



**UFRGS**  
UNIVERSIDADE FEDERAL  
DO RIO GRANDE DO SUL



**PPGBAN**  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

Stephanie Lopes de Jesus

**Diversidade da helmintofauna e sua relação com a biologia de  
*Didelphis albiventris* Lund, 1840 (Mammalia, Didelphimorphia)**

Porto Alegre, Rio Grande do Sul

Março de 2020

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

**Diversidade da helmintofauna e sua relação com a biologia de *Didelphis albiventris*  
Lund, 1840 (Mammalia, Didelphimorphia)**

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

Área de concentração: Biodiversidade  
Orientadora: Prof<sup>ª</sup> Dr<sup>ª</sup> Cláudia Calegari-Marques

Porto Alegre, Rio Grande do Sul

Março de 2020

**Diversidade da helmintofauna e sua relação com a biologia de *Didelphis albiventris*  
Lund, 1840 (Mammalia, Didelphimorphia)**

**Stephanie Lopes de Jesus**

**Aprovada em 13 de abril de 2020**

---

Profª Drª Eliane Fraga da Silveira

---

Profª Drª Maria João Ramos Pereira

---

Profª Drª Suzana Bencke Amato

## SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS .....	I
LISTA DE FIGURAS .....	II
LISTA DE TABELAS.....	VI
RESUMO.....	VII
ABSTRACT .....	VIII
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1. O parasitismo .....	1
1.2. Ecologia e comportamento de <i>Didelphis albiventris</i> .....	2
1.3. Registros bibliográficos da fauna parasitária de <i>Didelphis albiventris</i> .....	3
2. OBJETIVOS .....	5
2.1. Geral.....	5
2.2. Específicos .....	5
3. MATERIAL E MÉTODOS .....	5
3.1. Coleta e necropsia dos hospedeiros .....	5
3.2. Coleta e processamento dos parasitos.....	8
3.3. Identificação dos parasitos.....	10
3.4. Desenhos e fotografias.....	10
3.5. Análise dos dados .....	11
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	13
4.1. Digenea .....	13
4.1.1. <i>Plagiorchis didelphidis</i> .....	13
4.1.2. <i>Bursotrema tetracotyloides</i> .....	18
4.1.3. <i>Didelphodiplostomum variabile</i> .....	23
4.1.4. <i>Brachylaima migrans</i> .....	28
4.1.5. <i>Pygidiopsis genata</i> .....	33
4.1.6. <i>Rhopalias macracanthus</i> .....	38

4.1.7. <i>Rhopalias coronatus</i> .....	43
4.2. Cestoda.....	48
4.2.1. Cyclophyllidae.....	48
4.3. Acanthocephala.....	50
4.3.1. <i>Moniliformis moniliformis</i> .....	50
4.3.2. <i>Centrorhynchus</i> sp. ....	54
4.4. Nematoda.....	60
4.4.1. <i>Aspidodera raillieti</i> .....	60
4.4.2. <i>Cruzia tentaculata</i> . ....	66
4.4.3. <i>Travassostrongylus orloffi</i> .....	73
4.4.4. <i>Viannaia hamata</i> .....	79
4.4.5. <i>Didelphostrongylus hayesi</i> .....	85
4.4.6. <i>Capillaria</i> sp.....	91
4.4.7. <i>Turgida turgida</i> .....	96
4.4.8. <i>Trichuris minuta</i> .....	102
4.4.9. <i>Trichuris didelphis</i> .....	107
4.4.10. <i>Gongylonema</i> sp. ....	112
4.5. Curva de suficiência amostral .....	116
4.6. Índices ecológicos e parâmetros corporais dos hospedeiros .....	117
4.7. Itens alimentares e suas relações com os ciclos de vida dos parasitos.....	118
4.8. Compartilhamento de clados entre ambientes de proveniência dos hospedeiros .....	123
4.9. Análise de modelos lineares generalizados.....	124
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	126
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	127

## AGRADECIMENTOS

À professora Cláudia Calegari-Marques por me orientar, me incentivar e ajudar a desenvolver este trabalho, por todo conhecimento transmitido dentro e fora do laboratório e da sala de aula, as trocas de idéias e os conselhos.

