, 1960; Gettinger e Gribel, 1989; Azevedo et al., 2002; Dantas-Torres et al., 2009; Silva et al., 2009a; Almeida et al., 2011, 2015, 2016b; Silva e Graciolli, 2013; Lourenço et al., 2016b
	<i>Artibeus planirostris</i>	CE, MS, MT, RJ	Almeida et al., 2011, 2016b; Silva e Graciolli, 2013; Lourenço et al., 2016b
	<i>Artibeus obscurus</i>	RJ	Almeida et al., 2011; Lourenço et al., 2016b
	<i>Anoura</i> sp.	RS	Silva et al., 2009a
	<i>Carollia perspicillata</i>	CE, RJ	Almeida et al., 2011, 2016b
	<i>Chiroderma vizottoi</i>	CE	
	<i>Chiroderma doriae</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
	<i>Desmodus rotundus</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
	<i>Glossophaga soricina</i>	RS	Silva et al., 2009a

	<i>Lophostoma silviculum</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Noctilio albiventris</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Phyllostomus discolor</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
	<i>Platyrrhinus incarum</i>	MT	Almeida et al., 2016b
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	CE, DF, RJ, MS, MT, SP	Rudnick, 1960; Gettinger e Gribel, 1989; Silva e Graciolli, 2013; Almeida et al., 2016b; Lourenço et al., 2016b
	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
	<i>Pygoderma bilabiatum</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
	<i>Sturnira lilium</i>	MG, MS, PE, RJ	Azevedo et al., 2002; Dantas-Torres et al., 2009; Almeida et al., 2011; Silva e Graciolli, 2013; Lourenço et al., 2016b
	<i>Vampyressa pusilla</i>	RJ	Lourenço et al., 2016b
<i>Periglichrus micronycteridis</i>	<i>Micronycteris megalotis</i>	RJ	Almeida et al., 2011
	<i>Micronycteris sanborni</i>	CE	Almeida et al., 2016b
<i>Periglichrus ojastii</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	MG, PE, RJ	Dantas-Torres et al., 2009; Moras et al., 2013; Lourenço et al., 2016b
	<i>Sturnira lilium</i>	CE, DF, MG, MS, RJ	Gettinger e Gribel, 1989; Azevedo et al., 2002; Almeida et al., 2011, 2016b; Moras et al., 2013; Silva e Graciolli, 2013; Lourenço et al., 2016b
<i>Periglichrus paracutisternus</i>	<i>Trachops cirrhosus</i>	CE, MT	Almeida et al., 2016b
<i>Periglichrus paravargasi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	DF, RJ	Gettinger e Gribel, 1989; Lourenço et al., 2016b
<i>Periglichrus ramirezi</i>	<i>Rhinophylla pumilio</i>	PA	Machado-Allison e Antequera, 1971; Webb e Loomis, 1977
<i>Periglichrus tonatii</i>	<i>Lophostoma silviculum</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013
<i>Periglichrus torrealbai</i>	<i>Artibeus planirostris</i>	CE	Almeida et al., 2016b
	<i>Lophostoma silviculum</i>	MS	Silva e Graciolli, 2013

	<i>Phyllostomus discolor</i>	CE, DF, MS	Gettinger e Gribel, 1989; Silva e Gracioli, 2013; Almeida et al., 2016b
	<i>Phyllostomus hastatus</i>	CE, RJ, MS	Almeida et al., 2011; Silva e Gracioli, 2013; Lourenço et al., 2016b
	<i>Tonatia bidens</i>	CE	Almeida et al., 2016b
<i>Periglischrus vargasi</i>	<i>Anoura caudifer</i>	CE, MG, RS	Silva et al., 2009a; Moras et al., 2013; Almeida et al., 2016b
	<i>Anoura</i> sp.	RS	Silva et al., 2009a
<i>Periglischrus</i> sp.	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Azevedo et al., 2002
	<i>Pygoderma bilabiatum</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Spinturnix americanus</i>	<i>Myotis riparius</i>	MS, MT	Silva e Gracioli, 2013; Almeida et al., 2016b
<i>Tyrophagus</i> sp.1	<i>Artibeus fimbriatus</i>	MG	Moras et al., 2013
<i>Tyrophagus</i> sp. 2	<i>Sturnira lilium</i>	MG	Moras et al., 2013
Spelaeorhynchidae			
<i>Spelaeorhyncus jimi</i>	<i>Micronycteris megalotis</i>	MT	Peracchi, 1991
<i>Spelaeorhyncus praecursor</i>	<i>Anoura caudifer</i>	MG	Peracchi, 1991
	<i>Carollia brevicauda</i>	PE	Peracchi, 1991
	<i>Carollia perspicillata</i>	MG, PE, RJ, SP	Fonseca, 1935; Peracchi, 1991; Dantas-Torres et al., 2009
	<i>Glossophaga soricina</i>	RJ, SP	Fonseca, 1935; Peracchi, 1991
<i>Spelaeorhyncus</i> sp.	<i>Carollia brevicauda</i>	PE	Fain et al., 1967
ACARIFORMES			
PROSTIGMATA			
Cheyletidae			
Cheyletídeos não identificados	<i>Tadarida brasiliensis</i>	RS	Pesenti et al., 2014
Trombiculidae			
<i>Colicus</i> sp.	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Azevedo et al., 2002

	<i>Histiotus velatus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Fonsecia</i> sp.	<i>Glossophaga soricina</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Hooperella spinirostra</i>	<i>Micronycteris megalotis</i>	? ¹	Vercammen-Grandjean, 1967
<i>Perissopalla barticonycteris</i>	<i>Glyphonycteris daviesi</i>	PA	Brennan, 1969
<i>Perissopalla ipeani</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	PA	Brennan, 1969
<i>Perissopalla</i> sp.	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Azevedo et al., 2002
	<i>Desmodus rotundus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
Leeuwenhoekiiidae			
<i>Whartonia pachywhartoni</i>	<i>Micronycteris megalotis</i>	MG	Silveira et al., 2015; Vercammen-Grandjean, 1966
	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Silveira et al., 2015
<i>Whartonia nudosetosa</i>	<i>Carollia perspicillata</i>	MG	Silveira et al., 2015
Myobiidae			
<i>Eudusbabekia diaemis</i>	<i>Diaemus youngi</i>	MT	Uchikawa, 1987
<i>Eudusbabekia diphyllis</i>	<i>Diphylla ecaudata</i>	PE	Uchikawa, 1987
<i>Eudusbabekia urodermae</i>	<i>Uroderma magnirostrum</i>	PA	Fain, 1972
<i>Eudusbabekia</i> sp.	<i>Artibeus lituratus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
<i>Ewingana longa</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	RS	Pesenti et al., 2014
<i>Ewingana inaequalis</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	RS	Pesenti et al., 2014
Ereynetidae			
<i>Speleochir barbulata</i>	<i>Mimon crenulatum</i>	PA	Fain e Aitken, 1970
<i>Speleochir brasiliensis</i>	<i>Artibeus jamaicensis</i>	PA	Fain e Aitken, 1969
	<i>Vampyrodes caraccioli</i>	PA	Fain e Aitken, 1969
ASTIGMATA			
Chirodiscidae			
<i>Dentocarpus silvai</i>	<i>Molossus molossus</i>	RJ	Fonseca et al. 2005
	<i>Molossus rufus</i>	RJ	Fonseca et al. 2005

<i>Labidocarpellus chrotopterus</i>	<i>Chrotopterus auritus</i>	SC, MT	Bochkov e Valim, 2016
<i>Lawrenceocarpus mimon</i>	<i>Mimon bennetti</i>	AM	Fonseca et al., 2005; Bochkov e Valim, 2016
<i>Parakosa flexipes</i>	<i>Molossus rufus</i>	BA	Gomes et al. 2012
	<i>Molossus molossus</i>	MT, RJ	Bochkov e Valim, 2016
<i>Parakosa tadarida</i>	<i>Molossus molossus</i>	MT	Bochkov e Valim, 2016
<i>Paralabidocarpus tonatiae</i>	<i>Sturnira lilium</i>	AM	Bochkov e Valim, 2016
<i>Paralabidocarpus</i> sp. ³	<i>Phyllostomus hastatus</i>	MG	Azevedo et al., 2002
Gastronyssidae			
<i>Rodhainyssus myotis</i>	<i>Histiopus velatus</i>	PR	Bochkov et al. 2008
Rosensteiniidae			
<i>Nycterigliphus sturnirae</i>	<i>Sturnira lilium</i>	AM	Fain, 1963
Sarcoptidae			
<i>Chirnyssoides amazonae</i>	<i>Carollia brevicauda</i>	AM	Fain, 1959; Klompen, 1992; Lourenço et al., 2013
<i>Chirnyssoides brasiliensis</i>	<i>Carollia brevicauda</i>	AM	Bochkov e Valim, 2016
	<i>Carollia perspicillata</i>	RJ	Lourenço et al., 2013
	<i>Sturnira lilium</i>	AM, AP, PE	Fain, 1959; Klompen, 1992; Bochkov e Valim, 2016
<i>Chirnyssoides caparti</i>	<i>Artibeus jamaicensis</i>	AM, AP	Fain, 1959; Webb e Loomis, 1977; Lourenço et al., 2013; Bochkov e Valim, 2016
<i>Chirnyssoides parvisuctus</i>	<i>Sturnira lilium</i>		Fain, 1959; Lourenço et al., 2013
<i>Chirnyssoides phyllostomus</i>	<i>Lophostoma carrikeri</i>	PA	Klompen, 1992; Lourenço et al., 2013; Bochkov e Valim, 2016
<i>Chirnyssoides</i> sp.	<i>Carollia brevicauda</i>	AM	Fain, 1959
Ácaros não identificados	<i>Artibeus lituratus</i>	SE	Bezerra et al., 2016
	<i>Artibeus planirostris</i>	SE	Bezerra et al., 2016

<i>Carollia perspicillata</i>	SE	Bezerra et al., 2016
<i>Dermanura cinerea</i>	SE	Bezerra et al., 2016
<i>Myotis lavalii</i>	SE	Bezerra et al., 2016
<i>Sturnira lilium</i>	SE	Bezerra et al., 2016
<i>Noctilio leporinus</i>	PR	Moura et al., 2003
<i>Myotis nigricans</i>	MG	Whitaker e Mumford, 1977

* Tabela retirada e adaptada de Gracioli et al., 2008. Todas as publicações a partir do ano de 2009 foram inseridas pela autora do presente trabalho.

1 - Ocorrência desconhecida ou não informada pelo o autor.

2 – Espécie descrita como pertencente ao gênero *Carios*, porém segundo Guglielmone et al. (2010), pertencem ao gênero *Ornithodoros*.

3 – Azevedo et al. (2002) classificaram o espécime como pertencente à família Labidocarpidae.

ANEXO XIV – Artigo submetido (versão em português) para a Parasitology International Journal sobre *Spirura aurangabadensis* em morcegos no Brasil.

***Spirura aurangabadensis* (Nematoda, Spiruridae) parasitando morcegos (Mammalia, Chiroptera) no Brasil e revisão do gênero *Spirura* para o continente americano.**

Érica Munhoz de Mello^{1,2}; Reinaldo José da Silva³; Élide Mara Leite Rabelo¹

1. Laboratório de Helminologia Molecular, Departamento de Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, ericabiologia@gmail.com
2. Laboratório de Morcegos Urbanos, Centro de Controle de Zoonoses, Prefeitura de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.
3. Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres, Departamento de Parasitologia, Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Botucatu, São Paulo, Brasil.

Palavras-chave: key identification, *Spirura*, esophagus, parasite, Chiroptera

Introdução

Nematódeos do gênero *Spirura* (Spiruridae) são parasitos heteroxenos do lúmen e da parede do esôfago e estômago de mamíferos que apresentam, como característica exclusiva do grupo, a presença de uma ou duas bossas ventrais (Chabaud, 2009). O gênero tem sido dividido em dois grupos baseados no número de papilas pré-cloacal (Kalil, 1975; Quentin e Krishnasamy, 1975; Diouf et al., 2013). O primeiro grupo, com maior número de espécies, apresenta 4 pares de papilas, sendo encontrado em todos os continentes (exceto Antártida) (Spratt, 1985). O segundo grupo, apresenta mais de 4 pares de papilas, sendo encontrado na América do Norte, Índia e Senegal (Diouf et al., 2013).

