

**Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Instituto de Biociências
Bacharelado em Ciências Biológicas**

Mariana de Oliveira Vargas Schimit

**Fauna Oculta:
Trematódeos Digenéticos de Quirópteros da Amazônia Central**

**Porto Alegre
2022**

Mariana de Oliveira Vargas Schimit

**Fauna Oculta:
Trematódeos Digenéticos de Quirópteros da Amazônia Central**

Trabalho de Conclusão de curso apresentado como requisito parcial para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas com ênfase em Zoologia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Orientador(a):
Profa. Dra. Cláudia Calegari Marques

**Porto Alegre
2022**

Mariana de Oliveira Vargas Schimit

Fauna Oculta:
Trematódeos Digenéticos de Quirópteros da Amazônia Central

Trabalho de Conclusão de curso apresentado como requisito parcial para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas com ênfase em Zoologia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Orientador(a): Profa. Dra. Cláudia Calegari Marques

Aprovado em: Porto Alegre, 04 de Maio de 2022

BANCA EXAMINADORA:

Dra. Cláudia Calegari Marques
Universidade Federal do Rio Grande do Sul

Dra. Maria João Veloso da Costa Ramos Pereira
Universidade Federal do Rio Grande do Sul

Dra. Érica Munhoz de Mello
Centro de Zoonoses de Belo Horizonte e Universidade Federal de Minas Gerais

Sumário

AGRADECIMENTOS.....	5
LISTA DE TABELAS.....	6
LISTA DE ILUSTRAÇÕES.....	7
RESUMO.....	9
1. INTRODUÇÃO.....	10
1.1 Parasitismo e Ambiente.....	10
1.2. Endoparasitismo em morcegos	11
2. OBJETIVOS.....	18
3. METODOLOGIA.....	19
3.1 Origem e coleta dos Quirópteros	19
3.2 Necropsia e triagem dos helmintos	21
3.3 Processamento dos helmintos	23
3.4 Medidas, desenhos e fotomicrografias dos helmintos	23
3.5 Identificação e Análise dos Parâmetros Ecológicos	24
4. RESULTADOS.....	25
4.1 Descrição, resenha taxonômica e comentários dos helmintos	25
4.2 Análise dos Parâmetros Ecológicos	56
5. DISCUSSÃO.....	58
6. CONCLUSÃO.....	60
7. REFERÊNCIAS.....	61

AGRADECIMENTOS

Inicialmente gostaria de agradecer àqueles que sempre me incentivaram aos estudos, desde comprar um almanaque para treinar a leitura quando pequena até me acompanhar no meu primeiro dia de aula da faculdade, aos meus pais, Edson e Márcia.

Meus sinceros agradecimentos à professora Cláudia, que aceitou me orientar neste trabalho de conclusão de curso e vêm me ensinando desde 2018 quando iniciei em seu laboratório sobre estes organismos fantásticos que são os parasitos! Obrigada pelas conversas, risadas, esclarecimentos, explicações, correções e todas as experiências que tenho vivido nestes últimos tempos no Laboratório de Helminologia.

Agradeço muitíssimo a Tamilly, Gerson e João pela parceria e por se disponibilizarem em trazer os morcegos para o Laboratório de Helminologia. Sem vocês, este trabalho não aconteceria.

É claro que não poderia deixar de fora meus amigos e colegas de laboratório: Natália, Letícia, Stephanie e Marcos. Agradeço por me ensinarem as primeiras noções de necropsia e também me ajudarem na coleta dos meus helmintos que por vezes eram quase invisíveis (hehehe!), além, claro, das nossas festas, pelos momentos divertidos, momentos de conversas sérias, pelo compartilhamento de sonhos e experiências de vida.

Agradeço aos meus grandes amigos Ana e Jaison que conheci no início do curso e me acompanham até hoje, me dando suporte e incentivo nos momentos alegres e difíceis da vida.

Por fim, mas não menos importante, agradeço à Érica, que conheci a pouco tempo mas que já me ensinou muito com nossas conversas sobre os helmintos e morcegos, e me salvou com a dica do óleo de cravo! Muito obrigada!

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Espécies de helmintos registradas em quirópteros no Brasil.....	13
Tabela 2: Lista das espécies de quirópteros com suas respectivas guildas e quantidade de espécimes necropsiados.....	20
Tabela 3: Parâmetros ecológicos para as espécies de digenéticos encontradas em morcegos da região central amazônica.....	57

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1:** Necropsia e análise dos quirópteros. **A.** Necropsia do morcego sobre prancha de parafina. **B.** Análise dos órgão com auxílio de lupa e pinça..... 21
- Figura 2:** Formulário de necropsia para quirópteros do Laboratório de Helmintologia/UFRGS (LabHelm)..... 22
- Figura 3:** Recipientes de vidro contendo soluções alcoolicas e o corante para a bateria de coloração dos helmintos..... 23
- Figura 4:** Desenho esquemático de *Urotrema scabridum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Esôfago (ES); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Ceco Intestinal (CI); Vitelário (VI); Testículo Anterior (TA); Testículo Posterior (TP); Útero (UT); Bolsa do Cirro (BC). **Barra** = 500 µm.. 28
- Figura 5:** Fotomicrografia de *Urotrema scabridum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Vitelário (VI); Testículo Anterior (TA); Testículo Posterior (TP); Bolsa do Cirro (BC)..... 29
- Figura 6:** Desenho esquemático de *Anenterotrema megacetabulum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Vitelário (VT); Útero (UT). **B.** Vista lateral. Acetábulo (AC); Ovos (O). **Barra** = 250µm 33
- Figura 7:** Fotomicrografia de *Anenterotrema megacetabulum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Ovos (O). **B.** Vista lateral. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Ovos (O)..... 34
- Figura 8:** Desenho esquemático de *Anenterotrema liliputianum*. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Vitelária (VT); Útero (UT). **Barra**= 250µm..... 37
- Figura 9:** Fotomicrografia de *Anenterotrema liliputianum*. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Vitelária (VT); Ovos (O)..... 38
- Figura 10:** Desenho esquemático de *Metadelphis* sp1. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo esquerdo (TE); Testículo direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitalária (VT); Útero (UT). **Barra** = 990 µm..... 42
- Figura 11:** Fotomicrografia de *Metadelphis* sp1. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo esquerdo (TE); Testículo direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitalário (VT); Útero (UT)..... 43
- Figura 12:** Desenho esquemático de *Metadelphis* sp2. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitelário (VT); Útero (UT). **Barra** = 990 µm..... 46

- Figura 13:** Fotomicrografia de *Metadelphis* sp2. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitelário (VT); Útero (UT)..... 47
- Figura 14:** Desenho esquemático de *Parabascus limatum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Esôfago (ES); Cecos Intestinais (CI); Vitelário (VT); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovos (O). **Barra** = 500 μ m..... 50
- Figura 15:** Fotomicrografia de *Parabascus limatum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Vitelário (VT); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Útero (UT). **B.** Detalhes do Acetábulo (AC); Bolsa do Cirro (BC); e Ovos (O)..... 51
- Figura 16:** Desenho esquemático de *Nudacotyle novicia*. Ventosa Oral (VO); Esôfago (ES); Ceco Intestinal (CI); Vitelário (VT); Bolsa do Cirro (BC); Útero (UT); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Testículo Direito (TD). **Barra** = 990 μ m..... 56
- Figura 17:** Fotomicrografia de *Nudacotyle novicia*. Ventosa Oral (VO); Esôfago (ES); Vitelário (VT); Bolsa do Cirro (BC); Útero (UT); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Testículo Direito (TD)..... 55

RESUMO

O parasitismo é responsável por mediar diversos processos ecológicos em um ecossistema, visto que interferem nas populações de seus hospedeiros atuando como pressão seletiva sobre os mesmos. A ordem Chiroptera constitui um dos grupos de mamíferos mais diversos, compreendendo cerca de 22% das espécies de mamíferos conhecidos. No Brasil, a Amazônia concentra a maior riqueza de morcegos, com 146 espécies registradas. Nos últimos anos, alguns estudos se propuseram a analisar a helmintofauna de morcegos no Brasil, e apenas dois foram realizados no bioma amazônico. No entanto, poucas espécies de quirópteros foram avaliadas e praticamente não há informações sobre os ciclos de vida destes parasitos. Diante desta situação, este trabalho teve como objetivo identificar os trematódeos digenéticos em morcegos da Amazônia Central, avaliando os parâmetros ecológicos de infecção e comparando com a literatura publicada. Foram necropsiados 83 quirópteros das famílias Phyllostomidae, Emballonuridae e Vespertilionidae de diferentes hábitos alimentares e classificadas em cinco guildas alimentares. Os digenéticos coletados foram processados seguindo técnicas helmintológicas, quantificados e identificados. No total, 18,07% (15/83) dos quirópteros estavam parasitados por trematódeos digenéticos representados pelas espécies *Anenterotrema liliputianum*, *Anenterotrema megacetabulum*, *Metadelphis* sp.1, *Metadelphis* sp.2, *Nudacotyle novicia*, *Parabascus limatulus* e *Urotrema scabridum*. *Anenterotrema megacetabulum* apresentou os maiores valores dos parâmetros ecológicos, registrando 100% de prevalência, 705,5 de intensidade e abundância média e amplitude de até 1102 espécimes. Todas as guildas apresentaram no mínimo uma espécie de helminto. Em comparação com a literatura publicada, este trabalho apresentou a maior riqueza de digenéticos de morcegos do bioma amazônico.

1. INTRODUÇÃO

1.1 Parasitismo e Ambiente

O parasitismo é a relação ecológica onde o parasito retira recursos energéticos do seu hospedeiro, podendo, em determinadas ocasiões, comprometer seriamente sua saúde. Apesar desta relação ser vista frequentemente sob um viés negativo, os parasitos são responsáveis pela dinâmica de processos ecológicos ao controlarem a população de seus hospedeiros, influenciando no seu crescimento, fecundidade, susceptibilidade à predação e comportamento, além de desempenharem papel evolutivo fundamental, atuando como pressão seletiva (Machado & Castro, 2019).

Lindenfors e colaboradores (2007) demonstraram em seu trabalho que aspectos como massa corporal, densidade populacional e latitude afetavam as dinâmicas de transmissão e riqueza de parasitos em populações de carnívoros. A latitude é um dos fatores biogeográficos que mais impactam a riqueza de parasitos nos hospedeiros, apresentando correlação positiva entre a diversidade dos principais filos de parasitos (Platyhelminthes, Acanthocephala e Nematoda) e a proximidade com a linha do equador (Lindenfors *et al.*, 2007; Villalobos-Segura *et al.*, 2020).

A presença de parasitos nos ambientes tem sido relacionada com a complexidade das teias alimentares, uma vez que estes organismos são capazes de influenciar no *fitness* e na capacidade fecundativa de populações hospedeiras, modulando assim as interações entre diferentes espécies no ecossistema (Hudson *et al.*, 2006). Fatores bióticos, como a diversidade de espécies hospedeiras, aliados a fatores abióticos, como taxas de precipitação e temperatura, são conhecidos por influenciarem na presença dos parasitos. A heterogeneidade de hospedeiros no ambiente propicia abrigo para helmintos tanto generalistas como especialistas e o clima afeta os padrões de transmissão dos helmintos e a sobrevivência dos hospedeiros, já que organismos que vivem em zonas sazonais experienciam maior pressão seletiva por parte de sua comunidade parasitária (Hudson *et al.*, 2006; Martins *et al.*, 2020).

Ao longo da evolução dos mamíferos, possivelmente a riqueza de endoparasitos nos ecossistemas influenciou em um maior investimento no aprimoramento do sistema imune dos mesmos, uma vez que estes mantêm uma alta produção de glóbulos brancos quando parasitados por mais de uma espécie de helminto (Bordes & Morand, 2009). Além disso, alguns trabalhos demonstram que ambientes com populações que possuem alta diversidade parasitária tendem a apresentar menor suscetibilidade a infecções gerais e a agentes patogênicos frequentemente fatais (Johnson *et al.*, 2013).

1.2. Endoparasitismo em morcegos

Os morcegos representam a segunda ordem mais diversa de mamíferos no mundo e o Brasil compreende 15% desta diversidade (Bernard *et al.*, 2011). O levantamento mais recente do número de espécies de morcegos registradas no Brasil apresenta uma riqueza de 181 espécies distribuídas em 68 gêneros e 9 famílias (Garbino *et al.*, 2020). A Amazônia Brasileira abriga o maior número de espécies de quirópteros no país, contando com 146 espécies, porém, este número tende a aumentar com novas amostragens em locais ainda não explorados deste bioma (Bernard *et al.*, 2011).

Os quirópteros são reconhecidos por proverem diversos serviços ecossistêmicos, incluindo a dispersão de sementes, a polinização de plantas (muitas destas de relevante importância econômica para o homem), o controle de populações de insetos, a fertilização do solo pelo guano e a regeneração florestal (Kunz *et al.*, 2011). Os morcegos apresentam também os mais variados hábitos alimentares quando comparados com outros mamíferos, reunindo diferentes grupos tróficos, sendo classificados como frugívoros, insetívoros, carnívoros, nectarívoros, polinívoros, piscívoros, onívoros ou hematófagos (Reis *et al.*, 2007).

A região Neotropical é uma região onde encontramos um grande número de mamíferos que podem transmitir doenças zoonóticas ou que podem estar associados a um maior potencial de ocorrência de doenças zoonóticas (Han *et al.*, 2016). Os quirópteros de regiões urbanas e silvestres são reservatórios naturais de doenças importantes para saúde pública, tais como a leishmaniose e a tripanossomíase, apesar disso, não ocorre transmissão direta destas doenças de morcegos para humanos (Hamilton *et al.*, 2012; Brook & Dobson, 2015; Lourenço, 2016). Devido a capacidade de realizar longas migrações, o deslocamento acentuado em busca de recursos alimentares e o compartilhamento de locais de abrigo a transmissão de doenças zoonóticas ocorre mais facilmente entre as espécies de quirópteros (Hamilton *et al.*, 2012).

Considerando a alta diversidade de espécies e de hábitos alimentares dos morcegos, a fauna endoparasitária destes animais é composta por uma diversidade de endoparasitos, como helmintos e protozoários, que comumente são encontrados no sistema digestivo e na circulação sanguínea destes hospedeiros (Santos & Gibson, 2015). Os helmintos endoparasitos já registrados em quirópteros pertencem aos filos Platyhelminthes (classes Trematoda e Cestoda), Acanthocephala e Nematoda. No entanto, há uma grande lacuna em relação ao que se conhece sobre o ciclo de vida e hospedeiros intermediários utilizados por estes parasitos, e estima-se que aproximadamente 4.400 espécies de endoparasitos ainda poderão ser descritas nestes animais (Gardner & Jiménez- Ruíz, 2009;). Os trematódeos da subclasse Digenea são frequentemente encontrados em morcegos e se caracterizam por

apresentar corpo achatado dorso-ventralmente, são hermafroditas e possuem comumente duas ventosas, uma oral e outra ventral, esta última também chamada de acetábulo (Bush *et al.*, 2001). Na América do Sul, as famílias de digenéticos identificadas em quirópteros são: Anenterotrematidae, Diplostomidae, Rhopaliidae, Lecithodendriidae, Phaneropsolidae, Nudacotylidae, Urotrematidae, Hasstilesidae, Dicrocoeliidae e Plagiorchiidae, e destas, 7 famílias ocorrem no Brasil (Santos & Gibson, 2015). Na Tabela 1 estão listadas as espécies de trematódeos digenéticos identificados em morcegos no Brasil.

Tabela 1. Espécies de helmintos registradas em quirópteros no Brasil.