À professora Suzana Bencke Amato pelos ensinamentos, esclarecimentos, incentivo e as indicações de bibliografia, onde encontrá-las e como procurá-las, pelo auxílio e orientação.

À banca de acompanhamento e à banca avaliadora, por aceitarem o convite para contribuir para o meu trabalho e avaliá-lo.

Aos médicos veterinários Derek Blaese Amorim - Centro de Reabilitação de Animais Marinhos – CECLIMAR e Gleide Marsicano – Toca dos Bichos/Voluntários da Fauna por me cederem material de importância vital para este estudo. A todos e todas que concederam material para a realização deste trabalho, minha enorme gratidão.

À Dr<sup>a</sup>. Flávia Tirelli, pela disponibilidade e paciência ao resolver minhas dúvidas com o R e as análises estatísticas.

Aos meus amigos/colegas do Laboratório de Helminologia da UFRGS: Letícia, Mariana, Natália e especialmente ao Marcos, que é um amigo para a vida, que o mestrado me deu. Pelo apoio dentro e fora do laboratório, força, cumplicidade e amizade.

Aos amigos Leonardo Tresoldi e Diego Martins por todas as dicas e ajuda com a dissertação, pela disponibilidade, paciência e amizade. Ao doutorando Luan Dias Lima, do Laboratório de Ecologia de Insetos pelo auxílio nas identificações dos itens alimentares.

Ao meu namorado Raul e minha sogra Maria Elisa pelo imenso apoio e carinho. À minha família, Rita, Gustavo e Maria Clara pelo apoio. Aos meus amigos Ísis e Henrique, pela “jogatina”, pelos fins de semana, pelas conversas e, principalmente, pela amizade.

À CAPES pela bolsa concedida para financiamento do projeto.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Mapa de localidades e regiões vizinhas de proveniência dos indivíduos de <i>Didelphis albiventris</i> .....	6
<b>Figura 2.</b> Ficha de registro dos dados obtidos nas necropsias.....	7
<b>Figura 3.</b> Diagrama de <i>Plagiorchis didelphidis</i> .....	16
<b>Figura 4-5.</b> Fotomicrografias de <i>Plagiorchis didelphidis</i> .....	17
<b>Figura 6.</b> Diagrama de <i>Bursotrema tetracotyloides</i> .....	21
<b>Figura 7-8.</b> Fotomicrografias de <i>Bursotrema tetracotyloides</i> .....	22
<b>Figura 9.</b> Diagrama incompleto de <i>Diplostomum variabile</i> .....	26
<b>Figura 10-12.</b> Fotomicrografias de <i>Didelphodiplostomum variabile</i> .....	27
<b>Figura 13.</b> Diagrama incompleto de <i>Brachylaima migrans</i> .....	31
<b>Figura 14-16.</b> Fotomicrografias de <i>Brachylaima migrans</i> .....	32
<b>Figura 17.</b> Diagrama de <i>Pygidiopsis genata</i> .....	36
<b>Figura 18.</b> Fotomicrografia de <i>Pygidiopsis genata</i> “in toto”.....	37
<b>Figura 19.</b> Diagrama de <i>Rhopalias macracanthus</i> .....	41
<b>Figura 20-22.</b> Fotomicrografias de <i>Rhopalias macracanthus</i> .....	42
<b>Figura 23.</b> Diagrama de <i>Rhopalias coronatus</i> .....	46
<b>Figura 24-26(a).</b> Fotomicrografias de <i>Rhopalias coronatus</i> .....	47
<b>Figura 27-28.</b> Diagrama incompleto do escólece encontrado / Fotomicrografia evidenciando coroa de ganchos do rostelo.....	49
<b>Figura 29.</b> Diagramas incompletos dos ganchos, da probóscide e do corpo de cistacanto de <i>Moniliformis moniliformis</i> .....	52
<b>Figura 30-31.</b> Fotomicrografias de <i>Moniliformis moniliformis</i> .....	53
<b>Figura 32.</b> Diagramas incompletos dos ganchos da probóscide e do corpo dos juvenis de fêmea e macho de <i>Centrorhynchus</i> sp.....	57