Parasitos adultos de *Spirura* já foram descritos em mamíferos insetívoros, marsupiais, roedores, carnívoros, morcegos e primatas (Hering-Hagenbeck et al., 2001), tendo insetos Coleoptera, Orthoptera e Blattodea como hospedeiros intermediários (Anderson e Barnes, 1993; Anderson, 2000). Após a ingestão do ovo pelo hospedeiro intermediário, as larvas eclodem no intestino e migram para a cavidade geral, onde sofrem duas ecdises e permanecem encapsulados. O tempo entre as ecdises e o encapsulamento varia entre as espécies e ciclos já estudados (Anderson, 2000). Segundo Quentin (1973), as larvas de *Spirura guianensis* atingem o 3º estágio em 24 dias. Parece

comum à todas as espécies de *Spirura* que as larvas infectantes L3 apresentam o sistema genital bem definido, a presença de processos cuticulares na extremidade posterior em forma de tufos ou espinhos e há o aparecimento da bossa ventral (Chabaud, 1954; Quentin, 1973; Anderson, 2000; Anderson e Barnes, 1993). Em *S. guianensis*, a diferenciação das estruturas cefálicas ocorre no hospedeiro com a L4, que ainda retém a presença dos processos cuticulares em forma de tufos (Quentin, 1973).

Pelo menos 30 espécies são descritas no mundo (Diouf et al., 2013), sendo que apenas cinco espécies são descritas em morcegos: *Spirura mexicana* no México em *Pteronotus davyi*, *Pteronotus personatus* e *Mormoops megalophylla* (Mormoopidae) (Peralta-Rodrigues et al., 2012), *Spirura hipposiderosi* e *Spirura nycterisi*, respectivamente, em *Hipposideros rubber* (Hipposideridae) e *Nycteris thebaica* (Nycteridae) na Tanzânia (Kalil, 1975), *Spirura spinicaudata* na Nigéria em *Hipposideros caffer tephros*, *Nycteris gambiensis* e *Chaerephon nigeriae* (Molossidae) (Edungbola, 1981), e *Spirura aurangabadensis* em *Rhinolophus megaphyllus* e *Rhinolophus philippinensis* (Rhinolopidae) na Austrália (Spratt, 2007) e *Taphozous kacchensis* (Emballonuridae) na Índia (Ali e Lovekar, 1966). Seis espécies são registradas nas Américas, encontradas em roedores, primatas e morcegos.

O objetivo deste trabalho é descrever a ocorrência de *Spirura* em morcegos no Brasil, comparar as descrições de *Spirura* que ocorrem em morcegos no mundo e propor uma chave de identificação para as espécies desses parasitos em mamíferos no Novo Mundo.

Material e Métodos

Entre janeiro de 2013 e fevereiro de 2016, foram necropsiados 67 *Molossus molossus* (Molossidae) que estavam armazenados em freezer -20°C no laboratório de Morcegos Urbanos do Centro de Controle de Zoonoses do município de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. Os animais haviam sido enviados à instituição para o diagnóstico viral da raiva (*Rhabdoviridae: Lyssavirus*), oriundos de 28 municípios do Estado de Minas Gerais, Brasil. Os morcegos foram descongelados à temperatura ambiente e os helmintos encontrados foram fixados em álcool 70° GL, clarificados com solução de Lactofenol de Amann e identificados em microscópio óptico. Os helmintos foram fotografados com câmera digital (AxioCam ERc 5s, Carl Zeiss) acoplada ao microscópio e as medidas morfológicas realizadas por meio das fotos através do programa AxioVision 4.8 (Carl Zeiss Vision). Desenhos foram feitos no programa

CorelDRAW X8 com uma mesa digitalizadora (Wacom Intuos Draw CTL490DW) utilizando as fotografias como fundo para uma maior precisão do desenho. Os helmintos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Botucatu, São Paulo, Brasil, sob os números 7899, 7948 e 7949. As medidas são apresentadas em micrometros (μm), salvo quando outra medida for indicada.

A seguir as abreviações para as características morfológicas usadas nas tabelas: CC - Comprimento do corpo, Cesm - Comprimento do esôfago muscular, Cesg - Comprimento do esôfago glandular, Ccb - Comprimento da cápsula bucal, Lm - Largura máxima do corpo, Ccau - Comprimento da cauda, Danel - Distância do anel nervoso à extremidade anterior, Dporo - Distância do poro excretor à extremidade anterior, Dbv - Distância da bossa ventral à extremidade anterior, Dvul - Distância da vulva à extremidade anterior ou posterior de acordo com cada espécie, Covo - Comprimento do ovo, Lovo - Largura do ovo, Cesp > - Comprimento do espículo maior, Lesp > - Largura do espículo maior, B esp > - Presença de bainha foliar no espículo maior, Cesp < - Comprimento do espículo menor, Lesp < - Largura do espículo menor, B esp < - Presença de bainha foliar no espículo menor, Cg - Comprimento do gubernáculo. Para a comparação morfológica das espécies foram utilizados os trabalhos de: McLeod (1933), Sandground (1935), Erickson (1938), Babero (1973) e Anderson e Barnes (1993) para *Spirura infundibuliformis*; Ali e Lovekar (1966), Quentin e Krishnasamy (1975), Spratt (1985), Peralta-Rodríguez et al. (2012) e o presente trabalho para *S. aurangabadensis*; Vicente et al. (1992) para *Spirura delicata*; Torres et al. (2015) para *Spirura guianensis*, Cordeiro et al. (2015) para *Spirura carajaensis*; Hall (1916) e Stefansky (1934) para *Spirura talpae*.

Resultados

Foram encontrados no total 4 espécimes (um macho adulto, duas fêmeas adultas e uma fêmea L4) de *S. aurangabadensis* no esôfago e estômago de três indivíduos de *M. molossus*, provenientes dos municípios de Belo Horizonte, Betim e Montes Claros. Os nematódeos foram identificados por apresentarem uma bossa ventral (Figura 1A), três pares de espinhos não bifurcados e de mesmo tamanho ou subiguais na extremidade anterior ao redor da abertura bucal (Figura 1B), esôfago dividido em uma curta parte muscular e uma longa glandular (Figura 1C), vulva circular simples e vagina muscular (Figura 1D), ovos elípticos e de casca lisa, em diferentes graus de maturação, muitos

embrionados (Figura 1E). Extremidade posterior dos adultos sem a presença de mucron, processos em forma de tufo ou projeções espiniformes (Figura 1F e 1H). Espículos desiguais e sem bainhas, espículo esquerdo cerca de 3 vezes mais longo do que o direito, gubernáculo em forma de V, presença de ala caudal, 6 pares de papilas pedunculadas (4 pré-cloacal e 2 pós-cloacal), uma papila séssil solitária e um par de fasmídeos subterminais (Figura 1I). Larva L4 com tufo espiniforme na ponta da cauda (Figura 1G).

No presente trabalho propomos a sinonímia de *S. mexicana*, parasito de morcegos mormoopídeos no México (Peralta-Rodrigues et al., 2012), com *S. aurangabadensis*, que tem sido encontrada em morcegos no Brasil (presente estudo), na Índia (Ali e Lovekar, 1966) e na Austrália (Spratt, 2007), em tupaídeos e primatas na Malásia (Quentin e Krishnasamy, 1975) e em roedores e marsupiais na Austrália (Spratt, 1985, 2007).

A espécie *S. mexicana* se assemelha em toda a morfometria com *S. aurangabadensis*, sendo distinguida desta pela ausência de três minúsculas projeções digitiformes na cauda da fêmea (Peralta-Rodrigues et al., 2012), característica que foi observada por Spratt (1985) em *S. aurangabadensis* em marsupiais, porém não foi relatada nas descrições da espécie em outros trabalhos (presente trabalho; Ali e Lovekar, 1966; Quentin e Krishnasamy, 1975). Os autores de *S. mexicana* também propõem a diferenciação baseados na ausência de um círculo interno de 4 papilas ao redor da boca, observados por Spratt (1985) e Quentin e Krishnasamy (1975). No entanto, consideramos essa diferença apenas como possível variação da espécie, uma vez que é muito sutil e também não é relatada na descrição original da espécie (Ali e Lovekar, 1966). Além disso, as papilas cefálicas podem ser de difícil visualização, sendo visualizadas em apenas uma das fêmeas adultas do presente trabalho. A principal característica para a identificação de *S. aurangabadensis* é a presença de seis espinhos não bifurcados, grandes, bem marcados e de mesmo tamanho na extremidade anterior, principal característica também observada em *S. mexicana*. Assim, foi proposta a sinonímia *S. mexicana* com *S. aurangabadensis*. As medidas morfológicas de *S. aurangabadensis* e *S. mexicana* são apresentadas na Tabela I.

Baseada nas descrições encontradas na literatura, foi elaborada uma chave de identificação das seis espécies de *Spirura* registradas no Novo Mundo e suas medidas morfológicas foram comparadas com as medidas dos espécimes adultos do presente estudo (Tabela II).

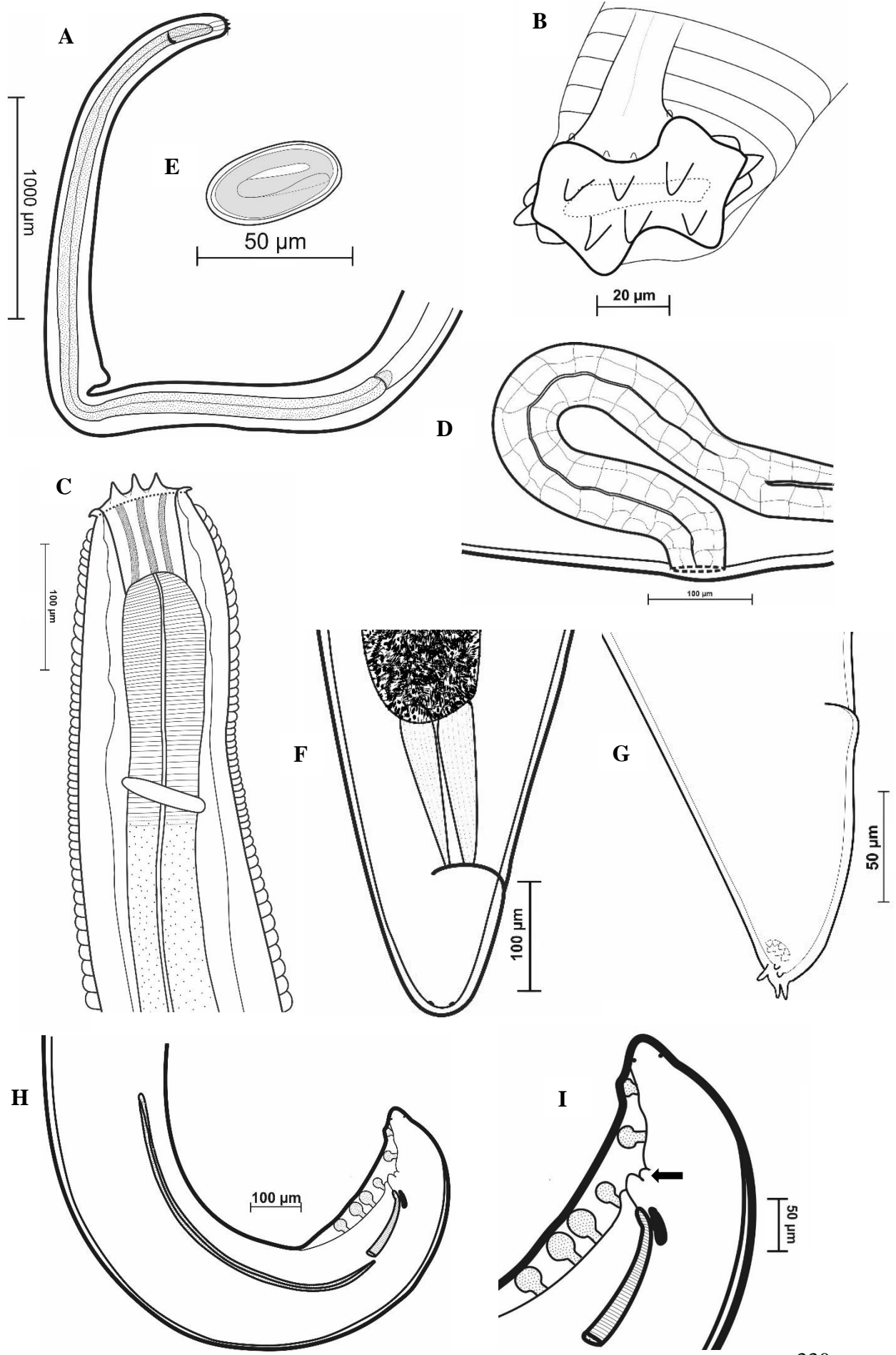


Figura 1 - *Spirura aurangabadensis*. A - Extremidade anterior com uma bossa ventral e esôfago longo; B - Visão antero-lateral diagonal dos espinhos peribucais; C - Visão dorsal da cápsula bucal, espinhos peribucais, anel nervoso e diferenciação das região anterior muscular e glandular do esôfago; D - Vulva circular simples e vagina muscular; E - Ovo larvado; F - Extremidade posterior da fêmea adulta; G - Extremidade posterior da fêmea L4 com tufo espiniforme na ponta da cauda ; H - Extremidade posterior do macho com ala caudal e espículos desiguais; I – Detalhe da extremidade posterior do macho com 4 papilas pedunculadas pré-cloacal, 2 papilas pedunculadas pós cloacal, 1 papila séssil solitária (seta) e gubernáculo.