Trematoda/Subclasse	Hospedeiros	Local de Infecção	Referências
Digenea			
Anenterotrematidae			
<i>Anenterotrema eduardocaballeroi</i>	<i>Carollia perspicillata</i> ; <i>Molossus molossus</i> ; <i>Molossus rufus</i> ; <i>Phyllostomus hastatus</i> ; <i>Eumops glaucinus</i> ; <i>Eptesicus brasiliensis</i>	ID	Freitas, 1960; Cardia, 2012; Albuquerque <i>et al.</i> , 2016; Mello, 2017
<i>Anenterotrema liliputianum</i>	<i>Molossus molossus</i> ; <i>Mollossus ater</i> ; <i>Histiotus velatus</i> ; <i>Myotis nigricans</i> ; <i>Carollia perspicillata</i> ; <i>Glossophaga soricina</i> ; <i>Phyllostomus hastatus</i> ; <i>Phyllostomus discolor</i> ; <i>Peropteryx canina</i>	ID	Travassos, 1928; Freitas, 1960; Ferreira & Brasil-Sato, 1998; Albuquerque <i>et al.</i> , 2016; Mello, 2017
<i>Anenterotrema megacetabulum</i>	<i>Molossus molossus</i>	ID	Fernandes <i>et al.</i> , 2021
Dicrocoeliidae			
<i>Metadelpis alverangai</i>	<i>Eptesicus funeralis chapmani</i>	VB	Travassos, 1955
<i>Metadelpis compactus</i>	<i>Glyphonycteris benhii</i>	VB	Travassos, 1955
<i>Metadelpis lenti</i>	<i>Saccopteryx bilineata</i>	VB	Santos & Gibson, 1998
<i>Metadelpis tkach</i>	<i>Molossus molossus</i>	VB	Fernandes <i>et al.</i> , 2019

Trematoda/Subclasse	Hospedeiros	Local de Infecção	Referências
Digenea			
Hasstilesiidae			
<i>Hasstilesia tricolor</i>	<i>Artibeus lituratus</i> ; <i>Artibeus obscurus</i> ; <i>Artibeus andersen</i> ; <i>Chiroderma trinitatum</i> ; <i>Mesophylla macconnelli</i> ; <i>Vampyriscus bidens</i> ; <i>Vampyrodes caraccioli</i>	ID	Nogueira <i>et al.</i> , 2004
Lecithodendriidae			
<i>Acanthatrium sp.</i>	<i>Molossus rufus</i> ; <i>Molossus molossus</i> ; <i>Nyctinomops laticaudatus</i> ; <i>Eptesicus brasiliensis</i>	ID	Cardia, 2012
<i>Paralecithodendium sp.</i>	<i>Eumops glaucinus</i> ; <i>Molossus molossus</i>	ID	Mello, 2017
<i>Onchoterenatrema caballeroi</i>	<i>Eumops glaucinus</i> ; <i>Eumops auripendulus</i> ; <i>Molossus rufus</i> ; <i>Nyctinomops laticaudatus</i> ; <i>Nyctinomops macrotis</i> ; <i>Promops nasutus</i> ; <i>Lasiurus cinereus</i> ; <i>Carollia perspicillata</i> ; <i>Molossus molossus</i> ; <i>Peropteryx kappleri</i>	ID	Cardia, 2012; Albuquerque <i>et al.</i> , 2016
<i>Onchoterenatrema sp.</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	ID e IG	Moreira & Marques, 2020
<i>Onchoterenatrema diminutum</i>	<i>Myotis nigricans</i> ; <i>Molossus molossus</i>	IN	Ferreira & Brasil-Sato, 1998
<i>Castroia silvai</i>	<i>Peropteryx canina</i>	ID	Travassos, 1928
<i>Castroia amplivava</i>	<i>Peropteryx canina</i>	ID	Travassos, 1928

Trematoda/Subclasse	Hospedeiros	Local de Infecção	Referências
Digenea			
<i>Paralecithodendrium brachycolon</i>	<i>Molossus rufus rufus</i> , <i>Molossus molossus</i>	ID	Freitas & Dobbin Jr., 1960
<i>Paralecithodendrium buongerminni</i>	<i>Molossus molossus</i> ; <i>molossus rufus rufus</i>	ID	Ferreira & Brasil-Sato, 1998
<i>Paralecithodendrium cordiforme</i>	<i>Molossus schreibersii</i> ; <i>Molossus molossus</i>	ID	Travassos, 1921
<i>Paralecithodendrium conturbatum</i>	<i>Myotis nigricans</i> ; <i>Noctillio albiventris</i> ; <i>Molossus currentium</i>	ID	Freitas, 1960
Phaneropsolidae			
<i>Parabascus limatulus</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	ID e IG	Moreira & Marques, 2020
<i>Limatulum oklahomense</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	E	Moreira & Marques, 2020
<i>Postorchigenes paraguayensis</i>	<i>Tadarida brasiliensis</i>	ID e IG	Moreira & Marques, 2020
Plagiorchiidae			
<i>Plagiorchis parumbursatus</i>	<i>Molossus currentium</i>	ID	Freitas & Dobbin Jr. 1961
Urotrematidae			
<i>Urotrema scabridum</i>	<i>Eumops glaucinus</i> ; <i>Tadarida brasiliensis</i>	ID e IG	Mello <i>et al.</i> , 2019; Moreira & Marques., 2020

Trematoda/Subclasse	Hospedeiros	Local de Infecção	Referências
Digenea			
<i>Urotrema macrotestis</i>	<i>Eumops glaucinus</i>	ID	Mello <i>et al.</i> , 2019

Legenda: ID= Intestino Delgado, IG= Intestino Grosso, E= Estômago, IN= Intestino, VB= Vesícula Biliar

Nos últimos 10 anos, o número de publicações investigando a helmintofauna de quirópteros no Brasil cresceu, apesar disso, poucas espécies de quirópteros foram avaliadas se compararmos com a diversidade apresentada pelo grupo no país. Estudos relacionados ao aumento da biodiversidade mundial trazem fortes evidências de sua influência na estabilidade de processos ecológicos e na resiliência de redes de interações ecossistêmicas frente a perturbações ambientais (Reiss *et al.*, 2009), logo torna-se imprescindível ampliar o número de pesquisas direcionadas à investigação de novas espécies. Dentro deste contexto, os parasitos tornam-se um grupo negligenciado, em virtude das limitações impostas para seu estudo e da falta de mecanismos mais apurados que quantifiquem e avaliem suas interações no ambiente. No bioma amazônico, há apenas duas publicações (Nogueira *et al.*, 2004, Albuquerque *et al.*, 2016) avaliando a presença de helmintos adultos em morcegos. Tendo em vista o escasso conhecimento acerca das espécies de helmintos parasitos de morcegos, o trabalho se propôs a identificar os helmintos trematódeos digenéticos ocorrentes em 23 espécies de quirópteros do bioma amazônico, analisando seus parâmetros ecológicos e comparando com os trabalhos já publicados sobre o tema.

2. OBJETIVOS

1. Identificar os trematódeos digenéticos encontrados nas diferentes espécies de morcegos necropsiados;
2. Definir os parâmetros ecológicos de prevalência, intensidade média e abundância média dos helmintos;
3. Avaliar a correlação entre as espécies de helmintos encontrados e as guildas alimentares de suas espécies hospedeiras.

3. METODOLOGIA

3.1 Origem e coleta dos Quirópteros

Os quirópteros foram coletados em três unidades de conservação situadas na Amazônia Central, através da parceria entre o Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá e o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, com o Projeto Inventário da Diversidade de Mamíferos das Unidades de Conservação RESEX Auati-Paraná (02° 23' 09.60" S, 66° 40' 55.20" W), RESEX do Rio Jutai (03° 26' 07.7" S, 067° 19' 04.5" W), e ESEC Jutai-Solimões (03° 10' 36.3" S, 67° 23' 24,2" W). A licença para captura foi concedida pelo Sistema de Autorização e Informação sobre a Biodiversidade 42.111-3 e aprovada no Comitê de Ética no Uso de Animais (003/2014). A coleta dos quirópteros ocorreu entre os meses de maio e junho de 2014 com 19 noites de amostragem e abril e maio de 2015 com 17 noites de amostragem. Foram utilizadas 20 redes de neblina (12 X 3 m) em cada expedição para a captura dos animais. No total foram coletados 1038 quirópteros dos quais 83 espécimes (Tabela 2) previamente identificados foram enviados (mortos e congelados) em novembro de 2018 para o Laboratório de Helmintologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (LabHelm/UFRGS) e permaneceram no freezer até o momento da necropsia.

Tabela 2. Lista das espécies de quirópteros com suas respectivas guildas alimentares e quantidade de espécimes necropsiados.

Espécie	Número de espécimes	Guilda alimentar
PHYLLOSTOMIDAE		
<i>Artibeus lituratus</i>	6	Frugívoro
<i>Artibeus obscurus</i>	5	Frugívoro
<i>Artibeus planirostris</i>	6	Frugívoro
<i>Carollia brevicauda</i>	5	Frugívoro
<i>Carollia perspicillata</i>	6	Frugívoro
<i>Chrotopterus auritus</i>	2	Carnívoro
<i>Desmodus rotundus</i>	2	Hematófago
<i>Gardnerycteris crenulatum</i>	3	Insetívoro
<i>Lophostoma silvicolum</i>	6	Onívoro
<i>Mesophilla macconnelli</i>	2	Frugívoro
<i>Phylloderma stenops</i>	2	Frugívoro
<i>Phyllostomus elongatus</i>	5	Insetívoro
<i>Phyllostomus hastatus</i>	2	Onívoro
<i>Rhinophylla fischeriae</i>	2	Frugívoro
<i>Rhinophylla pumilio</i>	6	Frugívoro
<i>Sturnira tildae</i>	3	Frugívoro
<i>Trachops cirrhosus</i>	2	Insetívoro
<i>Uroderma bilobatum</i>	6	Frugívoro
<i>Vampyrodes caraccioli</i>	2	Frugívoro
EMBALLONURIDAE		
<i>Rhynchonycteris naso</i>	2	Insetívoro
<i>Saccopteryx bilineata</i>	3	Insetívoro
<i>Saccopteryx leptura</i>	2	Insetívoro
VESPERTILIONIDAE		
<i>Myotis riparius</i>	3	Insetívoro

3.2 Necropsia e triagem dos helmintos

A necropsia dos animais foi realizada no LabHelm/UFRGS e a amostragem foi composta por 36 machos e 47 fêmeas. A família Phyllostomidae incluiu espécies frugívoras, insetívoras, onívoras, carnívoras e hematófagas, ao passo que Vespertilionidae e Emballonuridae apenas espécies insetívoras.

Os morcegos foram descongelados a temperatura ambiente separadamente e o procedimento da necropsia iniciou com uma incisão longitudinal da região anogenital até à faringe (Figura 1). Os órgãos foram retirados e separados em placas de petri com solução salina 0,85%. Os órgãos maciços (coração, fígado, pulmões, rins, pâncreas e ovários/testículos) foram dilacerados e os tubulares (traqueia, esôfago, estômago, vesícula biliar, intestino delgado e grosso) abertos com o auxílio de tesoura de ponta fina e pinça histológica. Os olhos, narinas, boca e cavidade torácica foram lavados com solução salina 0,85%. A procura pelos trematódeos digenéticos foi realizada com o auxílio de estereomicroscópio binocular e agulha histológica. As informações de cada hospedeiro necropsiado, como peso, sexo, medidas morfométricas (realizadas com paquímetro), bem como a presença de endoparasitos nos órgãos analisados, foram registradas em fichas de necropsia específicas para quirópteros (Figura 2) produzidas pelo LabHelm/UFRGS.

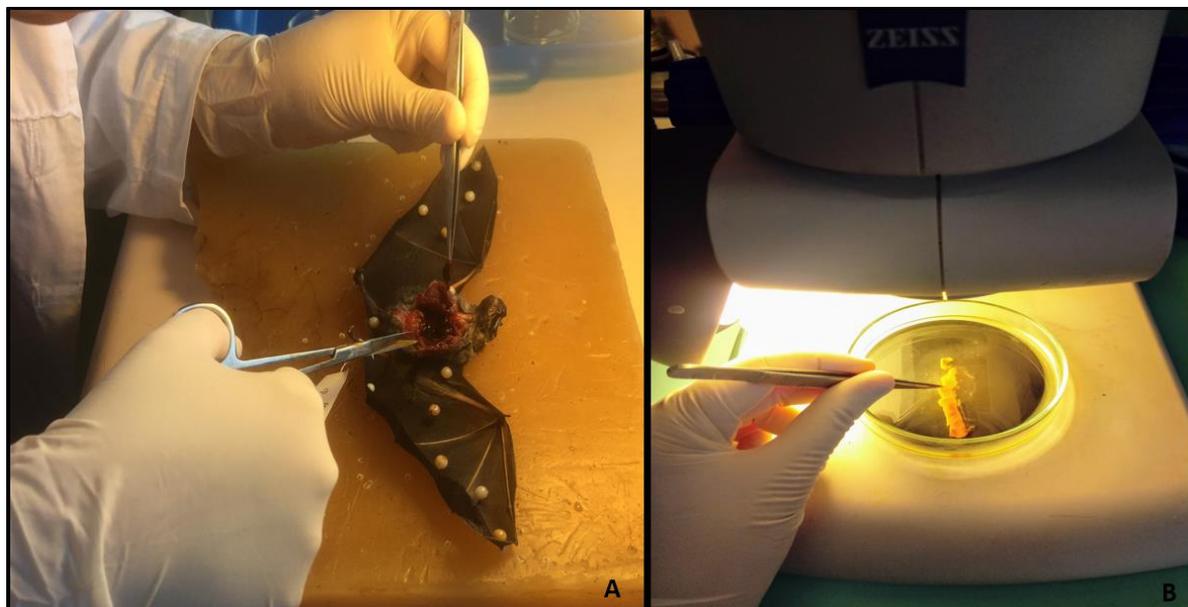


Figura 1. Necropsia e análise dos quirópteros. **A.** Necropsia do morcego sobre prancha de parafina. **B.** Análise dos órgãos com auxílio de lupa e pinça.

FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE MAMÍFEROS		JFA-
HOSPEDEIRO	MORCEGOS	
Nome genérico/específico: _____		
Local de coleta: Reserva Extrativista Baixo Juruá - Amazônia Central - Tefé - CEP: 69.470-000		
Data da coleta: _____		
Modo de captura: Rede de Neblina		
Armazenagem: (✓) não () refrigerador (x) congelador		
Data da necropsia: _____		
Sexo: (✓) macho () fêmea		Jovem: () Adulto: ()
Obs.: _____		
Peso (g): _____		
Medidas (mm):		
Comprimento total (Ct): _____		
Comprimento cabeça-corpo (Ccc): _____		
Comprimento da orelha (Co): _____		
Largura da orelha (Lo): _____		
Antebraço (At): _____		
		Metacarpo (Me): _____
		1º Falange (1ª Fa): _____
		2º Falange (2ª Fa): _____
PARASITOS		
Anus: _____		
Boca: _____		
Cavidade abdominal: _____		
Coração: _____		
Estômago: _____		
Faringe/Esôfago: _____		
Fígado: _____		
Intestino anterior: _____		
Intestino posterior: _____		
Laringe/Traquéia: _____		
Ovário/Testículos: _____		
Pâncreas: _____		
Pulmões: _____		
Rins: _____		
Vesícula biliar: _____		

Figura 2. Formulário de necropsia para quirópteros do Laboratório de Helminologia (LabHelm).

3.3 Processamento dos helmintos

As técnicas de coleta e processamento dos helmintos seguiram Amato & Amato (2010). Os trematódeos digenéticos, após coleta, foram limpos e comprimidos entre lâmina e lamínula em uma placa de petri contendo AFA (etanol 70°GL + Formalina (37 a 40%) + ácido acético glacial) por cerca de 15 minutos, podendo variar em função do seu tamanho. Em seguida, para fixação, permaneceram submersos em AFA por 48 horas. Por fim, foram acondicionados em vidros contendo etanol 70°GL para armazenamento. A coloração dos trematódeos digenéticos foi feita através da técnica de regressão alcoólica (Amato *et al.*, 1991) utilizando Carmim Acético (Figura 3). Após, os digenéticos passaram por clarificação em óleo de cravo (Eugenol). Por fim, lâminas permanentes foram montadas com bálsamo do Canadá.

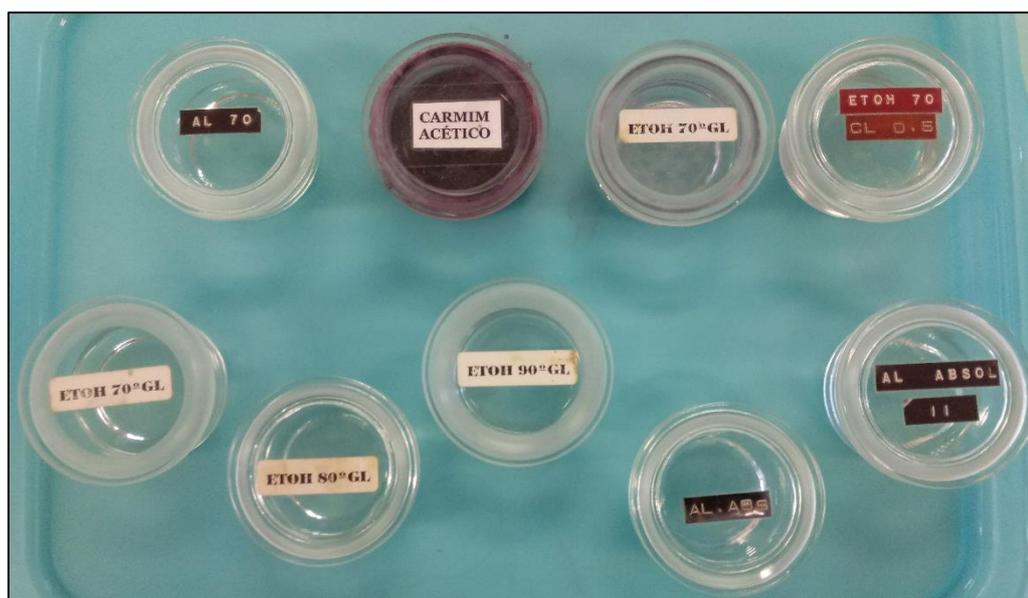


Figura 3. Bateria de coloração: recipientes de vidro contendo soluções alcoólicas e o corante para a coloração dos helmintos.

3.4 Medidas, desenhos e fotomicrografias dos helmintos

As medidas dos digenéticos foram realizadas com microscópio óptico Zeiss Axiolab. A unidade de medida utilizada para mensurar os órgãos dos helmintos foi o micrômetro (μm), sendo descritos os valores máximo e mínimo, a média, o desvio padrão e o número de espécimes medidos. Na descrição das medidas dos digenéticos estarão presentes também os termos “forebody” e “hindbody” que significam, respectivamente, a distância da

extremidade anterior até a linha média imaginária do acetábulo e a distância da extremidade posterior até esta mesma linha imaginária. Os desenhos dos trematódeos digenéticos foram realizados com microscópio óptico Nikon E200, com câmara clara acoplada e tubo para desenho. Depois, os desenhos foram digitalizados e vetorizados no programa Inkscape. As fotomicrografias foram obtidas com o microscópio Zeiss Axiolab com câmera fotográfica acoplada. Posteriormente as imagens foram organizadas com o programa Inkscape.

3.5 Identificação e Análise dos Parâmetros Ecológicos

Os digenéticos foram identificados até nível de gênero com o auxílio de chaves dicotômicas presentes nos livros de Jones *et al.* (2005) e Bray *et al.* (2009). Para a determinação das espécies foram utilizados artigos científicos publicados em periódicos.

