



Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Instituto de Biociências
Departamento de Zoologia
Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal

**Análise da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824)
(Mammalia, Chiroptera) do município de Montenegro,
Rio Grande do Sul, Brasil**

ANA CAROLINA REIS GUTERRES MOREIRA

Porto Alegre, Rio Grande do Sul

Março de 2016

Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Instituto de Biociências
Departamento de Zoologia
Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal

**Análise da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824)
(Mammalia, Chiroptera) do município de Montenegro,
Rio Grande do Sul, Brasil**

Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Biologia Animal.

Área de concentração: Biodiversidade

Orientadora: Prof^a Dr^a Cláudia Calegari-Marques

Porto Alegre, Rio Grande do Sul

Março de 2016

**Análise da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824)
(Mammalia, Chiroptera) do município de Montenegro,
Rio Grande do Sul, Brasil**

Ana Carolina Reis Guterres Moreira

Aprovada em _____ de _____ de 2016

Dr^a Eliane Fraga da Silveira

Dr^a Maria João Veloso da Costa Ramos Pereira

Dr^a Viviane Gularte Taraves dos Santos

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS.....	i
LISTA DE FIGURAS.....	iii
LISTA DE TABELAS.....	v
RESUMO.....	vi
1. Introdução.....	1
1.1. Aspectos gerais de <i>Tadarida brasiliensis</i>.....	3
1.2. Helmintofauna da espécie <i>Tadarida brasiliensis</i>.....	7
2. Objetivos.....	10
2.1. Geral.....	10
2.2. Específicos.....	10
3. Material e Métodos.....	11
3.1. Área de estudo.....	11
3.2. Coleta e necropsia dos hospedeiros.....	11
3.3. Coleta e processamento dos parasitos.....	17
3.4. Medidas.....	20
3.5. Determinação dos helmintos.....	20
3.6. Desenhos e fotomicrografias.....	20
3.7. Depósito dos espécimes.....	21
3.8. Análise dos dados.....	21
4. Resultados.....	23
4.1. Descrição, comentários e resenha taxonômica dos helmintos.....	23
4.1.1. Trematódeos digenéticos.....	23
<i>Urotrema scabridum</i>	23

Espécie não identificada.....	29
<i>Ochoterenatrema</i> sp.....	33
<i>Limatulum oklahomense</i>	41
<i>Postorchigenes paraguayensis</i>	47
<i>Parabascus limatulus</i>	53
4.1.2. Eucestoides.....	58
<i>Vampirolepis decipiens</i>	58
4.1.3. Nematoides.....	65
<i>Tadaridanema delicatus</i>	65
4.2. Análise dos dados.....	70
4.2.1. Estrutura da comunidade de helmintos.....	70
4.2.2. Influência do comprimento, peso, sexo e maturidade dos hospedeiros sobre a riqueza e abundância média das espécies de helmintos.....	80
5. Discussão.....	84
5.1. Comentários sobre o ciclo de vida das espécies de helmintos componentes da helmintofauna de <i>Tadarida brasiliensis</i> do município de Montenegro/RS.....	87
5.1.1. Digenea.....	87
5.1.2. Eucestoda.....	89
5.1.3. Nematoda.....	90
5.2. Morcegos e zoonoses.....	90
6. Referências bibliográficas.....	95

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora Cláudia, por ter aceitado o desafio de orientar uma aluna que não tinha nenhum conhecimento técnico sobre helmintologia e que queria realizar o trabalho com um hospedeiro mamífero. Obrigada pela confiança, ensinamentos, dedicação, paciência e amizade.

À professora Suzana Amato, pelos ensinamentos, esclarecimentos de dúvidas, por compartilhar um pouco de sua experiência na área da helmintologia e pelas conversas.

Aos membros da banca avaliadora, por terem aceitado o convite para avaliar o meu trabalho.

Ao biólogo André Witt, em nome do qual também agradeço o Centro Estadual de Vigilância em Saúde/RS, pela parceria estabelecida na coleta dos morcegos. Muito obrigada pela confiança, disponibilidade, pelas dicas e pelo apoio técnico que foi fundamental para que este trabalho pudesse ser realizado.

À equipe do Centro Estadual de Vigilância em Saúde de Montenegro/RS, em especial à veterinária Ana Paula, pela disponibilidade, pelo contato estabelecido com o local de coleta dos morcegos e pelo apoio técnico.

Ao meu esposo Iven Moreira, que me incentivou a fazer o mestrado e sempre me incentiva a correr atrás dos meus sonhos. Obrigada por completar a minha vida, por estar sempre ao meu lado, me apoiando, me ajudando, cuidando de mim e orando por mim.

Aos colegas do laboratório de Helmintologia da UFRGS: Emília, Aline, Leonardo, Moisés, Tiago, Stephanie e Maria Eugênia pela amizade, companheirismo, ensinamentos e ajuda. À Aline, que foi a pessoa que inicialmente

me ensinou as técnicas de necropsia, coloração e montagem de lâminas. À Emília que me deu diversas dicas valiosas sobre o trabalho de laboratório e por me ensinar a tirar as fotomicrografias. Ao Leonardo pelas diversas ajudas no meu trabalho e esclarecimentos de dúvidas sobre estatística.

À CAPES pela bolsa de mestrado concedida durante o curso.

Aos professores do PPGBAN pelos valiosos ensinamentos por meio das disciplinas.

Ao professor Dr. Júlio César Bicca-Marques pela ajuda na análise estatística.

Aos meus pais, Tiago e Terezinha Guterres, e aos meus irmãos, Tiago e Ananda, que mesmo estando longe se fazem presentes em minha vida, pelo incentivo, torcida e orações.

Aos meus sogros, Jairo e Myrian Moreira, e aos meus cunhados Vasti e Thiago, pelo incentivo, conversas e orações.

Aos meus familiares, tios, primos e avós que sempre estão ao meu lado e se preocupam comigo.

A todos que de alguma forma contribuíram para o meu crescimento profissional e pessoal. Muito obrigada!

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Espécimes de <i>Tadarida brasiliensis</i>	4
Figura 2. Abrigo de uma colônia de <i>Tadarida brasiliensis</i> no telhado de uma habitação humana.....	5
Figura 3. Mapas do local de coleta dos hospedeiros.....	12
Figura 4. Formulário para necropsia de morcegos.....	15
Figura 5. Procedimentos de necropsia no laboratório de helmintologia da UFRGS.....	16
Figura 6. Recipientes contendo as soluções utilizadas na bateria de coloração dos helmintos.....	19
Figuras 7-8. <i>Urotrema scabridum</i> , diagramas.....	27
Figura 9. Fotomicrografia de <i>Urotrema scabridum</i>	28
Figura 10. Espécie não identificada da superfamília Microphalloidea, diagrama.....	31
Figura 11. Fotomicrografia da espécie não identificada da superfamília Microphalloidea.....	32
Figuras 12-13. <i>Ochoterenatrema</i> sp., diagramas.....	39
Figuras 14-15. Fotomicrografias de <i>Ochoterenatrema</i> sp.	40
Figura 16. <i>Limatulum oklahomense</i> , diagrama.....	45
Figura 17. Fotomicrografia de <i>Limatulum oklahomense</i>	46
Figura 18. <i>Postorchigenes paraguayensis</i> , diagrama.....	51
Figura 19. Fotomicrografia de <i>Postorchigenes paraguayensis</i>	52
Figuras 20-21. <i>Parabascus limatulus</i> , diagramas.....	56
Figura 22. Fotomicrografia de <i>Parabascus limatulus</i>	57
Figuras 23-26. <i>Vampirolepis decipiens</i> , diagramas.....	63

Figuras 27-30. Fotomicrografias de <i>Vampirolepis decipiens</i>	64
Figuras 31-33. <i>Tadaridanema delicatus</i> , diagramas.....	68
Figuras 34-36. Fotomicrografias de <i>Tadaridanema delicatus</i>	69
Figura 37. Contribuição de cada grupo de helmintos (número total de espécimes expresso em porcentagem) coletados em <i>Tadarida brasiliensis</i> na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.....	71
Figura 38. Número de espécimes dos diferentes grupos de helmintos parasitos de <i>Tadarida brasiliensis</i> (n=63) na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil.....	75
Figura 39. Riqueza dos diferentes grupos de helmintos parasitos de <i>Tadarida brasiliensis</i> (n=63) na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil.....	76
Figura 40. Curva de suficiência amostral (estimador Jackknife 1) para as espécies de parasitos coletados em <i>Tadarida brasiliensis</i> (n=63) do município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.....	79
Figura 41. Riqueza de espécies de helmintos presentes em <i>Tadarida brasiliensis</i> machos e fêmeas.....	82
Figura 42. Riqueza de espécies de helmintos presentes em <i>Tadarida brasiliensis</i> adultos e jovens.....	83

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Helminhos parasitos descritos para <i>Tadarida brasiliensis</i> registrados no Brasil.....	9
Tabela 2. Valores de abundância média e amplitude para cada grupo de helminhos componente da helmintofauna de <i>Tadarida brasiliensis</i> coletados no município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, considerando o sexo e a maturidade dos hospedeiros.....	72
Tabela 3. Parâmetros ecológicos dos parasitos da espécie hospedeira <i>Tadarida brasiliensis</i> , coletada na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.....	77
Tabela 4. Classificação das espécies de helminhos parasitos de <i>Tadarida brasiliensis</i> conforme THUL <i>et al.</i> (1985), e HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986).....	78
Tabela 5. Dados morfométricos dos espécimes de <i>Tadarida brasiliensis</i> (n=63) coletados no município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.....	81

RESUMO

A ordem Chiroptera é o segundo grupo com maior diversidade de espécies entre os mamíferos. O estado do Rio Grande do Sul possui uma significativa riqueza de morcegos, com 40 espécies registradas. Algumas espécies de quirópteros encontraram condições favoráveis para se estabelecerem nos centros urbanos devido à disponibilidade de abrigos e alimento. Dentre estas espécies podemos destacar *Tadarida brasiliensis*, um molossídeo insetívoro que é a espécie de morcego mais abundante encontrada na região metropolitana de Porto Alegre. Algumas áreas no campo da quiropterologia carecem de mais estudos, dentre as quais podemos destacar o campo da helmintofauna. Conhecer a biodiversidade de helmintos é necessário porque as espécies deste grupo desempenham um papel importante nos ecossistemas e ao interagir com seus hospedeiros, por exemplo, podem alterar seus comportamentos, regular suas populações e influenciar padrões de dispersão. Com o intuito de analisar a fauna de helmintos de *Tadarida brasiliensis* foram coletados 63 espécimes no município de Montenegro/RS. Estes morcegos foram necropsiados e analisados no Laboratório de Helminologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Foi coletado um total de 451 endoparasitos, com intensidade média de infecção de 10,25 espécimes/hospedeiro. A riqueza da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* foi de oito espécies, sendo seis digenéticos (*Urotrema scabridum*; *Limatulum oklahomense*; *Postorchigenes paraguayensis*; *Parabascus limatulus*; *Ochoterenatrema* sp. e uma espécie não identificada da superfamília Microphalloidea), um cestóide (*Vampirolepis decipiens*) e um nematóide (*Tadaridanema delicatus*). Duas destas espécies foram consideradas dominantes, quatro codominantes e duas subordinadas. Do total de

helminthos coletados 60,97% estavam parasitando os morcegos fêmeas. Apesar disso, constatou-se que a riqueza e abundância de espécies de helminthos não sofreu influência das variáveis sexo e maturidade dos hospedeiros. *Vampirolepis decipiens* foi o helminto que teve maior prevalência, intensidade e abundância média de infecção. Nenhuma das espécies encontradas parasitando *Tadarida brasiliensis* foi relatada na literatura utilizando humanos como hospedeiros definitivos. Ao que tudo indica estas espécies de parasitos são exclusivas de quirópteros e provavelmente não causariam nenhum dano à saúde pública.

1. INTRODUÇÃO

O parasitismo é o modo de vida que obteve o maior sucesso entre os organismos vivos (POULIN & MORAND, 2000). É uma interação com alto nível de complexidade, englobando organismos que dependem de outros para completar seu ciclo de vida e/ou para obter alimento, e aqueles que se envolvem ocasionalmente em alguma atividade parasitária para benefício próprio, quer para proteção, alimentação ou reprodução (POULIN & MORAND, 2000; JEPHCOTT *et al.*, 2016).

Estima-se que um terço ou até mais da metade das espécies existentes no planeta adotem o parasitismo como estilo de vida (POULIN & MORAND, 2000, 2004; HECHINGER, 2015). Entretanto sabe-se que esta quantificação pode extrapolar ou subestimar a diversidade parasitária, já que não há um método adequado para obtê-la (POULIN, 2004, 2014). POULIN (2014) afirma que estimar numericamente as espécies não deve ser o foco dos estudos e/ou ser considerada uma ação importante, embora estes dados numéricos possam nos auxiliar e incentivar a elaborar planos de ação para estudar a fauna parasitária existente no planeta.

O fato que não podemos negligenciar é que existem muitas espécies parasitas e que estas têm um papel muito importante nos ecossistemas. As interações parasito-hospedeiro, por exemplo, contribuem para aumentar e manter a estabilidade dos ecossistemas através das teias alimentares (ALLESSINA & TANG, 2012; JEPHCOTT *et al.*, 2016). Os parasitos podem também nos dar informações valiosas sobre a biologia e evolução da espécie hospedeira (ROBERTS & JANOVY, 2009), assim como moldar seus padrões de distribuição geográfica (POULIN, 2010; GÓMEZ & NICHOLS, 2013), manipular comportamentos (MOORE, 2013), ser agentes de seleção natural (WEGNER *et al.*, 2003;

BLANCHET *et al.*, 2009; GÓMEZ & NICHOLS, 2013) e regular a densidade populacional (ROBERTS & JANOVY, 2009; GÓMEZ & NICHOLS, 2013), contribuindo desta forma para o equilíbrio ecológico e organização dos ecossistemas (POULIN & MORAND, 2000; GÓMEZ & NICHOLS, 2013).

Praticamente todas as espécies de animais são parasitadas por pelo menos um tipo de parasito (POULIN & MORAND, 2004). Os morcegos, por exemplo, são reconhecidos por serem hospedeiros naturais de uma grande variedade de parasitos, como hematozoários e helmintos (MELAUN *et al.*, 2014). Estudos sobre parasitismo em quirópteros já vem sendo realizados por muitos anos e encontram-se registrados na literatura desde o início do século XIX (PISTOLE, 1988). Estas pesquisas têm principalmente focado nos morcegos como reservatórios e/ou vetores de zoonoses que causam doenças ao homem e aos animais (CORRÊA *et al.*, 2013). Apesar disto, observa-se na literatura científica nacional uma carência de dados na área de estudo dos parasitos que, segundo REIS *et al.* (2007, p. 20) “[...] ainda é um campo pouco explorado pelos quiropterologistas”.

A ordem Chiroptera é um dos maiores e mais diversificados grupos de mamíferos apresentando cerca de 1.200 espécies (REIS *et al.*, 2007), sendo 15% desta riqueza encontrada no Brasil (NOGUEIRA *et al.*, 2014). O estado do Rio Grande do Sul tem uma considerável diversidade de quirópteros, com 40 espécies registradas, pertencentes às famílias Noctilionidae Gray, 1821, Phyllostomidae Gray, 1825, Vespertilionidae Gray, 1821 e Molossidae Gervais, 1856 (PACHECO, 2013).

Os morcegos são os únicos mamíferos com membros anteriores adaptados ao voo e a maioria das espécies, incluindo todas as brasileiras, pode emitir ultrassons que as auxiliam na identificação de presas e obstáculos durante o deslocamento aéreo (REIS *et al.*, 2007; CEVS/RS, 2012). Quirópteros têm hábitos alimentares bastante diversificados e

executam um importante papel nos ecossistemas, no que se refere ao controle de populações de insetos, polinização de plantas e reflorestamento (MELAUN *et al.*, 2014).

1.1. Aspectos gerais de *Tadarida brasiliensis*

Tadarida brasiliensis (Figura 1) pertence à família Molossidae. Apresenta ampla distribuição, sendo encontrada desde a América do Norte até a América do Sul (PERACCHI *et al.*, 2006). No Brasil é encontrada em Roraima, Rio de Janeiro, Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (TAVARES *et al.*, 2007). A espécie não é considerada ameaçada de extinção, de acordo com o Ministério do Meio Ambiente (MMA, 2014), e seu status de conservação segundo a “International Union for Conservation of Nature and Natural Resources” (IUCN) é de menor preocupação (IUCN, 2013).

As características gerais de *T. brasiliensis* são: comprimento cabeça-corpo entre 85 a 90 mm; massa corporal média de 11 g; coloração do pelo dorsal variando de castanho-médio a castanho acinzentado, com ventre mais claro; focinho com uma cavidade em forma de sulco entre as narinas; lábio superior com sulcos verticais bem definidos; face com pelos negros e pouco flexíveis; orelhas largas e arredondadas; trago (membrana ereta situada na entrada do pavilhão auditivo) pequeno; polegar longo com garra desenvolvida; calcâneo desenvolvido; e presença de 30 ou 32 dentes (FABIÁN & GREGORIN, 2007; CEVS/RS, 2012; PACHECO, 2013).



Figura 1. Espécimes de *Tadarida brasiliensis*. (a) vista lateral da região anterior (Fonte: <http://www.mammalogy.org/tadarida-brasiliensis-1549>); (b) espécime voando com presa (Fonte: <http://westtexasbats.org/species/bat-species-1/>).

No Brasil esta espécie adaptou-se muito bem a áreas urbanizadas e abriga-se em forros, telhados, vãos entre prédios, aparelhos condicionadores de ar e outras estruturas das construções humanas que propiciem umidade, temperatura e luminosidade adequadas para abrigar as colônias (Figura 2) (CEVS/RS, 2012; PACHECO, 2013). No ambiente natural é conhecida por ocupar principalmente cavernas (FABIÁN & GREGORIN, 2007).



Figura 2. Abrigo de uma colônia de *Tadarida brasiliensis* no telhado de uma habitação humana (Fonte: http://monitoramentomorcesrs.blogspot.com.br/2013_05_01_archive.html).

Com a destruição de habitats naturais, pela expansão da área rural e urbana, muitas espécies de morcegos, incluindo molossídeos, encontraram nas cidades um excelente local para conseguir abrigo nas construções humanas e alimento, como plantas usadas na arborização e iluminação pública, que concentra grande quantidade de insetos nos pontos de luz (PACHECO *et al.*, 2010). No estado do Rio Grande do Sul a espécie *T. brasiliensis* apresenta altas densidades, podendo ser encontrada em áreas rurais e, principalmente, em áreas urbanas; forma grandes colônias durante os meses de verão, algumas podendo chegar a mais de 3.000 indivíduos, sendo considerada de ocorrência comum na região urbana e/ou periurbana de Porto Alegre (RS) (MARQUES & FABIÁN, 1994; FABIÁN & MARQUES, 1996; FABIÁN & GREGORIN, 2007; PACHECO *et al.*, 2010; PACHECO, 2013).

O número de integrantes nas colônias de *T. brasiliensis* é mantido sem grandes alterações durante anos (PACHECO, 2013). FABIÁN & MARQUES (1996) observaram que algumas colônias de *T. brasiliensis* migram de Porto Alegre no outono, retornando no início da primavera, ocorrendo assim uma diminuição na quantidade de indivíduos na cidade durante o período de inverno, o que possivelmente esteja relacionado com a temperatura nos abrigos (preferem temperaturas mais elevadas) e disponibilidade de alimento (períodos com temperaturas mais elevadas apresentam aumento na entomofauna). No inverno, quando as temperaturas estão abaixo de 15°C, os morcegos se locomovem mais devagar e podem entrar em torpor (FABIÁN & MARQUES, 1996). Esta espécie é fiel aos abrigos, onde se observa a separação de indivíduos por sexo – machos repousam separados das fêmeas – e idade – filhotes repousam em locais separados dos adultos (FABIÁN & MARQUES, 1996; PACHECO, 2013).

Tadarida brasiliensis é uma espécie insetívora, sendo sua alimentação constituída por lepidópteros e coleópteros, que são os itens alimentares principais, mas também por

dípteros, himenópteros, hemípteros, homópteros, odonatos, isópteros, plecópteros, neurópteros e aranhas (FABIÁN *et al.*, 1990; KUNZ *et al.*, 1995; WHITAKER *et al.*, 1996; MCWILLIAMS, 2005). KUNZ *et al.* (1995) afirmam que esta espécie de morcego é adaptada para ingerir poucas quantidades de água, fato este relacionado a alta ingestão de gordura provida pela alimentação, que proporciona uma fonte de água metabólica e influencia na redução da perda de água pelo corpo durante o forrageamento e os voos migratórios.

1.2. Helmintofauna da espécie *Tadarida brasiliensis*

BEVERIDGE & SPRATT (2015) concluíram que embora haja um crescente aumento no interesse nas pesquisas de helmintos (trematódeos, cestoides, acantocéfalos e nematoides) parasitos de animais silvestres, a literatura sobre este assunto, no que se refere às informações de parasitos para grupos específicos de hospedeiros e em determinadas regiões do mundo, ainda é limitada e fragmentada, com poucos trabalhos que fornecem uma visão geral sobre o assunto. No Brasil, quando tratamos de trabalhos envolvendo helmintos de quirópteros, percebemos que as publicações são insuficientes, o que torna necessário mais pesquisas sobre esta temática. O estudo dos parasitos é uma ferramenta bastante útil para os cientistas que estudam populações hospedeiras (BEVERIDGE & SPRATT, 2015), já que podem causar doenças e influenciam direta e indiretamente a dinâmica dos ecossistemas.

Tadarida brasiliensis, como relatado anteriormente, é uma espécie insetívora. Os insetos, por sua vez, são considerados importantes hospedeiros de helmintos (LORD & BROOKS, 2014), sendo essenciais para o cumprimento do ciclo biológico de muitas espécies de parasitos. Quando participam do ciclo de vida dos helmintos, os insetos atuam

como hospedeiros intermediários, sendo agentes infecciosos para os hospedeiros definitivos, que proporcionam um ambiente ideal para a finalização do ciclo desses parasitos.

As espécies de helmintos descritas parasitando este hospedeiro no Brasil são trematódeos digenéticos, cestóides e nematóides. Na Tabela 1 estão listados os nomes das espécies de helmintos parasitos que ocorrem em *Tadarida brasiliensis*.

Tabela 1. Helmintos parasitos descritos para *Tadarida brasiliensis* registrados no Brasil.

Helmintho	Local de Infecção	Referência
DIGENEA Carus, 1863		
<i>Edcaballerotrema eduardocaballeroi</i> Freitas, 1960	E; ID; IG	MELO, 2010
<i>Limatulum oklahomense</i> Macy, 1931	E; ID	PESENTI <i>et al.</i> , 2015
<i>Ochoterenatrema labda</i> Caballero, 1943	ID	PESENTI <i>et al.</i> , 2015
<i>Urotrema scabridum</i> Braun, 1900	ID	PESENTI <i>et al.</i> , 2015
CESTODA		
<i>Vampirolepis decipiens</i> (Diesing, 1850) Spasski, 1954	ID	PESENTI <i>et al.</i> , 2015
NEMATODA Rudolphi, 1808		
<i>Anoplostrongylus paradoxus</i> (Travassos, 1918)	-	VICENTE <i>et al.</i> , 1997
<i>Allintoshius parallintoshius</i> Araujo, 1940	ID	VICENTE <i>et al.</i> , 1997
<i>Tadaridanema delicatus</i> (Schwartz, 1927)	ID	MELO, 2010; PESENTI <i>et al.</i> , 2015
Superfamília Trichostrongyloidea Cram, 1927	ID; IG	MELO, 2010
<i>Pterothominx pulchrea</i> (Freitas, 1934)	-	VICENTE <i>et al.</i> , 1997
<i>Rictularia sp.</i> Froelich, 1802	-	PINTO <i>et al.</i> , 2011

E= estômago; ID= intestino delgado; IG= intestino grosso.

2. OBJETIVOS

2.1. Geral

Conhecer e identificar a helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* na área urbana do município de Montenegro (RS).

2.2. Específicos

- Determinar a prevalência, intensidade e abundância de infecção dos helmintos parasitos dos hospedeiros.

- Avaliar a influência do sexo (machos e fêmeas), idade (jovens e adultos) e dados biométricos (comprimento e massa corporal) dos hospedeiros na riqueza e abundância das espécies parasitas.

- Discorrer sobre potencial zoonótico das espécies de helmintos parasitos encontradas em *Tadarida brasiliensis*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Área de estudo

Os espécimes de *T. brasiliensis* foram procedentes do município de Montenegro, Rio Grande do Sul (Figura 3). Montenegro está entre as 34 cidades que fazem parte da Região Metropolitana de Porto Alegre, estando localizada no vale do Rio Caí, distante 55 km da capital Porto Alegre (IBGE, 2010). O município apresenta áreas de vegetação características do bioma Mata Atlântica e Pampa (IBGE, 2010). De acordo com o Censo Demográfico de 2010 do IBGE, esta localidade possui 59.415 habitantes, com projeções populacionais de mais de 63 mil habitantes para o ano de 2016, distribuídos em uma área territorial de 424,435 km² de extensão.

3.2. Coleta e necropsia dos hospedeiros

A coleta de 63 espécimes de *Tadarida brasiliensis* foi realizada manualmente, no forro do prédio de uma instituição filantrópica (29°41'11.8"S, 51°27'49.8"W) localizada no município de Montenegro/RS, no dia 11 de março de 2015. A autorização para coleta e transporte dos hospedeiros foi concedida pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO (nº 44943-1). Este projeto também foi submetido ao Comitê de Ética em Pesquisa da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), que aprovou a metodologia proposta para coleta e eutanásia dos morcegos.