Chave de identificação de espécies de *Spirura* de ocorrência nas Américas.

- (1) Quatro pares de papilas pedunculadas pré-cloacal (2)
 Oito a 12 pares de papilas pedunculadas pré-cloacal, parasitos de roedores Sciuridae da América do Norte *Spirura infundibuliformis*
 (= *Spirura leucurusi*, *Spirura zapi*, *Spirura michiganensis*)
- (2) Espinhos bucais reduzidos (3)
 Espinhos bucais bem evidentes (4)
- (3) Dois espinhos bucais largos, vulva situada no início do terceiro terço do corpo, parasitos de roedores na América do Norte *Spirura talpae*
 Seis espinhos bucais bifidos, vulva situada no meio do corpo, parasito de primatas *Spirura delicata*
- (4) Seis espinhos bucais grandes e bifurcados, sendo os espinhos centrais maiores do que os laterais, vulva no terceiro terço do corpo (5)
- Espinhos bucais não bifurcados e de mesmo tamanho, vulva situada próxima ao meio do corpo *S. aurangabadensis* (= *S. mexicana*)
- (5) Espículos desiguais, sendo o esquerdo maior e com a presença de bainha espicular bem desenvolvida, cauda mucronada em ambos os sexos, parasito de roedores..... *Spirura carajaensis*
 Espículos desiguais, sendo o direito um pouco maior do que o esquerdo, ausência de bainha espicular, presença ou ausência de tufo espiniforme na ponta da cauda apenas nas fêmeas, parasito de primatas e marsupiais..... *Spirura guianensis* (= *Spirura tamarini*)

Tabela I – Comparação dos dados morfométricos de espécies de *Spirura aurangabadensis* e *Spirura mexicana*. Medidas em micrômetros (μm), exceto quando indicado.

Espécie	<i>S. mexicana</i>		<i>S. aurangabadensis</i>		<i>S. aurangabadensis</i>		<i>S. aurangabadensis</i>		<i>S. aurangabadensis</i>		
Habitat	Esôfago		Esôfago		Esôfago		Esôfago, Estômago		Esôfago, Estômago		
Procedência	México		Índia		Austrália		Malásia		MG, Brasil		
Hospedeiros	<i>Pteronotus parnellii</i> , <i>Pteronotus personatus</i> , <i>Pteronotus davyi</i> , <i>Mormoops megalophylla</i> (Chiroptera, Mormoopidae)		<i>Taphozous kacchensis</i> (Chiroptera, Emballonuridae)		<i>Antechinus stuartii</i> , <i>Sminthopsis leucopus</i> , <i>Planigale ingrami</i> (Marsupialia, Dasyuridae)		<i>Nycticebus coucang</i> ^C (Primates, Lorisidae), <i>Tupaia glis</i> (Scandentia, Tupaiidae)		<i>Molossus molossus</i> (Chiroptera, Molossidae)		
Referência	Peralta-Rodríguez et al., 2012		Ali e Lovekar, 1966		Spratt, 1985		Quentin e Krishnasamy, 1975		Presente trabalho		
Sexo (n amostral)	♀ (n=9)	♂ (n=9)	♀ (n=1)	♂ (n=1)	♀ (n=11)	♂ (n=8)	♀ (n=1)	♂ (n=5)	♀ (n=2)	♂ (n=1)	♀ L4 (n=1)
CC (mm)	6,13-13,17	6,07-8,90	6,95	8,46	10,9 (7,9-15,4)	6,5 (5,4-8,5)	20,4	14-15,7	9,55-12,66	7,66	4,91
Cesm	190-380	190-490	250	290	268 (230-350)	242 (170-300)	460	510	243,3-432,4	513,4	2,27 ^B
Cesg (mm)	2,43-4,55	2,77-3,72	3,14	3,54	3,82 (3,05-6,01)	2,98 (2,38-4,62)	9,4	5,8	2,70-3,12	3,05	
Ccb	56-70	40-60	50	70	75 (60-90)	60 (50-80)	180	140	62,8-89	61,7	42,1
Lm	110-430	170-350	350	390	445 (312-645)	294 (180-390)	700	500	337,1-458,1	288,2	242,3
Ccau	110-340	140-210	260	1,15 mm	174 (120-240)	193 (124-240)	300	360	140,45-161,2	160,8	133
Danel	90-280	140-250	-	-	243 (170-370)	232 (160-275)	510	470	278-289	399,5	215
Dporo	150-510	250-460	200	170	412	110	1040	880	472-609,5	439,4	270,2
Dbv (mm)	1,21-2,37	1,45-2,12	2,13	2,48	2,17 (1,69-3,15)	1,57 (1,18-1,77)	4,9	4	1,69-2,41	1,95	954,5
Dvul (mm)	3,5-5,5 ^A	-	3,34 ^A	-	4,05 (3,51-5,46) ^A	-	9,4 ^A	-	3,42-4,99 ^A	-	-
Covo	40-51	-	108-180	-	38 (34-40)	-	46	-	46 (44-48)	-	-
Lovo	18-30	-	72-108	-	27 (25-30)	-	25	-	24 (23-25)	-	-
Cesp >	-	510-740 ^E	-	490 ^E	-	545 (488-612) ^E	-	930 ^E	-	712,7 ^E	-

Cesp <	-	140-200 ^D	-	160 ^D	-	208 (170-230) ^D	-	260 ^D	-	133,9 ^D	-
Cg	-	40-80	-	70	-	80	-	90	-	60,8	-

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses.

A – Distância da extremidade anterior.

B – Comprimento total do esôfago.

C – Morfometria baseada nos espécimes encontrados em *Nycticebus coucang*.

D – Espículo direito.

E – Espículo esquerdo.

Tabela II – Comparação dos dados morfométricos de espécies de *Spirura* ocorrentes no continente americano. Medidas em micrômetros (μm), exceto quando indicado.

Espécie	<i>S. infundibuliformis</i>		<i>S. talpae</i>		<i>S. delicata</i>		<i>S. guianensis</i>		<i>S. carajaensis</i>	
Habitat	Estômago		Estômago		Esôfago		Esôfago, estômago, intestino delgado		Esôfago	
Procedência	EUA		? ^B		AM, Brasil		MS, Brasil		PA, Brasil	
Hospedeiros ^A	<i>Urocitellus richadsonii</i> (Rodentia, Sciuridae)		<i>Rattus</i> spp. (Rodentia, Muridae)		<i>Saguinus mystaxa</i> (Primates, Cebidae)		<i>Gracilinanus agilis</i> (Didelphimorphia, Didelphidae)		<i>Proechimys roberti</i> (Rodentia, Echimyidae)	
Referência	Anderson e Barnes, 1993 ^F		Hall, 1916		Vicente et al., 1992		Torres et al., 2015 ^G		Cordeiro et al., 2015	
Sexo (n amostral)	♀ (n=10)	♂ (n=10)	♀ (n=?)	♂ (n=?)	♀ (n=1) ^C	♂ (n=1)	♀ (n=33)	♂ (n=14)	♀ (n=1)	♂ (n=3)
CC (mm)	39 (35-46)	20 (19-23)	20-32	10-20	3,37	4,34	12,52 (10,8-14,8)	8,21 (7,31-9,57)	19,5	12,6 (10-15)
Cesm	406 (231-540)	317 (230-376)	1/5 ^H	1/3,8 ^I	160	160	342 (260-416)	180 (168-258)	317	258,7 (221,3-304)
Cesg (mm)	6,7 (5,6-7,9)	4,6 (3,1-6,0)	-	-	1,89	2,3	4,18 (2,86-4,31)	3,48 (3,45-3,51)	6,1	4,3 (4,2-4,4)
Ccb	93 (72-130)	66 (61-72)	-	-	-	-	49 (48-56)	31 (26-44)	101	64,9 (56-72)
Lm	672 (455-900)	365 (310-390)	620	360	220	260	380 (220-500)	240 (220-280)	-	-
Ccau	537 (435-630)	324 (200-403)	-	600	80	80	225 (171-260)	-	197	271 (261-280)
Danel	373 (310-435)	268 (211-310)	-	-	190	190	256 (221-278)	139-05 (158)	328	242 (208-193,3)
Dporo	439 (332-505)	349 (280-412)	-	-	290	340	373 (290-460)	323 (260-337)	437	372 (344-426,7)
Dbv (mm)	1,5-2,0	1,9 (1,4-2,8)	-	-	1,05	1,12	1,24 (1,09-1,47)	1,07 (1,06-1,11)	1,98	1,2 (0,9-1,4)
Dvul (mm)	12,2 (8-15) ^L	-	5/8 ^J	-	1,58 ^K	-	4,75 (3,32-6,40) ^L	-	5,4 ^L	-
Covo	42-53	-	48-52	-	-	-	55 (51-59)	-	21,6 (15,6-26)	-
Lovo	32-42	-	36-38	-	-	-	32 (29-35)	-	14,1 (11,7-18,2)	-
Cesp >	-	796 (762-972) ^E	-	530	-	400 ^D	-	224 (210-250) ^D	-	319 (301,3-344) ^E
Lesp >	-	-	-	18	-	Fino	-	-	-	89,2 (83,1-98,7)
B esp >	-	Não	-	Não	-	Sim	-	Não	-	Sim
Cesp <	-	286 (185-380) ^D	-	400	-	140 ^E	-	196 (192-200) ^E	-	250,9 (211,7-285,3) ^D

Lesp <	-	Fino	-	-	-	Grosso	-	-	-	25 (20,8-32)
B esp <	-	Sim	-	Sim	-	Não	-	Não	-	Não
Cg	-	-	-	-	-	40	-	-	-	53,3 (39-61,3)

Medidas em micrômetros, exceto quando indicado entre parênteses.

A – Nomenclatura atual dos hospedeiros.

B – Apesar de não indicar a procedência do espécime utilizado na descrição, possivelmente o espécime é proveniente dos Estados Unidos, visto que o trabalho de Hall (2016) é um catálogo de parasitos essencialmente norte-americanos.

C – Fêmea imatura.

D – Espículo direito.

E – Espículo esquerdo.

F – Outras medidas morfológicas da espécie registradas nos Estados Unidos também podem ser obtidas nos trabalhos de McLeod (1933), Sandground (1935) e Babero (1973)

G – Torres et al. (2015) é o trabalho da redescritção da espécie. Para outros dados morfométricos de espécimes achados no Brasil, ver a discussão realizada pelos autores onde utilizam os dados da espécie descritos nos trabalhos de Ortlepp (1924), Cosgrove et al. (1963), Quentin (1973) e Amato et al. (1976) provenientes, respectivamente do Suriname, da Região Amazônica, da Guiana Francesa e do Brasil (Estado do Rio de Janeiro).