Os parâmetros ecológicos de prevalência, intensidade média de infecção, abundância média de infecção e amplitude foram calculados seguindo Bush *et al.* (1997). A prevalência é calculada com o número de hospedeiros infectados por uma determinada espécie de helminto dividido pelo número de hospedeiros examinados (%). Para a intensidade média calcula-se o número total de helmintos de uma determinada espécie dividido pelo número de hospedeiros infectados por esta espécie. Na abundância média utiliza-se o número total de parasitos de uma espécie dividido pelo número total de hospedeiros examinados. E por fim, a amplitude se refere ao valor mínimo e máximo de espécimes de uma espécie de parasito coletadas de um hospedeiro.

4. RESULTADOS

4.1 Descrição, resenha taxonômica e comentários dos helmintos

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

Descrição: Baseado em 7 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo alongado medindo 2340 – 1470 (1697; 428,4; n=4) de comprimento e 500 – 380 (526,6; 86,6; n=4) de largura. Ventosa oral subterminal medindo 107,5 – 82,5 (93,7; 11; n=4) de comprimento e 120 – 97,5 (106,8; 9,4; n=4) de largura. Acetábulo discretamente maior que a ventosa oral medindo 122,5 – 80 (96; 17,2; n=5) de comprimento e 132,5 – 75 (100,5; 22; n=5) de largura. Faringe bem desenvolvida medindo 47,5 – 32,5 (39,3; 6,2; n=4) de comprimento e 42,5 – 30 (38,7; 5,9; n=4) de largura. Esôfago medindo 105 de comprimento e 12,5 de largura (n=1). Cecos longos, bifurcando-se antes do acetábulo e estendendo-se até a porção final do testículo inferior. Ovário pós-acetabular, situado no início do “hindbody”, medindo 97,5 – 52,5 (82,5; 18,4; n=5) de comprimento e 137,5 – 55 (90,5; 29,8; n=4) de largura. Testículos redondos pós-ovarianos e intracecais. Testículo anterior medindo 242,5 – 87,5 (158; 55,4; n=5) de comprimento e 275 – 112,5 (181,5; 61,6; n=5) de largura. Testículo posterior medindo 280 – 92,5 (155,6; 84,3; n=4) de comprimento e 205 – 117,5 (165,6; 36,1; n=4) de largura. Vitelária pós-acetabular, situada principalmente nas margens laterais do corpo, organizada em pequenos folículos que estendem-se até próximo ao testículo superior. Útero longo, pós-ovariano ocupando praticamente todo o “hindbody” e repleto de ovos. Bolsa do cirro na extremidade posterior do corpo, com curvatura em formato de “U” medindo 122,5 – 120 (121,5; 1,75; n=2) de comprimento e 65 – 60 (62,5; 3,5; n=2) de largura. Ovos numerosos, de casca lisa medindo 22,5 – 17,5 (20; 2,5; n=5) de comprimento e 12,5 – 10 (11,5; 1,3; n=5) de largura. *Forebody* 540 – 340 (463,3; 107,5; n=3) e *hindbody* 1800 – 960 (1303,3; 440,4; n=3).

Resenha taxonômica**Hospedeiro:** *Myotis riparius* (Handley, 1960)**Local de Infecção:** Intestino Delgado (região posterior)**Localidade:** RESEX Auati-Paraná e ESEC Jutai-Solimões, Amazonas, Brasil**Prevalência:** 33,3%**Intensidade média de Infecção:** 23 helmintos/hospedeiro**Abundância média de infecção:** 7,6 helmintos/hospedeiro**Amplitude da intensidade de Infecção:** 23 espécimes/ hospedeiro**Comentários:**

A família Urotrematidae comporta atualmente quatro gêneros, sendo estes: *Urotrema* Braun, 1900, *Urotrematulum* Macy, 1933, *Sinineobucephalopsis* Zhang, Pan & Li, 1987 e *Sinogastromyzontrema* Li, Zhang & Li, 1988 (Font & Lotz, 2008). *Urotrema scabridum* é um digenético recorrente de morcegos insetívoros e já foram registrados ocorrendo também em lagartos, roedores e peixes na América do Sul, Central e do Norte e no continente Africano (Font & Lotz, 2008). No entanto, o ciclo de vida do helminto e seus hospedeiros intermediários permanecem desconhecidos (Font & Lotz, 2008; Santos & Gibson, 2015).

Na América do Sul, até o ano de 2018, apenas a espécie *Urotrema scabridum* fora encontrada parasitando morcegos, com relatos de ocorrência no Brasil, Argentina, Paraguai, Equador, Uruguai e Colômbia (Fugassa, 2015; Santos & Gibson, 2015). Estudos recentes no Brasil registraram *U. scabridum* no intestino de quirópteros das espécies *Eumops glaucinus* e *Tadarida brasiliensis* (Pesenti *et al.*, 2015; Mello *et al.*, 2019; Moreira *et al.*, 2020), além disso, foi constatado pela primeira vez coinfeção de *U. scabridum* e *Urotrema macrotestis* (Mané-Garzón & Telias, 1965) em um exemplar de *Eumops glaucinus* no estado de Minas Gerais, Brasil (Mello *et al.*, 2019). A ampla distribuição deste digenético em morcegos da espécie *T. brasiliensis* pode estar relacionado com seus hábitos migratórios, uma vez que ela ocorre da região sul americana até uma porção de cidades mexicanas (Jiménez *et al.*, 2017; Caspeta-Mandujano *et al.*, 2017; Martínez-Salazar *et al.*, 2020).

Apesar de ser um helminto relativamente frequente em morcegos insetívoros, a posição filogenética de *Urotrema scabridum* permanece obscura e em decorrência desta situação, Tkach e colaboradores (2019) analisaram as relações filogenéticas da espécie, sequenciando a região 28S do RNA ribossômico. Estes pesquisadores descobriram que *U. scabridum* é fortemente relacionado a espécies do gênero *Parabascus* Looss, 1907

que pertencem à família Pleurogenidae, no entanto, os três outros gêneros componentes da família Urotrematidae possuem posições filogenéticas ainda não esclarecidas, necessitando de análises futuras.

As descrições de *U. scabridum* de Castiblanco & Vélez (1982) e Font & Lotz (2008) incluem a presença de um tegumento espinhoso. Castiblanco & Vélez (1982) diagnosticaram a presença de espinhos que iniciavam-se na ventosa oral e estendiam-se até a borda anterior do testículo anterior, e ao passo que se aproximavam do testículo, diminuiam em número e tamanho. Ambos os pesquisadores ressaltam o formato piriforme da bolsa do cirro. Entretanto, os espécimes coletados neste trabalho não apresentavam espinhos em seu tegumento, e isto pode estar relacionado ao manuseio do helminto no momento de retirá-lo do epitélio intestinal do hospedeiro. Quanto ao formato da bolsa do cirro, os helmintos deste trabalho apresentaram uma bolsa do cirro piriforme, torcida em formato de “U”.

O presente trabalho relata pela primeira vez a ocorrência de *U. scabridum* em morcegos do estado do Amazonas, além do primeiro registro em *Myotis riparius*.

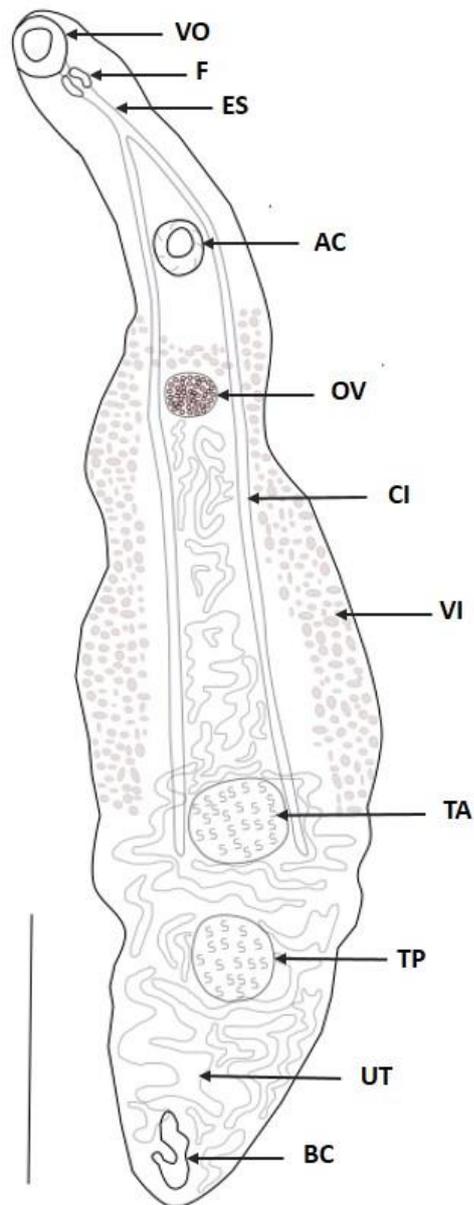


Figura 4 – Desenho esquemático de *Urotrema scabridum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Esôfago (ES); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Ceco Intestinal (CI); Vitelário (VI); Testículo Anterior (TA); Testículo Posterior (TP); Útero (UT); Bolsa do Cirro (BC). **Barra** = 500 μm .

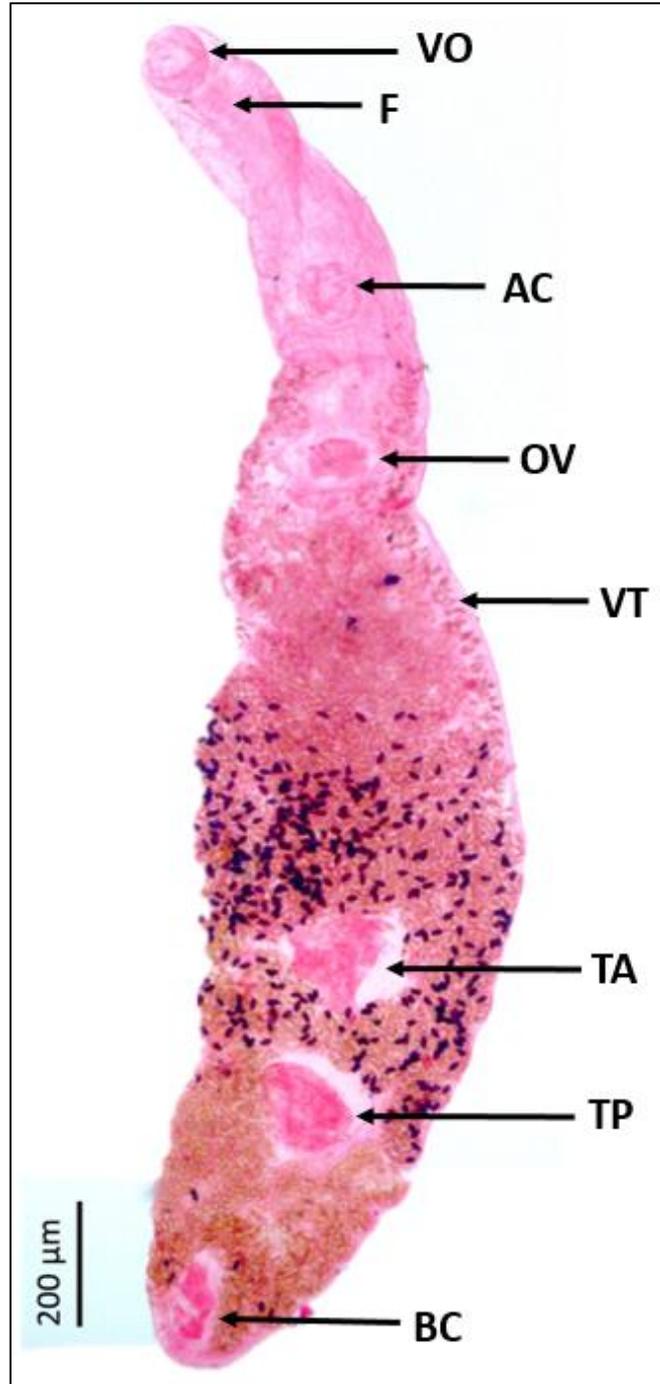


Figura 5 – Fotomicrografia de *Urotrema scabridum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Vitelário (VI); Testículo Anterior (TA); Testículo Posterior (TP); Bolsa do Cirro (BC).

Superfamília Microphalloidea Ward, 1901

Família Anenterotrematidae Yamaguti, 1958

Gênero *Anenterotrema* Stunkard, 1938

Anenterotrema megacetabulum Fernandes, Santos, Melo, Achatz et Tkach, 2021

Descrição: Baseado em 13 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo pequeno e alongado medindo 510 – 300 (408,4; 58; n=13) de comprimento e 200 – 120 (163,8; 19; n=13) de largura. Ventosa oral bem desenvolvida, subterminal e composta de um colar muscular medindo 120 – 97,5 (108,6; 7; n=13) de comprimento e 107,5 – 75 (92,1; 8; n=13) de largura. Acetábulo grande, alongado lateralmente projetando-se para fora da superfície corporal, localizado na linha média do corpo e medindo 117,5 – 82,5 (96; 9; n=12) de comprimento e 115 – 75 (92; 12; n=12) de largura. Pré-faringe, faringe, esôfago e cecos ausentes. Bolsa do cirro localizada no forebody, entre a ventosa oral e o acetábulo com formato fusiforme à priforme, medindo 97,5 – 47,5 (77,25; 17; n=10) de comprimento e 47,5 – 27,5 (42,5; 3; n=10) de largura. Dois testículos redondos, quase simétricos, localizados no início do hindbody e próximos ao acetábulo (algumas vezes ocultados por esta estrutura). O testículo direito mede 50 – 42,5 (45,8; 3; n=6) de comprimento e 60 – 27,5 (42,5; 10; n=6) de largura e o testículo esquerdo mede 60 – 30 (45,2; 9; n=10) de comprimento e 47,5 – 25 (34,2; 6; n=10) de largura. Poro genital geralmente visível, localizado entre ventosa oral e acetábulo. Ovário redondo, inter-testicular, levemente posterior em comparação aos testículos medindo 45 – 17,5 (33,1; 9 ; n=8) de comprimento e 45 – 20 (31,8; 7; n=8) de largura. Útero bem desenvolvido, repleto de ovos, ocupando todo o hindbody e frequentemente ocultando as gônadas. Vitelário presente na forma de folículos dispersos na região posterior do hindbody. Ovos numerosos, operculados e amarelados medindo 27,5 – 15 (22; 5; n=5) de comprimento e 20 – 10 (15; 4; n=5) de largura. Poro excretor situado na extremidade posterior do corpo. *Forebody* medindo 255 – 70 (229,7; 25; n=12) e *hindbody* medindo 255 – 45 (182,1; 34; n=12)

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Phyllostomus hastatus* (Pallas, 1767)

Local de Infecção: Intestino Delgado (região anterior e posterior)

Localidade: RESEX Auati-Paraná, RESEX Rio-Jutaí e ESEC Jutaí-Solimões, Amazonas, Brasil

Prevalência: 100%

Intensidade média de infecção: 705,5 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 705,5 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 309 – 1102/ hospedeiro

Comentários:

A família Anenterotrematidae inclui digenéticos muito pequenos, que parasitam o intestino e a vesícula biliar de morcegos neotropicais, e são caracterizados pela ausência de sistema digestivo (faringe, esôfago e cecos) (Gibson & Santos, 2008). Em 2011, Lunaschi & Drago apresentaram em seu trabalho de revisão as cinco espécies válidas atualmente para o gênero *Anenterotrema* Stunkard, 1938, sendo estas: *Anenterotrema auritum* Stunkard, 1938, *Anenterotrema eduardocaballeroi* Freitas (1960), Caballero 1960, *Anenterotrema liliputianum* (Travassos, 1928) Caballero, 1964, *Anenterotrema stunkardi* Caballero & Grocott, 1959, e *Anenterotrema mesolecitha* Marshal & Miller, 1979.

Marshal & Miller (1979) ao analisar os helmintos de morcegos equatorianos, identificaram uma nova espécie pertencente ao gênero *Anenterotrema* no intestino do morcego *Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758) e a esta deram o nome de *Anenterotrema mesolecitha*. Dentre as características que distinguem *A. mesolecitha* das demais espécies para o gênero está o corpo em formato de ampola, ventosas com abertura no formato de fenda longitudinal e pregas dorsais transversais ausentes ao nível da ventosa oral (Marshal & Miller, 1979; Lunaschi & Drago, 2011).

Achatz e colaboradores (2018) identificaram em morcegos *Carollia brevicauda* Shinz, 1821, uma nova espécie de anenterotrematídeo. *Anenterotrema iannacone* reunia características morfológicas que diferiam de *A. mesolecitha* ao possuírem ovos menores, bolsa do cirro significativamente maior e a posição distinta do ovário. *Anenterotrema iannacone* se tornou a sexta espécie para o gênero *Anenterotrema* e a primeira registrada para o Peru.

Estudos realizados com helmintofauna de morcegos no Brasil já registraram integrantes da família Anenterotrematidae. *Anenterotrema eduardocaballeroi* e *Anenterotrema liliputianum* são as espécies mais frequentemente citadas nestes estudos, e ocorrem nas mais diversas famílias de quirópteros, tais como Phyllostomidae, Molossidae e Vespertilionidae (Cardia, 2012; Albuquerque *et al.*, 2016; Mello, 2017).

Recentemente, Fernandes *et al.* (2021) propuseram mais uma espécie para o gênero *Anenterotrema*, desta vez ocorrendo em morcegos *Molossus molossus* no Brasil.