Durante a coleta dos morcegos, os coletores utilizaram equipamentos de proteção individual (EPI's): luvas de raspa de couro, óculos de proteção, máscara facial e bota de borracha. Antes do início das atividades de contato direto com os animais, os coletores fizeram o tratamento de pré-exposição para raiva, que consiste na aplicação de três doses da vacina antirrábica e na coleta de soro sanguíneo para exame de dosagem do título de

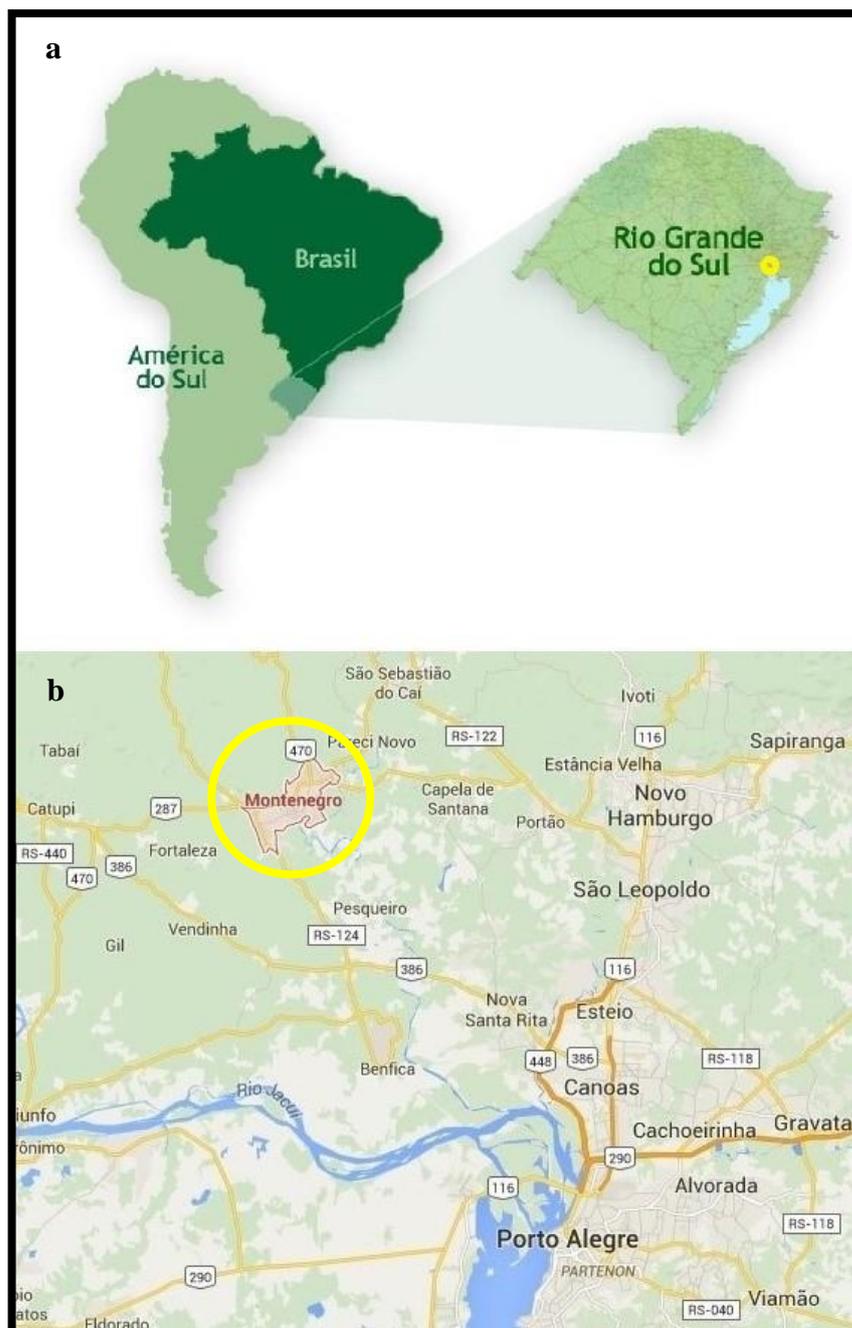


Figura 3. Local de coleta dos hospedeiros. (a) mapa da América do Sul com destaque para o Brasil e Rio Grande do Sul (ponto amarelo indicando a localização da cidade de coleta) (Fonte: <https://mais-aosul.wordpress.com/2014/08/19/rio-grande-do-sul-o-estado-mais-ao-sul/>); (b) mapa destacando a cidade de Montenegro (Fonte: <https://www.google.com/maps>).

anticorpos, e tomaram as vacinas contra tétano, hepatite B e febre amarela. As medidas de proteção – uso de EPI's e vacinas – são ações recomendadas pelo Centro Estadual de Vigilância em Saúde do Rio Grande do Sul na manipulação de morcegos, já que estes animais estão envolvidos no ciclo de algumas zoonoses, tais como a raiva (causada por vírus do gênero *Lyssavirus*), a histoplasmose (causada pelo fungo *Histoplasma capsulatum*) e a doença de Chagas (causada pelo protista *Trypanosoma cruzi*) (CEVS/RS, 2012; CORRÊA *et al.*, 2013).

Os espécimes foram eutanasiados no local de coleta por overdose do anestésico injetável Tiopental® a 2,5%. Em cada morcego foi injetado 0,1 ml de Tiopental® por via intraperitoneal, com seringa de 1 ml e agulha de 12,7 mm x 0,33 mm. Este procedimento é listado como aceitável no “Guia Brasileiro de Boas Práticas em Eutanásia em Animais – Conceitos e Procedimentos Recomendados” (CFMV, 2012) para a eutanásia de pequenos mamíferos e mamíferos terrestres. A morte foi atestada verificando-se a ausência de batimentos cardíacos. Em seguida os animais foram colocados individualmente em sacos plásticos identificados e transportados em isopor com gelo até o Laboratório de Helminologia da UFRGS. No laboratório, os morcegos foram acondicionados no freezer até o momento da necropsia.

No início de cada exame, atribuiu-se ao hospedeiro um número de ordem e em seguida este foi submetido aos procedimentos de determinação da massa corporal, morfometria e maturidade sexual. A obtenção das medidas morfométricas segue o modelo proposto por GREGORIN & TADDEI (2002) e MIRANDA *et al.* (2011): comprimento total (do focinho à ponta da cauda); comprimento cabeça-corpo (da ponta do focinho à borda superior do ânus); comprimento da orelha (desde a base do antitrago até a borda mais distal da orelha); largura da orelha (a maior largura da orelha); comprimento do antebraço (da articulação com o braço até a região proximal dos metacarpos); metacarpo (do carpo até a

articulação com a 1ª falange); falanges (da extremidade proximal à distal de cada falange, utilizando como referência o centro da articulação). A classificação quanto à maturidade dos espécimes foi realizada por meio da análise das placas epifisárias ou placas de crescimento, onde uma das asas do morcego é transiluminada para observação da ausência (adulto) ou presença (jovem) de zonas cartilaginosas nas falanges, conforme descrito por BRUNET-ROSSINNI & WILKINSON (2009) e LOLLAR (2010).

Estes dados foram anotados em um formulário de necropsia (Figura 4), que além destas informações contém dados referentes a coleta, sexo do hospedeiro e infrapopulações de helmintos encontrados. Os morcegos passaram primeiro por uma inspeção externa e após foram necropsiados. Na necropsia foi feita uma incisão ventral no animal (Figura 5a), no sentido do órgão genital externo até a região do esôfago/traqueia. Os órgãos internos foram retirados e separados em placas de petri contendo solução salina fisiológica 0,85% (Figura 5b), para posterior análise com o auxílio do estereomicroscópio (AMATO & AMATO, 2010).

FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE MAMÍFEROS

JFA-

HOSPEDEIRO

MORCEGOS

Nome genérico/específico: _____

Local de coleta: _____

Data da coleta: _____

Modo de captura: _____

Armazenagem: () não () refrigerador () congelador

Data da necropsia: _____

Sexo: () macho () fêmea Jovem: () Adulto: ()

Obs.: _____

Peso (g): _____

Medidas (mm):

Comprimento total (Ct): _____

Comprimento cabeça-corpo (Ccc): _____

Comprimento da orelha (Or): _____

Largura da orelha (Lo): _____

Antebraço (At): _____

Metacarpo (Me): _____

1ª Falange (1ª Fa): _____

2ª Falange (2ª Fa): _____



PARASITOS

Ânus: _____

Bandeja: _____

Boca: _____

Cavidade abdominal: _____

Coração: _____

Esôfago: _____

Estômago: _____

Faringe/ laringe: _____

Fígado: _____

Intestino anterior: _____

Intestino posterior: _____

Ovário/Testículos: _____

Pulmões: _____

Rins: _____

Traqueia: _____

Vesícula biliar: _____

Figura 4. Formulário para necropsia de morcegos



Figura 5. Procedimentos de necropsia no laboratório de helmintologia da UFRGS. (a) incisão ventral no hospedeiro; (b) órgãos separados para posterior análise.

3.3. Coleta e processamento dos parasitos

A coleta e o processamento dos parasitos, descritos a seguir, estão de acordo com AMATO & AMATO (2010).

Na coleta dos parasitos os órgãos tubulares, como os intestinos delgado e grosso, foram abertos longitudinalmente com tesoura cirúrgica de ponta fina, e os não tubulares, como coração e fígado, dilacerados com pinça e agulha histológica. Quando a análise e visualização dos órgãos estavam sendo dificultadas por sangue e detritos, os órgãos foram lavados com água corrente, em peneira com malha de 100 µm ou 154 µm de abertura, para remoção daquelas substâncias. A boca e a cavidade abdominal foram lavados com jatos de solução salina fisiológica 0,85% para a verificação da presença de helmintos.

Os helmintos foram processados, fixados e corados de acordo com técnicas específicas para cada grupo. Estas etapas são necessárias para evitar a decomposição dos tecidos do parasito e permitir a visualização das estruturas internas do mesmo para posterior determinação.

Os trematódeos digenéticos encontrados foram transferidos para uma placa de petri contendo solução salina fisiológica 0,85%. Em seguida, foram comprimidos entre lâmina e lamínula em uma placa de petri contendo A.F.A. (etanol 70° GL, formalina comercial (37 a 40%) e ácido acético glacial), em temperatura ambiente, por tempo variável; depois da compressão foram mantidos na mesma solução por 48h. Uma parcela da amostra, devido às pequenas dimensões corporais, não foram comprimidas para evitar a perda do parasito por rompimento do corpo, então foram colocados direto em A.F.A. e mantidos por 48h, e após foram colocados em etanol 70° GL para conservação.

Os cestóides adultos foram colocados em solução de limpeza (detergente e água da torneira), agitados vagarosamente e posteriormente comprimidos entre lâmina e lamínula em uma placa de petri contendo A.F.A., em temperatura ambiente, por tempo

variável; depois da compressão foram mantidos na mesma solução por 48h. Os cestoides juvenis não foram colocados em solução de limpeza e não foram comprimidos para evitar perda e rompimento do corpo; quando coletados, foram colocados direto em A.F.A. e também mantidos nesta solução por 48h. Posteriormente foram transferidos para um frasco contendo etanol 70° GL para conservação até a coloração.

Os nematoides foram removidos do hospedeiro e transferidos para placa de petri contendo solução salina fisiológica 0,85%. Posteriormente foram fixados em A.F.A. aquecido a 65° C, para provocar o relaxamento da musculatura, e mantidos nesta solução por 48h. Em seguida foram conservados em etanol 70° GL.

Os digenéticos e os cestoides foram corados por meio do processo regressivo com hematoxilina de Delafield. Esta técnica consiste em corar os helmintos com excesso de hematoxilina, que posteriormente é removida com um diferenciador (etanol 70° GL + 0,5% de ácido clorídrico) até o momento em que os tecidos e órgãos estejam aparentes. Neste processo os helmintos são passados por diferentes recipientes contendo alcoóis em diferentes concentrações, água destilada, hematoxilina de Delafield, água de torneira ou água amoniacal, diferenciador e etanol absoluto (Figura 6). Após, os espécimes foram diafanizados em óleo de cedro e a montagem das lâminas foi realizada com bálsamo do Canadá. Já os nematoides foram clarificados em Lactofenol de Amann (fenol + ácido láctico + glicerina + água) e montados em lâminas temporárias nesta solução; após a observação de suas estruturas no microscópio óptico Leitz Dialux EB, os indivíduos foram recolocados em frascos com etanol 70° GL.



Figura 6. Recipientes contendo as soluções utilizadas na bateria de coloração dos helmintos.

3.4. Medidas

As medidas dos espécimes estudados foram feitas com microscópio óptico Zeiss Axiolab. A unidade métrica utilizada para mensurar os caracteres contidos nas descrições das espécies foi o micrômetro (μm); quando não utilizada esta medida, a adotada está especificada no texto. Para cada caráter está discriminado o valor mínimo e máximo, seguidos entre parênteses pela média, desvio padrão e número de espécimes medidos.

Nas descrições dos digenéticos foram utilizados os termos “forebody” e “hindbody” que correspondem, respectivamente, as regiões anterior e posterior, separadas por uma linha imaginária transversal no meio do acetábulo (YAMAGUTI, 1971).

3.5. Determinação dos helmintos

Os helmintos foram determinados até a categoria de gênero com o auxílio de chaves dicotômicas especializadas. Para a identificação de trematódeos digenéticos utilizou-se as chaves de YAMAGUTI (1971), GIBSON *et al.* (2002), JONES *et al.* (2005) e BRAY *et al.* (2008); para cestóides as chaves de identificação utilizadas foram as de SCHMIDT (1986) e KHALIL *et al.* (1994); e para nematóides as chaves de YAMAGUTI (1961), ANDERSON *et al.* (2009) e GIBBONS (2010). A determinação das espécies foi realizada com o auxílio de trabalhos científicos publicados em periódicos.

3.6. Desenhos e fotomicrografias

Os desenhos dos helmintos foram feitos com microscópio óptico Leitz Dialux EB, com câmara clara acoplada. Após foram digitalizados, vetorizados, finalizados e montados no programa CorelDRAW Graphics Suite X7.

As fotomicrografias foram obtidas por meio do microscópio óptico Zeiss Axiolab com câmara fotográfica MC80 DX acoplada e com a utilização de filme negativo (Kodak

Gold, ISO 100). As pranchas com as imagens foram montadas com o programa CorelDRAW Graphics Suite X7.

3.7. Depósito dos espécimes

Os espécimes representativos das espécies de helmintos estudados serão depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), no Rio de Janeiro/RJ, e na Coleção Helminológica do Departamento de Zoologia (CHDZ) da UFRGS, em Porto Alegre/RS.

3.8. Análise dos dados

Para cada espécie de helminto foi calculado os parâmetros ecológicos de prevalência, intensidade média de infecção, abundância média de infecção e amplitude de acordo com BUSH *et al.* (1997). A **prevalência** corresponde ao número de hospedeiros infectados por uma determinada espécie de parasito dividido pelo número de hospedeiros examinados, sendo o resultado expresso em porcentagem; a **intensidade média** é o número total de parasitos de uma espécie particular dividido pelo número de hospedeiros infectados por esta espécie; a **abundância média** é o número total de parasitos de uma única espécie dividido pelo número total de hospedeiros examinados; e a **amplitude** corresponde ao valor mínimo e máximo de espécimes de uma espécie encontrados infectando o hospedeiro.

Para cada espécie componente da helmintofauna de *T. brasiliensis* foi calculado o valor de importância (I) conforme THUL *et al.* (1985). Este valor foi calculado utilizando-se a seguinte fórmula:

$$I_j = \frac{(M_j) A_j \cdot B_j}{\sum A_i \cdot B_i} \times 100$$

onde: M_j = fator de maturidade (considera-se 1 se pelo menos um espécime adulto for encontrado na espécie j , e 0 se houver somente indivíduos imaturos na espécie j); A_j = número de espécimes encontrados da espécie j ; B_j = número de hospedeiros infectados com a espécie j ; $A_i.B_i$ = somatório de $A.B$ para todas as espécies de helmintos encontradas no hospedeiro. Se $I \geq 1,0$ a espécie é considerada dominante, indicando que esta é característica da helmintofauna do hospedeiro; se $0,01 \leq I < 1,0$ a espécie é classificada como codominante, ou seja, contribui de forma significativa para fauna de helmintos do hospedeiro, porém em menor grau que uma espécie dominante; se $0 < I < 1,0$ a espécie é classificada como subordinada, apontando que esta espécie ocorre com pouca frequência no hospedeiro e não contribui significativamente para a sua helmintofauna apesar de se desenvolver e reproduzir; se $I=0$ a espécie é considerada pioneira mal sucedida, mostrando que apesar da espécie conseguir infectar o hospedeiro ela não matura nem se reproduz nele, pois provavelmente é característica da helmintofauna de outro hospedeiro.

As espécies de helmintos também foram classificadas de acordo com sua frequência na comunidade componente em espécies centrais (prevalência $\geq 70\%$), secundárias (prevalência entre 40% e 70%) ou satélites (prevalência $\leq 40\%$) seguindo a classificação de BUSH & HOLMES (1986).

A riqueza de espécies de parasitos para *T. brasiliensis* foi avaliada empregando-se o estimador Jackknife de primeira ordem (Jackknife 1), com o auxílio dos programas EstimateS 9.1 (COLWELL, 2013) e Statistica 7.0 (STATSOFT, 2007). As variáveis comprimento e peso dos hospedeiros foram analisadas comparativamente utilizando-se o teste t de Student, por meio do programa BioEstat 5.0 (AYRES *et al.*, 2005), para avaliar se existiam diferenças entre machos e fêmeas. A influência do sexo e maturidade dos hospedeiros na riqueza e abundância das espécies de parasitos foi examinada por meio da

análise de variância (ANOVA), no programa Statistica 7.0 (STATSOFT, 2007). O nível de significância utilizado para as análises estatísticas foi de 95% ($\alpha = 0,05$).

4. RESULTADOS

4.1. Descrição, comentários e resenha taxonômica dos helmintos

4.1.1. Trematódeos digenéticos

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Plagiorchioidea Lühe, 1901

Família Urotrematidae Poche, 1926

Gênero *Urotrema* Braun, 1900

Urotrema scabridum Braun, 1900

(Figuras 7-9)

Descrição: Plagiorchioidea, Urotrematidae. Baseada em um espécime corado em hematoxilina de Delafield e montado “*in toto*”. Corpo alongado com 3 mm de comprimento e 0,47 mm de largura máxima. Tegumento com pequenos espinhos. ‘Forebody’ com 1 mm de comprimento e ‘hindbody’ com 2 mm de comprimento. Ventosa oral subterminal com 100 de comprimento e 102 de largura. Pré-faringe curta com 15 de comprimento e 17 de largura. Faringe musculosa medindo 47 de comprimento por 45 de largura. Esôfago com 230 de comprimento e 17 de largura. Cecos longos estendendo-se

após a região final do testículo posterior. Poro genital localizado próximo à extremidade posterior. Acetábulo ligeiramente maior que a ventosa oral medindo 117 de comprimento e 120 de largura e distante 670 da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro presente e bem desenvolvida, localizada próximo à extremidade posterior do corpo. Dois testículos arredondados pós-ovarianos, intracecais, dispostos verticalmente; testículo anterior com 140 de comprimento e 170 de largura, e testículo posterior com 150 de comprimento e 180 de largura. Ovário redondo, mediano, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 150 de diâmetro. Útero longo, pós-ovariano, intra e extracecal, localizado no 'hindbody', com alças passando entre os testículos e a bolsa do cirro. Ovos numerosos e pequenos, com 20 de comprimento e 10 de largura. Vitelário pós-acetabular, principalmente extracecal, localizado na zona ovariana, com folículos pequenos.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino posterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 1,58%

Intensidade média de infecção: 1 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,01 espécime/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1 espécime/hospedeiro

Comentários

Digenéticos da família Urotrematidae são conhecidos por ocorrerem nas Américas do Norte, Central e do Sul, na África e na Ásia, e por serem parasitos de morcegos insetívoros, roedores, lagartos do gênero *Anolis* e peixes de água doce (FONT & LOTZ,

2008). Dentre as características distintivas das espécies pertencentes a esta família destacam-se o tegumento contendo espinhos, cecos longos terminando perto da extremidade posterior ou na parte anterior do ‘hindbody’, bolsa do cirro e poro genital localizados na extremidade posterior do corpo, ovário pré-testicular, presença de dois testículos, alças uterinas pós-ovarianas podendo ou não passar entre os testículos e ovos operculados pequenos (YAMAGUTI, 1971; FONT & LOTZ, 2008).

A família Urotrematidae é composta por quatro gêneros: *Urotrema* Braun, 1900; *Urotrematulum* Macy, 1933; *Sinineobucephalopsis* Zhang, Pan & Li, 1987; e *Sinogastromyzontrema* Li, Zhang & Li, 1988. Para hospedeiros quirópteros, há registros na América do Sul de apenas uma espécie parasita desta família, *Urotrema scabridum* Braun, 1900 (FONT & LOTZ, 2008; SANTOS & GIBSON, 2015). Esta espécie já foi registrada parasitando várias espécies de morcegos insetívoros nas Américas do Norte, Central e do Sul e na África (CABALLERO, 1942; FREITAS & DOBBIN JR., 1962; MAÑÉ-GARZÓN & TELIAS, 1965; TRAVASSOS *et al.*, 1969; CASTIBLANCO & VÉLEZ, 1982; GUZMÁN-CORNEJO *et al.*, 2003; FONT & LOTZ, 2008; PESENTI *et al.*, 2015). TRAVASSOS *et al.* (1969) afirmam que, pelo fato de seus hospedeiros quirópteros apresentarem ampla distribuição geográfica, *U. scabridum* pode ser encontrada em diferentes localidades.

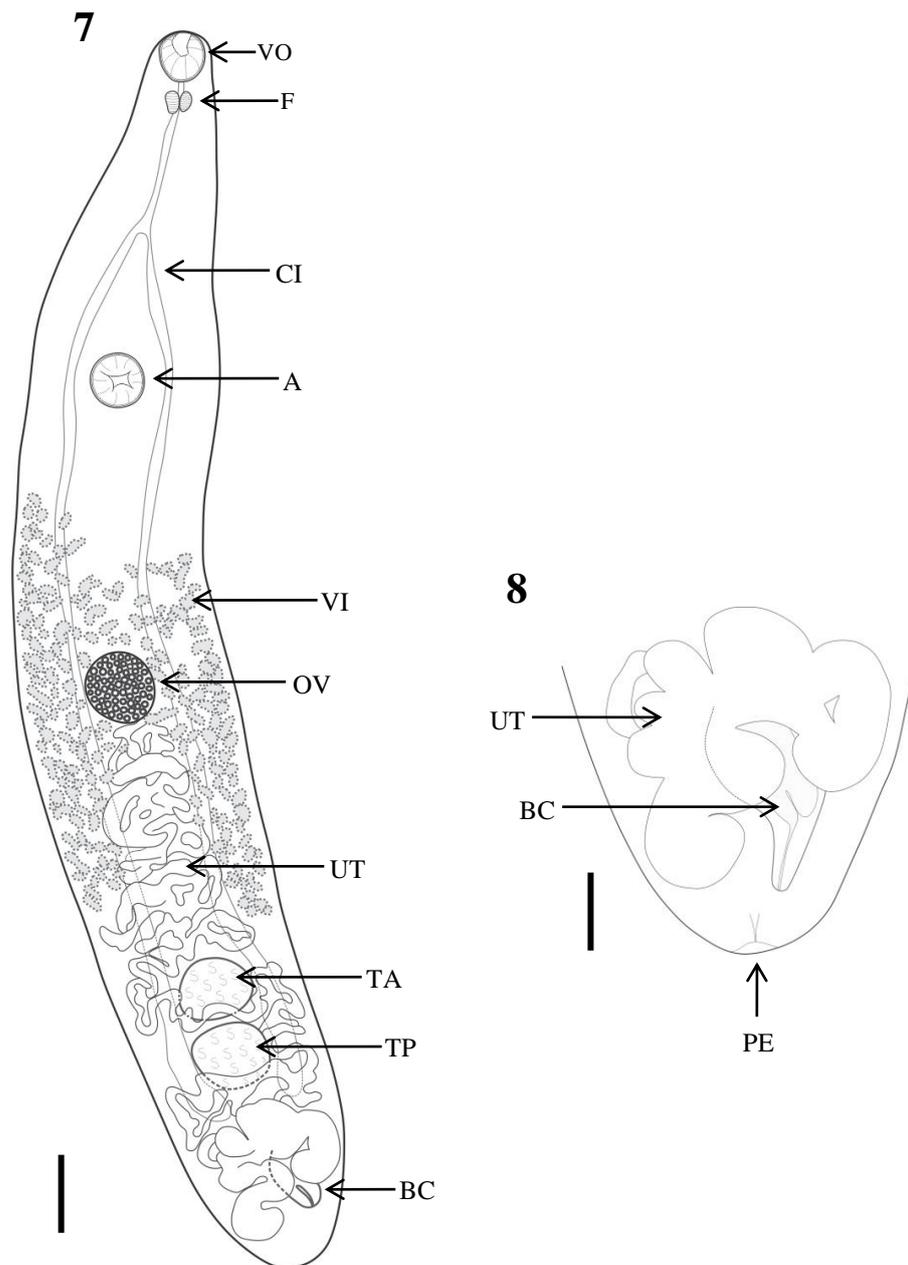
Não existem informações sobre o ciclo de vida de *U. scabridum* (CASTIBLANCO & VÉLEZ, 1982; FONT & LOTZ, 2008) e, segundo FONT & LOTZ (2008), baseado nas informações que temos sobre a biologia das espécies hospedeiras parasitadas por helmintos dos gêneros *Urotrema* e *Urotrematulum*, podemos inferir que insetos são seus hospedeiros intermediários.