H – Comprimento total do esôfago equivalente à 1/5 do comprimento do corpo.

I – Comprimento total do esôfago equivalente à 1/3,8 do comprimento do corpo.

J – Autor descreve abertura da vulva em posição correspondente à 5/8 do comprimento do corpo até à extremidade anterior ou 11,8 mm até a extremidade posterior no maior espécime.

K – Distância até à extremidade anterior.

L – Distância até à extremidade posterior

Discussão

O histórico bibliográfico para *Spirura* é muito confuso, fragmentado, de difícil obtenção e frequentemente com descrições incompletas, especialmente as descrições de espécies que ocorrem no Velho Mundo, o que tornou inviável a revisão bibliográfica do gênero para além do continente americano. Possivelmente existem algumas sinonímias de espécies atualmente consideradas válidas no Velho Mundo, visto que as diferenciações de algumas espécies são baseadas apenas em fêmeas imaturas, como *Spirura portesiana* na África (Campana e Chabaud, 1950) e, principalmente, pequenas variações do comprimento do corpo, dos espículos ou do número de papilas nos machos. Variações no tamanho do corpo ou quantidade de papilas têm sido documentadas em diversas espécies em todo o mundo, como em *Spirura rytleurites* (Gianetto et al., 1995), *S. dentata* (Alvarez et al., 1995), *S. infundibuliformis* (Anderson e Barnes, 1993; Sandground, 1935; Babero, 1973), *S. guianensis* (Torres et al., 2015), *S. aurangabadensis* (Ali e Lovekar, 1966, Quentin e Krishnasamy, 1975; Sparr, 1985), *Spirura narayani* (Mirza e Basir, 1938), entre outras.

No Novo Mundo são bem documentadas as sinonímias de *Spirura michiganensis*, *Spirura zapi* e *Spirura leucurusi* com *S. infundibuliformis*, parasito de roedores na América do Norte (Anderson e Barnes, 1993; Babero, 1973; Erickson, 1938, Sandground, 1935); e *Spirura tamarini* com *S. guianensis*, parasito de marsupiais e primatas na América Central e do Sul (Cosgrove et al., 1963; Thatcher e Porter, 1968; Torres et al., 2009, 2015).

Todas as espécies americanas de *Spirura* apresentam apenas uma bossa ventral, que possui a função de auxiliar a fixação do parasito na parede esofágica. Dentre todas as espécies das américas, a presença de espinhos na borda bucal bem destacados é descrita apenas em *S. guianensis*, *S. carajaensis* (que são bífidos e o comprimento dos pares centrais é maior do que o dos pares laterais) e *S. aurangabadensis* (que são simples e todos de comprimentos semelhantes). Os espinhos podem ser ausentes (como *S. infundibuliformis*, na América do Norte), ou muito reduzidos, sendo bífidos (como *S. delicata*, na América do Sul) ou sem bifurcação e muito largos (como *S. talpae*, na América do Norte) (Figuras 1B e 2).

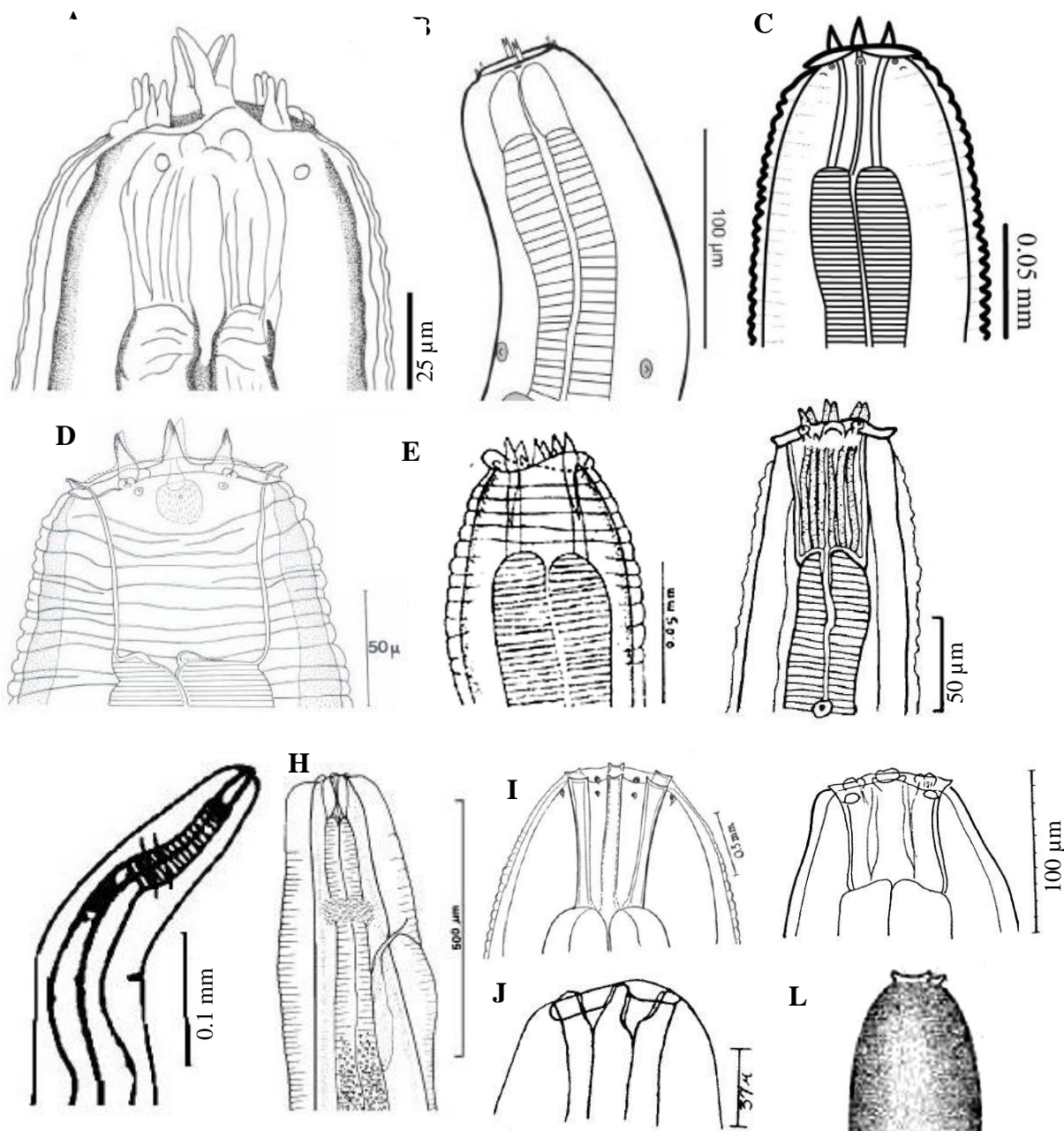


Figura 2 – Extremidade anterior de (A) *Spirura carajaensis*, segundo Cordeiro et al. (2015); (B) *Spirura guianensis*, segundo Torres et al. (2015); *Spirura aurangabadensis* segundo (C) Peralta-Rodríguez et al. (2012), (D) Quentin e Krishnasamy (1975), (E) Ali e Lovekar (1966) e (F) Spratt (1985); (G) *Spirura delicata*, segundo Vicente et al. (1992); *Spirura infundibuliformis* segundo (H) Anderson e Barnes (1993), (I) Sandground (1935), (J) Erickson (1938) e (K) Babero, 1973; (L) *Spirura talpae*, segundo Hall (1916)*.

* Escala não indicada pelo autor.

As fêmeas de *S. guianensis*, *S. carajaensis*, *S. infundibuliformis* e *S. talpae* apresentam a vulva situada no início do terceiro terço do corpo, enquanto que *S.*

aurangabadensis e *S. delicata* apresentam a vulva no meio do corpo ou muito próxima ao meio do corpo.

Todas as espécies do Novo Mundo apresentam gubernáculo em forma de V, ala caudal bem evidente e 4 papilas pedunculadas pré-cloacal (Grupo I), exceto *S. infundibuliformis* que apresenta ala caudal pouco desenvolvida e 8 a 16 papilas pedunculadas pré-cloacal (Grupo II), além de uma papila grande e solitária pré-cloacal e justaposta à abertura cloacal. Uma papila solitária anterior e justaposta à abertura cloacal também podem ser observadas em *S. talpae* e *S. guianensis*. No entanto, Torres et al. (2015) ao analisarem essa estrutura em *S. guianensis* por microscopia eletrônica fluorescente e modelamento 3D, encontraram que essa estrutura na realidade era uma projeção cuticular, e não uma papila.

Sobre a disposição das papilas pedunculadas após à cloaca, *S. guianensis* e *S. carajaensis* apresentam 4 pares, *S. aurangabadensis*, *S. delicata* e *S. talpae* 2 pares e *S. infundibuliformis* 5 a 6 pares.

Sobre a disposição das papilas sésseis na ponta da cauda ocorre uma maior variação: para *S. aurangabadensis*, Ali e Lovekar (1966) não descrevem a presença de papilas sésseis, porém Quentin e Krishnasamy (1975) descrevem um pequeno par, enquanto que Spratt (1985), Peralta-Rodriguez et al. (2012) e o presente trabalho descrevem uma única papila e um par de fasmídeos. Vicente et al. (1992) descrevem 6 papilas pequenas não pareadas em *S. delicata*. Anderson e Barnes (1993) descrevem um par de fasmídeos entre os últimos pares de papilas pedunculadas na ponta da cauda de *S. infundibuliformis*, no entanto Babero (1973) descreve essa estrutura como um par de papilas sésseis no mesmo local. Cordeiro et al. (2015) descrevem 2 pares para *S. carajaensis*. Sobre *S. guianensis*, na redescrição da espécie elaborada por Torres et al. (2015) descrevem uma variação de 2 a 5 pares de papilas, além da presença ou ausência de fasmídeos. Para *S. talpae*, Stefansky (1934) descreve 2 pares pareados e 1 papila solitária na Europa, enquanto Hall (1916) cita dois pares na extremidade da cauda sem descrever se elas são sésseis ou pedunculadas na América do Norte.

Os espículos de *S. infundibuliformis*, *S. delicata* e *S. aurangabadensis* são desiguais, com cerca de três vezes de diferença do comprimento entre eles. Os espículos de *S. guianensis*, *S. carajaensis* são desiguais entre si, mas a diferença entre eles não ultrapassa 1 mm, enquanto *S. talpae* os espículos são desiguais entre si e a diferença entre eles é pouco maior do que 1 mm. Parece haver uma confusão entre os autores sobre a definição de orientação dos espículos direito e esquerdo, que deve ser baseada

de acordo com a posição ventral do helminto e não da sua visualização pelo leitor. Isto é, em representações esquemáticas na visão dorso-ventral, o espículo esquerdo do helminto deve ser representado à direita da cloaca no desenho, enquanto que o espículo direito do helminto deve ser representado à esquerda da cloaca no desenho.

O espículo esquerdo de *S. aurangabadensis* é cerca de três vezes maior do que o direito e ambos não apresentam expansões. O espículo esquerdo de *S. guianensis* é pouco menor do que o direito e ambos não apresentam expansões. O espículo esquerdo de *S. carajaensis* é pouco maior do que o direito e apresenta uma bainha foliar bem desenvolvida. O espículo esquerdo de *S. talpae* é alado e menor do que o direito. O espículo esquerdo de *S. delicata* é quase três vezes menor do que o direito, que apresenta uma pequena bainha foliar, porém o autor faz a representação esquemática ao contrário, desenhando o espículo esquerdo como maior e como o detentor da bainha foliar (Vicente et al., 1992). Possivelmente esses autores não se basearam na orientação direita e esquerda baseada no plano dorso-ventral do helminto e sim no seu próprio plano. Sobre os espículos de *S. infundibuliformis* há uma divergência entre os trabalhos. Apesar de *S. leucurusi*, *S. michiganensis* e *S. zapi* terem sido colocadas como sinônimas de *S. infundibuliformis*, as três primeiras espécies apresentam o espículo direito cerca de três vezes maior do que o esquerdo, todos sem bainhas (Sandground, 1935; Erickson, 1938; Babero, 1973), enquanto que *S. infundibuliformis* descrito por Anderson e Barnes (1993) apresenta o espículo esquerdo cerca de três vezes maior do que o direito, que apresenta uma bainha foliar. Possivelmente Anderson e Barnes (1993) também se basearam em seu próprio plano para a orientação direita e esquerda no desenho esquemático, uma vez que a descrição original da espécie (McLeod, 1933) descreve o espículo maior como sendo o direito e o menor o esquerdo, além de não fazer referência à presença de bainha foliar (Figuras 1C e 3).