Anenterotrema megacetabulum, como o próprio nome sugere, possui um acetábulo grande e proeminente, que em vista lateral pode ser visto projetando-se para fora do corpo do digenético, diferenciando-se de todas as espécies já identificadas para o gênero. Em adição, a nova espécie se distingue de *A. mesolecitha* pela posição dos testículos (que sobrepõem-se a margem posterior da ventosa ventral, enquanto que em *A. mesolecitha* os testículos localizam-se posterior à ventosa ventral) e pela posição do ovário (que localiza-se entre os testículos na nova espécie, enquanto que em *A. mesolecitha* sobrepõe um dos testículos e é fortemente deslocado para um lado do corpo). *Anenterotrema megacetabulum* também contém características distintas de *A. iannaconei*, uma vez que apresenta bolsa do cirro menor em comparação com a segunda espécie, e possui distribuição dextral do vitelário, enquanto que *A. iannaconei* tem seu vitelário disperso por toda a região pós-testicular. As espécies *A. auritum* e *A. eduardocaballeroi* possuem um espessamento tegumental no formato de um colar nas regiões dorsal e lateral da ventosa oral, e esta característica está ausente nos espécimes de *A. megacetabulum*. De acordo com a redescritção de *A. liliputinum* por Lunaschi e Drago (2011), esta espécie difere de *A. megacetabulum* por possuir tamanho corporal menor e por apresentar a razão de largura da ventosa oral:ventral significativamente maior.

Os digenéticos identificados nesse trabalho são um pouco menores em relação aos citados por Fernandes e colaboradores (2021). Os quirópteros em que foram registrados a presença de *A. megacetabulum* neste estudo pertenciam a espécie *Phyllostomus hastatus*, coletados do bioma amazônico, o mesmo bioma a qual foi realizada a primeira identificação destes helmintos pelos autores citados acima. Este constitui-se o segundo relato de *A. megacetabulum* no Brasil para o bioma amazônico e o primeiro registro do helminto parasitando indivíduos da espécie *P. hastatus*.

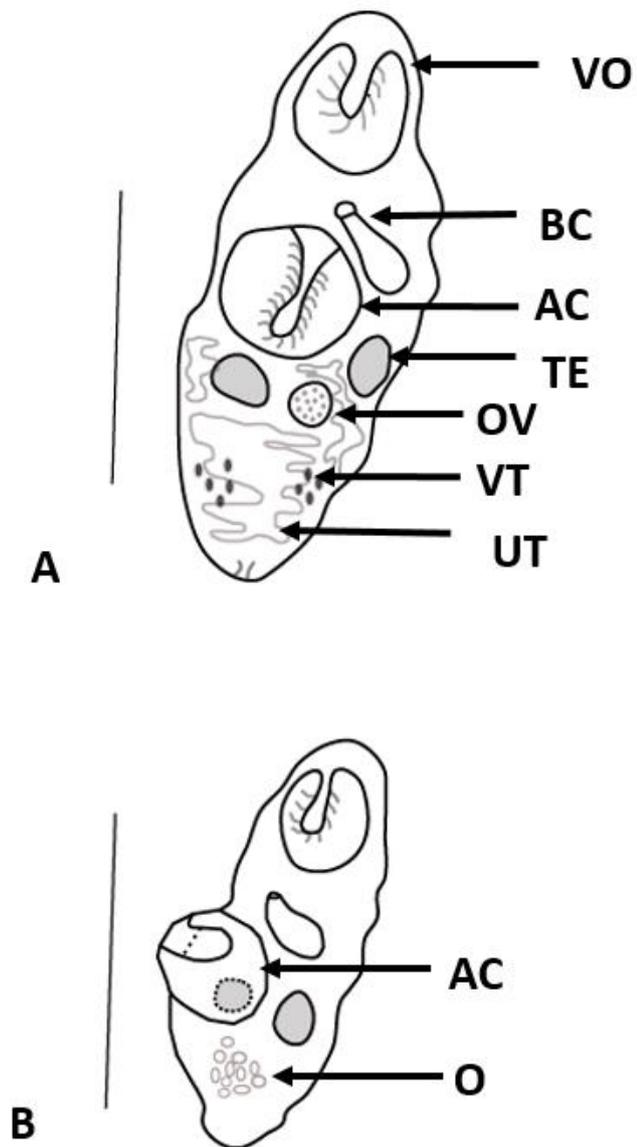


Figura 6 – Desenho esquemático de *Anenterotrema megacetabulum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Vitelário (VT); Útero (UT). **B.** Vista lateral. Acetábulo (AC); Ovos (O). **Barra** = 250 μ m.

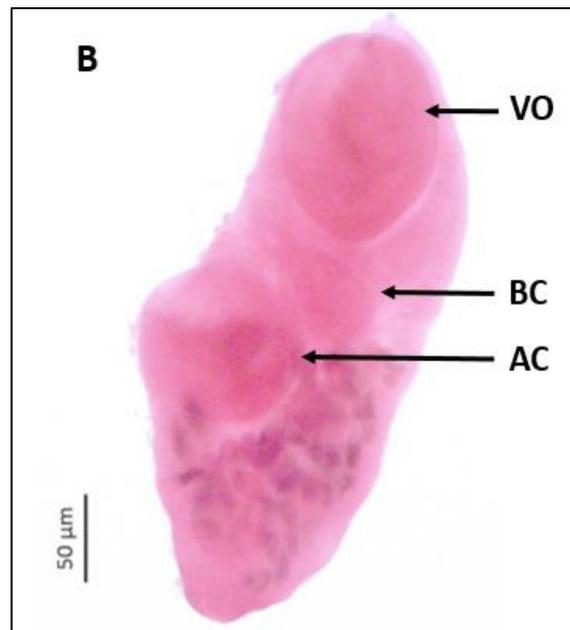
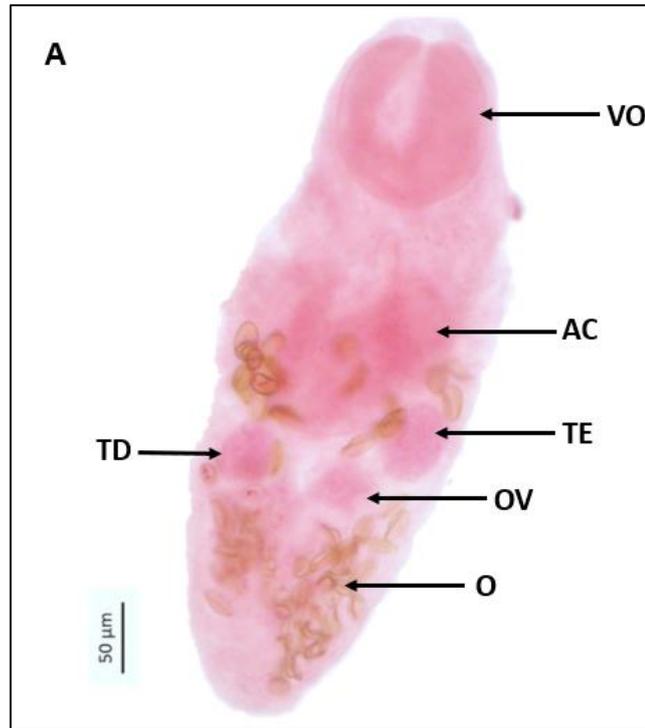


Figura 7 – Fotomicrografia de *Anenterotrema megacetabulum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Ovos (O). **B.** Vista lateral. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Ovos (O).

Superfamília Microphalloidea Ward, 1901
 Família Anenterotrematidae Yamaguti, 1958
 Gênero *Anenterotrema* Stunkard, 1938

***Anenterotrema liliputianum* Travassos, 1928**

Descrição: Baseado em 7 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo oval à piriforme medindo 520 – 440 (482,8; 26,9; n=7) de comprimento e 450 – 270 (335,7; 61,6; n=7) de largura. Ventosa oral subterminal, bem desenvolvida, menor em comparação ao acetábulo, medindo 107,5 – 80 (91; 10,5; n=7) de comprimento e 92,5 – 70 (82,8; 7,9; n=7) de largura. Acetábulo grande, muscular, medindo 135 – 87,5 (105,5; 20,1; n=5) de comprimento e 132,5 – 82,5 (112,5; 18,7; n=5) de largura. Bolsa do cirro piriforme, situada no meio do forebody, medindo 97,5 – 75 (86,2; 15,9; n=2) de comprimento e 47,5 – 42,5 (45; 3,5; n=2). Pré-faringe, faringe, esôfago e cecos ausentes. Poro genital localizado entre a ventosa oral e o acetábulo. Gônadas pouco visíveis, ocultadas pelas alças uterinas. Testículos redondos, laterais, simétricos e situados na região anterior do hindbody. Testículo direito medindo 67,5 (n=1) de comprimento e 62,5 (n=1) de largura e testículo esquerdo 47,5 (n=1) de comprimento e 37,5 (n=1) de largura. Ovário intertesticular, redondo, deslocado mais posteriormente, medindo 62,5 – 37,5 (53,3; 13,7; n=3) de comprimento e 70 – 55 (62,5; 7,5; n=3) de largura. Útero estende-se por todo hindbody, repleto de ovos. Vitelário folicular, usualmente escondido pelo útero, concentrado posteriormente ao testículo esquerdo. Ovos numerosos, amarelados de casca lisa, medindo 32,5 – 27,5 (30,8; 2,8; n=3) de comprimento e 20 (20; n=3) de largura. Poro excretor não visualizado. *Forebody* medindo 270 – 160 (218; 39,6; n=5) e *hindbody* medindo 320 – 250 (268; 29,4; n=5).

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758)

Local de Infecção: Intestino Delgado (região anterior)

Localidade: RESEX Auati-Paraná, RESEX Rio-Jutaí e ESEC Jutaí-Solimões, Amazonas, Brasil

Prevalência: 16,6%

Intensidade média de infecção: 13 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 2,2 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 13/ hospedeiro

Comentários:

Travassos (1928) foi o primeiro autor a descrever *Anenterotrema liliputianum* como *Paralecithodendrium liliputianum* parasitando quirópteros no Rio de Janeiro, Brasil. Em

1961, Freitas, ao reanalisar o material de Travassos, transferiu a espécie para o gênero *Edcaballerotrema*. Por fim, Yamaguti (1971) reclassificou a espécie para o gênero *Anenterotrema*, definindo também a localização dos folículos vitelínicos, situados agrupados na região posterior ao testículo esquerdo.

A localização peculiar dos folículos vitelínicos foi observada também por Lunaschi & Notarnicola (2010) em sua redescrição da espécie. Ambas as autoras revisitaram os espécimes depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz e reforçam a presença do vitelário disposto em posições irregulares entre as alças uterinas abaixo do testículo esquerdo.

Anenterotrema liliputianum é considerado um digenético recorrente no intestino de diversas espécies de morcegos no Brasil, e é identificado em altas taxas de infecção, podendo ocorrer de dezenas a centenas de indivíduos em um único hospedeiro (Ferreira & Brasil-Sato, 1998). Até o momento, *A. liliputianum* possui sua distribuição limitada a alguns estados do Brasil e na Argentina, além de compor a helmintofauna de morcegos vespertilionídeos, filostomídeos e molossídeos (Lunaschi & Drago, 2011).

A posição do vitelário também foi utilizada como característica diagnóstica na identificação do helminto neste trabalho, e corroborou as redescrções de Lunaschi & Notarnicola (2010). Apesar de ser encontrado em grandes quantidades em outros estudos, neste trabalho o máximo de espécimes de *A. liliputianum* foram 13, ocupando o intestino delgado de um morcego *Carollia perspicillata*.

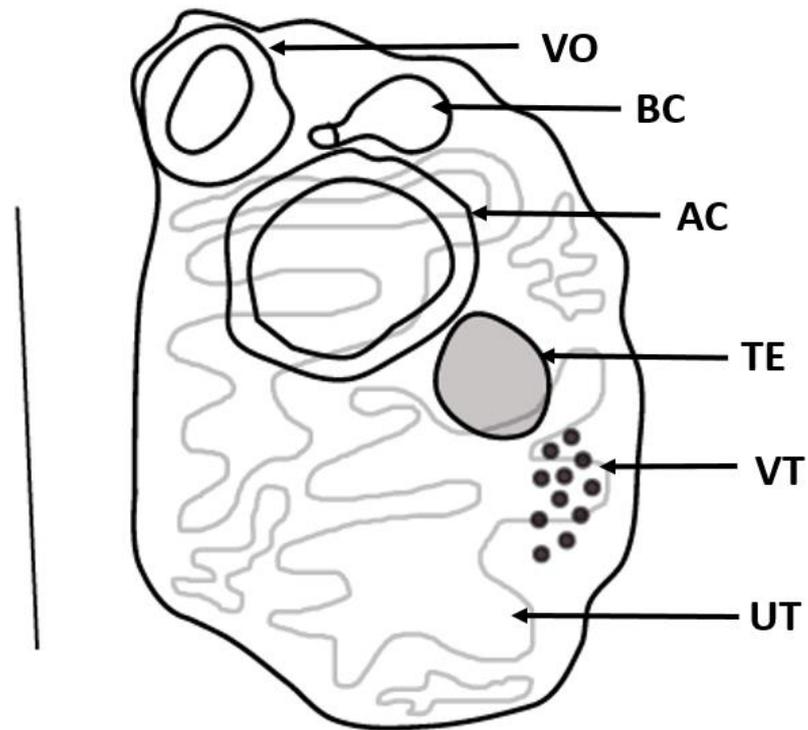


Figura 8 - Desenho esquemático de *Anenterotrema liliputianum*. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Vitelária (VT); Útero (UT). Barra= 250 μ m.

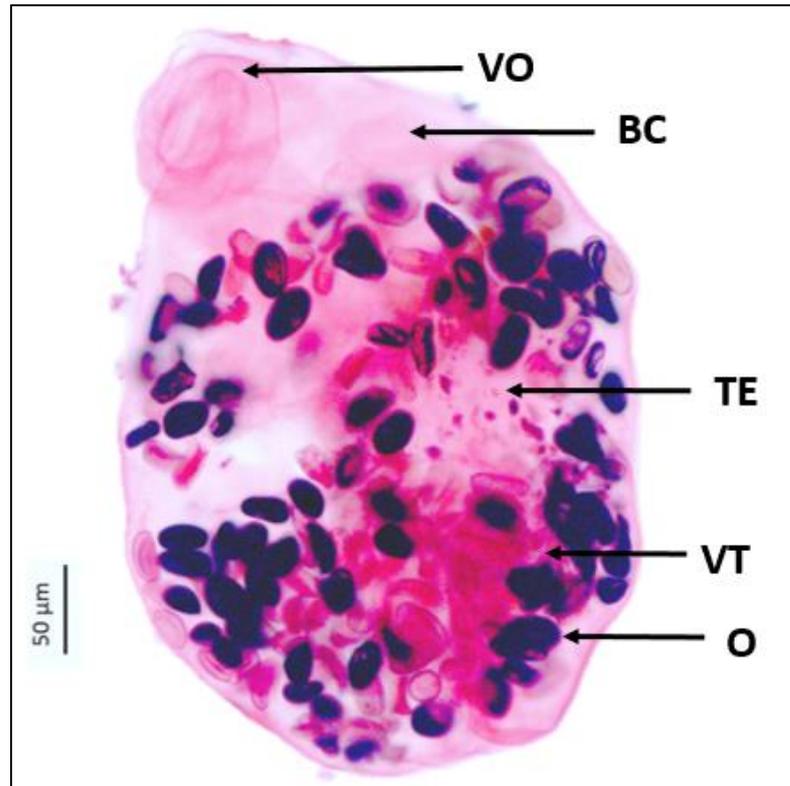


Figura 9 - Fotomicrografia de *Anenterotrema liliputianum*. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Vitelária (VT); Ovos (O).

Superfamília Gorgoderoidea Looss, 1899
 Família Dicrocoeliidae Looss, 1899
 Gênero *Metadelphis* Travassos, 1944

***Metadelphis* sp.1.**

Descrição: Baseado em 14 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo comprido e alongado, coberto de papilas cônicas, vistas em mais detalhes na ventosa oral. Corpo medindo 3640 – 1880 (2400; 581,9; n=8) de comprimento e 780 – 620 (690; 52,3; n=8). Ventosa oral esférica, bastante desenvolvida, medindo 370 – 190 (290,8; 59; n=12) de comprimento e 390 – 250 (312,5; 50,6; n=12). Acetábulo grande, maior que a ventosa oral, situado na região anterior do corpo medindo 450 – 260 (348,3; 57,4; n=12) de comprimento e 440 – 270 (381,6; 56,3; n=12) de largura. Pré-faringe, faringe, esôfago e cecos ausentes. Bolsa do cirro alongada ou piriforme, localizada entre o acetábulo e a ventosa oral, medindo 207,5 – 112,5 (150; 69,8; n=7) de comprimento e 82,5 – 57,5 (62,8; 32; n=7). Testículos grandes, simétricos e ovais, situados no primeiro terço do hindbody, logo abaixo do acetábulo. O testículo direito mediu 230 – 140 (187,1; 29,7; n=14) de comprimento e 310 – 200 (252,8; 29,9; n=14) de largura e o testículo esquerdo mediu 270 -110 (194,2; 43,4; n=14) de comprimento e 250 – 200 (222,8; 19,3; n=14). Poro genital localizado no forebody, próximo a borda inferior da ventosa oral. Ovário pós-testicular, situado no meio do corpo medindo 142,5 – 70 (112,3; 48,3; n=14) de comprimento e 180 – 132,5 (154,8; 83,8; n=14) de largura. Receptáculo seminal pequeno, situado no meio do hindbody, imediatamente abaixo do ovário, medindo 145 – 72,5 (97,5; 54,4; n=8) de comprimento e 175 – 105 (135,6; 66,2; n=8) de largura. Vitelário pós-ovariano disposto verticalmente em folículos nas duas laterais do corpo do espécime. Útero ocupado por muitos ovos, estendendo-se da metade do forebody até o final do hindbody, com alças passando entre os testículos. Poro excretor posterior terminal. Ovos numerosos, operculados e amarelados, medindo 30 – 25 (27; 14; n=12) de comprimento e 20 – 12,5 (17; 8,7; n=12) de largura. *Forebody* bem menor, medindo 1000 – 600 (722,5; 128,9; n=8) e *hindbody* 2640 – 1240 (1677,5; 479,8; n=8).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Lophostoma silvicolum* (d'Orbigny, 1836)

Local de Infecção: Vesícula Biliar

Localidade: RESEX Auati-Paraná, RESEX Rio-Jutaí e ESEC Jutaí-Solimões, Amazonas, Brasil

Prevalência: 16,6%

Intensidade média de infecção: 28 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 4,6 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 28/ hospedeiro

Comentários:

Metadelphis Travassos, 1944, é um dos gêneros inseridos na família Dicrocoellidae Looss, 1899, que é composta por trematódeos que parasitam comumente os ductos e a vesícula biliar de seus hospedeiros vertebrados (Pojmanska, 2008).