BRAUN (1900a), CABALLERO (1942) e CABALLERO & GROCOTT (1960) reconhecem os seguintes nomes como sinônimos de *U. scabridum*: *U. shillingeri* Price, 1931; *U. lasiurense* Alicata, 1932; *U. minutum* Macy, 1933; *Urotrematulum attenuatum*

Macy, 1933 e *U. aelleni* Baer, 1957. Estes sinônimos, entretanto, são considerados espécies válidas por YAMAGUTI (1971).

A espécie foi determinada em conformidade com as características morfológicas descritas e dados morfométricos obtidos por BRAUN (1900a), CABALLERO (1942), LENT *et al.* (1945), FREITAS & DOBBIN JR. (1962), MAÑÉ-GARZÓN & TELIAS (1965), TRAVASSOS *et al.* (1969), CASTIBLANCO & VÉLEZ (1982) e CARO *et al.* (2003).

No espécime analisado no presente estudo encontraram-se pouquíssimos espinhos em regiões isoladas da superfície corporal, que podem ter sido perdidos durante o processo de coleta do hospedeiro e manipulação, já que são estruturas muito delicadas. Entretanto, a presença de espinhos ao longo do corpo é mencionada na literatura utilizada para a determinação da espécie, onde é relatado diferenças com relação à distribuição dos espinhos. CABALLERO (1942) menciona que os espinhos distribuem-se até a borda anterior do testículo anterior ou por detrás do ovário, enquanto que MAÑÉ-GARZÓN & TELIAS (1965) dizem que estes alcançam a borda posterior do testículo anterior. CASTIBLANCO & VÉLEZ (1982) nos informam que os espinhos medem 0,007 a 0,024 de comprimento.



Figuras 7-8. *Urotrema scabridum*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama composto incompleto. (7) espécime “*in toto*”, vista ventral. (8) região posterior. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo; VI- vitelário; OV- ovário; UT- útero; TA- testículo anterior; TP- testículo posterior; BC- bolsa do cirro; PE- poro excretor. Barra = 7: 150 µm; 8: 150 µm.



Figura 9. Fotomicrografia de *Urotrema scabridum*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, espécime “*in toto*”. Barra = 150 μm .

Superfamília Microphalloidea Ward, 1901

Espécie não identificada

(Figuras 10-11)

Descrição: Microphalloidea. Baseada em um espécime corado em hematoxilina de Delafield e montado “*in toto*”. Corpo alongado com 530 de comprimento e 150 de largura máxima. Tegumento liso. ‘Forebody’ com 75 de comprimento e ‘hindbody’ com 57 de comprimento. Ventosa oral subterminal com 67 de comprimento e 72 de largura. Pré-faringe presente. Faringe medindo 27 de diâmetro. Cecos longos estendendo-se até a região posterior. Bifurcação cecal pré-equatorial, localizada no ‘forebody’. Acetábulo medindo 52 de diâmetro, distante 70 da extremidade anterior do corpo.

Resenha taxonômicaHospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino anterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 1,58%

Intensidade média de infecção: 1 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,01 espécime/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1 espécime/hospedeiro

Comentários

Os membros de Microphalloidea apresentam ampla distribuição geográfica e são encontrados parasitando vários tipos de órgãos em todos os grupos de vertebrados

(BRAY *et al.*, 2008). As características principais de seus representantes são presença da ventosa oral e acetábulo, sendo este raramente ausente; bifurcação cecal no 'forebody'; dois cecos, que podem estar atrofiados ou ausentes; dois testículos com forma e posição variável; um ovário com posição variável; vitelário folicular; e poro excretor terminal ou subterminal (BRAY *et al.*, 2008).

A superfamília Microphalloidea abriga as duas principais famílias de digenéticos que parasitam morcegos, Lecithodendriidae Lühe, 1901 e Phanerosolidae Mehra, 1935 (SANTOS & GIBSON, 2015). A família Lecithodendriidae é caracterizada por ter um poro genital mediano e pela ausência da verdadeira bolsa do cirro e cirro, e a Phanerosolidae pela presença de uma bolsa do cirro bem desenvolvida (BRAY *et al.*, 2008).

O espécime analisado neste presente trabalho não pode ser classificado na categoria de gênero e espécie porque estruturas importantes para identificação, como bolsa do cirro, testículos e vitelário, não puderam ser visualizadas porque não ficaram visíveis após a coloração. Desta forma designamos este indivíduo como pertencente à superfamília Microphalloidea pela posição característica do acetábulo, que é mais próximo à região posterior do corpo, já que algumas categorias inseridas neste táxon como Phanerosolidae e Pleurogenidae Looss, 1899 podem apresentar este padrão, e pelo fato desta superfamília conter as principais famílias que parasitam quirópteros.

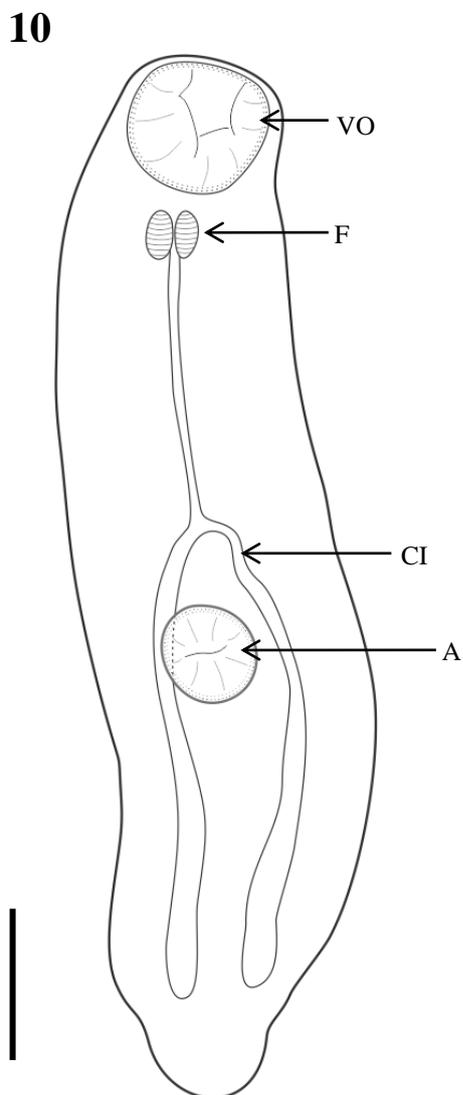


Figura 10. Espécie não identificada da superfamília Microphalloidea, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama incompleto, espécime “*in toto*”, vista ventral. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo. Barra = 70 μ m.



Figura 11. Fotomicrografia da espécie não identificada da superfamília Microphalloidea, parasito de *Tadarida brasiliensis*, espécime “*in toto*”. Barra = 70 μm .

Família Lecithodendriidae Lühe, 1901

Gênero *Ochoterenatrema* Caballero, 1943

***Ochoterenatrema* sp.**

(Figuras 12-15)

Descrição: Microphalloidea, Lecithodendriidae. Baseada em 25 espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo oval a piriforme, com 320-790 (572±114; n = 25) de comprimento e 200-520 (340±73; n = 25) de largura máxima. Tegumento sem espinhos. ‘Forebody’ com 190-410 (291±54; n = 25) de comprimento e ‘hindbody’ com 120-380 (281±69; n = 25) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 75-120 (95±11; n = 25) de comprimento e 77-130 (102±13; n = 25) de largura. Pré-faringe ausente. Faringe pouco musculosa com 25-42 (30±4; n = 25) de comprimento por 20-52 (35±7; n = 25) de largura. Esôfago com 20-45 (28±9; n = 7) de comprimento e 15-35 (24±10; n = 3) de largura. Cecos curtos, estendendo-se até a região pré-testicular ou alcançando região anterior dos testículos. Acetábulo equatorial ou subequatorial, ao nível dos testículos ou anterior a eles, medindo 47-130 (86±18; n = 24) de comprimento e 52-140 (91±17; n = 25) de largura, e distante 162-355 (248±47; n = 24) da extremidade anterior do corpo. ‘Pseudogonotyl’ localizado na margem esquerda do acetábulo, em posição superior ou mediana. Falsa bolsa do cirro presente, bem desenvolvida, esférica a oval, mediana, localizada entre a bifurcação do esôfago e o acetábulo, medindo 50-167 (90±33; n = 23) de comprimento e 50-145 (98±35; n = 23) de largura. Dois testículos arredondados, pós-cecais, localizados lateralmente na zona acetabular ou posterior a ela, em linha horizontal; testículo direito com 62-157 (95±21; n = 25) de comprimento e 57-147 (88±21; n = 25) de largura, e testículo esquerdo com 62-147 (88±26; n = 23) de

comprimento e 50-125 (82 ± 18 ; $n = 24$) de largura. Ovário arredondado ou ligeiramente lobado, lateral ou mediano (superior ou inferior), com campo podendo coincidir parcialmente ou quase totalmente com o testículo direito ou com o acetábulo, medindo 47-187 (110 ± 37 ; $n = 16$) de comprimento e 57-182 (108 ± 31 ; $n = 23$) de largura. Útero localizado no 'hindbody', com alças que podem sobrepor-se a região posterior dos testículos, ovário e acetábulo. Ovos numerosos e pequenos, chegando às vezes a ocupar toda a porção do 'hindbody', com 17-22 (20 ± 2) de comprimento e 10-12 (11 ± 1) de largura. Vitelário lateral com folículos pequenos, podendo se estender desde a região anterior aos cecos, às vezes sobrepondo-se a estes, até a porção anterior dos testículos. Poro excretor terminal.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino anterior e posterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 31,64%

Intensidade média de infecção: 9,80 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,11 espécimes/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-67 espécimes/hospedeiro

Comentários

Os representantes da família Lecithodendriidae tem ampla distribuição geográfica, e são encontrados parasitando principalmente o intestino de morcegos e ocasionalmente aves (LOTZ & FONT, 2008a). Esta família, junto com a Phaneropsolidae, formam o maior grupo de trematódeos parasitos de quirópteros (SANTOS & GIBSON, 2015).

O gênero *Ochoterenatrema* foi proposto por CABALLERO (1943) a partir de espécimes coletados nos quirópteros *Tadarida brasiliensis* e *Natalus mexicanus* Miller, 1902 no México. A principal característica do grupo é a presença do ‘pseudogonotyl’ ao lado esquerdo do acetábulo, uma modificação da parede do corpo que é bulbosa quando evertida e semelhante a uma bolsa quando invertida, e que em alguns espécimes pode ser de difícil visualização (CABALLERO, 1943; CAIN, 1966; LOTZ & FONT, 2008a). O ‘pseudogonotyl’ é formado por uma cutícula espessa, contém várias células glandulares unicelulares que secretam através da cutícula uma substância semelhante a muco, e não está associado aos gonodutos (CAIN, 1966).

Outros caracteres típicos presentes nos representantes do gênero são: ausência de pré-faringe; cecos curtos; testículos laterais e equatoriais; poro genital com abertura ao lado esquerdo do acetábulo; falsa bolsa do cirro (chamada por alguns autores de massa prostática) situada entre o acetábulo e a bifurcação cecal; vesícula excretora em forma de V e poro excretor terminal (CABALLERO, 1943; DUBOIS, 1960; TRAVASSOS *et al.*, 1969; LOTZ & FONT, 2008a).

SANTOS & GIBSON (2015), em sua lista de helmintos parasitos de morcegos da América do Sul, citam quatro espécies de digenéticos do gênero *Ochoterenatrema* com ocorrência e registro para esta região: *Ochoterenatrema labda* Caballero, 1943, *Ochoterenatrema diminutum* (Chandler, 1938), *Ochoterenatrema caballeroi* (Freitas, 1957) e *Ochoterenatrema fraternum* Freitas & Ibañez, 1963. Na análise de artigos relacionados a estas espécies percebeu-se que suas descrições são praticamente idênticas, ocorrendo apenas sutis diferenciações, o que ocasiona certa confusão na determinação de espécies.

DUBOIS, em 1960, transferiu a espécie *Limatulum diminutum* Chandler (1938) para o gênero *Ochoterenatrema*, pois ela apresentava todas as características dos

representantes deste grupo; este autor afirmou neste mesmo trabalho que *O. diminutum* (anteriormente *L. diminutum*) é idêntica a *O. caballeroi*, sendo a única exceção a posição do ovário, onde naquela é situado na linha mediana e nesta é lateral, próximo a um dos testículos. FREITAS & HERRERA (1963) dizem que *O. fraternum* é semelhante a *O. labda*, diferindo desta apenas pelo fato do acetábulo ser menor que a ventosa oral e o ovário não ser lobulado; e afirmam ainda que *O. fraternum* distingue-se de *O. caballeroi* pela relação das ventosas (menor na primeira espécie), pelo aspecto da falsa bolsa do cirro e dos vitelários.

CAIN (1966) diz que *O. diminutum* e *O. caballeroi* devem ser consideradas sinônimos, pois o tamanho do corpo e das estruturas internas destas duas espécies se sobrepõem. CAIN (1966) também menciona que deve ser calculada a relação entre ventosa oral e acetábulo para distinguir a espécie *O. diminutum* de *O. labda*.

Ao analisar indivíduos de *O. diminutum* em um estudo realizado em Cuba, ODENING (1969) percebeu que estes eram muito semelhantes a *O. fraternum*, e concluiu que provavelmente *O. fraternum* é sinônimo de *O. diminutum*. LOTZ & FONT (1983) consideram *O. diminutum* e *O. caballeroi* como sinônimos, e afirmam que os espécimes que eles coletaram em sua pesquisa eram diferentes de *O. labda* e *O. fraternum*.

Por sua vez, LUNASCHI (2002a) concorda que *O. diminutum* é diferente de *O. labda*, porque os caracteres morfométricos de ambos e a distribuição das células glandulares, que na primeira espécie estão restritas ao ‘pseudogonotyl’ e na segunda em torno de uma ampla zona que envolve o acetábulo, são diferentes. Entretanto, relacionado aos padrões morfométricos, CAIN (1966) discorre que *O. labda* apresenta grandes dimensões corporais depois que se torna ovígera, e que ao examinar morcegos durante a estação do verão percebeu que os indivíduos desta espécie parasita eram pequenos, mas

maiores do que os tamanhos típicos, documentados na literatura, em morcegos mantidos em cativeiro por 2 a 6 meses.

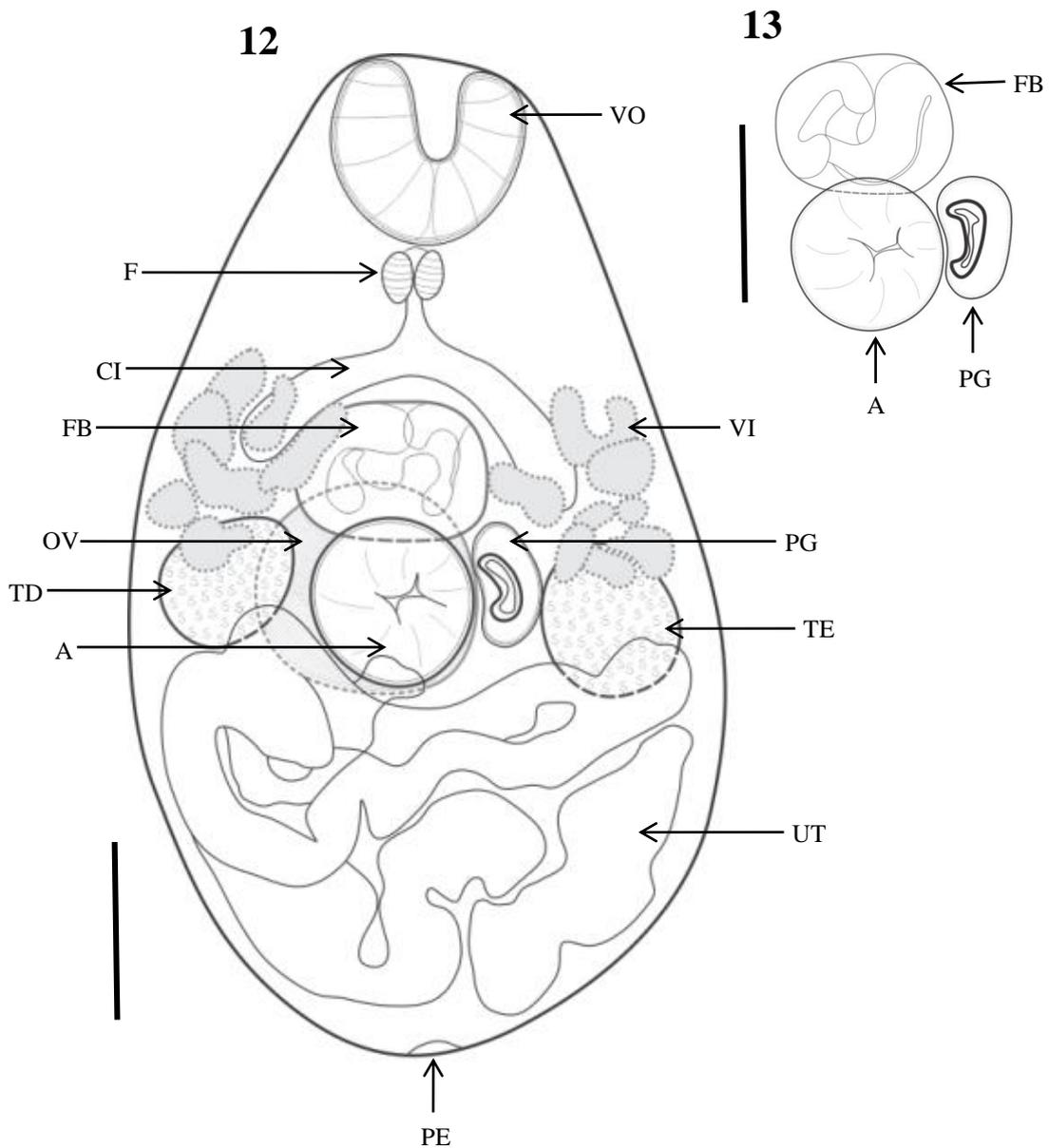
Baseado nos relatos nas descrições feitas por CABALLERO (1943), FREITAS (1957), FREITAS & HERRERA (1963), CAIN (1966), ODENING (1969), TRAVASSOS *et al.* (1969), CASTIBLANCO & VÉLEZ (1982), LOTZ & FONT (1983); LUNASCHI (2002a; 2002b) fica evidente que o gênero *Ochoterenatrema* necessita de uma revisão para esclarecer a questão sobre sinonímia das espécies representantes do grupo, e concluiu-se que *O. labda*, *O. diminutum*, *O. caballeroi* e *O. fraternum* podem ser uma única espécie. Por esta razão optou-se por não determinar a espécie dos indivíduos coletados neste trabalho, já que ao compararmos suas características morfológicas e morfométricas aos trabalhos mencionados, percebemos a identificação destes com todas as quatro espécies de *Ochoterenatrema* com ocorrência para a América do Sul.

Não foi observado espinhos no tegumento nas espécies coletadas em *T. brasiliensis* em Montenegro/RS. Isto corrobora CABALLERO (1943), CAIN (1966) e LUNASCHI (2002b) para *O. labda*, e TRAVASSOS *et al.* (1969) e FREITAS (1957) para *O. caballeroi*. Ao contrário, CASTIBLANCO & VÉLEZ (1982) assinalam que o corpo de *O. labda* é coberto com espinhos, sendo mais abundantes na parte anterior do corpo e diminuindo em direção a extremidade posterior; os autores nos informam que os espinhos medem 0,004-0,006 mm de comprimento. LUNASCHI (2002a) descreve que o corpo de *O. diminutum* é todo coberto com espinhos delicados.

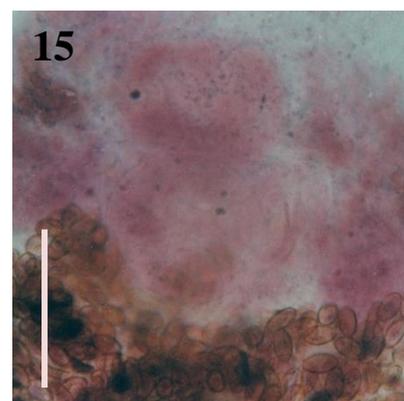
Sobre diferenças quanto à forma e a posição de algumas estruturas: FREITAS (1957) descreve que o ovário de *O. caballeroi* é mais ou menos arredondado e às vezes um pouco lobado; os vitelários são pouco desenvolvidos e podem atingir a região mediana do corpo, na zona de bifurcação dos cecos. FREITAS & HERRERA (1963) informam que a falsa bolsa do cirro de *O. fraternum* pode ser um pouco deslocada lateralmente; o vitelário tem

folículos muito desenvolvidos, e são quase que totalmente extra cecais. CAIN (1966) sobre *O. labda* diz que o ovário pode variar a forma de lobado a não lobado, e ter posição variável, estando localizado desde a direita da linha mediana, lateralmente ou anterior ao acetábulo; e o vitelário pode estar situado anterior aos cecos ou sobrepô-los. De acordo com ODENING (1969) os testículos de *O. diminutum* podem ser pré ou periacetabular, e o ovário pode estar localizado ligeiramente após os testículos ou próximo ao acetábulo, ocorrendo raramente após esta estrutura. LUNASCHI (2002b) descreve que o vitelário de *O. labda* apresenta folículos grandes.

Informações adicionais sobre a estrutura reprodutiva masculina e feminina de *Ochoterenatrema* são dadas por: (1) CAIN (1966) registra em *O. labda* a falsa bolsa do cirro contendo vesícula seminal e complexo prostático; (2) FREITAS & HERRERA (1963) citam que a falsa bolsa do cirro em *O. fraternum* tem um número considerável de células prostáticas e nítida vesícula seminal sinuosa, presença de espermateca, e presença de Glândula de Mehlis na zona ovariana; (3) FREITAS (1957) observou que o Canal de Laurer está presente em *O. caballeroi*; e (4) LUNASCHI (2002a,b) descreve, em *O. labda*, que o poro genital está sobre a borda anterior do acetábulo e que o útero termina em um metratermo curto, e em *O. diminutum* a falsa bolsa do cirro inclui a vesícula seminal dobrada, a pars prostática curta e bulbosa, e um ducto ejaculatório curto.



Figuras 12-13. *Ochoterenatrema* sp., parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama incompleto. (12) espécime “*in toto*”, vista ventral. (13) detalhe do acetábulo, ‘pseudogonotyl’ e falsa bolsa do cirro. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo; PG- ‘pseudogonotyl’; VI- vitelário; OV- ovário; UT- útero; TD- testículo direito; TE- testículo esquerdo; FB- falsa bolsa do cirro; PE- poro excretor. Barra = 12:150 μ m; 13: 150 μ m.



Figuras 14-15. Fotomicrografia de *Ochoterenatrema* sp., parasito de *Tadarida brasiliensis*. (14) espécime “*in toto*”. (15) detalhe do acetábulo, ‘pseudogonotyl’ e falsa bolsa do cirro. Barra = 14:150 μm ; 15:90 μm .

Família Phaneropsolidae Mehra, 1935 (Syn. Parabascinae Yamaguti, 1958)

Gênero *Limatum* Travassos, 1921

Limatum oklahomense Macy, 1931

(Figuras 16-17)

Descrição: Microphalloidea, Phaneropsolidae. Baseada em dois espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo oval com 1 (n = 2) de comprimento e 553-592 (573±28; n = 2) de largura máxima. Tegumento com pequenos espinhos. ‘Forebody’ com 553-573 (563±14; n = 2) de comprimento e ‘hindbody’ com 513-553 (533±28; n = 2) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 227-232 (230±4; n = 2) de comprimento e 240-260 (250±14; n = 2) de largura. Pré-faringe ausente. Faringe muscular medindo 62 (n = 2) de comprimento por 57-650 (61±5; n = 2) de largura. Cecos curtos estendendo-se até a região pré-testicular. Poro excretor localizado na extremidade posterior. Acetábulo medindo 237-252 (245±10; n = 2) de comprimento e 242-247 (245±3; n = 2) de largura, distante 430-450 (440±14; n = 2) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro virguliforme bem desenvolvida, localizada do lado esquerdo do acetábulo, medindo 200-222 (213±18; n = 2) de comprimento, 22-32 (27±7; n = 2) de largura na porção anterior e 70-80 (75±7; n = 2) de largura na porção posterior. Poro genital situado próximo da extremidade posterior do acetábulo. Dois testículos arredondados ou ovalados, pós-ovarianos, localizados na zona acetabular; testículo direito com 155-225 (190±49; n = 2) de comprimento e 100-120 (110±14; n = 2) de largura, e testículo esquerdo com 120-155 (137±25; n = 2) de comprimento e 100-120 (110±14; n = 2) de largura. Ovário redondo ou oval, pré-acetabular e pré-testicular, medindo 70-120 (95±35; n = 2) de comprimento e 90-115 (102±18; n = 2) de largura. Útero longo, pós-ovariano, inter e

extracecal, com alças sobrepondo-se ao acetábulo e a bolsa do cirro. Ovos numerosos e pequenos, com 22 de comprimento e 12 de largura. Vitelário com folículos pequenos, localizado na região extracecal, e não excedendo o comprimento dos cecos.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Estômago

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 1,58%

Intensidade média de infecção: 2 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 espécimes/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 2 espécimes/hospedeiro

Comentários

O gênero *Limatulum* Travassos 1921 é constituído por organismos que parasitam o estômago e o intestino de quirópteros das Américas do Norte e do Sul (LOTZ & FONT, 2008b). Foi descrito a partir de material coletado do estômago de um morcego molossídeo, no Brasil (DUBOIS, 1964). As características distintivas do gênero são ventosas grandes subiguais, um par de cecos curtos, ovário pré-acetabular, e uma bolsa do cirro virguliforme, recurvada e ao lado do acetábulo (DUBOIS, 1964).