Além da ausência de espinhos bem evidentes na extremidade anterior, as espécies de *Spirura* ocorrentes em morcegos na África podem ser diferenciadas das demais espécies americanas por apresentarem um tufo circular de pequenos espinhos na extremidade posterior dos parasitos adultos de ambos os sexos em *S. hipposiderosi* e *S. nycterisi* (Kalil, 1975), e apenas na fêmea em *S. spinicaudata* (Prod'hon, 1967) (Figuras 4A-F). As três espécies africanas também são classificadas no Grupo I, apresentando 4 pares de papilas pedunculadas pré-cloacal. As espécies *S. nycterisi* e *S. spinicaudata* apresentam uma bossa ventral simples, enquanto que *S. hipposiderosi* apresenta bossa ventral dupla (Kalil, 1975) (Figura 4G).

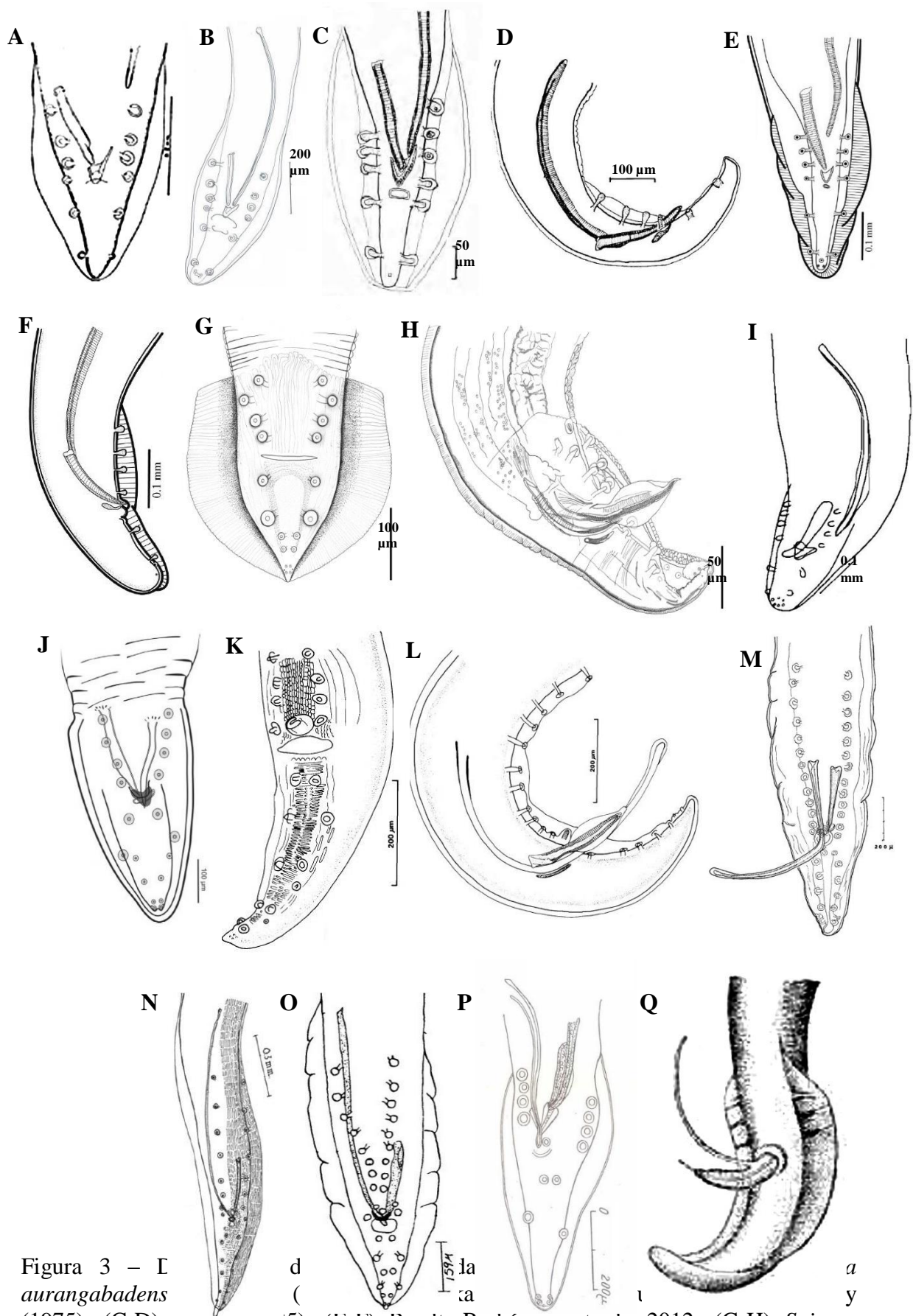


Figura 3 – I *aurangabadensis* (1975), (C-D) *Spirura* (1965), (E-F) Peralta-Rodríguez et al., 2012; (G-H) *Spirura carajaensis*, segundo Cordeiro et al. (2015); (I) *Spirura delicata*, segundo Vicente et al.

(1992); (J) *Spirura guianensis*, segundo Torres et al. (2015); *Spirura infundibuliformis*, segundo (K-L) Anderson e Barnes (1993), (M) Babero (1973), (N) Sandground (1935), (O) Erickson (1938); *Spirura talpae*, segundo (P) Stefansky (1934), (Q) Hall (1916)*.
 * Escala não indicada pelo autor.

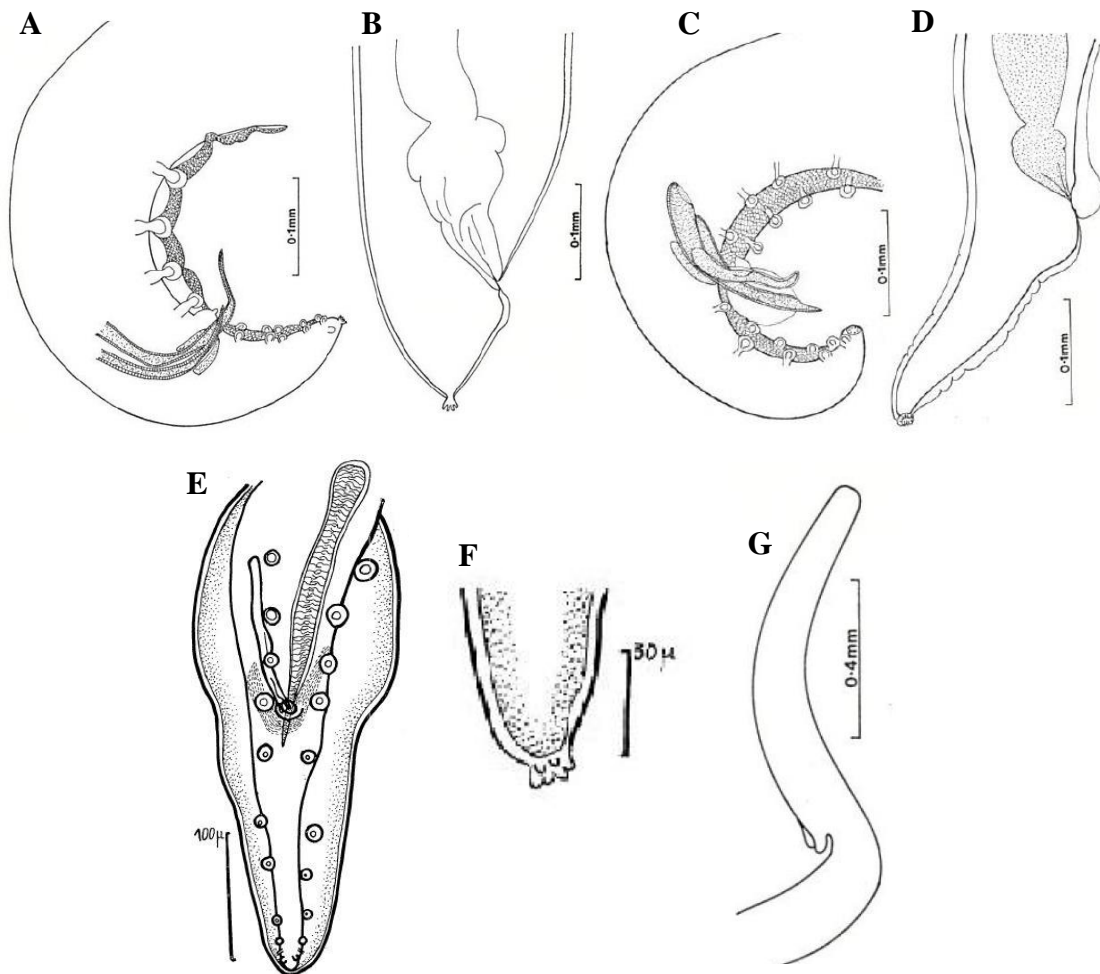


Figura 4 – Extremidade posterior de (A, macho; B, fêmea) *Spirura hipposiderosi* e (C, macho; D, fêmea) *Sipura nycterisi*, segundo Kalil (1975) e (E, macho; F, fêmea) *Spirura spinicaudata*, segundo Prod'hon (1967); (G) Bossa ventral dupla em *Spirura hipposiderosi*, segundo Kalil (1975).

Conclusões

Este trabalho amplia a ocorrência geográfica e de hospedeiros para *S. aurangabadensis* bem como sintetiza as informações sobre as espécies de *Spirura* no continente americano, propondo uma chave de identificação do gênero para o Novo Mundo. Uma revisão do gênero no Velho Mundo faz-se necessária para unificar a literatura e resolver problemas da taxonomia do grupo, como sinônimas.

Referências

Amato JFR, Castro PT, Grisi L. *Spirura guianensis* (Ortlepp, 1924), parasita de *Philander opossum quica* (Temminck, 1825) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil (Nematoda, Spiruridae). *Revista Brasileira de Biologia*. 1976; 36(1): 123-127.

Ali SM, Lovekar CD. On a new spirurid *Taphozoia aurangabadensis* n. g., n. sp. from a micro-bat *Taphozous kacchensis*. *Indian Journal of Helminthology*. 1996; 18: 68-73.

Alvarez MF, Barreiro G, Cordeiro JA, Paniagua E, Sanmartín ML. A scanning electron microscope study of the nematode *Spirura dentata* (Spiruroidea) with notes on the morphometric variations in a Spanish population of this species. *Folia Parasitologica*. 1995; 42: 229-237.

Anderson RC. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. 2nd ed. Wallingford: CAB International; 2000. 650 pp.

Anderson RC, Barnes ET, Bartlett M. Restudy of *Spirura infundibuliformis* McLeod, 1933 (Nematoda: Spiruroidea) from *Spermophilus richardsonii* with observations on its development in insects. *Canadian Journal of Zoology – Revue Canadienne de Zoologie*. 1993; 71: 1869-1873.

Babero BB. Nematodes of Nevada ground squirrel with description of two new species. *Transactions of the American Microscopical Society*. 1973; 92: 265-272.

Campana PY, Chabaud AG. Note sur quelques nématodes africains collection Camille Desportes. *Annales de Parasitologie*. 1950;25: 308-324.

Chabaud AG. Sur le cycle évolutif des spirurides et de nématodes ayant une biologie comparable. Valeur systématique des caractères biologiques. *Annales de Parasitologie*; 1954; 29(3): 42–88, 206–249, 358–425.

Chabaud AG. Spirurida: Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea. *In*: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume. Wallingford: CAB International; 2009. 361-390.

Cordeiro HC, Melo FTV, Maldonado Jr A, Santos JN. *Spirura carajaensis* n. sp. (Nematoda: Spiruridae), parasite of *Proechimys roberti* Thomas 1901 (Rodentia: Echimyidae) from Brazilian Amazon. *Helminthologia*. 2015; 52(1): 28-33.