Em 2018, Tkach e colaboradores apresentaram em seu trabalho análises moleculares e filogenéticas comparativas entre as famílias Anenterotrematidae (que possui os gêneros *Anenterotrema* e *Anpharyngotrema*) e Dicrocoellidae, e concluíram que devido as fortes semelhanças filogenéticas entre ambas as famílias, os gêneros componentes da família Anenterotrematidae pertencem na realidade à família Dicrocoellidae. Os autores citam ainda que características morfológicas, tais como a ausência de sistema digestivo, aliados a análises genéticas colocam os gêneros *Parametadelphis* Travassos, 1955 e *Anpharyngotrema* Marshal e Miller, 1979 como sinônimos júnior de *Metadelphis*. Neste mesmo estudo, os autores fazem uma revisão em relação a morfologia do sistema digestivo de *Metadelphis*, que é descrito duvidosamente por Travassos como possuindo faringe e cecos, no entanto, ao reanalisarem as lâminas, os autores concluíram pela sua total ausência em espécimes deste gênero.

Atualmente, *Metadelphis* inclui em sua totalidade 7 espécies válidas: *Metadelphis evandroi* Travassos, 1944, *Metadelphis alvarengai* Travassos, 1955, *Metadelphis compactus* Travassos, 1955, *Metadelphis anpharyngotrema* (Marshal & Miller, 1979), *Metadelphis lenti* (Santos & Gibson, 1998) e *Metadelphis tkachi* Fernandes, Santos, Furtado, Melo et Santos, 2019 e *Metadelphis cesartapiai* (Achatz *et al.*, 2020). Os registros mais recentes de novas espécies foram *Metadelphis tkach*, coletados da vesícula biliar de morcegos *Molossus molossus* na Ilha de Marajó no Brasil e *Metadelphis cesartapiai*, coletado no mesmo órgão em quirópteros *Anoura peruana* no Equador (Fernandes *et al.*, 2019; Achatz *et al.*, 2020).

Metadelphis sp.1 apresenta algumas semelhanças morfológicas com *M. lenti*, entretanto, possui acetábulo, ventosa oral, testículos e ovário maiores quando comparados com os espécimes medidos no trabalho de Fernandes *et al.* (2019). O formato dos testículos nos exemplares deste trabalhos são oblíquos e alongados, em contraste com o formato arredondado dos testículos de *M. lenti*. Em comparação com *M. tkach*, há

uma clara diferença na posição dos testículos, que neste último estão *in tandem*, enquanto que nos espécimes deste trabalho encontram-se paralelos, imediatamente abaixo do acetábulo. *M. cesartapiai* possui ventosa oral e acetábulo significativamente menores que os digenéticos analisados neste trabalho, além de apresentar largura corporal bem maior. *M. ampharyngotrema* tem como características distintas os testículos e ovário maiores, e largura corporal expressivamente maior em relação aos trematódeos aqui analisados.

É provável que este seja um novo registro de espécie para o gênero, em função de sua morfologia diferenciada em comparação com as demais espécies. Este trabalho traz também pela primeira vez o morcego *Lophostoma silvicolum* como hospedeiro de um digenético do gênero *Metadelphis*.

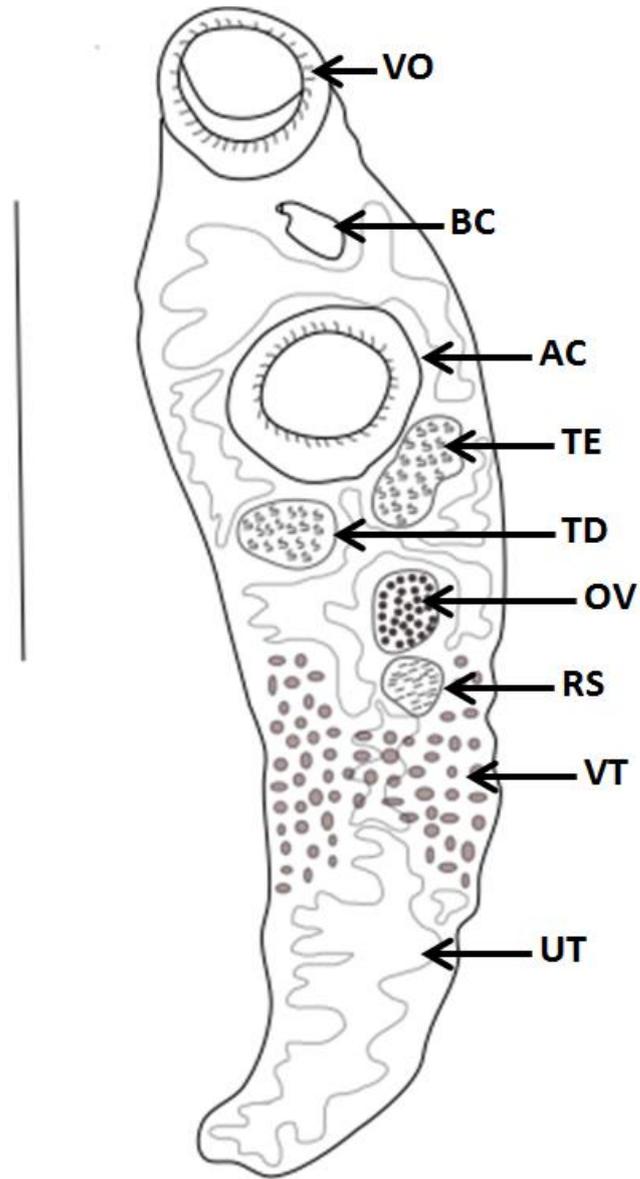


Figura 10 - Desenho esquemático de *Metadelphis* sp1. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo esquerdo (TE); Testículo direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitalária (VT); Útero (UT). **Barra** = 990 μ m.

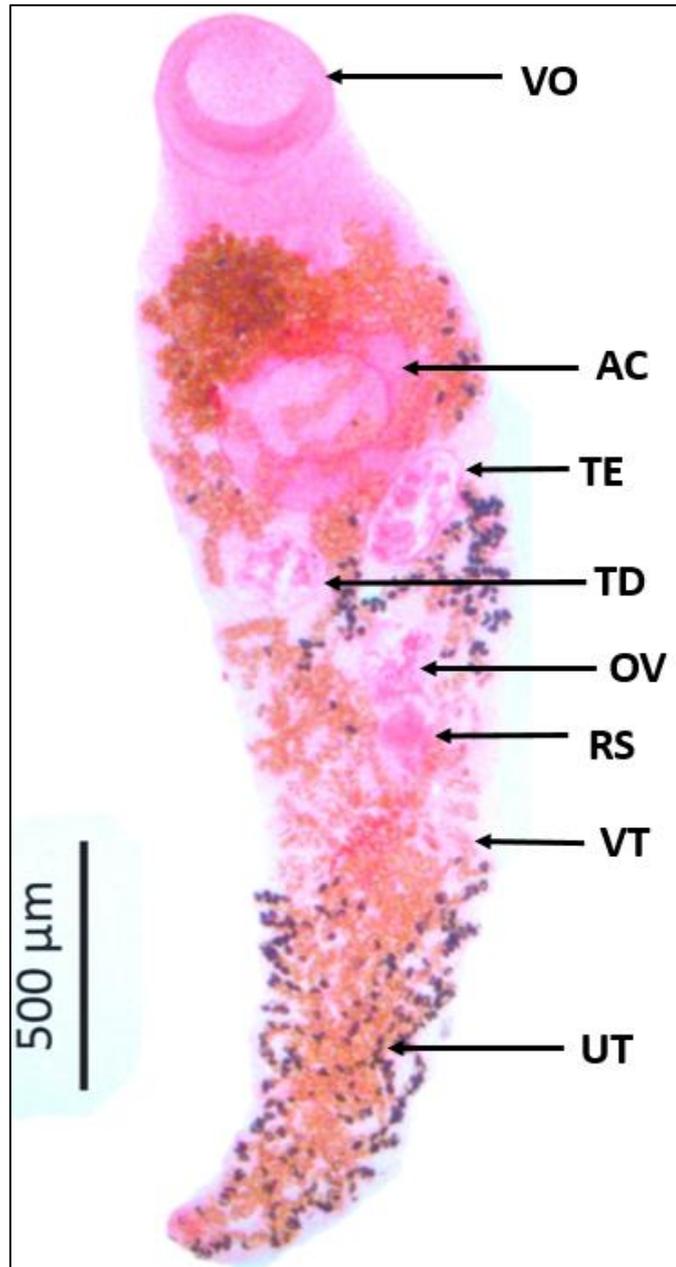


Figura 11 – Fotomicrografia de *Metadelphis* sp1. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo esquerdo (TE); Testículo direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitalário (VT); Útero (UT).

Superfamília Gorgoderoidea Loss, 1899
 Família Dicrocoeliidae Loss, 1899
 Gênero *Metadelphis* Travassos, 1944

***Metadelphis* sp.2.**

Descrição: Baseado em 13 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo alongado, coberto de papilas cônicas medindo 3280 – 1920 (2658,3; 397,1; n=12) de comprimento e 1200 – 780 (875; 193,3; n=12) de largura. Ventosa oral subterminal, muscular e discretamente menor que o acetábulo medindo 360 – 230 (325; 40; n=10) de comprimento e 400 – 220 (293; 53,5; n=10) de largura. Bolsa do cirro pequena e piriforme, situada entre ventosa oral e o acetábulo, medindo 212,5 – 155 (183,7; 40,6; n=2) de comprimento e 100 – 90 (95; 7; n=2) de largura. Pré-faringe, faringe, esôfago e cecos ausentes. Acetábulo desenvolvido, de difícil visualização em decorrência da sobreposição do útero e deslocado para região anterior do corpo, medindo 380 – 270 (325; 77,7; n=2) de comprimento e 380 – 360 (370; 14,1; n=2) de largura. Poro genital presente no forebody, alcançando a borda posterior da ventosa oral. Testículos muito grandes, simétricos, pós-acetabulares e pré-ovarianos. O testículo direito mede 350 – 200 (256,9; 41,3; n=13) de comprimento e 530 – 220 (380; 79,2; n=13) de largura e o testículo esquerdo mede 320 – 170 (256,9; 44,7; n=12) de comprimento e 440 – 220 (334,6; 70,7; n= 13) de largura. Ovário pós-testicular, menor que os testículos, situado no primeiro terço do hindbody, medindo 200 – 120 (156,924,2; n=13) de comprimento e 350 – 170 (296,9; 57,3; n=13) de largura. Receptáculo seminal paralelo e imediatamente abaixo do ovário, de tamanho similar a este último, medindo 250 – 120 (182; 36,4; n=10) de comprimento e 330 – 180 (259; 42,2; n=10) de largura. Vitelário disposto no hindbody em massas de pequenos folículos verticais, presentes nas duas laterais do corpo. Útero longo, repleto de ovos, com alças que estendem-se da metade do forebody até a extremidade posterior do corpo, passando entre os dois testículos. Poro excretor posterior terminal. Ovos de casca lisa e amarelada medindo 30 – 25 (27,2; 1,98; n=12) de comprimento e 22,5 – 17,5 (18,7; 1,67; n=12) de largura. *Forebody* mede 720 – 680 (700; 28,2; n=2) e *hindbody* 2480 – 2100 (2290; 268,7; n=2).

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Chrotopterus auritus* (Peters, 1856)

Local de Infecção: Vesícula Biliar

Localidade: RESEX Auati-Paraná, RESEX Rio-Jutaí e ESEC Jutaí-Solimões, Amazonas, Brasil

Prevalência: 50%

Intensidade média de infecção: 23 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 11,5 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 23/ hospedeiro

Comentários:

A segunda espécie do gênero *Metadelphis* analisada no trabalho foi coletada da vesícula biliar do morcego carnívoro *Chrotopterus auritus*. *Metadelphis* sp.2 distinguiu-se da primeira espécie principalmente por apresentar testículos, ovário e receptáculo seminal maiores, tanto em largura como em comprimento. *Metadelphis* sp.2 também possui largura corporal maior quando comparado à primeira espécie deste gênero apresentada no trabalho. Apesar de difícil visualização, o acetábulo da segunda espécie é significativamente menor ao ser comparado com o acetábulo da primeira espécie.

Em relação às demais espécies descritas, *Metadelphis* sp.2 possui um formato corporal contrastante, uma vez que, após a ventosa oral, há uma nítida expansão do corpo na região dos testículos que afunila-se na altura do ovário até a extremidade posterior do corpo. *Metadelphis tkach* e *M. lenti* possuem ambos acetábulo, ventosa oral, testículos e ovários menores que *Metadelphis* sp.2, além da posição distinta dos testículos no corpo. *Metadelphis cesartapiai* apresenta além de um formato de corpo diferente de *Metadelphis* sp.2, possui ventosa oral, acetábulo, testículos e ovário menores. *Metadelphis evandroi* e *M. alverangai* possuem testículos e ovário maiores em relação a *Metadelphis* sp.2, apesar disso, a ventosa oral e o acetábulo de ambas espécies são menores. *Metadelphis compactus* e *M. anpharyngotrema* contam com um formato de corpo divergente ao de *Metadelphis* sp.2 além de possuírem ovos e bolsa do cirro maiores.

Tendo em vista as distinções morfológicas, é possível que *Metadelphis* sp.2 seja uma segunda nova espécie descrita no presente trabalho, além de ser o primeiro registro do gênero para o morcego *Chrotopterus auritus*.

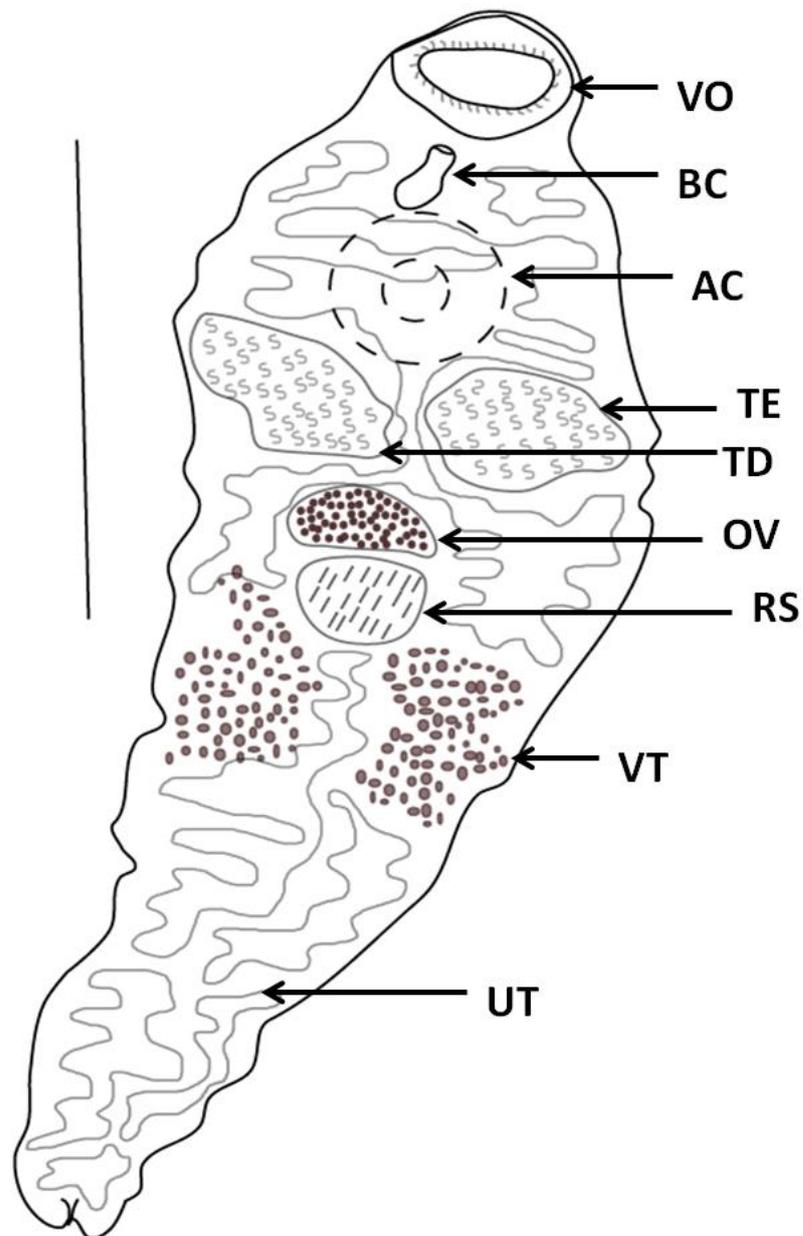


Figura 12 - Desenho esquemático de *Metadelphis* sp.2. Ventosa Oral (VO); Bolsa do Cirro (BC); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitelário (VT); Útero (UT). **Barra** = 990 μ m.