<b>Figura 33-34.</b> Fotomicrografias de macho e fêmea juvenis de <i>Centrorhynchus</i> sp.....	58
<b>Figura 35-37.</b> Fotomicrografias da probóscide de <i>Centrorhynchus</i> sp.....	59
<b>Figura 38.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Aspidodera raillieti</i> .....	63
<b>Figura 39.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Aspidodera raillieti</i> .....	64
<b>Figura 40-41.</b> Fotomicrografias de <i>Aspidodera raillieti</i> .....	65
<b>Figura 42.</b> Fotomicrografia da região posterior do macho de <i>Aspidodera raillieti</i> .....	66
<b>Figura 43.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Cruzia tentaculata</i> .....	70
<b>Figura 44-45.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Cruzia tentaculata</i> / Diagrama incompleto da região posterior da fêmea de <i>Cruzia tentaculata</i> .....	71
<b>Figura 46-47.</b> Fotomicrografias da região posterior do macho de <i>Cruzia tentaculata</i> .....	72
<b>Figura 48-51.</b> Fotomicrografias da região anterior, do ovipositor e da cauda da fêmea de <i>Cruzia tentaculata</i> .....	73
<b>Figura 52.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Travassostrongylus orloffii</i> .....	76
<b>Figura 53-54.</b> Diagramas incompletos das regiões posteriores do macho e da fêmea de <i>Travassostrongylus orloffii</i> .....	77
<b>Figura 55-56.</b> Fotomicrografias da região anterior e posterior do macho de <i>Travassostrongylus orloffii</i> .....	78
<b>Figura 57-58.</b> Fotomicrografias do corpo “ <i>in toto</i> ” e da vagina de uma fêmea de <i>Travassostrongylus orloffii</i> .....	79
<b>Figura 59.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Viannaia hamata</i> .....	82
<b>Figura 60-61.</b> Diagramas incompletos das regiões posteriores de macho e fêmea de <i>Viannaia hamata</i> .....	83
<b>Figura 62-63.</b> Fotomicrografias das regiões posteriores de um macho e de uma fêmea de <i>Viannaia hamata</i> .....	84

<b>Figura 64-65.</b> Fotomicrografias do corpo “ <i>in toto</i> ” de um macho e de uma fêmea de <i>Viannaia hamata</i> .....	85
<b>Figura 66.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Didelphostrongylus hayesi</i> .....	88
<b>Figura 67.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Didelphostrongylus hayesi</i> .....	89
<b>Figura 68.</b> Fotomicrografia da região anterior de <i>Didelphostrongylus hayesi</i> .....	90
<b>Figura 69-70.</b> Fotomicrografias da região posterior do macho e da fêmea de <i>Didelphostrongylus hayesi</i> .....	91
<b>Figura 71.</b> . Fotomicrografia da região anterior de <i>Capillaria</i> sp.....	94
<b>Figura 72-73.</b> Fotomicrografias da região posterior e da vagina da fêmea de <i>Capillaria</i> sp.....	95
<b>Figura 74:</b> Fotomicrografia da região posterior do macho de <i>Capillaria</i> sp.....	96
<b>Figura 75.</b> Diagrama incompleto da região anterior de <i>Turgida turgida</i> .....	99
<b>Figura 76.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Turgida turgida</i> .....	100
<b>Figura 77-78.</b> Fotomicrografias da região anterior e posterior de um macho de <i>Turgida turgida</i> .....	101
<b>Figura 79.</b> Fotomicrografia do útero de uma fêmea de <i>Turgida turgida</i> .....	102
<b>Figura 80.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Trichuris minuta</i> .....	105
<b>Figura 81-82.</b> Fotomicrografias das regiões posteriores da fêmea e do macho de <i>Trichuris minuta</i> .....	106
<b>Figura 83.</b> Fotomicrografia da vagina e ovipositor da fêmea de <i>Trichuris minuta</i> .....	107
<b>Figura 84.</b> Diagrama incompleto da região posterior do macho de <i>Trichuris didelphis</i> .....	110
<b>Figura 85-86.</b> Fotomicrografias da região posterior da fêmea e do macho de <i>Trichuris didelphis</i> .....	111