Cosgrove GE, Nelson BM, Jones AW. *Spirura tamarini* sp. n. (Nematoda: Spiruridae) from Amazonian Primate, *Tamarinus nigricollis* (Spix 1823). *Journal of Parasitology*. 1963; 49: 1010-1013.

Diouf M, Seck CAB, Bâ CT, Quikichini Y, Marchand B. A new species of *Spirura* blanchard, 1849 (Nematoda: Spiruridae) parasite of *Heliosciurus gambianus* and *Xerus erythropus* (Rodentia: Sciuridae) in Senegal. *Journal of Parasitology*. 2013; 99: 1040-1044.

Edungbola LD. Parasites of House-Dwelling, Insectivorous Bats from Alabe, Kwara State, Nigeria. *Journal of Parasitology*. 1981; 67(2):287-288.

- Erickson AB. Parasites of some Minnesota Cricetidae and Zapodidae, and a Host Catalogue of Helminth Parasites of Native American Mice. *The American Midland Naturalist*. 1938; 20(3): 575-589.
- Giannetto S, Trotti GC. Light and scanning electron microscopy of *Spirura rytipleurites seurati* Chabaud, 1954 (Nematoda: Spiruridae) from *Erinaceus europaeus* in Sicily. *Journal of Helminthology*. 1995; 69: 305-311.
- Hall MC. Nematode parasites of mammals of the orders Rodentia, Lagomorpha, and Hyracoidea. *Proceedings of the United States National Museum*. 1916; 50: 258 pp.
- Hering-Hagenbeck S, Boomker J, Bain O. *Paraspirura bettinae* n. sp. from a South African skink with comments on spirurid nematodes from saurians and mammals. *Journal of Parasitology*. 2001; 87: 838-844.
- Khalil LF. Two new species of the nematode genus *Spirura* Blanchard, 1849 from bats in Tanzania. *Journal of Helminthology*. 1975; 49: 93-99.
- McLeod JA. A parasitological survey of the genus *Citellus* in Manitoba. *Canadian Journal of Research*. 1933; 9(2): 108-127.
- Mirza MB, Basir MA. On a collection of nematodes from Hyderabad Deccan (India). *Zeitschrift für Parasitenkunde*. 1938; 10(2): 217-220.
- Torres EJJ, Maldonado Jr A, Lanfredi RM. Spirurids from *Gracilinanus agilis* (Marsupialia: Didelphidae) in Brazilian Pantanal wetlands with a new species of Physaloptera (Nematoda Spirurida). *Veterinary Parasitology*. 2009; 163: 87-92.
- Torres EJJ, Maldonado Jr. A, Anjos DHS, Souza W, Miranda K. Redescription of *Spirura guianensis* (Nematoda: Spiruridae) from a rare South American Gracile Opossum. *Acta Tropica*. 2015; 150: 87-93.
- Peralta-Rodríguez JL, Caspeta-Mandujano JM, Guerrero JA. A new spirurid (Nematoda) parasite from mormoopid bats in Mexico. *Journal of Parasitology*. 2012; 98(5): 1006-1009.
- Prod'homme J. Etude de trois Nématodes Spirurides d'Angola. *Publicações Culturais, Companhia de Diamantes de Angola (Diamang)*, Lisboa. 1967; 71: 49-59.
- Quentin JC. Présence de *Spirura guianensis* (Ortlepp, 1924) chez des Marsupiaux néotropicaux. Cycle évolutif. *Annales de Parasitologie*. 1973; 48(1): 117-133.
- Quentin JC, Krishnasamy M. Nématodes *Spirura* parasites des Tupaia et Du Nycticébe en Malaisie. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*. 1975; 50: 795-812.
- Sandground JH. *Spirura michiganensis* n. sp. and *Rictularia halli* n. sp., Two New Parasitic Nematodes from *Eutamias striatus lysteri* (Richardson). *Transactions of the American Microscopical Society*. 1935; 54(2): 155-166.

Spratt DM. *Spirura aurangabadensis* (Ali e Lovekar) (Nematoda: Spiruridae) from small Dasyuridae (Marsupialia). Transactions of the Royal Society of South Australia. 1985; 109: 25-29.

Spratt DM. Asian origins for some spirurid nematode parasites found in Australian Mammals. Transactions of the Royal Society of South Australia. 2007; 131(1): 83-92.

Stefanski W. Sur le développement et les caractères spécifiques de *Spirura rytipleurites* (Deslongchamps, 1824). Annales de Parasitologie. 1934; 12(3): 203-217.

Thatcher VE, Porter Jr JA. Some Helminth Parasites of Panamanian Primates. Transactions of the American Microscopical Society. 1968; 87(2): 186-196.

Vicente JJ, Pinto RM, Faria Z. *Spirura delicata* sp. n. (Spiruridae, Spirurinae) from *Leontocebus mystax* (Callithrichidae) and check list of the other nematodes of some brazilian primates. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1992; 87: 305-308.

APÊNDICE XV – Sequências de DNA obtidas de algumas espécies de helmintos encontradas no presente trabalho.

Identificação morfológica: *Vampirolepis* sp.
Hospedeiro: *Cynomops abrasus* (E1078.15)

Região analisada: ITS
Número de pares de bases: 419

GCTGCCTCTCTTACGCGCGCCCCACTATGTGTGCGAGTTTATACACTTATTAC
AATGCGTGAGATCGACGAGCAGCGTGCGCCTCTGGGTTGCTGTTTGCTTCGT
CGTATCGAAACATGCTGCCTGCTGCTGCTGCTCATGCAATGGCGGTCATGCA
TGTGGTGCACCTCGCAATACTTGTATTGTGTGTGAGCCTACAAAATACTACCA
TGCGCTATATGCGCGTGTGTGTGTATACAAAGAACTGTATGCGGTGGATCAC
TCGGCTCGTGGATCGATGAAGAGTGCAGCCCAACTGTGTGAATTAATGTGA
ATCGCAGACTGCTTTGAACATCGACATCTTGAACGCATATTGCGGCCATGGG
CTTGCCATGGCCACGTCTGTCTGAGCGTCGGCTTATAAACTATCACTGCGC
GTAA

Identificação morfológica: **Hymenolepididae gen. sp. – com gancho**

Hospedeiro: *Nyctinomops laticaudatus* (E107/16)

Região analisada: ITS

Número de pares de bases: 187

ATATGCTGGTCCATATCCCAGGAGGTGGAATAGTGCATGTGCTTTCGTAGCG
CGCCGGTGGTGCCTATGGGGTCCATGTGCGAGGCGTAAGACGTTTGAGTG
GTGGTAGCGCTAGCGCTGCCTCTTACGCGCCCCACTATGTGTGCGAGTTA
TACACTTATTACAATGCGTGAGATCGACGAGC

Identificação morfológica: *Anenterotrema lilipudianum*

Hospedeiro: *Phyllostomus discolor* (BH40/14)

Região analisada: ITS

Número de pares de bases: 806

AAGTCATAAAGCTTGCGCTGATTACGTCCCTGCCCTTTGTACACACCGCCCG
TCGCTACTACCGATTGAATGGGTTTAGCAAGGTCCCTCGGATTGGTGCCCAT
TGTAGTCGCTTCGGCGATTCGACCGGTGCTGAGAAGACGACCAAACCTTTGA
TCATTTAGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTTTCCGTAGGTGAACCTGCG
GAAGGATCATTACAGCTTTCACAATTTCCCTATGATCAGCTGGTGGCTGGCAT
TGTTTTCCAGTACGAGTCCTCATACTCGTCGTCTGCATTCGGTTATGCGTGCG
GACTTGTCTGCTACGCACAGTCAGCCTTTGACCCAGGGTGCCTACCTGTCTT
TCACCCGCGGCATACTCTCGGCCTATGGTCGTCAACCTCTGCTGTGGGTACG
GGGTGTACTGTCGTCAGGCTGTACTAGGCTCAATGAGTGATGAATATCAAG
AGCTACGGTTCGGCCACCGCCCTATGCTTAACCTATTTTAAATTATGAGTGA
TGCATGCCAATGGATTCCATCGGCTTGTATCAATGCTCATTAAATGCTCCCGG
ATTAACACTGGGTAGCATGCAGTCGCCTGGCGTTGCCTTGACCTGGGCTTGA
CTGATTGTTGGTACAACAGATGGAGATGTGTGCGACGGAGTCGTGGCTCAAT
GTTGGTTACCGCGCGCGCTCCGTTCAACATATCGTGTGTGTCGTACACTTCT
ACTCCTGACCTCGGATCAGACGTGATTACCCGCTGAACTTAAGCATATCACT
AAGCGGAGGAAAAGAACTAACCAGGATC

Identificação morfológica: *Anenterotrema eduardocaballeroi*

Hospedeiro: *Eptesicus brasiliensis* (E1323/15)

Região analisada: ITS

Número de pares de bases: 848

ATGATCAGCTGGTGGCTGGCATTGTTTTACAGTACGAGTCCTCATACTCGTC
ATCTCCATTCGGCTATGCCTGCGGACTTGTCTGCTACGCACAGTCGGCCTTT
GACCCAGGGTGCCTACCTGTCTTTCACCCGCGGCATACTCTCGGCCTATGGT
CGTCAGCCTCTGCTGTGGGGACGGGGTGTACTGTCGTCAGACTGTACTAGGC
TCAATGAGTGGTGAATATCAAGAGCTACGGCTCGGCCACCGCCCTATGCTT
ACCCTATTTACATTATGAGTGATGCATGCCGATGGATTCCATCGGCTTGTA
TCAATGCTCATTAAATGCTCCCGGATTAACACTGGGTAGCATGCAGTCGCCTG
GCGTTGCCTTGACCTGGGCTTGACTGTAAAATGACTTATCAGCCGCGAGAGC
GGTTGACTAAGCCATGTACAACCTCTGTGCGGTGGATCACTCGGCTCGTGTGT
CGATGAAGAGCGCAGCCAACCTGTGTGAATTAATGTGAACTGCATACTGCTT
TGAACATCGACATCTTGAACGCATATTGCGGCCATGGGTTAGCCTGTGGCCA
CGCCTGTCCGAGGGTTCGGCTTACAAACTATCACGACGCCCAATAAGTCGTG
GCTTGGGTTATGCCAGCTGGCTAAAATCCCCCGACGGTTACGTTGGGGGTGT
CAGATCTATGGCGTTTCTCTAATGTATCCGGATGCACACATCTGATTGTTGG
TACAACAGATGGAGATGTGTGACGGAGTCGTGGCTCAATGTTGGTTACCG
CGCGCGCTCCGTTCAACATATCGTGTGTGTGTCGTACACTTTTACTCCTGACCTC
GGATCAGACGTGATACCCG

Identificação morfológica: *Paralecithodendrium* sp.1

Hospedeiro: *Molossus molossus* (E1221/15)

Região analisada: ITS

Número de pares de bases: 700

GGCCATCAGTCCACTTTGGAGGTGACAGGTTGTGCTGGTTCAGGCCAGTGCT
AGGCTTAAAGAGTGATGTCTCGGCTACGGCCAGCTCACCGCCCTACTTGTG
TTGTAACCATTTTACACTGTTCAAGTGATACGTA TAGCCTCTGGCTGGTG
CGTGCCACTGCCCCAACATGCAACCGGTCTCAGACCGGGCTGTATGTGCAG
TCGCTCGGAGGTGCCTTACCCCGGGTTGGACTGTGAAACACGACGAATGTTT
GGGCAACCGGACGTTTCGAAGTGCGAACAACCTCTGATCGGTGGATCACTCGG
CTCGTGTGTGCGATGAAGAGCGCAGCTAACTGTGTGAATTAATGTGAACTGC
ATACTGCCTTGAACATCGACTTCTTGAACGCATATTGCGGCCATGGGTTAGC
CCATGGCCACGCCTGTCCGAGGGTTCGGCTTATAAACTATCACGACGCCCTA
AAGTCGTGGCTTGGGTCTTGCCAACTGGCGTGATTTCCCTAACAGTGCATTC
TGTTGAGGTGCCAGGTCTATGGCTTCTCCCTAATGTGTCCGGACATCCATGT
GCATGTGATGGCGGAGTCGTGGCTAAATGGTGGTCTATATGGCGCGCTCTGT
TCACTGGCATGGTCTCTGTCTGTTTGTCACTTGTGTGGCGCATACGCGCTTCC
ATACCTGACCTCGGATCAGACGTGAT

Identificação morfológica: *Litomosoides brasiliensis*

Hospedeiro: *Carollia perspicillata* (BH55/13)

Região analisada: COI-I

Número de pares de bases: 122

TGATTGGTGGTTTTGGTAAGACTAGTATGACTTTTGCTTCTATCTGGATTGCT
ATTTTAGGTA CTCTGTTTGGGGTCATCATATGTATAACAGCTGGCTTAGATA
TTGATACTCGTACTTAT

Identificação morfológica: *Litomosoides molossi*

Hospedeiro: *Molossus rufus* (E1055/14)

Região analisada: COI-I

Número de pares de bases: 122

TGATTGGTGGTTTTGGTAAGACTAGTATAACTTTTGCTTCTATCTGGATTGCA
ATTTTAGGTACTTCTGTTTGGGGTCACCATATGTATACAGCGGGCTTGGATA
TTGATACTCGTACTTAT

APÊNDICE XVI – Sequências de DNA obtidas de sangue coagulado e fígado para a identificação de espécies de hemoparasitos dos gêneros *Babesia* e *Theileria*.