Quatro espécies do gênero foram registradas parasitando morcegos da região sul-americana: *Limatulum bevicocum* Mañé-Garzon & González, 1976; *Limatulum gastroides* Macy, 1935; *Limatulum oklahomense* Macy, 1931; *Limatulum umbilicatum* (Vélez & Thatcher, 1992) (SANTOS & GIBSON, 2015). Os

espécimes analisados no presente estudo foram descritos como *L. oklahomense* baseado em comparações morfológicas e morfométricas feitas com os trabalhos de (MACY, 1931; LENT *et al.*, 1945; DUBOIS, 1964; TRAVASSOS *et al.*, 1969).

Limatulum oklahomense é a espécie tipo do gênero ao qual faz parte, e foi descrita a partir de *Tadarida brasiliensis cynocephala* (Le Conte, 1831); tem por sinônimos os nomes *L. limatulum* (Braun, 1900) Travassos, 1921 e *L. solitarium* Pérez Viguera, 1942 (DUBOIS, 1964; TRAVASSOS *et al.*, 1969; YAMAGUTI, 1971; FOSTER & MERTINS, 1996).

LUNASCHI (2004) apresenta *L. limatulum* como sinônimo de *Limatuloides limatulus* (Braun) Dubois, 1964, atualmente designada por *Parabascus limatulus* (Braun, 1900) (LOTZ & FONT, 2008b; SANTOS & GIBSON, 2015). Já MACY (1931) considerou *L. limatulum* uma espécie diferente de *L. oklahomense* baseado no fato de que a primeira possuía espinhos no tegumento e as suas ventosas eram menores do que a segunda. Como mencionado anteriormente, *L. limatulum* é considerado sinônimo de *L. oklahomense* por DUBOIS (1964), TRAVASSOS *et al.* (1969), YAMAGUTI (1971) e FOSTER & MERTINS (1996), gerando desta forma uma certa confusão em relação a qual espécie *L. limatulum* seria correspondente.

LENT *et al.* (1945) descreve *L. limatulum* com bolsa do cirro musculosa, normalmente curvada em arco e localizada ao lado do acetábulo; poro genital entre o acetábulo e o testículo; testículos localizados na zona acetabular posterior ou pós-acetabular; ovário ocupando a região entre o acetábulo e a bifurcação esofageana; e vitelário localizado nas regiões laterais anteriores e alcançando os cecos. Enquanto que LUNASCHI (2004) descreve *L. limatulus* (Syn. *L. limatulum*) com bolsa do cirro em formato de U; poro genital localizado à esquerda do acetábulo; testículos pós-equatoriais; ovário pré-equatorial, intercecal, submediano, à frente do testículo direito; e vitelário ocupando a região que vai desde o esôfago até a região ovariana, cecal, extra e intercecal, e dorsal ao

acetábulo. Analisando estas duas descrições e comparando-as com os trabalhos de MACY (1931), DUBOIS (1964), TRAVASSOS *et al.* (1969), YAMAGUTI (1971) e FOSTER & MERTINS (1996), conclui-se que *L. limatulum* e *L. limatulus* são espécies diferentes, e que *L. limatulum* é sinônimo de *L. oklahomense*.

LENT *et al.* (1945), DUBOIS (1964), TRAVASSOS *et al.* (1969) mencionam que o corpo de *L. oklahomense* é revestido por espinhos; já MACY (1931) diz que o tegumento desta espécie é desprovido dos mesmos. Nos espécimes analisados no presente trabalho foram observados poucos espinhos em regiões isoladas do corpo.

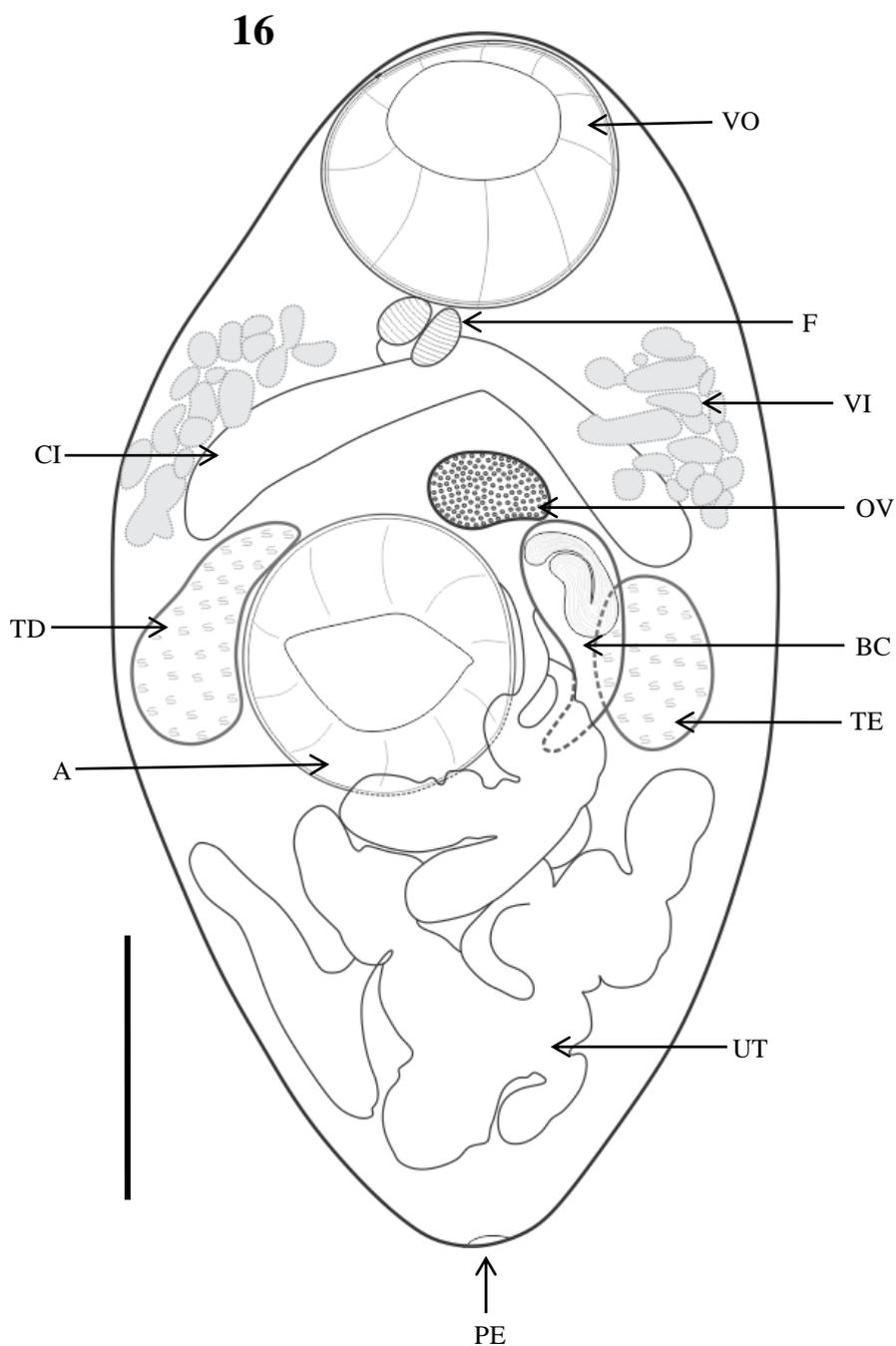


Figura 16. *Limatulum oklahomense*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama incompleto, espécime “*in toto*”, vista ventral. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo; VI- vitelário; OV- ovário; UT- útero; TD- testículo direito; TE- testículo esquerdo; BC- bolsa do cirro; PE- poro excretor. Barra = 16: 250 μ m.



Figura 17. Fotomicrografia de *Limatulum oklahomense*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, espécime “*in toto*”, vista ventral. Barra = 250 μm .

Gênero *Postorchigenes* Tubangui, 1928*Postorchigenes paraguayensis* Fischthal & Martin, 1978

(Figuras 18-19)

Descrição: Microphalloidea, Phaneropsolidae. Baseada em seis espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo piriforme com 270-450 (328 ± 65 ; $n = 6$) de comprimento e 130-200 (175 ± 26 ; $n = 6$) de largura máxima. ‘Forebody’ com 142-237 (172 ± 36 ; $n = 6$) de comprimento e ‘hindbody’ com 132-212 (157 ± 29 ; $n = 6$) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 50-67 (58 ± 7 ; $n = 6$) de comprimento e 55-65 (59 ± 5 ; $n = 6$) de largura. Pré-faringe presente medindo 10 de comprimento ($n = 2$). Faringe bem desenvolvida medindo 20-30 (25 ± 5 ; $n = 5$) de comprimento por 22-27 (25 ± 2 ; $n = 5$) de largura. Cecos longos estendendo-se até a região posterior aos testículos. Acetábulo com 50-62 (55 ± 5 ; $n = 6$) de comprimento e 50-65 (57 ± 5 ; $n = 6$) de largura, distante 115-210 (147 ± 36 ; $n = 6$) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro alongada, bem desenvolvida, localizada do lado esquerdo do corpo, com campo coincidindo com a porção posterior do acetábulo, medindo 95-112 (104 ± 8 ; $n = 4$) de comprimento, e 22-32 (27 ± 4 ; $n = 6$) de largura. Poro genital lateral ou sublateral. Dois testículos arredondados, localizados após o acetábulo; testículo direito com 47-72 (55 ± 15 ; $n = 3$) de comprimento e 35-67 (47 ± 14 ; $n = 4$) de largura, e testículo esquerdo com 25-67 (47 ± 17 ; $n = 4$) de comprimento e 35-60 (47 ± 11 ; $n = 4$) de largura. Ovário redondo, pré-testicular, localizado ao lado direito do acetábulo, medindo 47 ($n = 1$) de comprimento e 50 ($n = 1$) de largura. Útero localizado no ‘hindbody’, inter e extracecal, com alças sobrepondo-se aos testículos, ovário e bolsa do cirro. Ovos pequenos, com 15-22 (20 ± 3) de comprimento e 10-12 (11 ± 1)

de largura. Vitelário com folículos laterodorsais, não excedendo o comprimento do acetábulo.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino anterior e posterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 9,52%

Intensidade média de infecção: 2,50 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,23 espécime/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 2-4 espécimes/hospedeiro

Comentários

O gênero *Postorchigenes* foi descrito por TUBANGUI (1928), a partir de coletas realizadas na espécie de lagarto *Hemidactylus frenatus* Duméril & Bibron, 1836 das Filipinas. TUBANGUI (1928) descreveu as seguintes características como peculiares do grupo: corpo coberto com espinhos; faringe presente; esôfago muito curto; cecos longos alcançando a linha mediana do corpo e indo para além dela; testículos pós-acetabular e pós-ovarianos; bolsa do cirro ao lado esquerdo do acetábulo; poro genital do lado esquerdo do corpo, ao nível do acetábulo, entre este e a lateral do corpo; ovário à direita do acetábulo; vitelário se estendendo deste a faringe até o acetábulo.

Em 1967, ZDZITOWIECKI observou a necessidade de propor um novo gênero para inserir um digenético parasita de morcegos da Polônia, desta forma propondo o gênero *Czosnowia*, com as seguintes características: região anterior do corpo coberta com espinhos; faringe pequena; esôfago muito longo; testículos estendendo-se em comprimento

para além dos testículos; bolsa do cirro alongada, indo obliquamente da região do acetábulo em direção ventral posterior; testículos localizados dorsalmente por trás do acetábulo; ovário situado na frente do testículo direito; vitelário ocupando a região que vai desde a bifurcação cecal até próximo à região posterior do acetábulo; útero distribuído de forma irregular no ‘hindbody’, ocupando principalmente o lado direito do corpo (ZDZITOWIECKI, 1967; BOEGER *et al.*, 1985). O gênero *Czosnowia* foi invalidado por ODENING (1969), que transferiu a espécie *Czosnowia joannae* para o gênero *Postorchigenes*. BOEGER *et al.* (1985) afirmam que houve confusões a cerca da posição sistemática de novas espécies que apresentavam características de *Czosnowia*, após a invalidação deste gênero por ODENING (1969), ocasionando a descrição errônea de espécies em *Postorchigenes*.

YAMAGUTI (1971), THATCHER (1982) e BOEGER *et al.* (1985) consideram *Czosnowia* como um gênero válido, já VAUCHER (1981), LOTZ & FONT (2008b) e SANTOS & GIBSON (2015) como sinônimo de *Postorchigenes*. Neste trabalho, consideramos *Czosnowia* como sinônimo de *Postorchigenes*, pois as características morfológicas descritas para estes dois gêneros, citadas pelos autores acima, são semelhantes.

Os espécimes encontrados neste estudo foram identificados como *P. paraguayensis*, baseado nos trabalhos de FISCHTHAL & MARTIN (1978), VAUCHER (1981) e BOEGER *et al.* (1985). Estes autores mencionam que o tegumento de *P. paraguayensis*, assim como das espécies do gênero, contém espinhos em toda a sua extensão; FISCHTHAL & MARTIN (1978) comentam que os espinhos estão ausentes na extremidade anterior, na região próxima a ventosa oral, e que posteriormente os espinhos estão inteiramente inseridos no tegumento.

As medidas morfométricas obtidas nos espécimes deste estudo foram menores do que dos espécimes estudados por BOEGER *et al.* (1985), e mais próximas das medidas

registradas por VAUCHER (1981). Ressalta-se que em um espécime analisado não foi observada a presença de ovos, e em três indivíduos poucos ovos foram encontrados, sendo que um destes possuía apenas oito ovos, o que pode indicar que estes espécimes são juvenis e/ou estão no início do período de maturação.

O gênero *Postorchigenes* é formado por digenéticos que parasitam o intestino de mamíferos (Chiroptera) e répteis (Squamata) na América do Sul e Ásia (LOTZ & FONT, 2008b). As espécies *Postorchigenes mbopi* Vaucher, 1981 e *P. paraguayensis* Fischthal & Martin, 1978 foram registradas parasitando morcegos na América do Sul (FISCHTHAL & MARTIN, 1978; VAUCHER, 1981; BOEGER *et al.*, 1985; SANTOS & GIBSON, 2015).

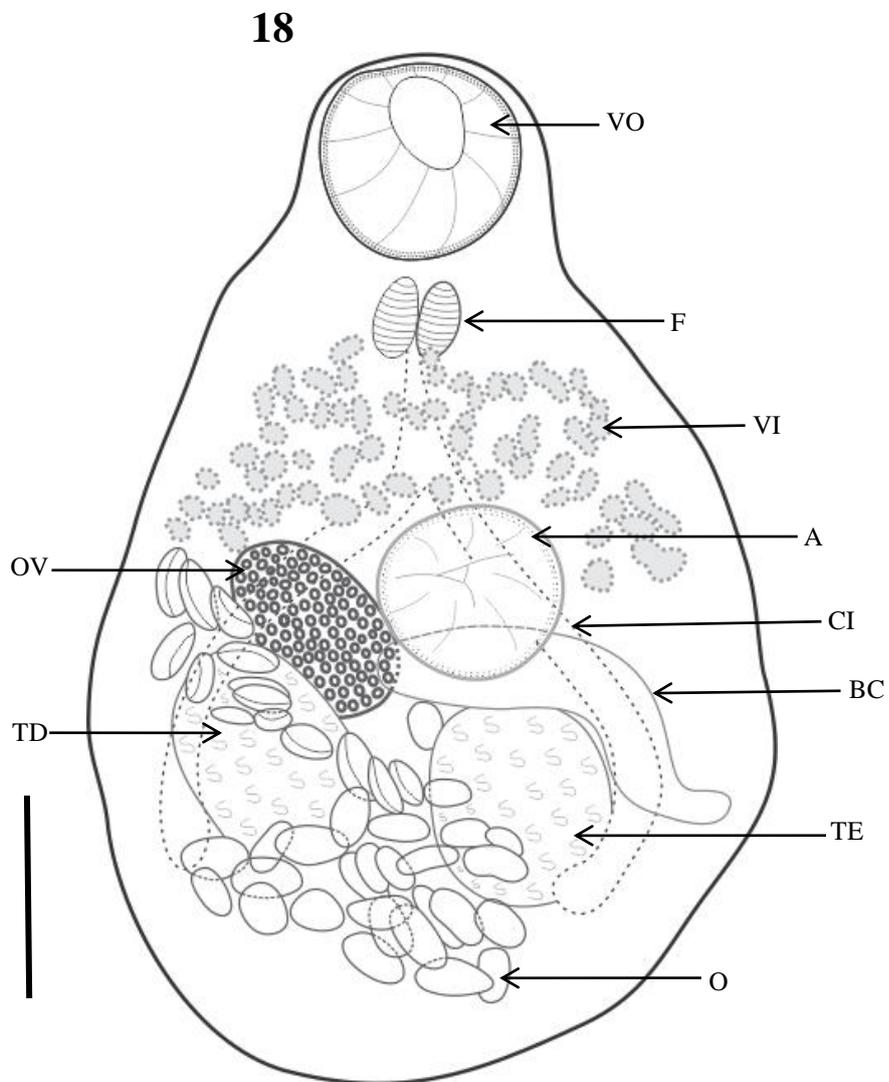


Figura 18. *Postorchigenes paraguayensis*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama incompleto, espécime “*in toto*”, vista ventral. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo; VI- vitelário; OV- ovário; O- ovo; TD- testículo direito; TE- testículo esquerdo; BC- bolsa do cirro. Barra = 50 μ m.

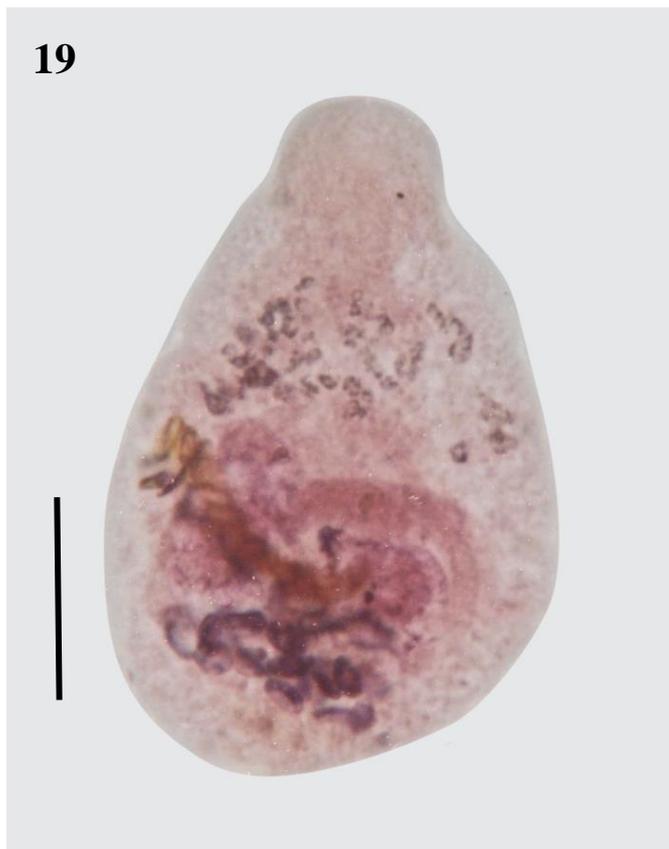


Figura 19. Fotomicrografia de *Postorchigenes paraguayensis*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, espécime “*in toto*”. Barra = 50 μm .

Gênero *Parabascus* Looss, 1907*Parabascus limatulus* (Braun, 1900)

(Figuras 20-22)

Descrição: Microphalloidea, Phaneropsolidae. Baseada em oito espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo piriforme medindo 310-930 (589 ± 222 ; $n = 8$) de comprimento e 150-510 (280 ± 118 ; $n = 8$) de largura máxima. ‘Forebody’ com 170-370 (256 ± 77 ; $n = 8$) de comprimento e ‘hindbody’ com 140-570 (330 ± 150 ; $n = 8$) de comprimento. Ventosa oral subterminal medindo 55-100 (74 ± 16 ; $n = 8$) de comprimento e 55-105 (74 ± 18 ; $n = 8$) de largura. Pré-faringe curta. Faringe com 20-37 (30 ± 6 ; $n = 8$) de comprimento por 25-45 (30 ± 7 ; $n = 8$) de largura. Cecos longos, estendendo-se até a zona testicular ou após esta. Poro excretor terminal. Acetábulo medindo 50-135 (84 ± 27 ; $n = 8$) de comprimento e 47-135 (83 ± 28 ; $n = 8$) de largura, distante 150-310 (218 ± 64 ; $n = 8$) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro em forma de U, podendo haver sobreposição de suas extremidades, bem desenvolvida, localizada do lado esquerdo do acetábulo, medindo 75-287 (157 ± 93 ; $n = 4$) de comprimento, e 22-62 (40 ± 16 ; $n = 8$) de largura. Poro genital submediano a sublateral, situado ao nível do acetábulo. Dois testículos arredondados, localizados no ‘hindbody’; testículo direito com 72-167 (104 ± 35 ; $n = 8$) de comprimento e 52-192 (92 ± 46 ; $n = 8$) de largura, e testículo esquerdo com 62-150 (93 ± 32 ; $n = 7$) de comprimento e 55-152 (88 ± 36 ; $n = 7$) de largura. Ovário redondo, pré-testicular, com campo coincidindo com o acetábulo e o testículo esquerdo, medindo 55-110 (83 ± 22 ; $n = 5$) de comprimento e 47-125 (87 ± 39 ; $n = 3$) de largura. Útero longo, localizado no ‘hindbody’, com alças sobrepondo-se aos testículos e ovário. Ovos numerosos e pequenos, com 17-25 (22 ± 3 ; $n = 6$) de comprimento

e 10-15 (13±2; n = 6) de largura. Vitelário com folículos laterodorsais, localizado desde a região posterior da faringe até a região posterior do acetábulo.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino anterior e posterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 9,52%

Intensidade média de infecção: 1,50 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,14 espécime/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-3 espécimes/hospedeiro

Comentários

Em 1964, Dubois propôs o gênero *Limatuloides* para incluir a espécie *Distomum limatum* Braun, 1900, que passou a ser conhecida, a partir deste momento, como *Limatuloides limatulus* (Braun) Dubois, 1964 (DUBOIS, 1964; LUNASCHI, 2004). Atualmente o gênero *Limatuloides* Dubois, 1964 é sinônimo de *Parabascus* Looss, 1907, grupo que tem representantes que parasitam o intestino de quirópteros na Europa, Ásia e Américas (LOTZ & FONT, 2008b; SANTOS & GIBSON, 2015).

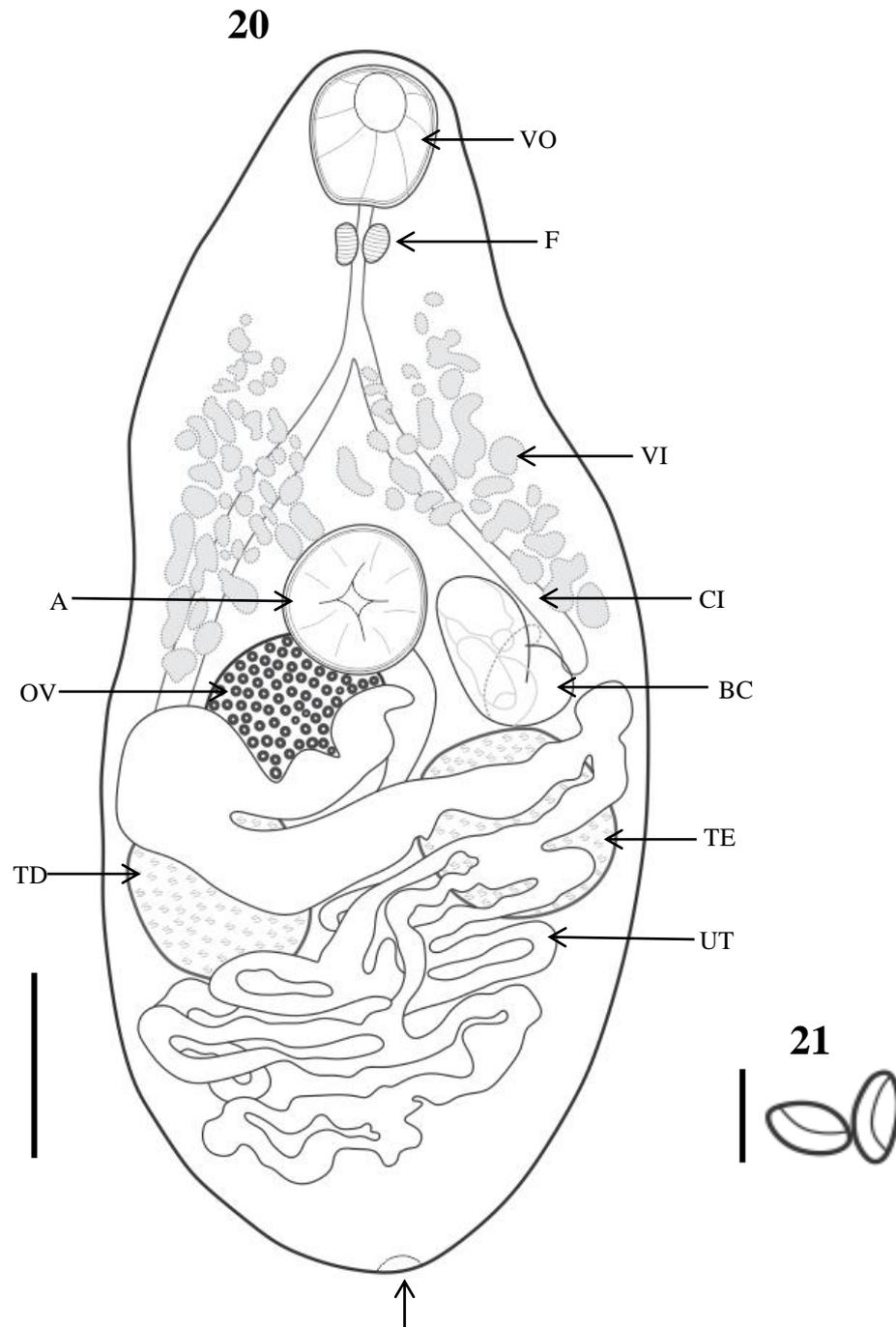
Os espécimes descritos como *Parabascus limatulus* (Braun, 1900) foram designados desta maneira de acordo com BRAUN (1900a, 1900b), DUBOIS (1964) e LUNASCHI (2004).