<b>Figura 87.</b> Fotomicrografia da vagina e ovipositor de uma fêmea de <i>Trichuris didelphis</i> .....	112
<b>Figura 88.</b> Fotomicrografia da região anterior de uma fêmea de <i>Gongylonema</i> sp.....	115
<b>Figura 89-90.</b> Fotomicrografias da região posterior e da vagina de uma fêmea de <i>Gongylonema</i> sp.....	116
<b>Figura 91.</b> Curva de acumulação das espécies de helmintos encontradas nos indivíduos de gambá-de-orelha-branca analisados.....	117
<b>Figura 92.</b> Fotografias dos itens alimentares encontrados durante as necropsias dos hospedeiros.....	122
<b>Figura 93.</b> Compartilhamento de espécies de helmintos entre os dois biomas de procedência dos indivíduos de gambá-de-orelha-branca segundo o Diagrama de Venn.....	123

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela I.</b> Helmintos registrados para <i>Didelphis albiventris</i> no Brasil.....	4
<b>Tabela II.</b> Bateria de coloração por hematoxilina de Delafield.....	9
<b>Tabela III.</b> Bateria de coloração por carmim acético e fast green.....	10
<b>Tabela IV.</b> Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros na diversidade de espécies de helmintos.....	12
<b>Tabela V.</b> Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros no total de helmintos presentes.....	12
<b>Tabela VI.</b> Relação dos parâmetros corporais dos hospedeiros analisados.....	117
<b>Tabela VII.</b> Relação dos índices ecológicos encontrados para as espécies de helmintos de <i>Didelphis albiventris</i> .....	118
<b>Tabela VIII.</b> Resultados provenientes do R sobre os modelos lineares generalizados executados utilizando a variável diversidade como dependente (y).....	124
<b>Tabela IX.</b> Resultados provenientes do R sobre os modelos lineares generalizados executados utilizando a variável “total de helmintos presentes” como dependente (y).....	125

## RESUMO

Parasitas são organismos essenciais para o funcionamento de seus ecossistemas e nos informam sobre os hábitos de seus hospedeiros e sua história evolutiva. Os parasitos por vezes causam danos ao seu hospedeiro. O gambá-de-orelha-branca, *Didelphis albiventris*, é um marsupial didelfídeo que habita florestas abertas e decíduais na América do Sul. Por ser onívora e possuir alta taxa reprodutiva, a espécie é adaptada a viver em ambientes perturbados pela ação humana. Neste estudo descreve-se a composição quantitativa e qualitativa da fauna parasitária de *D. albiventris*, investigando as relações entre a diversidade, a abundância de helmintos e os parâmetros corporais do hospedeiro e entre os itens alimentares consumidos pelo mesmo e o ciclo de vida dos helmintos nele encontrados. Foram necropsiadas 30 carcaças provenientes de instituições veterinárias e laboratórios de pesquisa situados no Rio Grande do Sul para coletar os parasitos e itens alimentares identificáveis. Foi encontrado o total de 20 espécies de helmintos: dez espécies pertencentes à Nematoda (*Aspidodera railietti*, *Cruzia tentaculata*, *Travassostrongylus orloffii*, *Viannaia hamata*, *Didelphostrongylus hayesi*, *Capillaria* sp., *Turgida turgida*, *Trichuris minuta*, *Trichuris didelphis* e *Gongylonema* sp.), sete pertencentes à Digenea (*Plagiorchis didelphidis*, *Bursotrema tetracotyloides*, *Pygidiopsis summa*, *Didelphoplostomum variabile*, *Brachylaima migrans*, *Rhopalias macracanthus* e *Rhopalias coronatus*), duas pertencentes à Acanthocephala (*Moniliformis moniliformis* e *Centrorhynchus* sp.) e um cestóide não identificado (Cyclophyllidae). Não houve qualquer relação estatisticamente significativa entre os parâmetros corporais do hospedeiro e a diversidade ou a abundância dos helmintos encontrados por modelo linear generalizado. Os itens alimentares incluíram anelídeos, crustáceos terrestres, insetos, moluscos e traços de pequenos mamíferos, anfíbios e aves, como ossos, pernas, garras e penas. A importância destes itens na dieta dos gambás pode explicar a ocorrência e abundância dos helmintos que necessitam que o hospedeiro definitivo ingira o hospedeiro intermediário infectado com o seu estágio larval para completar seu ciclo de vida. Digenéticos, por exemplo, utilizam moluscos como hospedeiros intermediários. Finalmente, nematóides apresentam diferentes estratégias de transmissão, o que pode explicar sua alta prevalência neste estudo.