Número da amostra (tipo): **01** (sangue)
Identificação: ***Babesia sp.***
Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1011/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 522

GCGCTACTAGGCATTCCTCGTTCATGATTTAGAATTGCAAAAATCAATCCCC
GACACGATGCACCCTTAAGATTACCCAACCCTTTCGGGACAGGACAAACTC
GATGCATGCATCAGTGTAGCGCGCGTGCAGCCAGGACATCTAAGGGCATC
ACAGACCTGTTATTGCCTTAAACTTCCCCACGCTTGAAGCACAGGAGTCCC
TCTAAGAAGCAAACGAGGACAATATCCAAGCAGCTAGTTAGCAGGTAAAGG
TCTCGTTCGTTAACGGAATTAACCAGACAAATCACTCCACCAACTAAGAAC
GGCCATGCACCACCACCAAAGAATCAAGAAAGAGCTATCAATCTGTCAAT
CCTTACTCTGTCTGGACCTGGTGAGGTAAANNNACACNGNCNGTCNCTCC
TACCGATCNAGTGATCTGGTGAATTATTCGGACCGTGGCTTTTCCGATTTCGT
CGGTTTTGCCTAGGGAAGTTTTGTGAACCTTATCACTTAAAGGAGAGGAGA
AGTCGTAA

Número da amostra (tipo): **15** (sangue)
Identificação: ***Babesia sp.***
Hospedeiro: *Molossus molossus* (E2073/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 570

TGATAGCTCTTTCTTTGATTCTTTGGGTGGTGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTG
GTGGAGTGATTTGTCCGTTTAATTCCGTTAACGAACGAGACCTTAACCTGCT
AACTACCTGCTTGGATATTGTCCTCGTTTGCTTCTTAGAGGGACTCCTGTGCT
TCAAGCGTGGGGGAAGTTTAAGGCAATAACAGGTCTGTGATGCCCTTAGAT
GTCCTGGGCTGCACGCGCGCTACACTGATGCATCCATCGAGTTTGTCTGTC
CCGAAAGGGTTGGGTAATCTTTAGTGTGCATCGTGTGCGGGGATTGATTTTTG
CAATTCTAAATCATGAACGAGGAATGCCTAGTATGCGCAAGTCATCAGCTT
GTGCAGATTACGTCCCTGCCCTTTGTACACCCACACCGCCCGTCGCTCCTAC
CGATCGAGTGATCCGGTGAATTATTCGGACCGTGGCTTTTCCGATTTCGTCCG
TTTTGCCTAGGGAAGTTTTGTGAACCTTATCACTTAAAGGAAGGAGAAGTCC
TAACAAGGAAATCGGAACTCGGGATCCAACCTGGTTGATCCTGTAAAAAT

Número da amostra (tipo): **94** (fígado)
Identificação: ***Babesia sp.***
Hospedeiro: *Molossus molossus* (E119/16)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 737

ACGACTTCTCCTCTCCTTTAAGTGATAAGGTTACAAAACTTCCCTAGGCAA
AACCGACGAATCGGAAAAGCCACGGTCCGAATAATTCACCAGATCACTNGA
TCGGTAGGAGNGACNGNCNGTGTNNNNNTTACCTCACCAGGTCCAGACAGA
GTAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGGTGCA
TGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCCGTTAACGAAC
GAGACCTTAACCTGCTAACTAGCTGCTTGGATATTGTCCTCGTTTGCTTCTTA
GAGGGACTCCTGTGCTTCAAGCGTGGGGGAAGTTTAAGGCAATAACAGGTC
TGTGATGCCCTTAGATGTCCTGGGCTGCACGCGCGCTACACTGATGCATCCA
TCGAGTTTGTCTGTCCCGAAAAGGGTGGGTAATCTTTAGTGTGCATCGTGT
CGGGGATTGATTTTTGCAATTCTAAATCATGAACGAGGAATGCCTAGTATGC
GCAAGTCATCAGCTTGTGCAGATTACGTCCCTGCCCTTTGTACACCCACACC
GCCCGTCGCTCCTACCGATCGAGTGATCCGGTGAATTATTCGGACCGTGGCT
TTCCGATTCGTCGGTTTTGCCTAGGGGAAGTTTTGTGAACCTTATCACTAAA
GGAAGGAGAAGTCGTAACAAGGAAATCGGAACTCGGGATCCAACCTGGTT
GATCCTGTAAAA

Número da amostra (tipo): **05** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Nyctinomops macrotis* (E1007/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 452

CCATCTCTAGTCGGCATAGTTTATGGTTAGGACTACGACGGTATCTGATCGT
CTTCGATCCCCTAACTTTCGTTCTTGATTAATGAAAACATCCTTGGCAAATG
CTTTCGCAGTAGTTCGTCTTTAACAATCTAAGAATTCACCTCTGACAGTT
AAATACGAATGCCCCCAACTGTTCCCTATTAACCATTACTTTGGTACCTAAAA
CCAACAAAATAGAACCAAAGTCTACTTTATTATTCCATGCTAAACTATTCA
AGGCAAAAGCCTGCTTTGAGCACTCTAATTTTCTCAAAGTAATCATCCGGAA
AGAAAAAATCAATCCGAAATAAGCCACAATAACTACCTCAGCAAGAGATA
AATTAATGCGGCGAAAATTCACCTCCAACCTTTTTTAATTGCGGCAATTTTAT
TTACCTCTGGAGGAGGGAGTAATGCCGGTGGTGGGG

Número da amostra (tipo): **08** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Promops nasutus* (E12/14)
Procedência do hospedeiro: Unaí
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 530

CTCCAATCTCTAGTCGGCATAGTTTATGGTTAGGACTACGACGGTATCTGAT
CCCCACCGTCGCCTAACTTTCGTTCTTGATTAATGAAAACCTCCCTTGGCAA
ATGCTTTCGCAGTAGTTCGTCTTTAACAATCTAAGAATTCACCTCTGACA
GTTAAATACTAATGCCCCCAACTGTTCCCTATTAACCATTACTTTGGTACCTA
AAACCAACAAAATAGAACCAAAGTCTACTTTATTATTCCATGCTAAACTAT
TCAAGGCAAAAGCCTGCTTTGAGCACTCTAATTTTCTCAAAGTAATCATCCG
GAAAGAAAAAATCAATCCGAAATAAGCCACAATAACTACCTCAACAAGAG
ATACATTAATGCGCCGAAAATCCAACCTTTTTTACTGGCACCATTTTT
ATTATCCCCTTTGGAAGTGGGAATAACCCCGGTGGTGGGACCCAAATTGGC

CTTCCAATTGATCTCTGGGAGAAGGTTTAATTTCCCTCCATTCCAATTACAA
AAATTAAGCCC

Número da amostra (tipo): **18** (sangue)

Identificação: ***Theileria sp.***

Hospedeiro: *Molossus molossus* (E1766/13)

Procedência do hospedeiro: Contagem

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 594

AAGGAAGGCAGCCGGCGCGCAAATTACCCAATCCTGGACACAGGGAGGTA
GTGACAAGAAATAACAATTCGGGGCTCAATGTCTTGTAATTGGAATGATGG
GAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAAGGCAAGTCTGGTGCCAGC
AGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTAATAATTGTTGCAGTTAAA
AAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTATCTCTTGTGAGTTAGTTA
TTGTGGCTTATTTTCGGATTGATTTTTTCTTTCCGGATGATTACTTTGAGAAA
TTAGAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATAGTTTAGCATGGAATAATA
AAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGTTTGTAGGTACCAAAGTAATGGTTA
ATAGGAACAGTTGGGGGCATTCGTATTTAACTGTCAGAGGTGAAATTCTTA
GATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGTTGTTTTCATT
AATCAAGAACGAAAGTAAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTAGT
CCTAACATAAACTATCCCGACTAGAG

Número da amostra (tipo): **19** (sangue)

Identificação: ***Theileria sp.***

Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1008/13)

Procedência do hospedeiro: Uberlândia

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 594

AAGGAAGGCAGCAGGCGCGCAAATTACCCAATCCTGACACAGGGAGGTAG
TGACAAGAAATAACAATACGGGGCTCAATGTCTTGTAATTGGAATGATGGG
AATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCAGCA
GCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTAATAATTGTTGCAGTTAAA
AGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTATCTCTTGCTGAGTTAGTTAT
TGTGGCTTATTTTCGGATTGATTTTTTCTTTCCGGATGATTACTTTGAGAAAAT
TAGAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATAGTTTAGCATGGAATAATAA
AGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGTTTGTAGGTACCAAAGTAATGGTTAA
TAGGAACAGTTGGGGGCATTCGTATTTAACTGTCAGAGGTGAAATTCTTAG
ATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGTTGTTTTCATTA
ATCAAGAACGAAAGTAAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTAGTCC
TAACCATAAACTATGCCGACTAGAGA

Número da amostra (tipo): **20** (sangue)

Identificação: ***Theileria sp.***

Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E96/14)

Procedência do hospedeiro: Sete Lagoas

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 193

TCTTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGACTC
TTTTGTCTGGTTAATTCCGTTAACGAACGAGACCTAACCTGCTAAATAGGA
TGCGGGAATAGACTTTTGTGTCCCGTTATCGCTTCTTAGAGGGACTTTGCG
GTTATAAATCGCAAGGAAGTGTAAGGCAATAACAAC

Número da amostra (tipo): **23** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E2075/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 879

TAGTGACAAGAATAACAATACNNGGGGCTCAATGTCTTGTAATTGGAATGAT
GGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCA
GCAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTTAAAATTGTTGCAGTTA
AAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTATCTCTTGCTGAGTTAGT
TATTGTGGCTTATTTCCGATTGATTTTTCTTTCCGGATGATTACTTTGAGAA
AATTAAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATAGTTTAGCATGGAATAA
TAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTTAGGTACCAAAGTAATGGT
TAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTTATTTAACTGTCAGAGGGGAAATTCTT
AAATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGTTGTTGTTGTTGTTGTT
TAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTAGT
CCTAACCATAACTATGCCGACTAGAGATTGGAGGTCGTCAGTTTTTACGAC
TCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTGGGTTCTGGGGGGAGTATG
GTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACGGAAGGGCACCACCAGGCGT
GGAGCCTGCCGCTTAATTTGACTCAACACGGGGAAACTCACCAGGTCCAGA
CAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGG
TGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCCGTTAAC
GAACGAGACCTAACCTGCTAAATAGGATGCGGGAATAGACTTTTGTGTCC
CG

Número da amostra (tipo): **24** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Artibeus lituratus* (BH46/14)
Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 896