BRAUN (1900a, 1900b), DUBOIS (1964) e LUNASCHI (2004) afirmam que o corpo de *P. limatulus* é coberto de espinhos; BRAUN (1900a) ressalta que estes espinhos são

numerosos e finos, e LUNASCHI (2004) diz que estes são delicados e localizam-se na metade anterior do corpo. Os espécimes analisados não apresentavam espinhos.

Em dois espécimes de *P. limatulus* coletados não foi observado a presença de ovos, porém estes possuíam testículos e ovário, e em um espécime foi observado a presença de apenas três ovos que não estavam com a formação finalizada; já os outros indivíduos da espécie possuíam vários ovos. Com base nestas informações podemos concluir que foram coletados espécimes juvenis e adultos do parasito.

A espécie *P. limatulus* foi registrada pela primeira vez em um quiróptero do gênero *Molossus* Geoffroy, 1805 coletado no estado do Rio de Janeiro/Brasil. Os espécimes deste parasito encontrados em *Tadarida brasiliensis*, no município de Montenegro/RS, constituem o primeiro registro desta espécie para o estado do Rio Grande do Sul.



Figuras 20-21. *Parabascus limatulus*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagrama incompleto. **(20)** espécime “*in toto*”, vista ventral. **(21)** ovo. VO- ventosa oral; F- faringe; CI- cecos intestinais; A- acetábulo; VI- vitelário; OV- ovário; UT- útero; TD- testículo direito; TE- testículo esquerdo; BC- bolsa do cirro; PE- poro excretor. Barra = 20:100 μm ; 21:20 μm .



Figuras 22. Fotomicrografia de *Parabascus limatulus*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, espécime “*in toto*”. Barra = 100 μm .

4.1.2. Eucestoides

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Subclasse Cestodaria Monticelle, 1981

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophyllidea Van Beneden in Braun, 1900

Família Hymenolepididae Ariola, 1899

Ordem *Vampirolepis* Spasskii, 1954

***Vampirolepis decipiens* (Diesing, 1850) Spasski, 1954**

(Figuras 23-30)

Descrição: Eucestoda, Cyclophyllidea, Hymenolepididae.

Adultos: Baseada em 20 espécimes montados. Escólece com 600-780 (690 ± 127 ; $n = 2$) de comprimento e 240-500 (329 ± 65 ; $n = 20$) de largura máxima, provido de quatro ventosas arredondadas, que medem 65-95 de comprimento (80 ± 8 ; $n = 20$) e 65-90 (78 ± 7 ; $n = 20$) de largura. Rostelo armado com 87-137 (113 ± 14 ; $n = 16$) de comprimento e 82-117 (97 ± 9 ; $n = 20$), apresentando um número de ganchos variando de 2-40 ganchos e medindo 25-27 (26 ± 1 ; $n = 15$) de comprimento. Bolsa do rostelo medindo 142-217 (174 ± 24 ; $n = 20$) de comprimento e 112-175 (141 ± 18 ; $n = 19$) de largura. Estróbilo dividido em proglótides imaturas, proglótides maduras e proglótides grávidas; as proglótides são craspedotas, são

mais largas que compridas e apresentam dois conjuntos de órgãos reprodutivos, um masculino e um feminino. As proglótides imaturas medem 40-87 (58 ± 12 ; $n = 20$) de comprimento e 300-550 (410 ± 61 ; $n = 20$) de largura; as maduras medem 75-150 (102 ± 20 ; $n = 20$) de comprimento e 530-900 (733 ± 121 ; $n = 20$) de largura; e as grávidas medem 132-212 (173 ± 24 ; $n = 20$) de comprimento e 800-1400 (1141 ± 176 ; $n = 20$) de largura. Testículos em número de três, ovoides, localizados na região posterior da proglótide, dispostos normalmente em linha reta, às vezes com testículo mediano ligeiramente à frente dos laterais, medindo 25-47 (37 ± 6 ; $n = 20$) de comprimento e 40-90 (65 ± 12 ; $n = 20$) de largura. Bolsa do cirro piriforme, localizada em uma das laterais da proglótide, com 87-155 (115 ± 18 ; $n = 20$) de comprimento e 30-40 (34 ± 4 ; $n = 20$). Ovário anterior aos testículos, podendo ter campo coincidente com estes na região posterior, formando duas asas laterais, medindo 25-67 (38 ± 10 ; $n = 19$) de comprimento e 200-400 (270 ± 51 ; $n = 19$) de largura. Vitelário mediano, com campo coincidindo com o do testículo médio, muitas vezes confundindo-se com este. Poros genitais unilaterais, abrindo-se na linha mediana lateral (submarginal ou marginal) das proglótides. Ovos arredondados, apresentando envelope com projeções filamentosas, medindo 27-37 (32 ± 5 ; $n = 20$) de comprimento e 25-37 (30 ± 3 ; $n = 20$) de largura.

Juvenis: Baseada em 10 espécimes montados “*in toto*”. Corpo medindo 197-1679 (632 ± 471 ; $n = 10$) de comprimento e 158-434 (253 ± 93 ; $n = 10$) de largura máxima, provido de quatro ventosas arredondadas, que medem 70-100 (83 ± 10 ; $n = 10$) de comprimento e 67-97 (84 ± 10 ; $n = 10$) de largura. Rostelo armado medindo 95-160 (120 ± 20 ; $n = 10$) de comprimento e 82-125 (93 ± 12) de largura, com um número de ganchos que varia entre 14-40 e que medem 27-30 (20 ± 1 ; $n = 7$). Bolsa do rostelo medindo 122-195 (157 ± 21 ; $n = 10$) de comprimento e 87-175 (104 ± 27 ; $n = 9$) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824).

Local de infecção: Estômago, intestino anterior e posterior.

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil.

Prevalência: 55,55%.

Intensidade média de infecção: 6,34 espécimes/hospedeiro.

Abundância média de infecção: 3,52 espécimes/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1-26 espécimes/hospedeiro.

Espécime depositado:

Comentários

Os representantes do gênero *Vampirolepis* Spasskij, 1954 apresentam uma distribuição mundial e são conhecidos por parasitarem somente morcegos (VAUCHER, 1992; CZAPLINSKI & VAUCHER, 1994). VAUCHER (1992) menciona que a maioria dos autores utiliza o nome genérico *Vampirolepis* para descrever espécies de Hymenolepididae que parasitam quirópteros, e que anteriormente ele usou de maneira insatisfatória o nome genérico *Hymenolepis* para designar espécies parasitas de morcegos (VAUCHER, 1982, 1985, 1986a, 1986b).

Schmidt (1986) considera *Rodentolepis* Spasskii, 1954 como sinônimo de *Vampirolepis*, entretanto CZAPLINSKI & VAUCHER (1994) e SANTOS & GIBSON (2015) não reconhecem sinônimos para este gênero. VAUCHER (1992) discorda com a sinonimização proposta por SCHMIDT (1986), pois afirma que os dois gêneros apresentam características morfológicas que são conflitantes; ele cita, por exemplo, que a espécie tipo de *Rodentolepis*, que é *Rodentolepis straminea* (Goeze, 1782), apresenta testículos separados

em dois grupos pelas gônadas femininas, o que não é observado em *Vampirolepis* (CZAPLINSKI & VAUCHER, 1994).

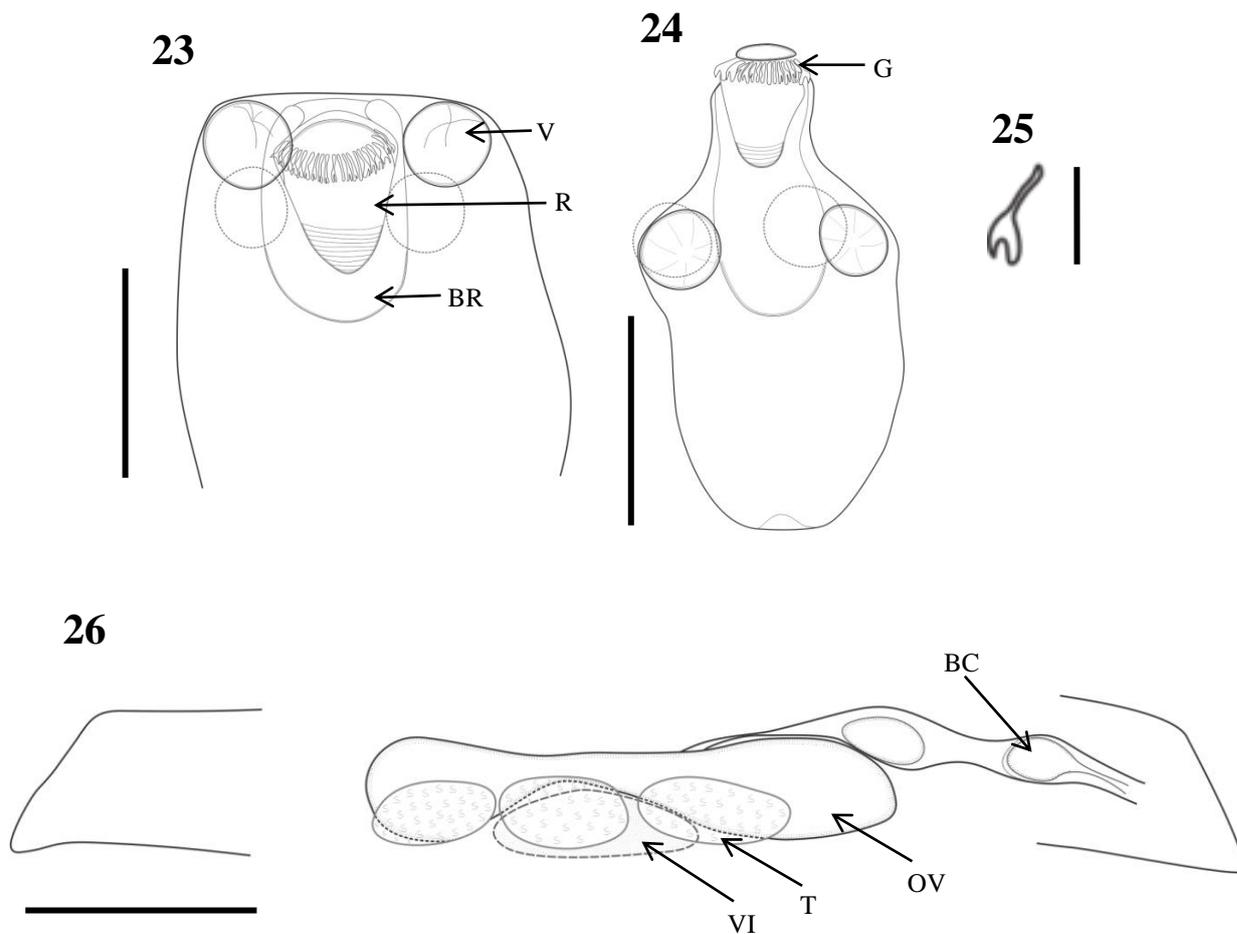
As características morfológicas típicas dos representantes de *Vampirolepis* são rostelo armado com vários ganchos do tipo fraternoide, em número praticamente constante; testículos não separados pelos órgãos femininos, e organizados em linha reta ou com disposição triangular; ovário pré-testicular, formando duas asas laterais; vitelário mediano; bolsa do cirro piriforme, com vesícula seminal bastante desenvolvida; cirro com ou sem espinhos; e, ovos ovais, podendo apresentar um envelope externo espesso (VAUCHER, 1992; CZAPLINSKI & VAUCHER, 1994). Os espécimes de cestoides coletados neste trabalho foram identificados como *Vampirolepis decipiens*, de acordo com LINSTOW (1904), RÊGO (1962), ZDZITOWIECKI & RUTKOWSKA (1980) e VAUCHER (1986b).

Sobre o número e tamanho dos ganchos de *V. decipiens* não há uma concordância na literatura. A espécie é descrita apresentando 44-46 ganchos de 23 μm de comprimento (LINSTOW, 1904), 40 ganchos de 27 μm de comprimento (JOYEUX, 1945), 44 ganchos de 25-29 μm de comprimento (RÊGO, 1962), 38-44 ganchos (ZDZITOWIECKI & RUTKOWSKA, 1980), e 37-41 ganchos de 22-26 μm (VAUCHER, 1986b).

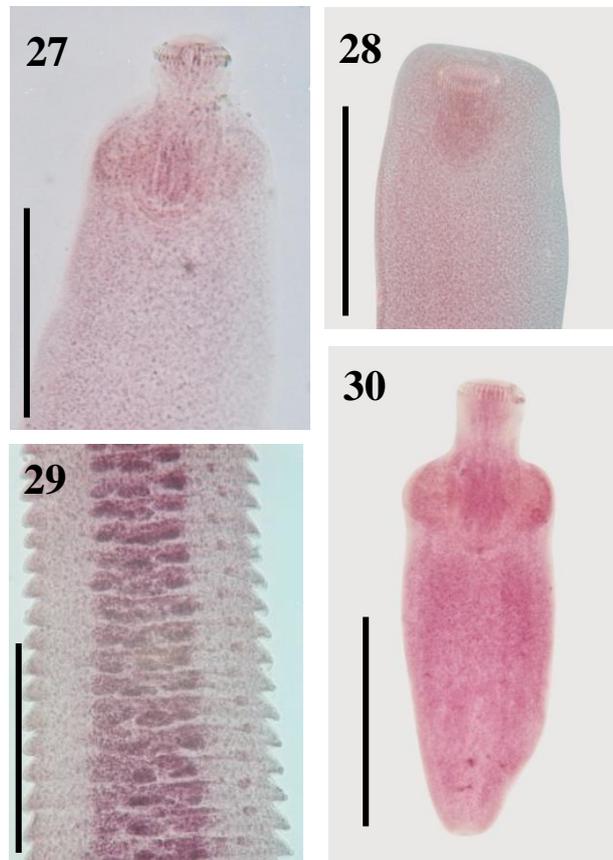
VAUCHER (1986b) revisou os espécimes estudados por LINSTOW (1904), JOYEUX (1945) e ZDZITOWIECKI & RUTKOWSKA (1980), e fez as seguintes considerações: 1) O espécime de *V. decipiens* estudado por LINSTOW (1904) na verdade possui 37-38 ganchos, pois havia um espaço na coroa que provavelmente era de um gancho, de 25-28 μm de comprimento; 2) O material de JOYEUX (1945) não corresponde a *V. decipiens*; e 3) Os ganchos dos indivíduos estudados por ZDZITOWIECKI & RUTKOWSKA (1980) apresentaram número e tamanho muito próximos dos estudados por VAUCHER (1986b).

Os indivíduos adultos estudados no presente trabalho apresentaram um número máximo de 40 ganchos com 25-27,50 μm de comprimento, e os juvenis um número

máximo de 40 ganchos com 27,50-30 μm de comprimento. Foi observado que alguns espécimes haviam perdido os ganchos e outros vários possuíam espaços na coroa do rostelo indicando que havia ocorrido perda de ganchos. Talvez estas perdas se devam ao fato de os ganchos serem estruturas delicadas que se perdem fácil durante a manipulação, e também pelo fato de muitos indivíduos terem sido encontrados firmemente aderidos a mucosa intestinal do hospedeiro, o que pode ter ocasionado a perda no momento da coleta.



Figuras 23-26. *Vampirolepis decipiens*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagramas incompletos. (23) escolece. (24) cestóide juvenil. (25) detalhe do gancho. (26) proglótide madura. V- ventosa; R- rostelo; BR- bolsa do rostelo; G- ganchos; VI- vitelário; OV- ovário; T- testículo; BC- bolsa do cirro. Barra = 23:200 μm ; 24:200 μm ; 25:25 μm ; 26:200 μm .



Figuras 27-30. Fotomicrografias de *Vampirolepis decipiens*, parasito de *Tadarida brasiliensis*. (27) escolece com rostelo armado. (28) escolece não evertido. (29) proglótides. (30) cestoide juvenil. Barra = 27:200 μm ; 28:200 μm ; 29:200 μm ; 30:200 μm .

4.1.3. Nematoides

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Superfamília Trichostrongyloidea Cram, 1927

Família Molineidae Skrjabin & Schulz, 1937

Gênero *Tadaridanema* Falcon-Ordaz, Guzman-Cornejo, Garcia-Prieto & Gardner, 2006

Tadaridanema delicatus (Schwartz, 1927)

(Figuras 31-36)

Descrição: Trichostrongyloidea, Molineidae. Baseada em quatro espécimes, dois machos e duas fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de corpo alongado e afilado, com fêmeas maiores que os machos. Lábios ausentes. Presença de inflação cefálica. Cutícula com estrias transversais. Machos com extremidade posterior apresentando uma bolsa copuladora bem desenvolvida, e fêmeas com cauda terminando em uma ponta circundada por três expansões cuticulares.

Machos: Corpo com comprimento total de 3 mm ($n = 2$) e 80-82 (81 ± 2 ; $n = 2$) de largura. Inflação cefálica medindo 50-57 (54 ± 5 ; $n = 2$) de comprimento e 35-37 (36 ± 2 ; $n = 2$) de largura. Dois espículos com mesmo tamanho medindo 200-205 (202 ± 3 ; $n = 2$) de comprimento. Gubernáculo com 52-55 (54 ± 2 ; $n = 2$) de comprimento.

Fêmeas: Corpo com comprimento total de 3 mm (n = 2) e 67-95 (81±19; n = 2) de largura. Inflação cefálica medindo 62-65 (64±2; n = 2) de comprimento e 47-50 (49±2; n = 2) de largura. Anel nervoso distante 117 (n = 1) da extremidade anterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824)

Local de infecção: Intestino anterior

Localidade: Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 6,34%

Intensidade média de infecção: 1,25 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,07 espécime/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-2 espécimes/hospedeiro

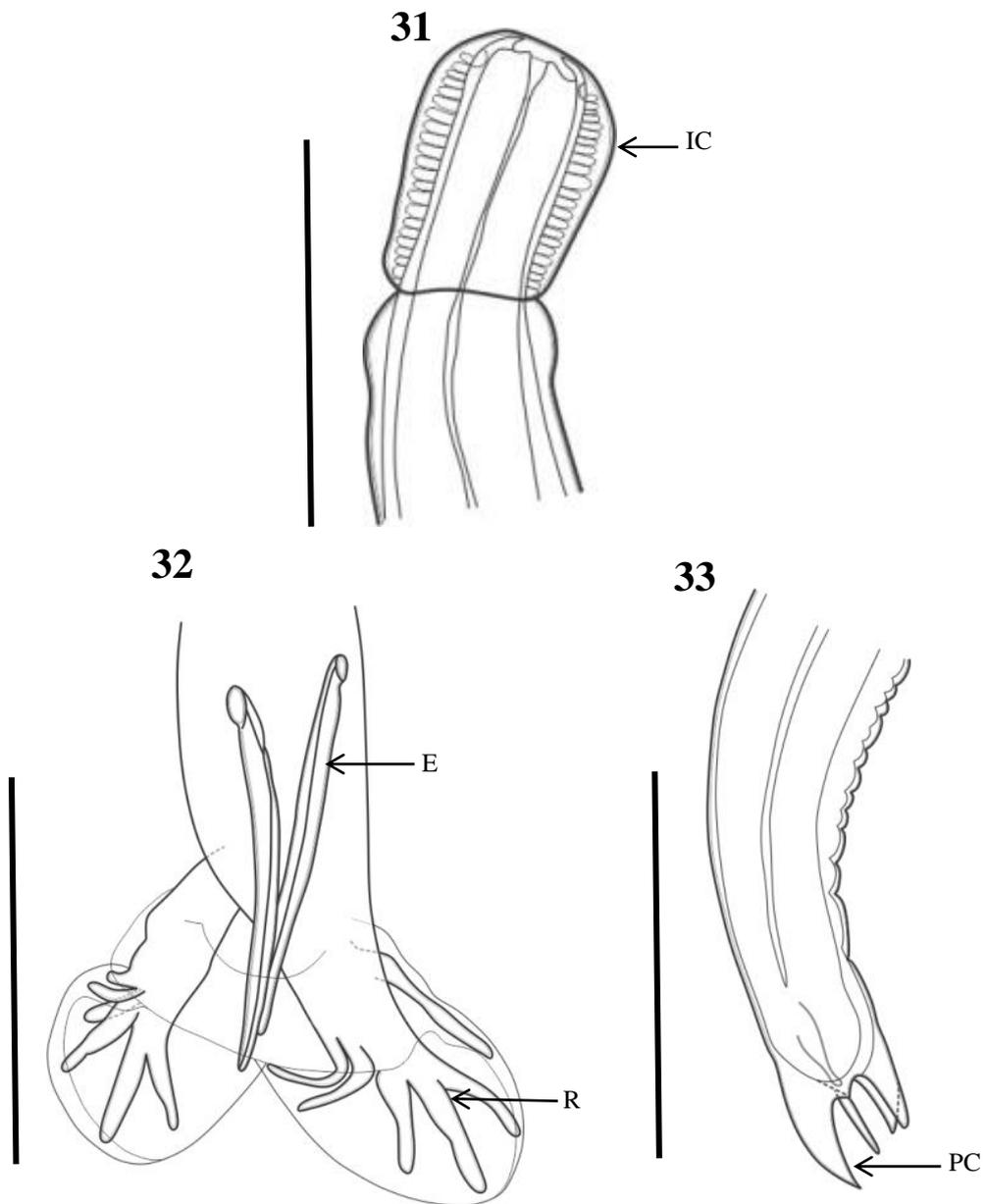
Comentários

Anoplostrongylus delicatus Schwartz, 1927 foi descrita a partir de indivíduos coletados no intestino de uma espécie desconhecida de morcego, no estado do Texas/USA. As características principais dos espécimes observadas por SCHWARTZ (1927) foram: presença de inflação cefálica cuticular; macho com raios ventro-ventral e ventro-lateral da bursa divergentes, raio postero-lateral mais estreito e um pouco mais curto que o raio médio lateral, o raio externo dorsal relativamente longo, raio dorsal dividido em dois ramos em seu terço posterior, espículos finos tornando-se gradualmente atenuados, presença de gubernáculo; e fêmea maior que o macho, com vulva localizada no terço posterior do corpo, ovejetores bem desenvolvidos, útero divergente e cauda afilada terminando em três pontas, onde a dorsal é a mais fina.

Inicialmente o gênero *Anoplostrongylus* formava um único grupo com *Histiostrongylus*, e foi separado deste por Boulenger (1926) (SCHWARTZ, 1927). Em 1937, Travassos transferiu *Anoplostrongylus* para o gênero *Molinostrongylus* Skarbilovitch, 1934 sem justificar ou discutir o porquê desta mudança (FALCÓN-ORDAZ *et al.*, 2006). Já DURETTE-DESSET & CHABAUD (1975) concluíram que *A. delicatus* deveria ser mantido em *Anoplostrongylus*, apesar da espécie não apresentar o capuz cefálico característico da espécie tipo do gênero; estes autores afirmaram também que a espécie não poderia ser incluída em *Molinostrongylus*, pois não possuía caracteres importantes para identificar o grupo como numerosos espinhos cuticulares na superfície interna da bolsa copuladora e raios 3 e 4 muito próximos em toda a sua extensão.

FALCÓN-ORDAZ *et al.* (2006) redescreveram *A. delicatus* e analisaram novos espécimes provenientes de *Tadarida brasiliensis mexicana*, e concluíram que esta espécie deveria ser transferida para um grupo mais apropriado e estes autores criaram o gênero *Tadaridanema*, desta forma passando a espécie a ser nomeada *Tadaridanema delicatus* (Schwartz, 1927). O novo nome da espécie refere-se ao fato de que este nematoide é encontrado principalmente em morcegos do gênero *Tadarida*. Segundo FALCÓN-ORDAZ *et al.* (2006), *T. delicatus* é a única espécie do gênero e já foi registrada parasitando morcegos nos estados do Texas, Califórnia, Florida, Louisiana e Novo México nos Estados Unidos, e nos estados de Durango, Nuevo León, Puebla, Sinaloa e Zacatecas no México.