**Palavras-chave:** helminto, gambá, hospedeiro, alimentação, ciclo de vida.

## ABSTRACT

Parasites are essential organisms for the functioning of their ecosystems and they inform us about their host's habits and evolutionary history. Parasites sometimes cause harm to their hosts. The white-eared opossum, *Didelphis albiventris*, is a didelphid marsupial that inhabits open and deciduous forests in South America. This species's omnivory and high reproduction rate qualifies it to adapt to human-disturbed environments. In this study I describe the qualitative and quantitative composition of the helminth parasite fauna of *D. albiventris* and assess the relationships between host body measurements and helminth diversity and abundance and between host food items and the life cycle of its helminthes. I necropsied 30 carcasses received from veterinary institutions and research laboratories to collect parasites and identifiable food items. I found 20 helminth species: 10 nematodes (*Aspidodera railietti*, *Cruzia tentaculata*, *Travassostrongylus orloffii*, *Viannaia hamata*, *Didelphostrongylus hayesi*, *Capillaria* sp., *Turgida turgida*, *Trichuris minuta*, *Trichuris didelphis* and *Gongylonema* sp.), 7 digeneans (*Plagiorchis didelphidis*, *Bursotrema tetracotyloides*, *Pygidiopsis summa*, *Didelphoplostomum variabile*, *Brachylaima migrans*, *Rhopalias macracanthus* and *Rhopalias coronatus*), 2 acantocephalans (*Moniliformis moniliformis* and *Centrorhynchus* sp.) and 1 unidentified cestode (Cyclophyllidae). I found no significant relationship between host body measurements and helminth diversity and abundance via generalized linear modelling. Food items included annelids, terrestrial crustaceans, insects, mollusks, and small remains of small mammals, amphibians and birds, such as bones, feet, claws and feathers. The importance of these food items to the diet of opossums may explain the occurrence and abundance of those helminthes that rely on the ingestion of an intermediate host infected with its larval stage by the definitive host to complete their life cycle. Digeneans, for example, use terrestrial and amphibian mollusks as intermediate hosts. Finally, nematodes show a high diversity of life cycles, which can explain their high prevalence in this study.

**Keywords:** parasite, opossum, host, diet, life cycle.

# 1. INTRODUÇÃO

## 1.1. O parasitismo

Utilizado como modo de vida por muitas espécies que ocupam diversos níveis da cadeia trófica, o parasitismo é amplamente conhecido e relatado pela ciência, tanto por sua importância quanto pelas características que apresenta enquanto relação ecológica. É uma estratégia de grande sucesso ao decorrer da evolução, pois estes organismos constituem grupos extremamente diversos que podem sobreviver por anos junto no seu hospedeiro, causando ou não sintomas aparentes, enquanto retiram o suficiente para sua sobrevivência (Poulin & Morand, 2000).

Os parasitos interagem de diversas formas com os ecossistemas, promovendo o equilíbrio dos mesmos de múltiplas maneiras. Servem como controle natural de populações e regulam o fluxo de energia e a biomassa na cadeia alimentar, através da infecção de hospedeiros em diferentes níveis tróficos, inclusive otimizando os índices de predação através da manipulação do hospedeiro. Seus estágios larvais, quando não chegam ao hospedeiro correto, podem servir como fonte de energia a outros organismos, o que é bem evidente no ambiente aquático, onde os mesmos participam do zooplâncton (Hatcher *et. al.*, 2012).