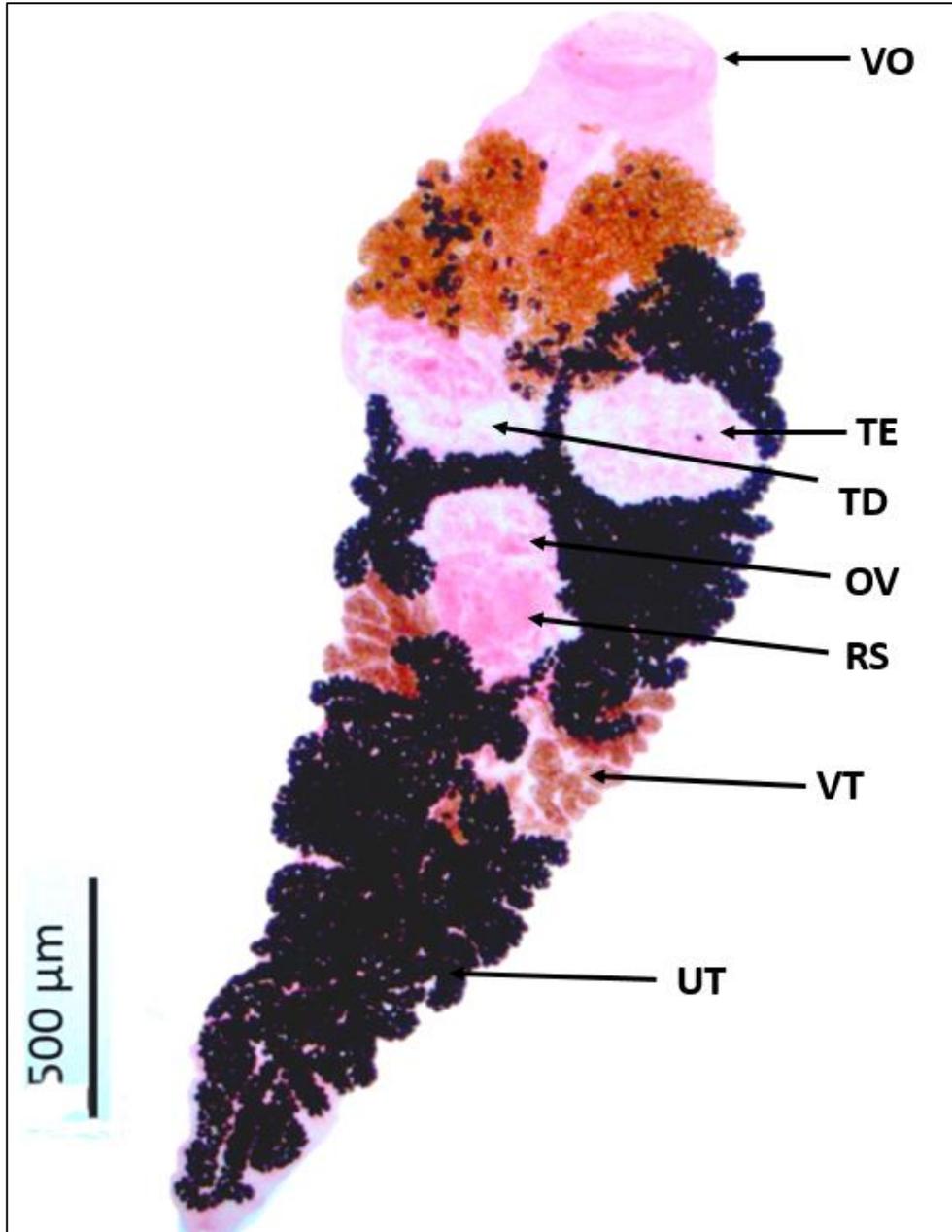


Figura 13 – Fotomicrografia de *Metadelphis* sp 2. Ventosa Oral (VO); Acetábulo (AC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovário (OV); Receptáculo Seminal (RS); Vitelário (VT); Útero (UT).

Superfamília Microphalloidea Ward, 1901
 Família Phaneropsolidae Mehra, 1935
 Gênero *Parabascus* Looss, 1907

Parabascus limatulus (Braun, 1900)

Descrição: Baseado em 13 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo piriforme ou alongado medindo 1020 – 640 (879,2; 98,9; n=13) de comprimento e 410 – 300 (363; 34; n=13) de largura. Ventosa oral subterminal, redonda e muscular medindo 100 – 50 (78,8; 15; n=12) de comprimento e 97,5 – 55 (76,8; 13,3; n=12) de largura. Pré-faringe presente. Faringe pequena, muscular, medindo 47,5 – 22,5 (41,5; 7,3; n=10) de comprimento e 42,5 – 27,5 (35,5; 6,32; n=10) de largura. Acetábulo maior que a ventosa oral, próximo a linha média do corpo, medindo 137,5 – 70 (107,5; 21,1; n=13) de comprimento e 130 – 75 (104,6; 17; n=13) de largura. Bifurcação dos cecos ocorre acima do acetábulo, e estes estendem-se até os testículos, sendo de difícil visualização na maioria das vezes. Bolsa do cirro bem desenvolvida e alongada, situada ao lado esquerdo do acetábulo, podendo encobrir o testículo esquerdo, medindo 250 – 155 (198,8; 32; n=11) de comprimento e 62,5 – 45 (55; 5; n=11) de largura. Poro genital na lateral do hindbody, situado na altura do acetábulo ou deslocado mais abaixo. Poro excretor terminal. Ovário pré-testicular, ao lado direito do acetábulo e oposto à bolsa do cirro, medindo 85 – 55 (69,3; 10,5; n=8) de comprimento e 105 – 42,5 (69,6; 24,2; n=8) de largura. Dois testículos redondos, pós-acetabulares e simétricos. Testículo direito 112,5 – 57,5 (88,5; 20,8; n=5) de comprimento e 110 – 75 (88,5; 13,9; n=5) de largura e testículo esquerdo medindo 127,5 – 75 (86,5; 17,5; n=8) de comprimento e 97,5 – 55 (77,5; 15,1; n=8) de largura. Vitelário com numerosos folículos que organizam-se em uma faixa horizontal entre a faringe e o acetábulo. Útero longo, repleto de ovos, limitando-se ao hindbody e ocultando frequentemente os testículos. Ovos numerosos e amarelados medindo 20 – 15 (17, 1,67; n=12) de comprimento e 10 – 7,5 (9,5; 0,97; n=12) de largura. *Forebody* medindo 490 – 280 (389,2; 68,4; n=13) e *hindbody* medindo 560 – 360 (450; 60; n=13).

Resenha taxonômica:

Hospedeiros: *Saccopteryx bilineata* (Temminck, 1838) e *Saccopteryx leptura* (Schreber, 1774)

Local de Infecção: Estômago, Vesícula Biliar e Intestino Delgado (região anterior)

Localidade: RESEX Auati-Paraná e RESEX Rio-Jutaí, Amazonas, Brasil

Prevalência em *S. bilineata*: 66,6%

Prevalência em *S. leptura*: 100%

Intensidade média de infecção em *S. bilineata*: 43 helmintos/hospedeiro

Intensidade média de infecção em *S. leptura*: 36,5 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção em *S. bilineata*: 28,6 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção em *S. leptura*: 36,5 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção em *S. bilineata* : 21 - 65 / hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção em *S. leptura*: 18 - 55 / hospedeiro

Comentários:

Parabascus Looss, 1907, é um dos gêneros que compõe a família Phaneropsolidae Mehra, 1938, um grande grupo de trematódeos digenéticos parasitos de morcegos neotropicais (Santos & Gibson, 2015). Inicialmente, a espécie fora intitulada pelo nome de *Limatuloides limatulum* (Braun, 1900) Dubois, 1964 e posteriormente fora redescrita por Lunaschi (2004) ao coletá-lo do intestino de um exemplar de *Tadarida brasiliensis*.

Na América do Sul, há relatos da espécie em estudos realizados no Brasil e na Argentina, sendo o mais recente registro feito na Patagônia (Dubois, 1964; Lunaschi, 2004; Falconaro *et al.*, 2018, Moreira & Marques, 2020). Estes autores trazem como espécies hospedeiras de *P. limatulus* os morcegos *Molossus* sp., *Tadarida brasiliensis* e *Myotis chiloensis*.

Lunaschi (2004), afirma em sua revisão que *P. limatulus* possui tegumento espinhoso, assim como Braun (1900) ao fazer a identificação da espécie. Caspeta-Mandujano *et al.* (2017) observaram a presença de espinhos dorsais e ventrais na superfície do corpo de outra espécie do gênero *Parabascus*, em morcegos da Península de Yucatán e de Morelos, no México. Entretanto, e de acordo com a dissertação de Moreira (2016), não foi constatada a presença de espinhos nos espécimes deste trabalho.

O local de infecção de *P. limatulus* citado nos trabalhos de Lunaschi (2004), Falconaro *et al.* (2018), e Moreira & Marques (2020), fora o intestino. Nos quirópteros analisados, *P. limatulus* teve ocorrência no estômago, vesícula biliar e intestino, sendo a vesícula o sítio de infecção com maior número de espécimes de helmintos. Foi possível identificar também indivíduos juvenis parasitando alguns morcegos. Estes juvenis possuíam tamanho reduzido em comparação aos adultos e ausência de ovos no útero.

Este trabalho traz o primeiro registro de *Parabascus limatulus* para quirópteros do estado do Amazonas e para as espécies *Saccopterix bilineata* e *Saccopterix leptura*.

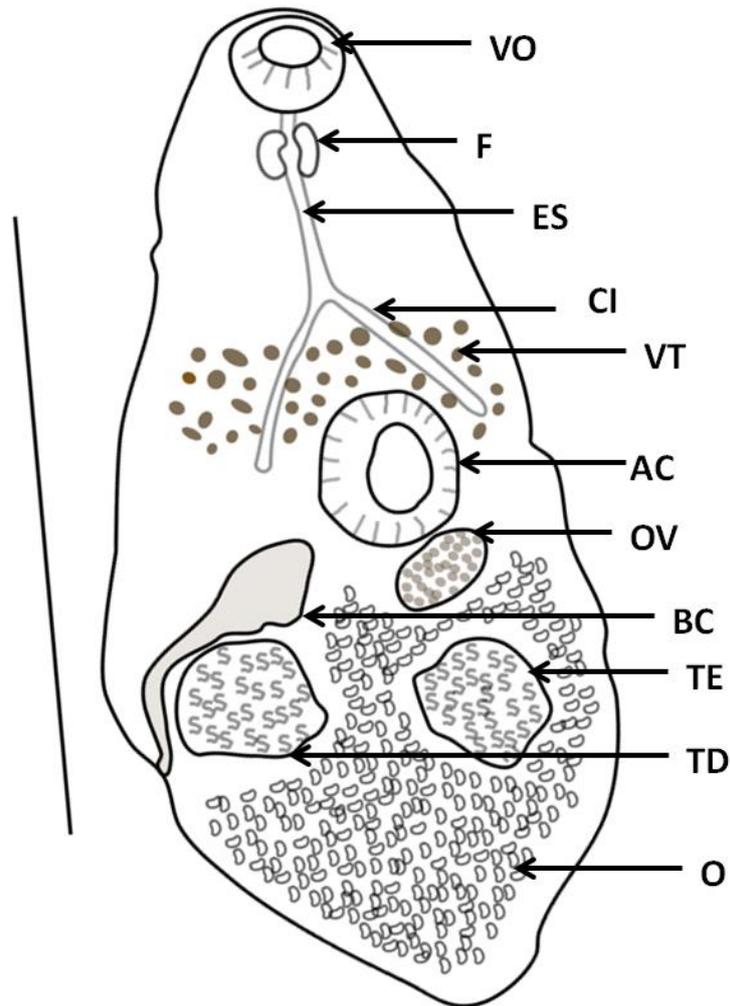


Figura 14 - Desenho esquemático de *Parabascus limatum*. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Esôfago (ES); Cecos Intestinais (CI); Vitelário (VT); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Ovos (O). **Barra** = 500 μ m.

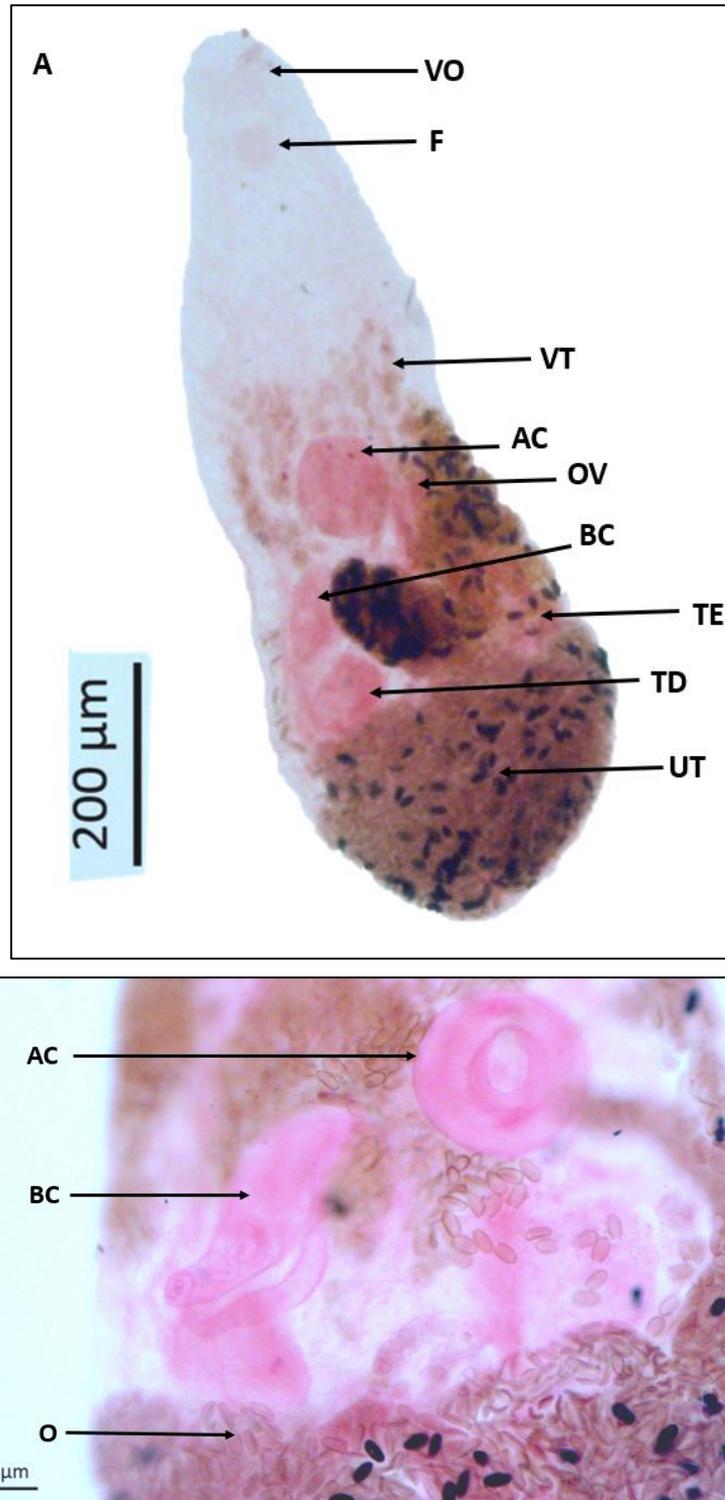


Figura 15 – Fotomicrografia de *Parabascus limatum*. **A.** Vista ventral. Ventosa Oral (VO); Faringe (F); Vitelário (VT); Acetábulo (AC); Ovário (OV); Bolsa do Cirro (BC); Testículo Esquerdo (TE); Testículo Direito (TD); Útero (UT). **B.** Detalhes do Acetábulo (AC); Bolsa do Cirro (BC); e Ovos (O).

Superfamília Pronocephaloidea Looss, 1899

Família Nudacotylidae Barker, 1916

Gênero Nudacotyle Barker, 1916

Nudacotyle novicia Barker, 1916

Descrição: Baseado em 2 espécimes corados com carmim acético e montados em lâminas permanentes. Corpo oval e expressivamente achatado, medindo 1800 – 1660 (1730; 98,99; n=2) de comprimento e 1400 – 1200 (1300; 141,42; n=2) de largura. Ventosa oral pequena, redonda e subterminal medindo 160 – 140 (150; 14,14; n=2) de comprimento e 200 – 150 (175; 35,35; n=2) de largura. Esôfago curto bifurcando-se em dois cecos que estendem-se até a altura do vitelário. Acetábulo ausente. Testículos grandes, ovalados e alongados, situados na extremidade posterior do corpo. Testículo direito medindo 230 – 200 (215; 21,21; n= 2) de comprimento e 700 – 400 (550; 212,13; n= 2) de largura. Testículo esquerdo medindo 270 – 240 (255, 21,21, n= 2) de comprimento e 520 – 450 (485; 49,49; n= 2) de largura. Ovário situado em frente ao testículo esquerdo, medindo 200 de comprimento (n=1) e 200 de largura (n=1). Vitelário extracecal, disposto na vertical em folículos grandes e densos nas laterais do corpo. Bolsa do cirro grande, localizada na linha média do corpo, medindo 370 (n=1) de comprimento e 250 (n=1) de largura. Útero longo, composto de diversas alças que ocupam toda a região anterior do corpo e alcançam a borda anterior dos testículos. Ovos arredondados, pequenos e numerosos, preenchendo toda a extensão do útero e medindo 7,5 (n= 1) de comprimento e largura.