TACCCATCCTGACCAGGGGAGGTAGTGACAAGAATAACAATACGGGGCTCA
ATGTCTTGTAATTGGAATGATGGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATT
GGAGGGCAAGTCTGGTGCCAGCAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGT
ATATTTAAAATTGTTGCAGTTAAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTA
ATTTATCTCTTGCTGAGTTAGTTATTGTGGCTTATTTCCGATTGATTTTTCTT
TCCGGATGATTACTTTGAGAAAATTAGAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTT
GAATAGTTTAGCATGGAATAATAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGT
TTAGGTACCAAAGTAATGGTTAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTTATTTA
ACTGTCAGAGGTGAAATTCTTAAATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAG
CATTTGCCAAGGATGTTTTCAATTAATCAAGAACAAAAGTTAGGGGATCGAA
AACGATCAGATACCGTCGTAGTCCTAACCATAACTATGCCGACTAGAGAT

TGGAGGTCGTCAGTTTTTACGACTCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGT
CTTTGGGTTCTGGGGGGAGTATGGTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTG
ACGGAAGGGCACCACCAGGCGTGGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACAC
GGGGAAACTCACCAGGTCCAGACAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTC
TTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGAT
TTGTCTGGTTAATTCCGTTAACGAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATG
CGGGAATAGACTTTTGT

Número da amostra (tipo): **27** (sangue)
Identificação: *Theileria* sp.
Hospedeiro: *Eumops auripendulus* (E129/15)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 530

CCTGACCAGGGAGGTAGTGACAAGAAAAACAATACGGGGCTCAATGTCTTG
TAATTGGAATGATGGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGC
AAGTCTGGTGCCAGCAGCCGCGGTAAATCCAGCTCCAATAGCGTATATTA
AATTGTTGCAGTTAAAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAAGTTATC
TCTGGTGAAGTTAGTTATTGGGGCTAATTTCGAATTGATTTTTTCTTTCCGGA
GGATTACTTTGAAAAAATTAAGGGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAAAA
GTTTACCAGGGAATAATAAAGTAGGACTTTGGTTCAATTTTGTGGTTTTAG
GTACCAAAGTAAGGGTTATTAGGACCAGTTGGGGGCATTCTTATTTAATTGT
CGAAGGGGAAATTCTTAAATTTGTTAAAAACAAGCTACGGCGAAAGCATTT
GCCAAGGATGTTTTCTTTATTCAAAAACAAAAGTTAGGGGATGGAAAACAA
TAAAATACCGCCGAA

Número da amostra (tipo): **31** (sangue)
Identificação: *Theileria* sp.
Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1174/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 908

TCCTGACCAGGGAGGTAGTGACAAGAATAACAATACGGGGCTTAATGTCTT
GTAATTGGAATGATGGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGG
CAAGTCTGGTGCCAGCAGCCGCGGTAAATCCAGCTCCAATAGCGTATATTA
AAATTGTTGCAGTTAAAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTAT
CTCTGGTTAAGTCATTTATTGGGGCTAATTTCGAATTGATTTTTTCTTTCCGG
ATGATTACTTTGAAAAAATTAGAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATA
GTTTAGCATGGAATAATAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTTAG
GTACCAAAGTAATGGTTAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTGATTTAACTG
TCAGAGGTGAAATTCTTAGATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTT
GCCAAGGATGTTTTCTTTAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACGA
TCAGATACCGCCGTAGTCCTAACCATAACTATGCCGACTAGAGATTGGAG
GTCGTCAGTTTTTACGACTCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTG
GGTTCTGGGGGGAGTATGGTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACGGA
AGGGCACCACCAGGCGTGGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGGGA
AACTCACCAGGTCCAGACAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCT
TGATTCTTTGGGTGGTGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGT

CTGGTTAATTCCGTTAACGAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCGG
GAATAGACTTTTGTGTCCCGTTATCGCTCTAGA

Número da amostra (tipo): **35** (sangue)

Identificação: ***Theileria* sp.**

Hospedeiro: *Artibeus lituratus* (BH64/14)

Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 880

TAGTGACAAGAAATACAATACGGGGCTCAATGTCTTGTAATTGGAATGATG
GGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCAG
CAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTAATAATTGTTGCAGTTAA
AAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTATCTCTTGCTGAGTTAGTT
ATTGTGGCTTATTTCCGATTGATTTTTTCTTTCCGGATGATTACTTTGAGAAA
ATTAGAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATAGTTTAGCATGGAATAAT
AAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTGTAGGTACCAAAGTAATGGTT
AATAGGAACAGTTGGGGGCATTTCGTATTTAACTGTCAGAGGTGAAATTCTT
AGATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGCGCAAGGATGTTTTTCAT
TAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTAGT
CCTAACCATAAACTATGCCGACTAGAGATTGGAGGTCGTCAGTTTTTACGAC
TCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTGGGTTCTGGGGGGAGTATG
GTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACGGAAGGGCACCACCAGGCGT
GGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGGGAAACTCACCAGGTCCAGA
CAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGG
TGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCGGTTAAC
GAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCGGGAATAGACTTTTGTGTCC
CG

Número da amostra (tipo): **38** (sangue)

Identificação: ***Theileria* sp.**

Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1162/14)

Procedência do hospedeiro: Patos de Minas

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 879

TAGTGACAAGATAACAATACGGGGCTCAATGTCTTGTAATTGGAATGATGG
GAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCAGC
AGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTAATAATTGTTGCAGTTAAA
AAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTATCTCTTGCTGAGTTAGTTA
TTGTGGCTTATTTTGAATTGATTTTTTCTTTCCGGATGATTACTTTGAAAAAA
TTAAAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAATAGTTTAGCATGGAATAATA
AAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTGTAGGTACCAAAGTAATGGTTA
ATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTTATTTAACTGTCAGAGGTGAAATTCTTAG
ATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGCGCAAGGATGTTTTCTTTA
ATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACAATCAGATACCGCCGTAGTCC
TAACCATAAACTATGCCGACTAGAGATTGGAGGTCGTCAGTTTTTACGACTC
CTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTGGGTTCTGGGGGGAGTATGG
TCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACGGAAGGGCACCACCAGGCGTG
GAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGGGAAACTCACCAGGTCCAGAC

AAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGGTGGT
GCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCCGTTAACG
AACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCGGGAATAGACTTTTGTGTCCC
G

Número da amostra (tipo): **39** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Artibeus lituratus* (BH80/14)
Procedência do hospedeiro: Belo Horizonte
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 881

TAGTGACAGAAATAACAATACGGGGGCTTAATGTCTTGTAATTGGAATGAT
GGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCA
GCAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTTAAAATTGTTGCAGTTA
AAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAAGTAATCTCTGGTGGAGTTAG
TTATGGTGGCTAATTTTCGAATTGATTTTTTTCTTTCCGGAGGATTACTTTGAAA
AAATTAAGGGTTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGATTAGTTTACCAGGGAATA
ATAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTTAGGTACCAAAGTAATGG
TTAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTAATTTAACTGCCAGAGGGGAAATTC
TTAAATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGTTGTTGTTTCC
TTAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTA
GTCCTAACCATAACTATGCCGACTAGAGATTGGAGGTCGTCAGTTTTTACG
ACTCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTGGGTCTGGGGGGAGT
ATGGTTCGCAAGGCTGAACTTAAAGGAATTGACGGAAGGGCACCACCAGG
CGTGGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGGGAACTCACCAGGTCC
AGACAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGG
TGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCCGTT
AACGAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCGGGAATAGACTTTTGTG
TCCCG

Número da amostra (tipo): **48** (sangue)
Identificação: ***Theileria sp.***
Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1173/13)
Procedência do hospedeiro: Uberlândia
Região analisada: 18S
Número de pares de bases: 881

TAGTGACAGAAATAACAATACGGGGGCTTAATGTCTTGTAATTGGAATGAT
GGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGGGCAAGTCTGGTGCCA
GCAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATTTAAAATTGTTGCAGTTA
AAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAAGTAATCTCTGGTGGAGTTAG
TTATGGTGGCTAATTTTCGAATTGATTTTTTTCTTTCCGGAGGATTACTTTGAAA
AAATTAAGGGTTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGATTAGTTTACCAGGGAATA
ATAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTTAGGTACCAAAGTAATGG
TTAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTAATTTAACTGCCAGAGGGGAAATTC
TTAAATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCATTGTTGTTGTTTCC
TTAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGACGATCAGATACCGTCGTA
GTCCTAACCATAACTATGCCGACTAGAGATTGGAGGTCGTCAGTTTTTACG
ACTCCTTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTTTGGGTCTGGGGGGAGT

ATGGTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACGGAAGGGCACCACCAGG
CGTGGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGGGAAACTCACCAGGTCC
AGACAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTTCTTGATTCTTTGGGTGG
TGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTTGTCTGGTTAATTCCGTT
AACGAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCGGGAATAGACTTTTGTG
TCCCG

Número da amostra (tipo): **52** (sangue)

Identificação: *Theileria* sp.

Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E1109/13)

Procedência do hospedeiro: Patos de Minas

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 463

CGGGACACAAAAGTCTATTCCC GCATCCTATTTAGCAGGTTAAGGTCTCGTT
CGTTAACGGAATTAACCAGACAAATCACTCCACCAACTAAGAACGGCCATG
CACCACCACCCAAGAATCAAGAAAGAGCTATCAATCTGTCAATCCTTCCTT
TGTCTGGACCTGGTGAGTTTCCCCGTGTTGAGTCAAATTAAGCCGCAGGCTC
CACGCTGGTGGTGCCCTTCCGTCAATTCCTTTAAGTTTCAGCCTTGCGACC
ATACTCCCCCAGAACCCAAAGACTTTGATTTCTCTCAAGGTGCTGAAGGAG
TCGTAAAAACTGACGACCTCCAATCTCTAGTCGGCATAGTTTATGGTTAGGA
CTACGACGGTATCTGATCGTCTTCGATCCCCTAACTTTCGTTCTTGATTAATG
AAAACATCCTTGGCAAATGCTTTCGCAGTAGTTCGTCTTTAACAAAT

Número da amostra (tipo): **58** (sangue)

Identificação: *Theileria* sp.

Hospedeiro: *Eumops glaucinus* (E461/14)

Procedência do hospedeiro: Vazante

Região analisada: 18S

Número de pares de bases: 896

ATCCTGACCAGGGAGGTAGTGACAGAAATAACAATACGGGGCTCAATGTCT
TGTAATTGGAATGATGGGAATTTAAACCTCTTCCAGAGTATCAATTGGAGG
GCAAGTCTGGTGCCAGCAGCCGCGGTAATTCCAGCTCCAATAGCGTATATT
AAAATTGTTGCAGTTAAAAAGCTCGTAGTTGAATTTCTGCTGCATTAATTTA
TCTCTTGCTGAGTTAGTTATTGTGGCTTATTTCCGATTGATTTTTTTCTTTCCG
GATGATTACTTTGAGAAAATTAAGTGCTCAAAGCAGGCTTTTGCCTTGAAT
AGTTTAGCATGGAATAATAAAGTAGGACTTTGGTTCTATTTTGTGGTTTTA
GGTACCAAAGTAATGGTTAATAGGAACAGTTGGGGGCATTCTTATTTAACT
GTCAGAGGTGAAATTCTTAGATTTGTTAAAGACGAACTACTGCGAAAGCAT
TTGCCAAGGATGTTTTCAATTAATCAAGAACGAAAGTTAGGGGATCGAAGAC
GATCAGATAACCGCGTAGTCCTAACCATAAACTATGCCGACTAGAGATTGG
AGGTCGTCAGTTTTTACGACTCCCTCAGCACCTTGAGAGAAATCAAAGTCTT
TGGGTTCTGGGGGAGTATGGTTCGCAAGGCTGAAACTTAAAGGAATTGACG
GAAGGGCACCACCAGGCGTGGAGCCTGCGGCTTAATTTGACTCAACACGGG
GAAACTCACCAGGTCCAGACAAAGGAAGGATTGACAGATTGATAGCTCTTT
CTTGATTCTTTGGGTGGTGGTGCATGGCCGTTCTTAGTTGGTGGAGTGATTT
GTCTGGTTAATTCCGTTAACGAACGAGACCTTAACCTGCTAAATAGGATGCG
GGAATAAACTTTTGTGTCCCG