Os espécimes analisados neste trabalho estavam danificados ou rompidos, então não foi possível observar com mais detalhes alguns caracteres e/ou estruturas como o aparato reprodutor feminino.



Figuras 31-33. *Tadaridanema delicatus*, parasito de *Tadarida brasiliensis*, diagramas incompletos. (31) região anterior. (32) bolsa copuladora masculina. (33) região posterior da fêmea. IC- inflação cefálica; E- espículo; R- raio; PC- processo cônico cuticular. Barra = 31:200 μm ; 32:200 μm ; 33:200 μm .



Figuras 34-36. Fotomicrografias de *Tadaridanema delicatus*, parasito de *Tadarida brasiliensis*. (34) região anterior. (35) região posterior da fêmea. (36) bolsa copuladora masculina. Barra = 31:200 μm ; 32:200 μm ; 33:200 μm .

4.2. Análise dos dados

4.2.1. Estrutura da comunidade de helmintos

Dos 63 espécimes coletados e necropsiados de *T. brasiliensis*, 44 (69,84%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie de helminto. Um total de 451 helmintos foi coletado, pertencentes aos filos Platyhelminthes e Nematoda; o filo Platyhelminthes, composto pelos grupos Digenea e Eucestoda, foi o mais abundante, parasitando 67% dos hospedeiros analisados. Na Figura 37 está representada a contribuição de cada grupo de helminto no número total de espécimes coletados na espécie estudada. A abundância média total foi de 7,15 espécimes/hospedeiro, enquanto que a intensidade média total foi de 10,25 espécimes/hospedeiro.

Considerando o sexo e a maturidade dos hospedeiros, as fêmeas adultas apresentaram 35,92% do total de parasitos coletados, seguido pelas fêmeas jovens com 25,05%. Do total de espécimes de helmintos coletados 60,97% estavam parasitando as fêmeas, sendo o grupo Eucestoda o mais abundante com 166 indivíduos. Os machos jovens foram mais parasitados que os adultos, mesmo possuindo um número amostral menor; os primeiros foram infectados por 22,62% dos parasitos e os últimos por 16,41%. Os parasitos digenéticos foram os mais abundantes nos machos e os nematoides foram encontrados parasitando somente este grupo (Tabela 2).

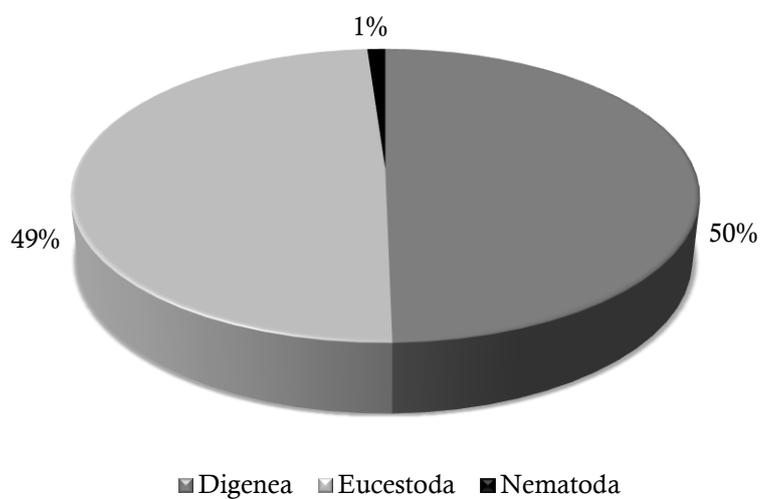


Figura 37. Contribuição de cada grupo de helmintos (número total de espécimes expresso em porcentagem) coletados em *Tadarida brasiliensis* na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.

Tabela 2. Valores de abundância média e amplitude para cada grupo de helmintos componente da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* coletados no município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, considerando o sexo e a maturidade dos hospedeiros.

Grupos de helmintos	Machos adultos (n = 21)	Fêmeas adultas (n = 20)	Machos jovens (n = 12)	Fêmeas jovens (n = 10)	Total (n = 63)
Digenea					
Abundância	44	64	71	45	224
Amplitude	2-22	1-24	1-67	1-31	1-67
AB ± DP	2,09 ± 8,78	3,20 ± 7,54	5,91 ± 32,83	4,50 ± 13,47	3,55 ± 14,88
Eucestoda					
Abundância	28	98	28	68	222
Amplitude	1-14	1-26	1-10	3-23	1-26
AB ± DP	1,33 ± 4,47	4,90 ± 7,82	2,33 ± 3,41	6,80 ± 7,01	3,52 ± 6,51
Nematoda					
Abundância	2	-	3	-	5
Amplitude	1	-	1-2	-	1-2
AB ± DP	0,09 ± 0	-	0,25 ± 0,70	-	0,07 ± 0,50
Total de espécimes (%)	74 (16,41%)	162 (35,92%)	102 (22,62%)	113 (25,05%)	451 (100%)

AB= abundância média; DP= desvio padrão.

Quando os helmintos foram reunidos de acordo com o grupo taxonômico ao qual pertencem, observamos que o grupo Eucestoda contribuiu com 224 espécimes e Digenea com 222 espécimes na helmintofauna de *T. brasiliensis*, sendo a diferença entre estes dois grupos de apenas dois indivíduos (Figura 38). Os nematoides contribuíram apenas com cinco espécimes (Figura 38). Com relação à riqueza de espécies (Figura 39), Digenea foi o grupo mais representativo com seis espécies (75%), seguido por Eucestoda e Nematoda com uma espécie cada (12,50%). A helmintofauna de *T. brasiliensis* é composta por oito espécies: *Urotrema scabridum*, *Ochoterenatrema* sp., *Limatulum oklahomense*, *Postorchigenes paraguayensis*, *Parabascus limatulus*, *Tadaridanema delicatus*, *Vampirolepis decipiens* e uma espécie não identificada de digenético da superfamília Microphalloidea (Tabela 3).

Para cada espécie de helminto encontrada parasitando *T. brasiliensis* foram calculados os índices de prevalência, intensidade média e abundância média de infecção com o propósito de analisar a estrutura da população pertencente à comunidade parasitária (Tabela 3). A amplitude da intensidade de infecção e o local de infecção também foram registrados. Entre as espécies de trematódeos digenéticos, *Ochoterenatrema* sp. (31,64%) foi a mais prevalente, seguida por *P. paraguayensis* e *P. limatulus* (ambas com 9,52%), e *U. scabridum*, *L. oklahomense* e a espécie não identificada da superfamília Microphalloidea (todas com 1,58%). Apesar de Digenea ter sido o grupo mais contribuiu para a riqueza de espécies, o grupo Eucestoda, representado por *V. decipiens*, teve a espécie com maior prevalência (55,55%) e abundância (3,52). O nematoide *T. delicatus* teve uma prevalência de 6,34%.

Além dos índices parasitários, foi realizada a classificação das espécies segundo THUL *et al.* (1985), e HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986) (Tabela 4). De acordo com THUL *et al.* (1985), na comunidade de helmintos de *T. brasiliensis* o valor de importância

(I) aponta que *V. decipiens* e *Ochoterenatrema* sp. são consideradas espécies dominantes, *P. paraguayensis*, *P. limatulus*, *T. delicatus* e *L. oklahomense* são consideradas espécies codominantes, e *U. scabridum* e a espécie não identificada da superfamília Microphalloidea subordinadas. Quanto à classificação de HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986) nenhuma espécie foi considerada central; *V. decipiens* foi considerada espécie secundária e as demais foram consideradas satélites.

A riqueza estimada de parasitos, usando o estimador Jackknife de primeira ordem, foi de 10,95 espécies, com eficiência amostral de 73% (Figura 40). Apesar da curva não ter estabilizado, a eficiência amostral (73%) foi significativa, mostrando que o número de amostras utilizadas foi suficiente para este estudo.

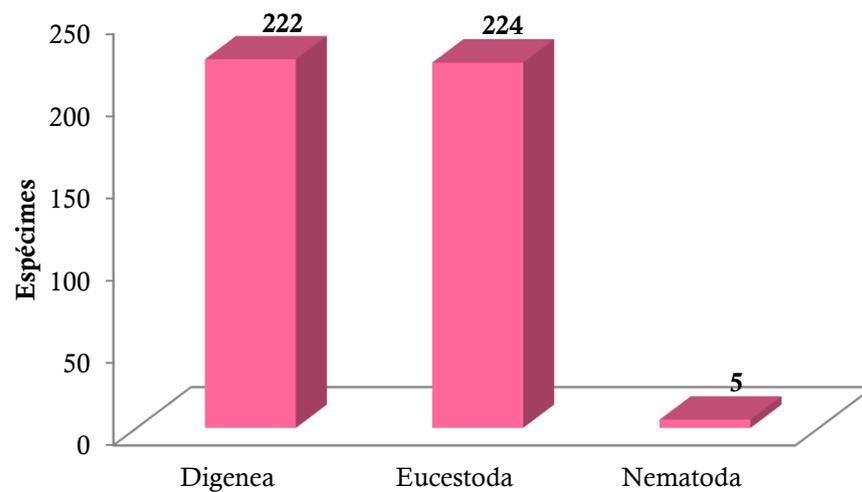


Figura 38. Número de espécimes dos diferentes grupos de helmintos parasitos de *Tadarida brasiliensis* (n = 63) na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil.

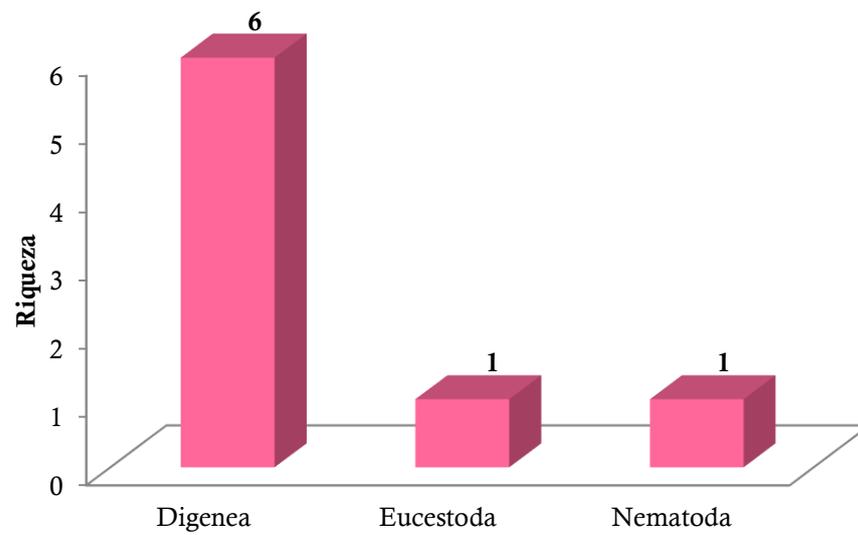


Figura 39. Riqueza dos diferentes grupos de helmintos parasitos de *Tadarida brasiliensis* (n = 63) na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil.

Tabela 3. Parâmetros ecológicos dos parasitos da espécie hospedeira *Tadarida brasiliensis* coletada na cidade de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade média média ± DP	Abundância média média ± DP	Local de infecção
Digenea					
<i>Urotrema scabridum</i>	1,58	1	1	0,01 ± 0,12	IP
<i>Ochoterenatrema</i> sp.	31,64	1-67	9,80 ± 15,43	3,11 ± 9,82	IA; IP
<i>Limatulum oklahomense</i>	1,58	2	2	0,03 ± 0,25	E
<i>Postorchigenes paraguayensis</i>	9,52	2-4	2,50 ± 0,83	0,23 ± 0,77	IA; IP
<i>Parabascus limatulus</i>	9,52	1-3	1,50 ± 0,83	0,14 ± 0,50	IA; IP
Superfamília Microphalloidea	1,58	1	1	0,01 ± 0,12	IA
Eucestoda					
<i>Vampirolepis decipiens</i>	55,55	1-26	6,34 ± 6,51	3,52 ± 5,77	IA; IP; E
Nematoda					
<i>Tadaridanema delicatus</i>	6,34	1-2	1,25 ± 0,50	0,07 ± 0,32	IA

DP = desvio padrão; E= estômago; IA= intestino anterior; IP= intestino posterior.

Tabela 4. Classificação das espécies de helmintos parasitos de *Tadarida brasiliensis* conforme THUL *et al.* (1985), e HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986).

Espécies de helmintos	Valor de importância (I) (THUL <i>et al.</i>, 1985)	HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986)
Digenea		
<i>Urotrema scabridum</i>	0,008 (Subordinada)	1,58 (Satélite)
<i>Ochoterenatrema</i> sp.	33,05 (Dominante)	31,64 (Satélite)
<i>Limatulum oklahomense</i>	0,016 (Codominante)	1,58 (Satélite)
<i>Postorchigenes paraguayensis</i>	0,75 (Codominante)	9,52 (Satélite)
<i>Parabascus limatulus</i>	0,45 (Codominante)	9,52 (Satélite)
Superfamília Microphalloidea	0,008 (Subordinada)	1,58 (Satélite)
Eucestoda		
<i>Vampirolepis decipiens</i>	65,52 (Dominante)	55,55 (Secundária)
Nematoda		
<i>Tadaridanema delicatus</i>	0,16 (Codominante)	6,34 (Satélite)

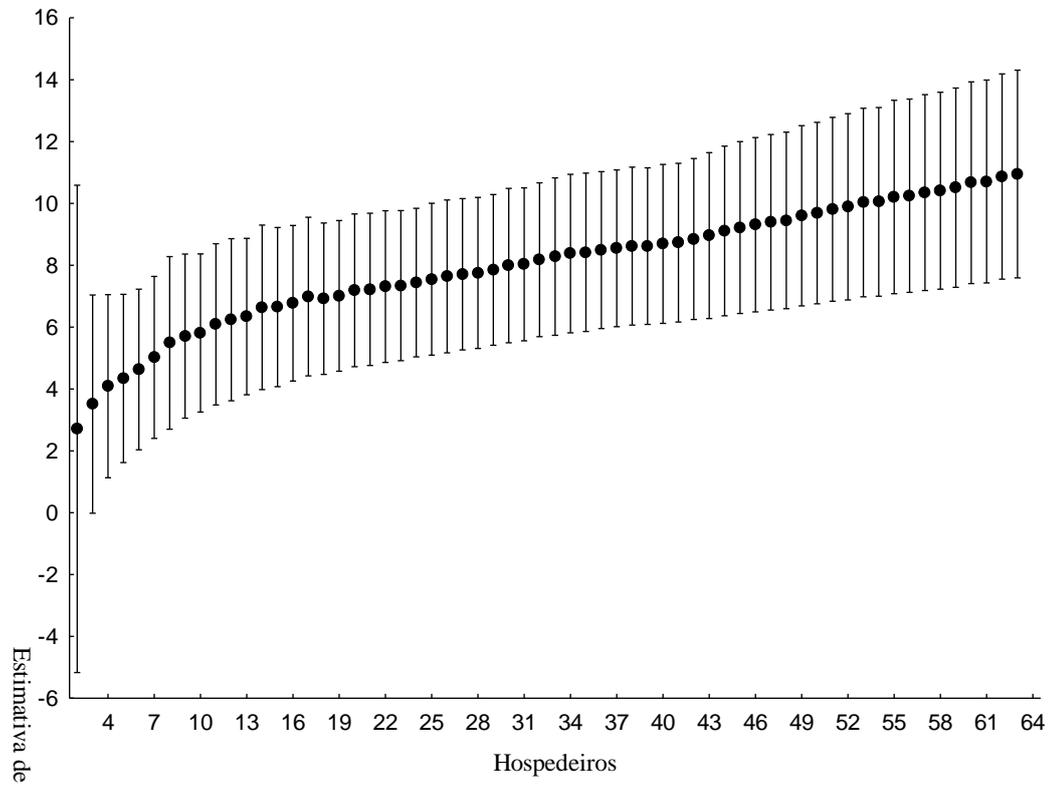


Figura 40. Curva de suficiência amostral (estimador Jackknife 1) para as espécies de parasitos coletados em *Tadarida brasiliensis* ($n = 63$) do município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.

4.2.2. Influência do comprimento, peso, sexo e maturidade dos hospedeiros sobre a riqueza e abundância média das espécies de helmintos.

Do total de morcegos analisados, 33 espécimes (53%) eram machos e 30 (47%) fêmeas. Os dados morfométricos dos hospedeiros são apresentados na Tabela 5. Os resultados do teste de Student (t) demonstraram que não houve diferença significativa no comprimento ($t=-0,84$; $p=0,40$) e no peso ($t=0,74$; $p=0,45$) de machos e fêmeas.

A riqueza de espécies de helmintos relacionada ao sexo dos hospedeiros (Figura 41) e a maturidade (Figura 42) variou de uma a cinco espécies. A hipótese de que o sexo e a maturidade interferem na riqueza e abundância de parasitos não foi corroborada ($F(2, 58)= 0,68$; $p= 0,51$). Também não houve efeito isolado do sexo ($F(2, 58)= 1,77$; $p= 0,18$) e nem da maturidade ($F(2, 58)= 1,28$; $p= 0,29$) na riqueza e abundância de parasitos.

Tabela 5. Dados morfométricos dos espécimes de *Tadarida brasiliensis* (n = 63) coletados no município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil, em 11 de março de 2015.

Parâmetros	Machos (n = 33)	Fêmeas (n = 30)	Geral (n = 63)
	média ± DP (A)	média ± DP (A)	média ± DP (A)
Peso (g)	12,27 ± 0,70 (10,87-13,97)	12,40 ± 0,71 (10,87-13,69)	12,32 ± 0,70 (10,87-13,97)
Comprimento (cm)	91,51 ± 3,41 (83-99)	92,26 ± 3,62 (82-99)	91,87 ± 3,50 (82-99)

n= número de indivíduos; DP= desvio padrão; A= amplitude.

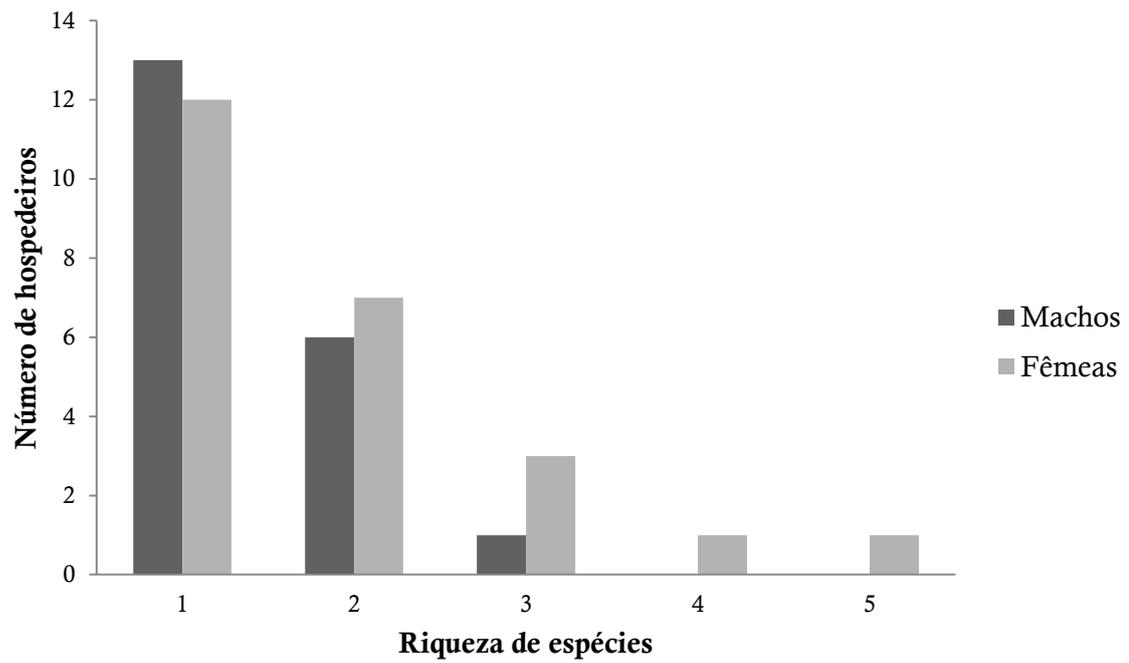


Figura 41. Riqueza de espécies de helmintos presentes em *Tadarida brasiliensis* machos e fêmeas.

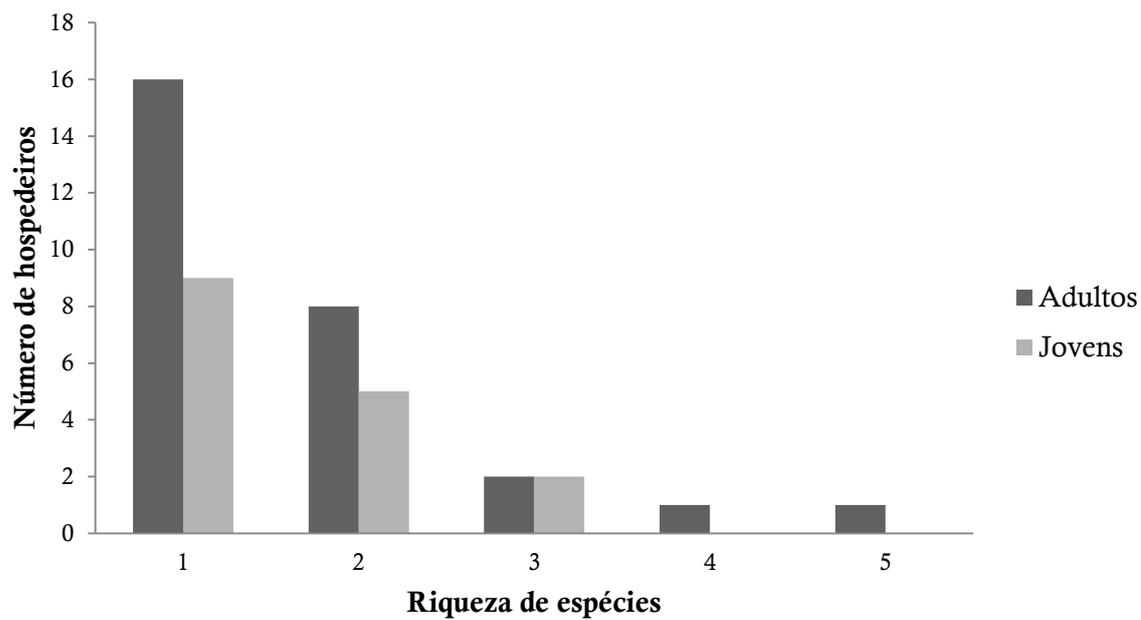


Figura 42. Riqueza de espécies de helmintos presentes em *Tadarida brasiliensis* adultos e jovens.

5. DISCUSSÃO

A helmintofauna em morcegos é composta basicamente por espécies pertencentes aos táxons Digenea, Eucestoda e Nematoda (UBELAKER *et al.*, 1979; SANTOS & GIBSON, 2015). No caso de infecções provocadas por espécies do Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808 os registros em morcegos são raros, onde presumivelmente atuem como hospedeiros paratênicos, sendo acidentalmente infectados com parasitos de outros vertebrados (GIBSON & MCCARTHY, 1987; SANTOS & GIBSON, 2015).

No presente estudo foi observado o padrão comum de infecção por digenéticos, cestoides e nematoides em quirópteros. Foram identificadas oito espécies componentes da helmintofauna de *T. brasiliensis*: os digenéticos *Urotrema scabridum*, *Ochoterenatrema* sp., *Limatulum oklahomense*, *Postorchigenes paraguayensis*, *Parabascus limatulus*, e uma espécie não identificada da superfamília Microphalloidea; o nematoide *Tadaridanema delicatus*; e o cestoide *Vampirolepis decipiens*. A curva de suficiência amostral não apresentou tendência à estabilização, indicando que espécies de helmintos podem ainda ser incluídas na lista da helmintofauna de *T. brasiliensis* do município de Montenegro/RS. No entanto, a riqueza de espécies de helmintos obtida nesta pesquisa foi superior à riqueza de helmintos, para a mesma espécie hospedeira, descrita no trabalho de PESENTI *et al.* (2015), para as cidades de Capão do Leão/RS e Pelotas/RS, que foi de cinco espécies para ambas as cidades.

O grupo Digenea foi o que apresentou maior riqueza de espécies e prevalência de infecção. Analisando os trabalhos de LOTZ & FONT (1991), FOSTER & MERTINS (1996), GUZMÁN-CORNEJO *et al.* (2003), LORD *et al.* (2012) e PESENTI *et al.* (2015) notamos que os trematódeos digenéticos são predominantes no trato intestinal de quirópteros apresentando considerável prevalência e riqueza, que segundo LORD *et al.* (2012) está intimamente

relacionado ao fato da maioria dos estudos sobre fauna de helmintos em morcegos focar espécies que são insetívoras.

Quando levamos em consideração as espécies, de forma individual, *Vampirolepis decipiens* foi a que apresentou a maior prevalência e abundância na fauna componente de helmintos de *T. brasiliensis*. Esta tendência é notada nos estudos FOSTER & MERTINS (1996) e PESENTI *et al.* (2015), onde *V. decipiens* é registrado com alta prevalência e abundância, e o filo Cestoda com baixa riqueza de espécies.