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Uroderma bilobatum* (Peters, 1866) e *Vampyrodes caraccioli* (Thomas, 1889)

Local de Infecção: Intestino Delgado (região anterior)

Localidade: RESEX Auati-Paraná, RESEX Rio-Jutaí e ESEC Jutaí-Solimões, Amazonas, Brasil

Prevalência em *U. bilobatum*: 33,3%

Prevalência em *V. caraccioli*: 50%

Intensidade média de infecção em *U. bilobatum*: 2,5 helmintos/hospedeiro

Intensidade média de infecção em *V. caraccioli*: 16 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção em *U. bilobatum*: 0,83 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção em *V. caraccioli*: 8 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção em *U. bilobatum*: 1 – 4 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção em *V. caraccioli*: 16 helminto/hospedeiro

Comentários:

Em 1944, Ameel descreveu em seu trabalho o ciclo de vida do trematódeo *Nudacotyle novicia* com experimentos em laboratório utilizando metacercárias do digenético, e seus hospedeiros intermediários e definitivos. O autor concluiu com seus experimentos que a lesma *Pomatiopsis lapidaria* atua no ciclo como hospedeiro intermediário do parasito, enquanto o rato-do-prado (*Microtus pennsylvanicus* Ord, 1815) e o rato almiscarado (*Ondatra zibethicus* Linnaeus, 1766) aparecem como hospedeiros definitivos, tendo o ducto biliar e o intestino delgado como locais de infecção respectivamente para cada hospedeiro.

A família Nudacotylidae é composta atualmente por dois gêneros de trematódeos, *Nudacotyle* Barker, 1916 e *Neocotyle* Travassos, 1922, que parasitam o intestino de mamíferos (Rodentia, Sirenia, Chiroptera e Lagomorpha) das Américas do Norte e do Sul (Barton & Blair, 2005). Ambos os gêneros possuem uma característica bastante peculiar, ao apresentarem um corpo grande e fortemente achatado (Barton & Blair, 2005).

Nudacotyle novicia foi registrado pela primeira vez em ratos almiscarados em Minnesota, nos Estados Unidos (Barker, 1916). Estudos posteriores continuaram a identificar o helminto em grandes quantidades no intestino de ratos almiscarados de outras localidades nos Estados Unidos, que infectavam-se ao ingerir lesmas contaminadas com o trematódeo, que por sua vez permanecia encistado na vegetação até ser consumido pelo hospedeiro intermediário (Chandler, 1941; Ameel, 1944; Meyer & Reilly, 1950).

Marshal & Miller (1979) realizaram a primeira coleta de digenéticos do gênero *Nudacotyle* em morcegos na América do Sul. *Nudacotyle novicia* fora registrado em seis morcegos *Artibeus lituratus hercules* na província de Morona-Santiago, no Equador. Alguns anos mais tarde, Velez & Tatcher (1991) identificaram uma nova espécie (*Nudacotyle carollia*) no intestino de três morcegos *Carollia perspicillata* na região de Puerto Triunfo na Colômbia. As autoras citam que a nova espécie assemelha-se a ambos os gêneros da família Nudacotylidae no que diz respeito a posição geral dos órgãos e pela presença de uma fenda vertical no corpo.

Os espécimes analisados neste trabalho foram identificados como *Nudacotyle novicia* levando em consideração aspectos como o formato do corpo, comprimento dos cecos, posição do ovário e da bolsa do cirro. Além de adultos, foram coletados também indivíduos juvenis, que caracterizavam-se por apresentar tamanho corporal bastante reduzido e gônadas bem pouco desenvolvidas. Este é possivelmente o primeiro registro da espécie em morcegos no Brasil.

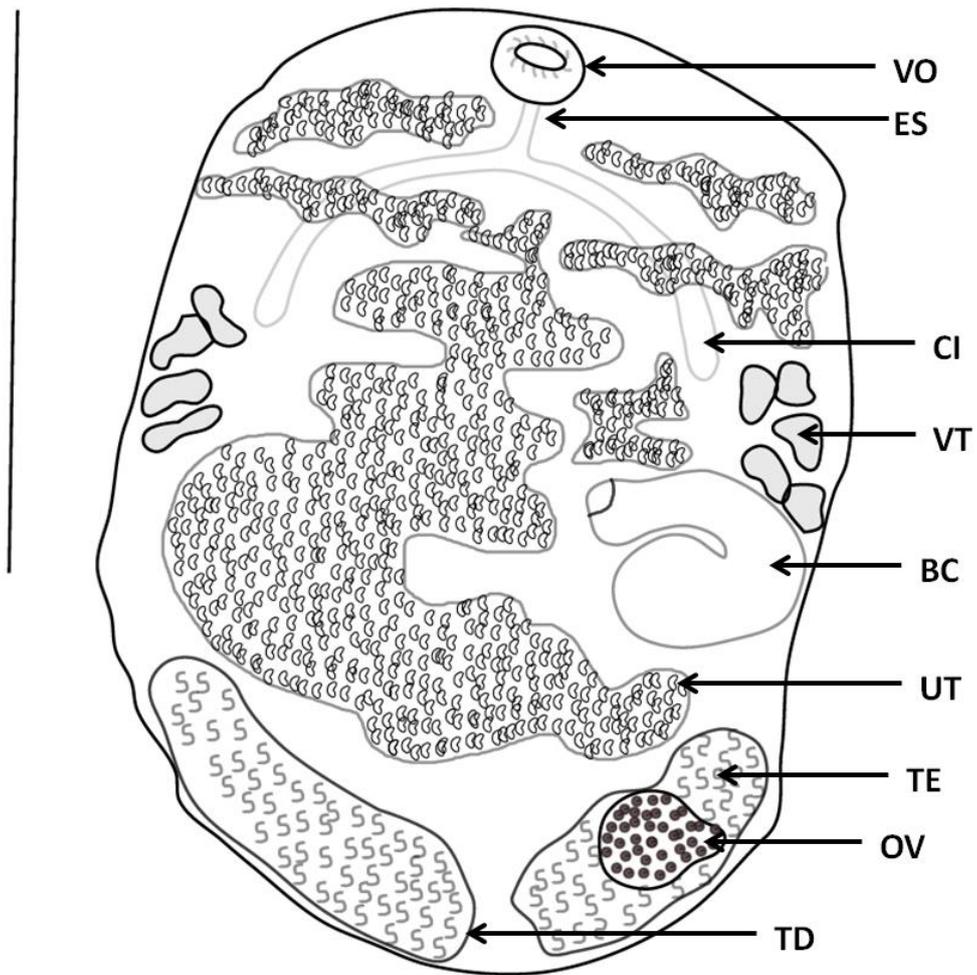


Figura 16 - Desenho esquemático de *Nudacotyle novicia*. Ventosa Oral (VO); Esôfago (ES); Ceco Intestinal (CI); Vitelário (VT); Bolsa do Cirro (BC); Útero (UT); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Testículo Direito (TD). **Barra** = 990 μm .

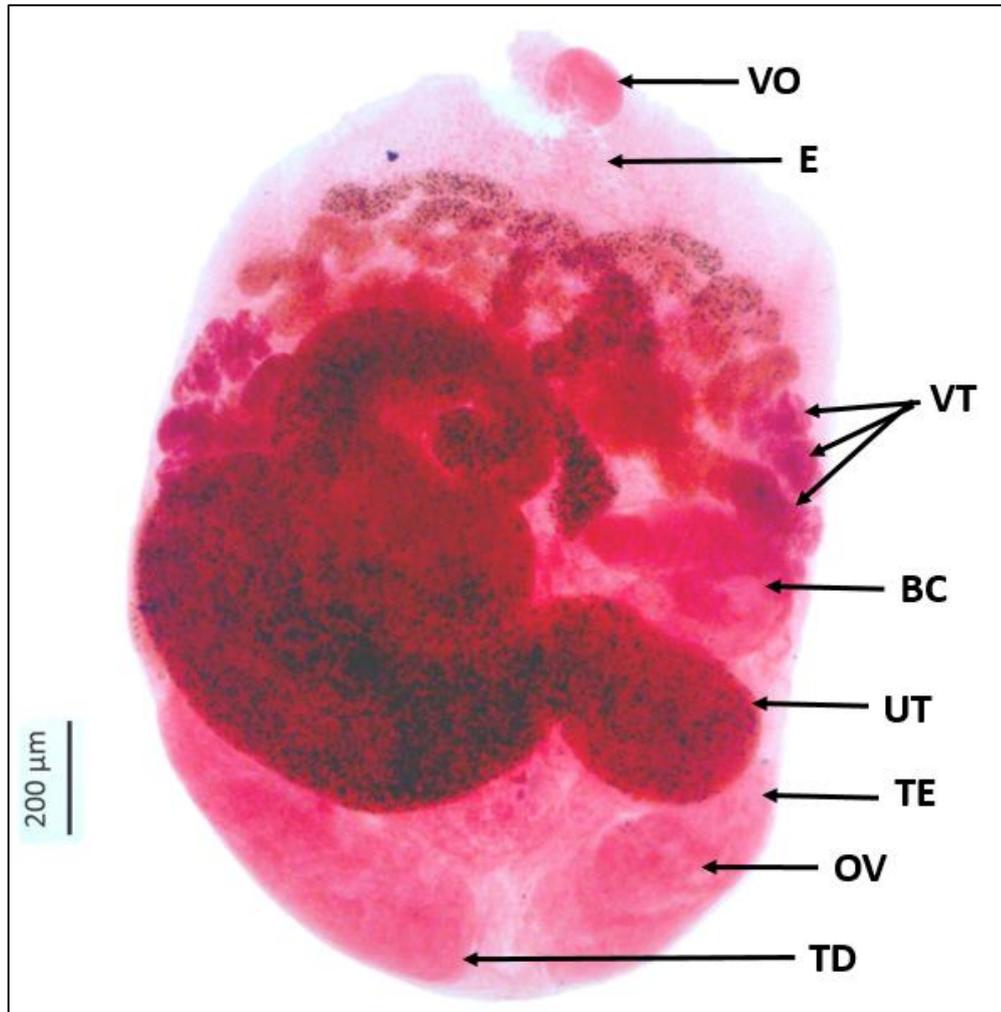


Figura 17 - Fotomicrografia de *Nudacotyle novicia*. Ventosa Oral (VO); Esôfago (ES); Vitelário (VT); Bolsa do Cirro (BC); Útero (UT); Testículo Esquerdo (TE); Ovário (OV); Testículo Direito (TD).

4.2 Análise dos Parâmetros Ecológicos

Das 23 espécies de morcegos analisadas, apenas 9 (39,1%) estavam parasitadas com representantes de Digenea e todas elas com apenas uma espécie de digenético. (Tabela 3). Se levarmos em conta o número total de quirópteros necropsiados teremos 18,07% (15/83) infectados por digenéticos.

Todas as espécies foram encontradas parasitando órgãos do sistema digestivo, sendo o intestino e a vesícula biliar os órgãos com maior número de espécimes de Digenea. Apenas duas espécies, *Nudacotyle novicia* e *Parabascus limatulus*, foram encontradas em duas espécies hospedeiras. Os morcegos parasitados com digenéticos apresentam dieta insetívora (*Myotis riparius*, *Saccopteryx bilineata* e *Saccopteryx leptura*), frugívora (*Carollia perspicillata*, *Uroderma bilobatum* e *Vampyrodes caraccioli*), onívora (*Phyllostomus hastatus* e *Lophostoma silvicolum*) ou carnívora (*Chrotopterus auritus*).

Anenterotrema megacetabulum foi o representante dos maiores valores de prevalência (100%), intensidade e abundância média (705,5) e amplitude (309 – 1102), tendo sido encontrado mais de 1000 indivíduos em um único hospedeiro. Em seguida a espécie *Parabascus limatulus* aparece com os segundos maiores valores de parâmetro ecológico.

Tabela 3 – Parâmetros ecológicos para as espécies de digenéticos encontradas em morcegos da região central amazônica.

Helminto	Espécie hospedeira (N)	Prevalência (%)	Intensidade média de infecção (x±DP)	Abundância média de infecção (x±DP)	Amplitude de infecção
<i>Anenterotrema megacetabulum</i>	<i>Phyllostomus hastatus</i> (2)	100	705,5 ± 560,7	705,5 ± 560,7	309 - 1102
<i>Anenterotrema liliputanium</i>	<i>Carollia perspicillata</i> (6)	16,6	13	2,2 ± 5,3	13
<i>Metadelphis sp1</i>	<i>Lophostoma silvicolum</i> (6)	16,6	28	4,6 ± 11,4	28
<i>Metadelphis sp2</i>	<i>Chrotopterus auritus</i> (2)	50	23	11,5 ± 16,3	23
<i>Nudacotyle novicia</i>	<i>Uroderma bilobatum</i> (6)	33,3	2,5 ± 2,1	0,83 ± 1,6	1 -4
	<i>Vampyrodes caraccioli</i> (2)	50	16	8 ± 11,3	16
<i>Parabascus limatulus</i>	<i>Saccopteryx bilineata</i> (3)	66,6	43 ± 31,1	28,6 ± 33,2	21 - 65
	<i>Saccopteryx leptura</i> (2)	100	36,5 ± 26,2	36,5 ± 26,2	18 - 55
<i>Urotrema scabridum</i>	<i>Myotis riparius</i> (3)	33,3	23	7,6 ± 13,3	23

Legenda: N= número de espécimes necropsiados; X= média; DP= desvio padrão

5. DISCUSSÃO

Todos os gêneros dos digenéticos identificados neste trabalho já foram contemplados em outros estudos da helmintofauna de quirópteros. Para o estado do Amazonas, cinco espécies apresentadas aqui constituem-se novos achados: *Anenterotrema megacetabulum*, *Metadelphis* sp 1., *Metadelphis* sp 2., *Parabascus limatulus* e *Nudacotyle novicia*. Para o Brasil, *Nudacotyle novicia* teve seu primeiro registro, sendo descrito pela primeira vez em morcegos no Equador (Marshall & Miller, 1979).

Urotrema scabridum é uma espécie de trematódeo recorrente em morcegos, registrado em vários países na América do Sul, na Costa Rica e no México (Santos & Gibson, 2015, Jiménez *et al.*, 2017). Apesar de sua baixa prevalência nos morcegos analisados, *U. scabridum* apresentou intensidade média de infecção relevante quando levamos em conta o peso e tamanho reduzidos de seu hospedeiro, sendo encontrados 23 exemplares no intestino de *Myotis riparius*. Assim como neste trabalho, *U. scabridum* tende a ser encontrado frequentemente em morcegos de dieta insetívora das famílias Molossidae e Vespertilionidae (Pesenti *et al.*, 2015, Mello *et al.*, 2019, Tkach *et al.*, 2019).

Ambas as espécies do gênero *Metadelphis* descritas neste trabalho possuem grandes chances de serem novas espécies em virtude dos divergentes aspectos morfométricos apresentados em comparação com as outras sete espécies conhecidas. Até o momento, *Metadelphis* spp. tem sido identificado na vesícula biliar de morcegos sul americanos, como no Brasil e no Equador (Travassos, 1955; Santos & Gibson, 1998; Achatz *et al.*, 2020). No Brasil, os espécimes deste gênero foram todos coletados de quirópteros do bioma amazônico (Travassos, 1955; Fernandes *et al.*, 2019).

Desde sua primeira coleta realizada por Braun (1900) no Brasil, *Parabascus limatulus* teve seu mais recente registro no país ocorrido no estado do Rio Grande do Sul, no intestino de morcegos *Tadarida brasiliensis* (Moreira & Marques, 2020). Além de contarem com uma alta prevalência, os morcegos parasitados com *P. limatulus* apresentaram considerável intensidade média, uma vez que mais de 60 espécimes foram encontrados reunidos na vesícula biliar de um dos hospedeiros do presente trabalho.

O ciclo de vida do digenético *Nudacotyle novicia* talvez seja o melhor compreendido até o momento em virtude dos estudos conduzidos por Ameel (1944) com lesmas *Pomatiopsis lapidaria* nos Estados Unidos. Neste trabalho, as duas espécies de morcegos parasitadas por *N. novicia*, *Uroderma bilobatum* e *Vampyrodes caraccioli*, são quirópteros de dieta frugívora e, portanto, a infecção pelo trematódeo pode ter ocorrido por ingestão acidental do hospedeiro intermediário ou através de complementação da dieta como descrito para outras espécies da mesma família.

Locais de abrigo e dieta são fatores ecológicos relacionados a fauna parasitária e a constituição imunológica em quirópteros, visto que morcegos que possuem parte de sua dieta composta de organismos vertebrados mostraram maior contagem de glóbulos brancos em relação as espécies de hábitos alimentares distintos (Schneeberger *et al.*, 2013). No presente trabalho, a maioria das guildas alimentares dos morcegos, exceto a hematófaga, foi parasitada por pelo menos uma espécie de digenético. Estudos que avaliaram a helmintofauna completa de quirópteros (incluindo os filos Nematoda, Platyhelminthes e Acanthocephala) relatam uma predominância na riqueza de helmintos nas guildas insetívora e onívora, visto que há o consumo de hospedeiros intermediários utilizados pelos parasitos (Cardia, 2012; Mello, 2017). Ainda com relação às guildas alimentares, tanto este trabalho como o de Albuquerque *et al.* (2016) registraram presença de digenéticos em uma ampla variedade de guildas (frugívora, insetívora, onívora, carnívora e nectarívora) o que demonstra uma diversidade de espécies de digenéticos que pode ser encontrada em morcegos de diferentes hábitos alimentares

Em 2004, Nogueira e colaboradores analisaram a presença de helmintos em morcegos frugívoros do bioma amazônico no estado do Acre. O único trematódeo digenético encontrado pelos autores foi *Hasstilesia tricolor*, que apresentou a maior prevalência dentre os demais helmintos identificados. Albuquerque *et al.*, 2016, conduziram seus estudos com 21 espécies de morcegos na amazônia paraense, e destes coletou os digenéticos: *Anenterotrema liliputianum*, *Anenterotrema eduardocaballeroi* e *Onchoterenatrema caballeroi*. A riqueza de espécies de digenéticos deste trabalho foi cerca de duas vezes maior quando comparada a de Albuquerque *et al.* (2016), e sete espécies de quirópteros foram igualmente analisados no trabalho da autora e no presente estudo. *Uroderma bilobatum* e *Myotis riparius* não estavam parasitados por nenhuma espécie de digenético no trabalho de Albuquerque, porém, neste estudo, ambas as espécies de morcegos apresentaram digenéticos.