Na helmintofauna de *T. brasiliensis* do município de Montenegro/RS verificou-se a presença de apenas uma espécie de nematoide, *Tadaridadema delicatus*, que apresentou baixa prevalência. PESENTI *et al.* (2015), num estudo realizado com a mesma espécie de quiróptero nos municípios de Capão do Leão/RS e Pelotas/RS, constatou que nos hospedeiros provenientes da primeira cidade o nematoide *T. delicatus* teve uma alta prevalência (59,37%), e da segunda uma prevalência considerável (15%), ambas superiores a prevalência encontrada nos morcegos de Montenegro (6,34%).

A riqueza parasitária e a abundância média dos helmintos em *T. brasiliensis* não sofreram influencia do sexo e maturidade dos hospedeiros. De acordo com FELIU *et al.* (2006) a ação de fatores intrínsecos ao hospedeiro, como sexo e idade, na composição e estrutura das comunidades de trematódeos é desconhecida. No entanto, sabe-se que fatores extrínsecos, como hábitos alimentares e temperatura, intervêm na composição da helmintofauna nos hospedeiros. A distribuição dos helmintos endoparasitos é determinada, sobretudo pelo clima, distribuição e disponibilidade das espécies hospedeiras intermediárias, hábitos e fisiologia do hospedeiro definitivo, e idade evolutiva (UBELAKER *et al.*, 1979).

A alimentação de *T. brasiliensis* é constituída por uma variedade de itens alimentares, sendo que nos meses mais quentes do ano, onde a disponibilidade de insetos é

maior, os espécimes apresentam maior diversidade alimentar (SILVA & FLECK, 1976; FABIÁN *et al.*, 1990; KUNZ *et al.*, 1995). Esta variedade de itens alimentares presente na dieta de *T. brasiliensis* sugere que esta espécie é um oportunista seletivo (KUNZ *et al.*, 1995). Consequentemente, é presumível que não ocorra diferença na composição alimentar entre machos e fêmeas, sugerindo que uma maior infecção de helmintos em fêmeas ou machos pode acontecer ao acaso, ou por algum fator externo, como a preferência de locais para forrageamento que pode influenciar uma ingestão maior de insetos infectados por um dos sexos.

HUSAR (1976) e MATA *et al.* (2016) mencionam que em muitas espécies de morcegos é observado a segregação de machos e fêmeas com relação ao uso do habitat para forrageamento, e que possivelmente esta segregação também ocorra com relação as presas. Esta segregação sexual de morcegos relacionada aos habitats de alimentação e tipos de presas pode ser ocasionada por: competição intraespecífica entre ambos os sexos (WILKINSON & BARDAY, 1997; SENIOR *et al.*, 2005; ENCARNAÇÃO, 2012; MATA *et al.*, 2016); diferenças na morfologia, na ecolocalização e nas necessidades fisiológicas e sociais entre machos e fêmeas (GRILLIOT *et al.*, 2009; SCHUCHMANN *et al.*, 2012; LEVIN *et al.*, 2013; LISÓN *et al.*, 2014); e por segregação vertical no uso do espaço (forrageamento em altas altitudes ou mais próximo do chão) (MCCRACKEN *et al.*, 2008; MATA *et al.*, 2016).

Pesquisas realizadas sobre a alimentação de espécies do gênero *Tadarida*, como as de KUNZ *et al.* (1995) e MATA *et al.* (2016), nos ajudam a compreender melhor o comportamento alimentar de espécies deste táxon. KUNZ *et al.* (1995), em pesquisa realizada sobre a alimentação de fêmeas grávidas e lactantes de *T. brasiliensis*, não encontraram diferença significativa na composição da dieta destes dois grupos, e sugerem que é improvável que grávidas e lactantes selecionem seus itens alimentares baseado no

alto valor energético, já que no período de lactação há grande demanda de energia e selecionar presas demandaria grande gasto energético. Entretanto, MATA *et al.* (2016), ao estudar a dieta de fêmeas da espécie europeia *Tadarida teniotis* observaram pela primeira vez em morcegos insetívoros a diferença na dieta entre machos e fêmeas; embora constatou-se uma sobreposição na composição da dieta, as fêmeas ingeriram itens alimentares maiores e mais espécies de mariposas, sugerindo a ocorrência de seleção de presas, que pode ser consequência das altas demandas energéticas durante o período de gravidez e lactação, já que estes tipos de presas oferecem maior energia.

5.1. Comentários sobre o ciclo de vida das espécies de helmintos componentes da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* do município de Montenegro/RS.

Os itens alimentares consumidos pelos hospedeiros definitivos são essenciais para elucidar o ciclo biológico dos parasitos. Ao analisar a literatura sobre as espécies de helmintos que ocorrem em quirópteros, constatou-se que há grandes lacunas sobre o conhecimento do ciclo de vida destas espécies parasitas. As informações baseiam-se principalmente nos registros existentes sobre o padrão geral dos ciclos de vida dos grandes grupos taxonômicos dos quais as espécies fazem parte.

5.1.1. Digenea

LORD *et al.* (2012) dizem que o ciclo de vida dos digenéticos que parasitam morcegos envolve um molusco e um inseto como hospedeiros intermediários. Sobre os

trematódeos da família Urotrematidae, representado neste trabalho por *Urotrema scabridum*, FONT & LOTZ (2008) relatam que, embora a história de vida destes helmintos seja desconhecida, quando nos baseamos na ecologia trófica dos hospedeiros definitivos podemos inferir que os insetos certamente são os segundos hospedeiros intermediários. THATCHER (1982) a respeito dos Lecithodendriidae, como *Ochoterenatrema* sp., comenta que esta é uma família de trematódeos que ocorrem, na forma adulta, em vertebrados insetívoros, e que estes parasitos são transmitidos ao hospedeiro vertebrado por meio dos insetos; sendo assim, é de se esperar que uma variedade considerável de espécies de Lecithodendriidae deva ocorrer em regiões quentes e tropicais, onde os insetos são numerosos e variados.

Digenéticos representantes das famílias Lecithodendriidae (*Ochoterenatrema* sp.) e Phanerosolidae (*Limatulum oklahomense*, *Postorchigenes paraguayensis* e *Parabascus limatulus*) são conhecidos por apresentarem cercárias do tipo ‘xiphidocercaria virgulate’ (LOTZ & FONT, 2008a). Estas cercárias são chamadas assim porque apresentam um par de estruturas em formato de vírgula localizado na ventosa oral que são reservatórios de muco proveniente de células glandulares do corpo, servindo, por exemplo, para lubrificar a cercária durante a migração nos hospedeiros intermediários e para imunizar o parasito contra o sistema imunológico do hospedeiro (KRUIDENER, 1951). MACY (1960) menciona que o encistamento de cercárias, formando metacercárias, foi demonstrado ocorrer dentro de larvas de insetos aquáticos que, quando adultos, podem ser ingeridos por um morcego durante o forrageamento. Insetos aquáticos são hexápodes que permanecem no meio aquático, dulciaquícola ou marinho, durante algum estágio do seu desenvolvimento (HAMADA *et al.*, 2014). Dentre as ordens de insetos componentes da alimentação de *T. brasiliensis*, Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Lepidoptera, Neuroptera, Odonata, Plecoptera apresentam espécies com modo de vida aquático, e em Hymenoptera algumas

espécies parasitoides também estão relacionadas a corpos de água, entretanto são consideradas semiaquáticas (FERREIRA-JÚNIOR *et al.*, 2014).

O ciclo de vida típico de um trematódeo digenético envolve pelo menos dois hospedeiros, um vertebrado, onde ocorre a reprodução sexuada, e um molusco, onde há a produção de uma ou mais gerações assexuadas (ROBERTS & JANOBY, 2009). As etapas do ciclo de vida destes organismos são descritas resumidamente a seguir, de acordo com ROBERTS & JANOBY (2009): 1) O miracídio é liberado do ovo e penetra no caramujo (hospedeiro intermediário); 2) No caramujo, o miracídio sofre metamorfose originando a cercária; 3) As cercárias emergem do molusco e infectam o hospedeiro definitivo, ou podem encistar formando uma metacercária dentro ou sobre um segundo hospedeiro intermediário, proporcionando assim um meio de transmissão para o hospedeiro definitivo que não se alimenta ou não entra em contato com o hospedeiro molusco.

5.1.2. Eucestoda

Em relação ao ciclo de vida dos cestoides, normalmente são requeridos dois hospedeiros (ROBERTS & JANOBY, 2009). Em Cyclophyllidea, ordem na qual a espécie *Vampirolepis decipiens* é inserida, o hospedeiro intermediário ingere o ovo embrionado, que sofre sucessivas transformações até se tornar um cisticercoide, a forma infectante para o hospedeiro definitivo (ROBERTS & JANOBY, 2009). De acordo com ROBERTS & JANOBY (2009) quando um cestóide ocorre em um hospedeiro definitivo aquático, seus hospedeiros intermediários provavelmente são aquáticos, a mesma regra valendo para hospedeiros terrestres. Os insetos, item alimentar de *T. brasiliensis*, estão entre os grupos de hospedeiros que abrigam espécies de cestóides (ROBERTS & JANOBY, 2009), e segundo

UBELAKER *et al.* (1979) é esperado que espécies do gênero *Vampirolepis* tenham como hospedeiros intermediários insetos, já que este padrão é observado em outros Hymenolepididae.

5.1.3. Nematoda

Em Nematoda o desenvolvimento dos indivíduos apresenta quatro fases juvenis (L1, L2, L3 e L4) e uma adulta, separadas entre si por ecdises, e no geral hospedeiros intermediários estão envolvidos no ciclo de vida das formas parasitas (ROBERTS & JANOVY, 2009; SANTOS & GIBSON, 2015). Parasitos da família Molineidae, como *Tadaridanema delicatus*, possuem ciclo de vida direto, onde o juvenil de terceiro estágio (L3) é a forma infectante para o hospedeiro definitivo que a adquire por ingestão (PESENTI *et al.*, 2015). Entretanto, existem espécies de Molineidae que utilizam hospedeiros paratênicos como estratégia para alcançarem o hospedeiro definitivo e completarem seus ciclos de vida; insetos podem desempenhar o papel de hospedeiros paratênicos de nematoides (BUSH *et al.*, 2001). É provável que morcegos insetívoros sejam infectados por nematoides através dos insetos que ingerem.

5.2. Morcegos e zoonoses

Os morcegos são os mamíferos mais abundantes em várias florestas tropicais e são vertebrados silvestres que frequentemente interagem com os seres humanos (MORATELLI & CALISHER, 2015). A população humana não tem uma relação amigável com

quirópteros devido a fatores como: desinformação, que faz com que as pessoas vejam estes animais como pragas e prejudiciais ao bem estar humano, desconhecendo o papel importante que desempenham nos ecossistemas; mitos, que desencadeiam medo; prejuízos econômicos e incômodos causados, por exemplo, pela instalação de colônias em construções humanas ou ataque a plantações de frutas, que acontecem devido ao deslocamento desses animais para áreas urbanas e periurbanas, impulsionado pela perda de seus habitats naturais por ação antrópica; e transmissão de doenças, que provavelmente é o fator que mais gera preocupação (MILDENSTEIN & JONG, 2011; CEVS/RS, 2012; LUIS *et al.*, 2016).

De acordo LUIS *et al.* (2016), a maioria das doenças emergentes e reemergentes que acometem seres humanos são zoonoses (doenças que são transmitidas por animais). Doenças emergentes são infecções recentes ou antigas que estão aumentando rapidamente sua incidência na população ou ampliando geograficamente sua área de alcance (MORENS *et al.*, 2004). Estas doenças emergentes não afetam apenas a saúde pública, mas também a biodiversidade, pois animais silvestres também são suscetíveis a patologias (DASZAK *et al.*, 2000; BARBOSA *et al.*, 2011).

Todo animal, seja silvestre ou doméstico, pode ser reservatório de organismos com potencial de causar doenças ou infecções nos homens (VASCONCELLOS, 2001; ALHO, 2012; BARBOSA *et al.*, 2011). Ao longo dos anos o número de zoonoses conhecidas tem aumentado, e conseqüentemente um maior número de pessoas tem sido acometido por estas doenças, devido ao frequente contato das pessoas e animais domésticos com animais silvestres ocasionado pela crescente expansão das cidades, destruição de habitats naturais, introdução de espécies exóticas em áreas onde elas não ocorrem naturalmente e uso de animais silvestres como pets (VASCONCELLOS, 2001; ALHO, 2012; BARBOSA *et al.*, 2011).

Morcegos podem abrigar uma quantidade considerável de parasitos potencialmente zoonóticos (HAYMAN *et al.*, 2013) facilitada por características intrínsecas como a capacidade de voar, que permite uma ampla dispersão geográfica, baixas taxas de fecundidade, expectativa de vida longa para um animal com proporções corporais relativamente pequenas, estilo de vida gregário com colônias compostas por inúmeros indivíduos e a capacidade de entrar em torpor e hibernar (HAYMAN *et al.*, 2013; CALISHER *et al.*, 2006; TURMELLE & OLIVAL, 2009; CORRÊA *et al.*, 2013). Estudos realizados em quirópteros já identificaram mais de 200 vírus nestes hospedeiros, distribuídos em 11 famílias e 37 gêneros, muitos dos quais tem potencial de causar doenças nos homens (MORATELLI & CALISHER, 2015); o grupo dos vírus, sem dúvida, é o que tem recebido mais atenção dos pesquisadores, a exemplo do recente surto de infecção com o vírus Ebola na África, onde morcegos são frequentemente considerados seu principal ou único reservatório, apesar desta informação não estar confirmada por estudos científicos (LEENDERTZ *et al.*, 2015; KANGOY *et al.*, 2016; LEENDERTZ, 2016; PAWESKA *et al.*, 2016).

Recentemente, o número de pesquisas investigando o papel dos morcegos como hospedeiros de patógenos não virais tem aumentado (BROOK & DOBSON, 2015). Estes estudos têm demonstrado que os quirópteros apresentam, por exemplo, associações evolutivas com protistas e bactérias (BROOK & DOBSON, 2015). Com relação aos helmintos, estudos apontam estes vertebrados como hospedeiros de várias espécies de trematódeos, cestóides e nematóides; de acordo com BROOK & DOBSON (2015) a vulnerabilidade dos morcegos às infecções causadas por helmintos é semelhante à de outros mamíferos que normalmente apresentam morbidade em vez de mortalidade.

Doenças causadas por helmintos afetam mais de um bilhão de pessoas no mundo (BETHONY *et al.*, 2006; CRAIG & SCOTT, 2014). Comumente a interação parasito-hospedeiro parece ser harmoniosa, com portadores clinicamente assintomáticos que

desempenham o papel de reservatórios, a longo prazo, destes parasitos (MAIZELS & YAZDANBAKHS, 2003; BETHONY *et al.*, 2006). Desta forma, podemos dizer que os helmintos também podem ser considerados como não patogênicos, apesar de alterarem o sistema imunológico do hospedeiro e, conseqüentemente, o estado geral de saúde de um indivíduo, ocasionando, por exemplo, deficiências nutricionais que podem influenciar e/ou facilitar uma coinfeção com outros parasitos (MAIZELS & YAZDANBAKHS, 2003; BETHONY *et al.*, 2006; LORD *et al.*, 2012; CRAIG & SCOTT, 2014).

Infecções helmínticas são mais comuns em países considerados emergentes e pobres, onde se observa carência em serviços públicos como saneamento básico (HAQUE, 2007; LODO *et al.*, 2010). Doenças causadas por helmintos são transmitidas normalmente ao homem pela penetração de larva pela pele, ingestão de ovos e/ou de hospedeiros infectados por estes helmintos (ROBERTS & JANOVY, 2009).

Pesquisas que enfatizam a associação de quirópteros com zoonoses são realizadas basicamente com vírus, protistas, fungos e bactérias (CORRÊA *et al.*, 2013). O conhecimento dos mecanismos de transmissão de patógenos por morcegos é limitado e estudos relacionados a este tema exigem abordagens interdisciplinares para compreendermos como a ecologia e biologia do hospedeiro impactam a dinâmica da infecção e sua evolução (HAYMAN *et al.*, 2013). A identificação de espécies reservatórios é a chave para controlar a emergência de doenças infecciosas, entretanto atualmente não existe nenhum quadro para caracterização do provável potencial que as espécies hospedeiras podem desempenhar (LUIS *et al.*, 2016).

Em se tratando das espécies componentes da helmintofauna de *T. brasiliensis*, registradas no presente trabalho, não há registros na literatura de infecções causadas por estes parasitos em humanos. De acordo com LORD *et al.* (2012) estudos sobre helmintofauna de morcegos são poucos, se comparados com a quantidade de trabalhos

relacionados outros grupos de mamíferos, e focam especialmente descrições de espécies, registros de novo hospedeiro/ocorrência e listas de espécies.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(De acordo com as normas da Revista Zoologia)

- ALHO CJR (2012) Importância da biodiversidade para a saúde humana: uma perspectiva ecológica. **Estudos Avançados** 26 (74): 151-165. doi: 10.1590/S0103-40142012000100011
- ALLESINA S, TANG S (2012) Stability criteria for complex ecosystems. **Nature** 483: 205-208. doi: 10.1038/nature10832
- AMATO JFR, AMATO SB (2010) Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves, p. 369-393. In: MATTER SV, STRAUBE FC, PIACENTINI VQ, ACCORDI IA, CÂNDIDO JR JF (Eds.). **Ornitologia e conservação: Ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. Rio de Janeiro, Technical Books, 516p.
- ANDERSON RC, CHABAUD AG, WILLMOTT S (2009) **Keys to the nematode parasites of vertebrates – Archival volume**. Wallingford, CABI Publishing, 480p.
- AYRES M, AYRES JR M, AYRES DL, SANTOS AS (2005) **BioEstat 4.0. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e Médicas**. Belém, Sociedade Civil Mamirauá, MCT, Imprensa Oficial do Estado do Pará, XII+324p.
- BARBOSA AD, MARTINS NRS, MAGALHÃES DF (2011) Zoonoses e saúde pública: riscos da proximidade humana com a fauna silvestre. **Ciência Veterinária nos Trópicos** 14 (1/2/3): 1-9.
- BETHONY J, BROOKER S, ALBONICO M, GEIGER SM, LOUKAS A, DIEMERT D, HOTEZ PJ (2006) Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis, and hookworm. **The Lancet** 367: 1521-1532. doi: 10.1016/S0140-6736(06)68653-4

- BEVERIDGE I, SPRATT DM (2015) Biodiversity and parasites of wildlife: helminths of Australasian marsupials. **Trends in Parasitology** **31** (4): 142-148. doi: 10.1016/j.pt.2014.10.007
- BLANCHET S, REY O, BERTHIER P, LEK S, LOOT G (2009) Evidence of parasite-mediated disruptive selection on genetic diversity in a wild fish population. **Molecular Ecology** **18** (6): 1112-1123. doi: 10.1111/j.1365-294X.2009.04099.x
- BOEGER WA, THATCHER VE, MARQUES SA (1985) A validade de *Czosnowia Zdzitowiecki*, 1967, a redescritção de *C. paraguayensis* (Fischthal e Martin, 1978), n. comb. (Trematoda: Lecithodendriidae) e aspectos de sua patologia no fígado do morcego, *Molossus ater* (Geoffroy), no Brasil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** **20** (3): 147-155. doi: 10.1080/01650528509360683
- BRAUN M (1900a) Trematoden der Chiroptera. **Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien** **15**: 217-236.
- BRAUN M (1900b). Einige bemerkungen über die fascioliden der Chiroptera. **Zoologischer Anzeiger** **23**: 387-391.
- BRAY RA, GIBSON DI, JONES A (Eds) (2008) **Keys of the trematoda**. Vol 3. Wallingford, CBA International, 824p.
- BROOK CE, DOBSON AP (2015) Bats as ‘special’ reservoirs for emerging zoonotic pathogens. **Trends in Microbiology** **23** (3): 172-180. doi: 10.1016/j.tim.2014.12.004
- BRUNET-ROSSINNI AK, WILKINSON GS (2009) Methods for age estimation and the study of senescence in bats, p. 315-325. In: KUNZ TH, PARSONS S (Eds). **Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats**. Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901p.

- BUSH AO, FERNÁNDEZ JC, ESCH GW, SEED JR (2001) **Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites**. Cambridge University Press, UK, 566p.
- BUSH AO, HOLMES JC (1986) Intestinal helminths of lesser scaup ducks: patterns of association. **Canadian Journal of Zoology** **64**: 132-141. doi: 10.1139/z86-022
- BUSH AO, LAFFERTY KD, LOTZ JM, SHOSTAK AW (1997) Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. **Journal of Parasitology** **83** (4): 575-583. doi: 10.2307/3284227
- CABALLERO E (1942) Trematodos de los murciélagos de Mexico. III. Descripción de *Urotrema scabridum* Braun, 1900, y posición sistemática de las especies norteamericanas de este género. **Anales del Instituto de Biología** **13**: 641-648.
- CABALLERO E (1943) Trematodos de los murciélagos de Mexico. IV. Descripción de un nuevo género de la sub-familia Lecithodendriinae Looss, 1902, y una nueva especie de *Prosthodendrium* Dollfus, 1931. **Anales del Instituto de Biología** **14** (1): 173-193.
- CABALLERO E, GROCOTT RG (1960) Helminthos de la República de Panamá. XXIII. Estudio de dos tremátodos de murciélagos, con descripción de una nueva especie. **Ciencia** **19**: 244-248.
- CAIN GD (1966) Helminth parasites of bats from Carlsbad Caverns, New Mexico. **The Journal of Parasitology** **52** (2): 351-357. doi: 10.2307/3276498
- CALISHER CH, CHILDS JE, FIELD HE, HOLMES KV, SCHOUNTZ T (2006) Bats: important reservoir hosts of emerging viruses. **Clinical Microbiology Reviews** **19**: 531-545. doi: 10.1128/CMR.00017-06
- CARO F, CARVAJAL H, BONELO A, VÉLEZ I (2003) Tremátodos de murciélagos de la ciudad de Cali y áreas vecinas (Colombia). **Actualidades Biológicas** **25** (78): 79-88.

- CASTIBLANCO F, VÉLEZ I (1982) Observacion de trematodos digeneticos en murcielagos del Valle de Aburra y alrededores. **Actualidades Biológicas** 11 (42): 129-141.
- CEVS/RS (2012) **Guia de manejo e controle de morcegos: técnicas de identificação, captura e coleta**. Porto Alegre, 129p.
- CFMV (2012) **Guia brasileiro de boas práticas em eutanásia em animais – Conceitos e procedimentos recomendados**. Brasília, 66p. Disponível online em: http://www.crmvpr.org.br/?p=imprensa/noticia_detalhes&id=4148 [Acesso em: 03 de março de 2014].
- COLWELL RK (2013) **EstimateS, version 9.1: statistical estimation of species richness and shared species from samples, software and user's guide**. Disponível online em: <http://purl.oclc.org/estimates>.
- CORRÊA MMO, LAZAR A, DIAS D, BONVICINO CR (2013) Quirópteros hospedeiros de zoonoses no Brasil. **Boletim da Sociedade Brasileira de Mastozoologia** 67: 23-38.
- CRAIG, J.M. & A.L. SCOTT. 2014. Helminths in the lungs. **Parasite Immunology** 36: 463-474.
- CZAPLINSKI B, VAUCHER C (1994) Family Hymenolepididae Ariola, 1899, p. 595-663. In: KHALIL LF, JONES A, BRAY RA (Eds). **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CABI International, VII+768p.
- DASZAK P, CUNNINGHAM AA, HYATT AD (2000) Emerging infectious diseases of wildlife – threats to biodiversity and human healthy. **Science** 287: 443-449. doi: 10.1126/science.287.5452.443
- DUBOIS G (1960) Contribution à l'étude des Trématodes de Chiroptères: Revision du sous-genre *Prosthodendrium* Dollfus, 1931 et des genres *Lecithodendrium* Looss, 1896 et *Pycnopus* Looss, 1899. **Revue Suisse de Zoologie** T. 67 (1): 1-80.

- DUBOIS G (1964) Contribution à l'étude des Trématodes de Chiroptères: Les genres *Limatum* Travassos, 1921 et *Limatuloides* gen. nov. **Revue Suisse de Zoologie T. 71** (19): 371-381.
- DURETTE-DESSET MC, CHABAUD AG (1975) Nématodes Trichostrongyloidea parasites de microchiroptères. **Annales de Parasitologie 50** (3): 303-337.
- ENCARNAÇÃO JA (2012) Spatiotemporal pattern of local sexual segregation in a tree-dwelling temperate bat *Myotis daubentonii*. **Journal of Ethology 30** (2): 271–278. doi:10.1007/s10164-011-0323-8
- ESTEBAN JG, AMENGUAL B, COBO JS (2001) Composition and structure of helminth communities in two populations of *Pipistrellus pipistrellus* (Chiroptera: Vespertilionidae) from Spain. **Folia Parasitologica 48**: 143-148. doi: 10.14411/fp.2001.022
- FABIÁN ME, GREGORIN R (2007) Família Molossidae, p. 14. In: REIS NR, PERACCHI AL, PEDRO WA, LIMA IP (Eds). **Morcegos do Brasil**. Londrina, Nélío Hélio dos Reis, 253p.
- FABIÁN ME, HARTZ SM, ARIGONY THA (1990) Alimentação de *Tadarida brasiliensis* (Geoffroy, 1824) na região urbana de Porto Alegre, RS, Brasil (Chiroptera, Molossidae). **Revista Brasileira de Biologia 50** (2): 387-392.
- FABIÁN ME, MARQUES RV (1996) Aspectos do comportamento de *Tadarida brasiliensis brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824) (Chiroptera; Molossidae) em ambiente urbano. **Biociências 4** (1): 65-86.
- FALCÓN-ORDAZ J, GUZMÁNE-CORNEJO C, GARCÍA-PRIETO L, GARDNER SL (2006) *Tadaridanema delicatus* (Schwartz, 1927) n. gen., n. comb. (Trichostrongylina: Molineidae) parasite of Molossidae bats. **The Journal of Parasitology 92** (5): 1035-1042. doi: 10.1645/GE-744R.1

- FELIU C, TORRES J, MIQUEL J, SEGOVIA JM, FONS R (2006) Digenean trematodes, p. 13-28. In: MORAND S, KRASNOV BR, POULIN R (Eds). **Micromammals and macroparasites. From evolutionary ecology to management**. Springer, Japan, 647p.
- FERREIRA-JÚNIOR N, SALLES FF, HAMADA N (2014) Hexápodes Aquáticos, p. 173-182. In: HAMADA N, NESSIMIAN JL, QUERINO RB (Eds). **Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Editora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia, Manaus. 724p.
- FISCHTHAL JH, MARTIN RL (1978) *Postorchigenes paraguayensis* sp.n. (Trematoda, Pleurogenidae), a digenetic trematode from the large fishing bat, *Noctilio leporinus rufescens* Olfers, from Paraguay. **Acta Parasitologica Polonica** 25 (24): 217-221.
- FONT WF, LOTZ JM (2008) Family Urotrematidae Poche, 1926, p. 441-445. In: BRAY RA, GIBSON DI, JONES A (Eds). **Keys to the Trematoda**. Vol. 3. Wallingford, CBAI Publishing, 824p.
- FOSTER GW, MERTINS JW (1996) Parasitic helminths and arthropods from brazilian free-tailed bats (*Tadarida brasiliensis cynocephala*) in Florida. **Journal of Helminthology** 63 (2): 240-245.
- FREITAS JFT (1957) "*Ochoterenatrema caballeri*" sp. n. (Trematoda, Lecithodendriidae). **Revista Brasileira de Biologia** 17 (3): 285-290.
- FREITAS JFT, DOBBIN JR JE (1962) Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de quirópteros no Estado de Pernambuco, Brasil. **Anais da Faculdade de Farmácia** 5: 53-83.
- FREITAS JFT, HERRERA NI (1963) Fauna helmintológica do Peru: "*Ochoterenatrema fraternum*" sp. n. (Trematoda, Lecithodendriidae). **Revista Brasileira de Biologia** 23 (3): 255-258.

- FUENTES VM, SAINZ-ELIPE S, SÁEZ-DURÁN S, GALÁN-PUCHADES MT (2009) Helminth parasites of small mammals as biological indicators of the post-fire regeneration process in mediterranean ecosystems and preliminary small mammal/helminth GIS models. **Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología** **68** (1): 46-55.
- GIBBONS LM (2010) **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Supplementary Volume. CAB International, Wallingford. 416p.
- GIBSON DI, JONES A, BRAY RA (2002) **Keys to the trematoda**. Vol 1. Wallingford, CABI Publishing, 544p.
- GIBSON DI, MCCARTHY TJ (1987) Bats as hosts of acanthocephalan parasites. **Helminthological Abstracts, Serie A** (56): 159–162.
- GÓMEZ A, NICHOLS E (2013) Neglected wild life: parasitic biodiversity as a conservation target. **International Journal for Parasitology: Parasites and wildlife** **2**: 222-227. doi: 10.1016/j.ijppaw.2013.07.002
- GREGORIN R, TADDEI VA (2002) Chave artificial para a identificação de molossídeos brasileiros (Mammalia, Chiroptera). **Journal Neotropical Mammalogy** **9** (1): 13-32.
- GRILLIOT ME, BURNETT SC, MENDONÇA MT (2009) Sexual dimorphism in big brown bat (*Eptesicus fuscus*) ultrasonic vocalizations is context dependent. **Journal of Mammalogy** **90** (1): 203–209. doi:10.1644/07-MAMM-A-161.1
- GUZMÁN-CORNEJO C, GARCÍA-PRIETO L, LEÓN GPP, MORALES-MALACARA JB (2003) Parasites of *Tadarida brasiliensis mexicana* (Chiroptera: Molossidae) from arid regions of Mexico. **Comparative Parasitology** **70** (1): 11-25. doi: 10.1654/1525-2647(2003)070[0011:POTBMC]2.0.CO;2
- HAMADA N, NESSIMIAN JL, QUERINO RB (Eds) (2014) **Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia**. Editora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia, Manaus. 724p.

- HANSKI I (1982) Dynamics of regional distribution: the core and satellite species hypothesis. **Oikos** **38**: 210-221.
- HAQUE R (2007) Human intestinal parasites. **Journal of Health, Population and Nutrition** **25** (4): 387-391.
- HAYMAN DTS, BOWEN RA, CRYAN PM, MCCRACKEN GF, O'SHEA TJ, PEEL AJ, GILBERT A, WEBB CT, WOOD JLN (2013) Ecology of zoonotic infectious diseases in bats: current knowledge and future directions. **Zoonoses and Public Health** **60**: 2–21. doi: 10.1111/zph.12000
- HECHINGER RF (2015) Parasites help find universal ecological rules. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** **112** (6): 1656-1657. doi: 10.1073/pnas.1423785112
- HUSAR SL (1976) Behavioral character displacement: evidence of food partitioning in insectivorous bats. **Journal of Mammalogy** **57** (2): 331–338. doi: 10.2307/1379692.
- IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2010) **Censo demográfico 2010**. Disponível online em: <http://cod.ibge.gov.br/232N8> [Acesso em: 27 de fevereiro de 2016].
- IUCN – International Union for Conservation of Nature and Natural Resources (2013) **IUCN red list of threatened species**. Versão 2015.4. Disponível online em: www.iucnredlist.org [Acesso em: 27 de fevereiro de 2016].
- JEPHCOTT TG, SIME-NGANDO T, GLEASON FH, MACARTHUR DJ (2016) Host-parasite interactions in food webs: diversity, stability, and coevolution. **Food Webs** **6**: 1-8. doi: 10.1016/j.fooweb.2015.12.001
- JONES A, BRAY RA, GIBSON DI (Eds) (2005) **Keys to the trematoda**. Vol 2. Wallingford, CABI Publishing, 745p.
- JOYEUX C (1945) Cestodes du Brésil. I. **Arkiv för Zoologi** **37**: 1–4.

- KANGOY AK, MULOYE GM, AVEVOR PM, SHIXUE L (2016) Review of past and present ebola hemorrhagic fever outbreaks in the Democratic Republic of Congo 1976 - 2014. **African Journal of Infectious Diseases** **10** (1): 38-42.
- KHALIL LF, JONES A, BRAY RA (Eds) (1994) **Keys to the cestode parasites of vertebrates**. Wallingford, CABI Publishing, 751p.
- KRUIDENER FJ (1951) The formation and function of mucoids in virgulate cercariae, including a study of the virgula organ. **American Midland Naturalist** **46**: 660-683.
- KUNZ TH, WHITAKER JR JO, WADANOLI MD (1995) Dietary energetics of the insectivorous mexican free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis*) during pregnancy and lactation. **Oecologia** **101**: 407-415.
- LEENDERTZ SAJ (2016) Testing new hypotheses regarding ebolavirus reservoirs. **Viruses** **8** (2): 30. doi: 10.3390/v8020030
- LEENDERTZ SAJ, GOGARTEN JF, DÜX A, CALVIGNAC-SPENCER S, LEENDERTZ FH (2015) Assessing the evidence supporting fruit bats as the primary reservoirs for ebola viruses. **EcoHealth**: 1-8. doi: 10.1007/s10393-015-1053-0
- LENT H, FREITAS T, PROENÇA MC (1945) Trematódeos de morcegos colecionados no Paraguay. **Revista Brasileira de Biologia** **5** (4): 499-507.
- LEVIN E, ROLL U, DOLEV A, YOM-TOV Y, KRONFELD-SHCOR N (2013) Bats of a gender flock together: sexual segregation in a subtropical bat. **PLOS ONE** **8** (2): e54987. doi:10.1371/journal.pone.0054987
- LINSTOW O (1904) Beobachtungen on nematoden und cestoden. **Archiv für Naturgesch, Bull.** **70 J, 1** (3): 297-309.
- LISÓN F, HAZ Á , GONZÁLEZ-REVELLES C, CALVO JF (2014) Sexual size dimorphism in greater mouse-eared bat *Myotis myotis* (Chiroptera: Vespertilionidae) from a Mediterranean region. **Acta Zoologica** **95** (2): 137–143. doi:10.1111/azo.12012

- LODO M, OLIVEIRA CGB, FONSECA ALA, CAPUTTO LZ, PACKER MLT, VALENTI VE, FONSECA FLA (2010) Prevalência de enteroparasitas em município do interior paulista. **Revista Brasileira de Crescimento e Desenvolvimento Humano** 20 (3): 769-777. Doi: 10.1590/S0104-12822010000300012
- LOLLAR A (2010) **Standards and medical management for captive insectivorous bats**. Bat World Sanctuary Publication, United States of America, 206p.
- LORD JS, BROOKS DR (2014) Bat endoparasites: A UK perspective, p. 63-65. In: KLIMPEL S, MEHLHORN H (Eds). **Bats (Chiroptera) as vectors of diseases and parasites: facts and myths**. Germany, Springer, Parasitology research monographs, volume 5, 187p.
- LORD JS, PARKER S, PARKER F, BROOKS DR (2012) Gastrointestinal helminths of pipistrelle bats (*Pipistrellus pipistrellus*/*Pipistrellus pygmaeus*) (Chiroptera: Vespertilionidae) of England. **Parasitology** 139: 366-374. doi: 10.1017/S0031182011002046
- LOTZ JM, FONT WF (1983) Review of the Lecithodendriidae (Trematoda) from *Eptesicus fuscus* in Wisconsin and Minnesota. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 50 (1): 83-102.
- LOTZ JM, FONT WF (1991) The role of positive and negative interspecific associations in the organization of communities of intestinal helminths of bats. **Parasitology** 103: 127-138. doi: 10.1017/S0031182000059370
- LOTZ JM, FONT WF (2008a) Family Lecithodendriidae, p. 527-536. In: BRAY RA, GIBSON DI, JONES A (Eds). **Keys to the Trematoda**. Vol. 3. Wallingford, CBAI Publishing, 824p.

- LOTZ JM, FONT WF (2008b) Family Phaneropsolidae Mehra, 1935, p. 545-562. In: BRAY RA, GIBSON DI, JONES A (Eds). 2008. **Keys to the Trematoda**. Vol. 3. Wallingford, CBAI Publishing, 824p.
- LUIS AD, HAYMAN DTS, O'SHEA TJ, CRYAN PM, GILBERT AT, PULLIAM JRC, MILLS JN, TIMONIN ME, WILLIS CKR, CUNNINGHAM AA, FOOKS AR, RUPPRECHT CE, WOOD JLN, WEBB CT (2016) A comparison of bats and rodents as reservoirs of zoonotic viruses: are bats special? **Proceedings of the Royal Society** **280** (1756): 20122753.
- LUNASCHI LI (2002a) Tremátodos Lecithodendriidae y Anenterotrematidae de Argentina, México y Brasil. **Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Série Zoología** **73** (1): 1-10.
- LUNASCHI LI (2002b) Redescrición y comentarios taxonômicos sobre *Ochoterenatrema labda* (Digenea: Lecithodendriidae), parasito de quirópteros em México. **Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Série Zoología** **73** (1): 11-18.
- LUNASCHI, L.I. 2004. Redescricion de *Limatuloides limatulus* (Braun) Dubois, 1964 (Trematoda, Lecithodendriidae) um parasito de *Tadarida brasiliensis* (Geof.) (Chiroptera, Molossidae) de Argentina. **Gayana** **68** (1): 102-107. doi: 10.4067/s0717-65382004000100011
- MACY RW (1931) New bat trematodes of the genera *Plagiorchis*, *Limatulum*, and *Dricocoelium*. **The Journal of Parasitology** **18** (1): 28-33.
- MACY RW (1960) The life cycle of *Plagiorchis vespertilionis parorchis*, n. ssp. (Trematoda: Plagiorchiidae), and observations on the effects of light on the emergence of the cercaria. **Journal of Parasitology** **46**: 337-345.

- MAIZELS RM, YAZDANBAKHS M (2003) Immune regulation by helminth parasites: cellular and molecular mechanisms. **Nature Reviews Immunology** **3** (9): 733-744. doi: 10.1038/nri1183
- MAÑÉ-GARZÓN F, TELIAS D (1965) Un nuevo trematodo del gênero *Urotrema* de la rata de água y redescricion de *Urotrema scabridum* Braun, 1900. **Comunicaciones Zoológicas del Museo de Historia Natural de Montevideo** **8** (105): 1-9.
- MARQUES RV, FABIÁN ME (1994) Ciclo reprodutivo de *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy, 1824) (Chiroptera, Molossidae) em Porto Alegre, Brasil. **Iheringia** **77**: 45-56.
- MATA VA, AMORIM F, CORLEY MFV, MCCRACKEN GF, REBELO H, BEJA P (2016) Female dietary bias towards large migratory moths in the European free-tailed bat (*Tadarida teniotis*). **Biology Letters** **12**: 20150988. doi: 10.1098/rsbl.2015.0988
- MCCRACKEN GF, GILLAM EH, WESTBROOK JK, LEE Y-F, JENSEN ML, BALSLEY BB (2008) Brazilian free-tailed bats (*Tadarida brasiliensis*: Molossidae, Chiroptera) at high altitude: links to migratory insect populations. **Integrative and Comparative Biology** **48** (1): 107–118. doi:10.1093/icb/icn033
- MCWILLIAMS LA (2005) Variation in diet of the mexican free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis mexicana*). **Journal of Mammalogy** **86** (3): 599-605. doi: 10.1644/1545-1542(2005)86[599:VIDOTM]2.0.CO;2
- MELAUN C, WERBLOW A, BUSCH MW, LISTON A, KLIMPEL S (2014) Bats as potential reservoir hosts for vector-borne diseases, p. 25-28. In: KLIMPEL S, MEHLHORN H (Eds). **Bats (Chiroptera) as vectors of diseases and parasites: facts and myths**. Germany, Springer, Parasitology research monographs, volume 5, 187p.
- MELO LCV (2010) **Estudo da fauna enteroparasitária de morcegos sinantrópicos do município de São Paulo/Brasil, no período de abril de 2007 a novembro de 2008**. Dissertação (mestrado). Programa de Pós-Graduação em Ciências da Coordenadoria

de Controle de Doenças da Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo. São Paulo, 146p.

MILDENSTEIN T, JONG C (2011) Natural history, ecological and socio-economic value of bats, p. 15-27. In: NEWMAN SH, FIELD HE, JONG CE, EPSTEIN JH (Eds). **Investigating the role of bats in emerging zoonoses: balancing ecology, conservation and public health interests**. FAO Animal Production and Health Manual, n. 12, Rome, 182p.

MMA – Ministério do Meio Ambiente (Brasil). **Portaria nº 444 de 17 de dezembro de 2014**. Institui a lista nacional oficial de espécies da fauna ameaçadas de extinção. Diário Oficial da União nº 245, Brasília, Seção 1, p. 121.

MIRANDA JMD, BERNARDI IP, PASSOS FC (2011) **Chave ilustrada para determinação dos morcegos da Região Sul do Brasil**. Curitiba, 51p.

MOORE J (2013) An overview of parasite-induced behavioral alterations – and some lessons from bats. **The Journal of Experimental Biology** **216**: 11-17. doi: 10.1242/jeb.074088

MORATELLI R, CALISHER CH (2015) Bats and zoonotic viruses: can we confidently link bats with emerging deadly viruses? **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **110** (1): 1-22. doi: 10.1590/0074-02760150048

MORENS DM, FOLKERS GK, FAUCI AS (2004) The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. **Nature** **430**(6996): 242-249. doi: 10.1038/nature02759

NOGUEIRA MR, LIMA IP, MORATELLI R, TAVARES VC, GREGORIN R, PERACCHI AL (2014) Checklist of brazilian bats, with comments on original records. **Check List** **10** (4): 808-821. doi: 10.15560/10.4.808

ODENING K (1969) Exkretionssystem und systematische stellung kubanischer fledermaustrematoden. **Bijdr Dierk** **39**: 45-62.

- PACHECO SM, SODRÉ M, GAMA AR, BREDT A, CAVALLINI EM, MARQUES SRV, GUIMARÃES MM, BIANCONI G (2010) Morcegos urbanos: status do conhecimento e plano de ação para a conservação no Brasil. **Chiroptera Neotropical** 16 (1): 629-647.
- PACHECO SM (2013) Chiroptera, p. 175-176, 244, 254. In: WEBER MM, ROMAN C, CÁCERES NC (Org.). **Mamíferos do Rio Grande do Sul**. Santa Maria, Editora da UFSM, 554p.
- PAWESKA JT, STORM N, GROBBELLAR AA, MARKOTTER W, KEMP A, VUREN PJV (2016) Experimental inoculation of egyptian fruit bats (*Rousettus aegyptiacus*) with ebola vírus. **Viruses** 8 (2): 29. doi: 10.3390/v8020029
- PERACCHI AL, LIMA IP, REIS NR, NOGUEIRA MR, ORTÊNCIO FILHO H (2006) Ordem Chiroptera, p. 207. In: REIS NR, PERACCHI AL, PEDRO WA, LIMA IP (Eds). **Mamíferos do Brasil**. Londrina, Nélío Hélio dos Reis, 437p.
- PESENTI TC, GOMES SN, RUI AM, MÜLLER G (2015) Helminths in *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera: Molossidae) from Southern Brazil. **Neotropical Helminthology** 9 (1): 13-20.
- PINTO RM, KNOFF M, GOMES CD, NORONHA D (2011) Nematodes from mammals in Brazil: na updating. **Neotropical Helminthology** 5 (2): 139-183.
- PISTOLE DH (1988) A survey of helminth parasites of chiropterans from Indiana. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 55 (2): 270-274.
- POULIN R (2004) Macroecological patterns of species richness in parasite assemblages. **Basic and Applied Ecology** 5: 423-434. doi: 10.1016/j.baae.2004.08.003
- POULIN R (2010) Latitudinal gradients in parasite diversity: bridging the gap between temperate and tropical areas. **Neotropical Helminthology** 4 (2): 169-177.

- POULIN R (2014) Parasite biodiversity revisited: frontiers and constraints. **International Journal for Parasitology** **44**: 581-589. doi: 10.1016/j.ijpara.2014.02.003
- POULIN R, MORAND S (2000) The diversity of parasites. **The Quarterly Review of Biology** **75** (3): 277-293. doi: 10.1086/393500
- POULIN R, MORAND S (2004) **Parasite Biodiversity**. Smithsonian Books, Washington, 216p.
- RÊGO AA (1962) Sobre alguns “*Vampirolepis*” parasitos de quirópteros (Cestoda, Hymenolepididae). **Revista Brasileira de Biologia** **22**: 129-136.
- REIS NR, SHIBATTA AO, PERACCHI AL, PEDRO WA, LIMA IP (2007) Sobre os morcegos brasileiros, p. 17-24. In: REIS NR, PERACCHI AL, PEDRO WA, LIMA IP (Eds). **Morcegos do Brasil**. Londrina: Nélío Hélio dos Reis, 253p.
- ROBERTS LS, JANOVY JR J (2009) GERALD D, SCHMIDT D, ROBERTS LS **Foundations of parasitology**. Boston, The McGraw-Hill Companies, 720p.
- SANTOS CP, GIBSON DI (2015) Checklist of the helminth parasites of South American bats. **Zootaxa** **3937** (3): 471-499. doi: 10.11646/zootaxa.3937.3.3
- SCHUCHMANN M, PUECHMAILLE SJ, SIEMERS BM (2012) Horseshoe bats recognise the sex of conspecifics from their echolocation calls. **Acta Chiropterologica** **14** (1): 161–166. doi:10.3161/150811012X654376
- SCHWARTZ B (1927) A new parasitic nematode from na unknown species of bat. **Proceedings of the United States Museum** **71**: 1-4.
- SCHMIDT GD (1986) **Handbook of tapeworm identification**. Boca Raton, CRC Press, 675p.
- SENIOR P, BUTLIN RK, ALTRINGHAM JD (2005) Sex and segregation in temperate bats. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences** **272** (1580): 2467–2473. doi:10.1098/ rspb.2005.3237

- SILVA F, FLECK MBS (1976) Comunicação sobre os hábitos alimentares de *Tadarida brasiliensis brasiliensis* (I. Geoffroy). **Pesquisas** **27**: 10-27.
- STATSOFT INC (2007) **Statistica (data analysis software system), version 7**. Disponível online em: <http://www.statsoft.com>.
- TAVARES VC, GREGORIN R, PERACCHI AL (2007) Sistemática: a diversidade de morcegos no Brasil *apud* FABIÁN ME, GREGORIN R. Família Molossidae, p. 149. In: REIS NR, PERACCHI AL, PEDRO WA, LIMA IP (Eds). **Morcegos do Brasil**. Londrina: Nélío Hélio dos Reis, 253p.
- THATCHER VE (1982) 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** **49** (1): 45-55.
- THUL JE, FORRESTER DJ, ABERCROMBIE CL (1985) Ecology of parasitic helminths of wood ducks, *Aix sponsa*, in the Atlantic flyway. **Proceedings of Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **52**: 297-310.
- TUBANGUI MA (1928) Trematode parasites of Philippine vertebrates. **Philippine Journal of Science** **36** (3): 351-381.
- TURMELLE AS, OLIVAL KJ (2009) Correlates of viral richness in bats (order Chiroptera). **Ecohealth** **6** (4): 522-539. doi: 10.1007/s10393-009-0263-8
- TRAVASSOS L, FREITAS JFT, KOHN A (1969) Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **67** (Fascículo único): 1-886.
- UBELAKER JE, SPECIAN RD, DUSZYNSKI DW (1979) Endoparasites, p. 7-56. In: BAKER RJ, JONES JR JK, CARTER DC (Eds). **Biology of bats of the new world, family Phyllostomatidae**. Part III. Special publications of the museum, Texas Tech University 16: 1-441.

- VASCONCELLOS SA (2001) Zoonoses e saúde pública: riscos causados por animais exóticos. **Biológico** 63 (1/2): 63-65.
- VAUCHER C (1981) Helminthes parasites du Paraguay. II, *Postorchigenes mbopi* n. sp. (Trematoda: Lecithodendriidae) chez *Lasiurus ega argentinus* (Thomas). **Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles** 104: 47-51.
- VAUCHER C (1982) Cestodes parasites de chiroptères en Amérique du Sud: révision de *Hymenolepis elongatus* (Rego, 1962) et description de *Hymenolepis phyllostomi* n. sp. **Revue Suisse de Zoologie** 89: 451-459.
- VAUCHER C (1985) Helminthes parasites du Paraguay X: *Hymenolepis dasipteri* n. sp. (Cestoda, Hymenolepididae) chez *Dasipterus ega argentinus* Thomas (Chiroptera, Vespertilionidae). **Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles** 108: 23-27.
- VAUCHER C (1986a) Cestodes parasites de chiroptères en Amérique du Sud II: *Hymenolepis mazanensis* n. sp., chez *Saccopteryx bilineata* (Temm) et *Rhynchonycteris naso* (Wied-Neuwied) (Chiroptera: Emballonuridae) en Amazonie péruvienne. **Revue Suisse de Zoologie** 93: 817-821.
- VAUCHER C (1986b) Helminthes parasites du Paraguay XI: Hymenolepididae (Cestoda) parasites de chiroptères Molossidae, avec description de deux espèces nouvelles. **Revue Suisse de Zoologie** 93: 393-407.
- VAUCHER C (1992) Revision of the genus *Vampirolepis* Spasskij, 1954 (Cestoda: Hymenolepididae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 87 (Supl. 1): 299-304. doi: 10.1590/S0074-0276199200050056
- VICENTE JJ, RODRIGUES HO, GOMES DC, PINTO RM (1997) Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. **Revista Brasileira de Zoologia** 14 (Supl. 1): 1-452. doi: 10.1590/S0101-81751997000500001

- WEGNER KM, REUSCH TBH, KALBE M (2003) Multiple parasites are driving major histocompatibility complex polymorphism in the wild. **Journal of Evolutionary Biology** **16**: 224-232. doi: 10.1046/j.1420-9101.2003.00519.x
- WHITAKER JR JO, NEEFUS C, KUNZ TH (1996) Dietary variation in the mexican free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis mexicana*). **Journal of Mammalogy** **77** (3): 716-724. doi: 10.2307/1382676
- WILKINSON LC, BARCLAY RMR (1997) Differences in the foraging behaviour of male and female big brown bats (*Eptesicus fuscus*) during the reproductive period. **Ecoscience** **4**: 279–285. doi: 10.1080/11956860.1997.11682406
- YAMAGUTI S (1961) **Systema helminthum. Volume III. The nematodes of vertebrates, part I, II.** New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- YAMAGUTI S (1971) **Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates.** Vol. 1. Tokyo, Keigaku Publishers, Inc., 423p.
- ZDZITOWIECKI K (1967) *Czosnowia joannae* g. n., sp. n. (Lecithodendriidae), a new trematode species from the bat, *Myotis daubentoni* (Kühl, 1819). **Acta Parasitologica Polonica** **16** (40): 405-408.
- ZDZITOWIECKI K, RUTKOWSKA MA (1980) The helminthofauna of bats (Chiroptera) from Cuba. II. A review of cestodes with description of four new species and a key to *Hymenolepididae* of American bats. **Acta Parasitologica Polonica** **26** (18): 187-200.