Apesar das limitações impostas ao se trabalhar com helmintos adultos, tendo em vista a necessidade de eutanásia do hospedeiro, os estudos recentes tem se dedicado a investigar a relação parasito-hospedeiro nos ecossistemas, revelando uma incrível riqueza de helmintos até então ignorada e subestimada. No mais, quando trabalhamos com a fauna parasitária, entendemos melhor os ciclos de vida que regem estes parasitos e esclarecemos aspectos da ecologia de seus hospedeiros.

6. CONCLUSÃO

Este trabalho identificou as espécies de trematódeos digenéticos *Urotrema scabridum*, *Anenterotrema megacetabulum*, *Anenterotrema liliputianum*, *Metadelphis* sp.1, *Metadelphis* sp.2, *Parabascus limatulus* e *Nudacotyle novicia* como parte componente da helmintofauna de morcegos do bioma amazônico, além de descrever 7 novas interações helminto-hospedeiro pois ampliou o número de espécies de quirópteros analisadas quanto a presença de digenéticos.

A análise dos hábitos alimentares dos hospedeiros é um conceito chave para estabelecer o ciclo de vida dos parasitos, e neste contexto, este estudo descreveu praticamente todas as guildas dos morcegos estando parasitadas por digenéticos, compreendendo no total três espécies insetívoras, três frugívoras, duas onívoras e uma carnívora infectadas por representantes de Digenea.

Se levarmos em consideração os três trabalhos (Nogueira *et al.*, 2004; Albuquerque *et al.*, 2016; e o presente estudo) realizados com helmintofauna de quirópteros da Amazônia Brasileira, obteremos cerca de 42 espécies de morcegos analisadas, no entanto, há mais de 140 espécies descritas para este bioma, o que revela a baixa cobertura de quirópteros analisados quanto a sua helmintofauna, além de indicar uma riqueza de helmintos ainda não descoberta. Assim, novos estudos envolvendo a helmintologia parasitária de morcegos devem ser incentivados.

7. REFERÊNCIAS

(Conforme as normas da Revista Zoologia)

Achatz TJ, Cardenas-Callirgos JM, Tkach VV (2018). New Anenterotrema Stunkard, 1938 (Digenea:Anenterotrematidae) from Silky Short-Tailed Bat, *Carollia brevicauda* Schinz, 1821, in Peru. *Comparative Parasitology*, 85 (1): 78 – 82.

Achatz TJ, Cleveland DW, Bonilla CC, Cronin L, Tkach VV (2020). New dicoeloid digeneans from mammals in Ecuador including a highly genetically divergent new genus from an ancient marsupial lineage. *Parasitology International* 78: 1 – 8. doi: 10.1016/j.parint.2020.102138

Albuquerque ACA, Moraes MFD, Silva AC, Lapera IM, Tebaldi JH, Hoppe EGL (2016). Helminth fauna of chiropterans in Amazonia: biological interactions between parasite and host. *Parasitology Research*. 115: 3229-3237. doi: 10.1007/s00436-016-5085-3

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. *Ornitologia e conservação: Ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Rio de Janeiro, Technical Books, 516p.

Amato JFR, Boerger WA, Amato SB (1991). *Protocolos para Laboratório: Coleta e processamento de parasitos de pescado*. Soropédica, Imprensa Universitária, UFRRJ. Seropédica. 81p.

Ameel DJ (1944). The Life History of *Nudacotyle novicia* Barker, 1916 (Trematoda: Notocotylidae). *The Journal of Parasitology* 30 (4): 257 – 263.

Barker FD (1916). A New Monostome Trematode Parasitic in the Muskrat with a Key to the Parasites of the American Muskrat. *Transactions of the American Microscopical Society* 35 (3): 175 – 184.

Barton DP, Blair D (2005). Family Nudacotilydae Barker, 1916, p. 397- 399. In: Bray RA, Gibson DI, Jones A (Eds). *Keys to Trematoda*. Vol 2. Wallingford, CABI Publishing, 745p.

Bernard E, Tavares VC, Sampaio, E (2011). Compilação atualizada das espécies de morcegos (Chiroptera) para a Amazônia Brasileira. *Biota Neotrópica* 11(1): 1 – 11. doi: 10.1590/S1676-06032011000100003

Bordes F, Morand S (2009). Coevolution between multiple helminth infestations and basal immune investment in mammals: cumulative effects of polyparasitism? *Parasitology Research* 106: 33 – 37. doi: 10.1007/s00436-009-1623-6.

Bray RA, Gibson DI, Jones A (2009). *Keys to Trematoda*. Vol 3. International and The Natural History Museum, London, CABI Publishing, 848p.

Brook CE, Dobson AP (2015). Bats as 'special' reservoirs for emerging zoonotic pathogens. *Trends in Microbiology*. 23 (3): 172-180. doi: org/10.1016/j.tim.2014.12.004.

Bush AO, Fernández JC, Esch GW, Seed JR (2001). *Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites*. United Kingdom, Cambridge University Press. 580p.

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.

Cardia DFF (2012). *Helminhos de quirópteros da região centro-oeste do estado de São Paulo*. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária Preventiva). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Universidade Estadual Paulista Julio Mesquita Filho. São Paulo. 68p.

Caspeta-Mandujano JM, Peralta-Rodríguez JL, Ramírez-Chávez SB, Ramírez-Díaz SE, Tapia-Osorio M, Urbina MGJ, Enríquez JAG, García MGG, Rodríguez GM, Ojeda MCP, González VJ (2017). *Helminhos parásitos de morcegos em México*. 1 ed. México, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, 277p.

Castiblanco F, Vélez I (1982). Observacion de Trematodos Digeneticos em Morcegos del Valle de Aburra y alrededores. *Actualidades Biológicas* 11 (42): 129 – 141.

Chandler AC (1941). Helminths of Muskrats in Southeast Texas. *The Journal of Parasitology* 27 (2): 175 – 181.

Falconaro AC, Vega RM, Viozzi GP (2018). Helminth communities of two populations of *Myotis chiloensis* (Chiroptera: Vespertilionidae) from Argentinean Patagonia. *International Journal of Parasites: Parasites in Wild Life* 7: 27 – 33.

Fernandes TF, Santos AN, Furtado AP, Melo FTV, Santos JN (2019). A new species of *Metadelphis* Travassos, 1944 (Digenea: Dicrocoeliidae) from the gall-bladder of *Molossus molossus* (Pallas) (Chiroptera: Molossidae) in the Brazilian eastern Amazon. *Systematic Parasitology* 96 (7): 617 – 624.

Fernandes TF, Santos JN, Melo FTV, Achatz TJ, Greiman SE, Bonilla CC, Tkach VV (2021). Interrelationships of *Anenterotrema* (Digenea: Dicrocoeliidae) from Neotropical bats (Mammalia: Chiroptera) with description of a new species from *Molossus molossus* in Brazil. *Parasitology Research* 120 (6): 2003-2016. doi: 10.1007/s00436-021-07133-8

Ferreira VS, Brasil-Sato MC (1998). Digenéticos (Cercaria, Lecithodendriidae) de morcegos (Chiroptera) dos municípios de Seropédica e Rio de Janeiro, do estado do Rio de Janeiro, Brasil. *BIOS. Cadernos do Departamento de Ciências Biológicas da PUC Minas* 6 (6): 83 – 88.

Font WF, Lotz JM (2008) Family Urotrematidae Poche, 1926, p.441 – 445. In: Bray RA, Gibson DI, Jonas A (Eds). *Keys to the Trematoda*. Vol. 3. Wallingford, CABI Publishing, 824p.

Freitas JFT (1960). Sobre o *Paralecithodendrium liliputianum* Travassos, 1928. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 59 (1): 45 – 57.

Freitas JFT, Dobbing Jr. JE (1960). Nota prévia sobre novo trematódeo do gênero *Paralecithodendrium*. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 4: 59-60.

Freitas JFT, Dobbing Jr. JE (1961). *Plagiorchis parumbursatus* sp. n., trematódeo parasita de quiróptero. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio e Janeiro, Rio de Janeiro* 5: 22 – 24.

Fugassa MH (2015). Checklist of helminths found in Patagonian wild mammals. *Zootaxa* 4012 (2): 271 – 328.

Garbino GST, Gregorin R, Lima IP, Loureiro L, Moras LM, Moratelli R, Nogueira MR, Pavan AC, Tavares VC, do Nascimento MC, Peracchi AL (2020). Updated checklist of Brazilian bats: versão 2020. Comitê da Lista de Morcegos do Brasil—CLMB. Sociedade Brasileira para o Estudo de Quirópteros (Sbeq).<<https://www.sbeq.net/lista-de-especies>> acessado em: 9 de outubro de 2021.

Gardner S, Jimenez AR (2009) Methods for the study of bat endoparasites. En: Ecological and behavioural methods for the study of bats. Kunz TH y Parsons S (eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, Maryland, p. 795-805.

Gibson DI, Santos CP (2008). Family Anenterotrematidae Yamaguti, 1958, p. 493-496. In: Bray RA, Gibson DI, Jones A (Eds). Keys to Trematoda. Vol. 3. Wallingford, CABI Publishing, 824p.

Hamilton PB, Cruickshank C, Stevens JR, Teixeira MMG, Mathews F (2012). Parasites reveal movement of bats between the New and Old Worlds. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 63: 521 – 526. doi: [10.1016/j.ympev.2012.01.007](https://doi.org/10.1016/j.ympev.2012.01.007).

Han BA, Kramer AM, Drake JM (2016). Global Patterns of Zoonotic Disease in Mammals. *Trends in Parasitology* 32 (7): 565-577. doi: [org/10.1016/j.pt.2016.04.007](https://doi.org/10.1016/j.pt.2016.04.007).

Hudson PJ, Dobson AP, Lafferty KD (2006). Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology and Evolution* 21 (7): 381-385. doi: [10.1016/j.tree.2006.04.007](https://doi.org/10.1016/j.tree.2006.04.007)

Jiménez FA, Caspeta-Mandujano JM, Chávez SBR, Díaz SER, Urbina MGJ (2017). Checklist of Helminths of Bats from Mexico and Central America. *Manter: Journal of Parasite Biodiversity*, 7: 1 – 28. doi: [10.13014/K2ZG6QDX](https://doi.org/10.13014/K2ZG6QDX)

Johnson PTJ, Preston DL, Hoverman JT, LaFonte BE. (2013). Host and Parasite diversity jointly control disease risk in complex communities. *PNAS* 110 (42): 16916 – 16921. doi: [10.1073/pnas.1310557110](https://doi.org/10.1073/pnas.1310557110)

Jones A, Bray RA, Gibson DI (2005). Keys to Trematoda. Vol 2. International and The Natural History Museum, London, CABI Publishing, 768p.

Kunz TH, Torrez EB, Bauer D, Lobova T, Fleming TH (2011) Ecosystem services provided by bats. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1223: 1-38. doi: [10.1111/j.1749-6632.2011.06004.x](https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2011.06004.x)

Lindfors P, Nunn CH, Jones KE, Cunningham AA, Sechrest W, Gittleman JL (2007). Parasite species richness in carnivores: effects of host body mass, latitude, geographical

range and population density. *Global Ecology and Biogeography* 16: 496-509. doi: 10.1111/j.1466-8238.2006.00301.x

Lourenço JLM (2016). Ocorrência de tripanossomatídeos em morcegos (Mammalia: Chiroptera) no Distrito Federal, Brasil. Dissertação (Mestrado em Zoologia). Universidade de Brasília, Brasília, DF. 82p.

Lunaschi L (2004). Redescription de *Limatulooides limatulus* (Braun) Dubpis, 1964 (Trematoda, Lecithodendriidae), um parasito de *Tadarida brasiliensis* (GEOF.) (Chiroptera, Molossidae) de Argentina. *Gayana* 68 (1): 102 – 107.

Lunaschi LI, Drago FB (2011). A revision of *Anenterotrema* Stunkard, 1938 (Digenea: Anenterotrematidae) and a key to its species. *Zootaxa* 2775: 50 – 64.

Lunaschi LI, Notarnicola J (2010). Nuevos registros de trematodos Anenterotrematidae, Lecitodendriidae y Urotrematidae em morciélagos de Argentina y redescipción de *Anenterotrema liliputianum*. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 81: 281 – 287.

Machado C, Castro BB (2019). Relação Hospedeiro-Parasita. *Revista Ciência Elementar* 7 (04): 1-5. doi.org/10.24927/rce2019.076

Marshal ME, Miller GC (1979). Some digenetic trematodes from Ecuadorian bats including five new species and a new genus. *The Journal of Parasitology* 65 (6): 909 – 917.

Martínez-Salazar EA, Medina-Rodríguez AJ, Rosas-Valdez R, Real-Monroy M, Falcón-Ordaz J (2020). First record of *Urotrema scabridum* (Platyhelminthes), and new records of helminths of *Tadarida brasiliensis* from Mexican Plateau. *Therya* 11 (2): 181 – 192. doi: 10.12933/therya-20-788 ISSN 2007-3364

Martins PM, Poulin R, Gonçalves-Souza T (2020). Integrating climate and host richness as drivers of global parasite diversity. *Global Ecology and Biogeography* 00: 1-9.

Meyer MC, Reilly JR (1950). Parasites of Muskrats in Maine. *The American Midland Naturalist* 44 (2): 467 – 477.

Mello EM (2017) Interações taxonômicas entre parasitos e morcegos de alguns municípios do estado de Minas Gerais. Tese (Doutorado em Parasitologia). Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG. 355p.

Mello EM, Rabelo EML, Silva RJ (2019). *Urotrema macrotestis* e *Urotrema scabridum* (Digenea; Urotrematidae) parasitizing bats (Mammalia: Chiroptera) in Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 91 (1): e20180648. doi: 10.1590/0001-3765201820180648.

Moreira ACRG (2016). Análise da helmintofauna de *Tadarida brasiliensis* (L. Geoffroy, 1824) (Mammalia, Chiroptera) do município de Montenegro, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS. 125p.

Moreira ACRG, Marques CC (2020). Helminth fauna of *Tadarida brasiliensis* (Mammalia, Chiroptera) in the state of Rio Grande do Sul, Brasil: a comparative approach. *Acta Chiropterologica* 22 (1): 179 – 185.

Nogueira MR, Fabio SP, Peracchi AL (2004). Gastrointestinal helminth parasitism in fruit-eating bats (Chiroptera, Stenodermatinae) from western Amazonian Brazil. *Revista de Biologia Tropical* 52 (2): 387 – 392.

Pesenti TC, Gomes SN, Rui AM, Müller G (2015). Helminths in *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera: Molossidae) from Southern Brazil. *Neotropical Helminthology* 9 (1): 13 – 20.

Pojmanska T (2008). Family Dicrocoeliidae Looss, 1899, p. 233 – 245. In: Bray RA, Gibson DI, Jones A (Eds). *Keys to Trematoda*. Vol. 3. Wallingford, CABI Publishing, 824p.

Reis NH, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP (2007). *Morcegos do Brasil*. Londrina, Paraná, Universidade Estadual de Londrina, 253p.

Reiss J, Bridle JR, Montoya JM, Woodward G (2009). Emerging horizons in biodiversity and ecosystem functioning research. *Trends in Ecology and Evolution* 24 (9): 505 – 514.

Santos CP, Gibson DI (1998). *Anpharyngotrema lenti* n. sp., new anenterotrematid trematode from the gall-bladder of some Amazonian bats, with comments on *Anenterotrema* Stunkard, 1938 and *Anpharyngotrema* Marshal & Miller, 1979. *Systematic Parasitology* 41: 149 – 156.

Santos CP, Gibson DI (2015). Checklist of the helminth Parasites of South American bats. *Zootaxa* 3937 (3): 471-499. doi: [org/10.11646/zootaxa.3937.3.3](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3937.3.3)

Schneeberger K, Czirják GA, Voigt CC (2013). Measures of the Constitutive Immune System Are Linked to Diet and Roosting Habits of Neotropical Bats. *PLOS One* 8 (1): e54023. doi:10.1371/journal.pone.0054023

Tkach VV, Achatz TJ, Hildebrand J, Greiman SE (2018). Convoluted history and confusing morphology: Molecular phylogenetic analysis of dicrocoeliids reveals true systematic position of the Anenterotrematidae Yamaguti, 1958 (Platyhelminthes, Digenea). *Parasitology International* 67: 501 – 508. doi: 10.1016/j.parint.2018.04.009

Tkach VV, Greiman SE, Pulis EE, Brooks DR, Bonilla CC (2019). Phylogenetic relationships and systematic position of the enigmatic *Urotrema* Braun, 1900 (Platyhelminthes: Digenea). *Parasitology Internacional* 70: 118 – 122.

Travassos L (1921). Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. XV. Sobre as espécies brasileiras da família Lecithodendriidae Odner, 1911. *Archivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária* 5: 73-79.

Travassos L (1928). Contribuição para o conhecimento dos Lecithodendriidae do Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. Rio de Janeiro 21: 189-194.

Travassos L (1955). Sobre dois novos Dicrocoellidae de Chiroptera. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 27: 561 – 565.

Velez I, Thatcher V (1991). *Nudacotyle carollia* sp. nov. (Trematoda, Nudacotilydae) Parasito intestinal de *Carollia perspicillata* L. (Chiroptera) em Colômbia. *Revista Brasileira de Zoologia* 7 (1-2): 69 – 72.

Villalobos-Segura MC, Garcia-Prieto L, Rico-Chávez O (2020). Effects of latitude, host body size, and host trophic guild on patterns of diversity of helminths associated with humans, wild and domestic mammals of Mexico. *International Journal for Parasitology Parasites and Wildlife* 13: 221-230.

Yamaguti S (1971). Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates. Tokyo. Vol 1 e 2. Keigaku Publishing CO. 1074p.