Além disto, contrário ao conhecimento popular de que os parasitos somente habitam ambientes poluídos e insalubres, eles são excelentes bioindicadores da saúde e do equilíbrio dos ecossistemas (Sasal *et.al.*, 2007), o que se mostra de forma ainda mais evidente em ambientes aquáticos, por exemplo, onde os mesmos acumulam uma quantidade ainda maior de metais pesados e substâncias tóxicas do que seus hospedeiros, fazendo um papel de sentinela da antropização do ambiente (Sures *et al.*, 2017).

Estes organismos também nos fornecem pistas sobre a dieta e o comportamento dos hospedeiros definitivos e intermediários participantes de seus ciclos, pois grande parte das espécies parasitas possui como principal meio de transmissão a ingestão do hospedeiro intermediário infectado pelo próximo hospedeiro do ciclo, nos contando a história completa sobre os hábitos alimentares destes hospedeiros e sobre o ciclo de vida do parasito. Visto isso, os parasitos podem nos fornecer pistas sobre as relações de predação entre hospedeiros e de co-evolução parasito-hospedeiro (Hatcher *et. al.*, 2006), pois muitas espécies parasitas desenvolveram estratégias para perpetuar seus ciclos, seja manipulando o hospedeiro ou não.

Ao falarmos sobre o parasitismo em mamíferos percebemos que o mesmo é caracterizado pela diversidade, tanto de hospedeiros quanto de parasitos que os habitam de

alguma forma. Mamíferos podem hospedar ectoparasitos representados principalmente por artrópodes, e endoparasitos, como os platielminhos, acantocéfalos e nematoides, grupos abordados neste trabalho.

## 1.2. Ecologia e comportamento de *Didelphis albiventris*

*Didelphis albiventris* Lund, 1840, popularmente conhecido como "gambá-de-orelha-branca", pertence à família Didelphidae e seu status de conservação atualmente é "pouco preocupante", graças a sua capacidade reprodutiva, ocorrência em áreas protegidas e adaptação até um certo grau a ambientes fragmentados e modificados por ação antrópica (IUCN, 2015). A espécie possui glândulas odoríferas paracloacais, que liberam uma substância oleosa fétida e potente, o que deu origem ao nome vulgar da espécie. Essa secreção tem como funções a demarcação de território, a comunicação para fins reprodutivos e a defesa contra ameaças, juntamente com a prática da tanatose (Helder, 2012).

A época reprodutiva dos gambás tem início no inverno e se estende ao fim do verão, período em que as fêmeas adultas transportam os juvenis no dorso e podem ainda, estar carregando crias no marsúpio ou intrauterinamente. (Rigueira *et al.*, 1987). Podem ocorrer dois eventos reprodutivos ao ano com um tamanho médio de ninhada de 17,5 filhotes, se somados os dois eventos (Carusi *et.al.*,2009). Ocorre em muitos estados do Brasil, do Paraguai e do Uruguai e também na Bolívia e na Argentina, principalmente em matas de cerrado, caatinga, ou ambientes de transição. (IUCN, 2015). A espécie possui dieta onívora e muito variada, consumindo principalmente invertebrados e frutos estacionais e outros vertebrados, desde peixes até outras espécies de mamíferos, de forma secundária (Cáceres, 2002).

Devido ao consumo de frutos de sementes pequenas, gambás tanto adultos quanto juvenis são considerados potenciais dispersores de sementes, principalmente na estação chuvosa, quando o maior consumo é de frutas de plantas pioneiras. Adicionalmente, frutos são itens alimentares de vital importância na dieta de gambás juvenis durante seu desenvolvimento até o início pela procura de presas maiores, o que os torna importantes dispersores de sementes e mantenedores da diversidade botânica dos ecossistemas onde vivem (Cáceres, 2002).

Gambás-de-orelha-branca também fazem parte de um grupo de mamíferos bastante detectado em levantamentos de atropelamento de fauna silvestre nas estradas (Coelho *et.al.*, 2008) o que demonstra o quanto estes animais interagem com o meio modificado pelo homem

e como a ação antrópica influencia na fauna silvestre como um todo.

O atropelamento de fauna é um grande problema para a conservação de diversas espécies (Tumeleiro *et.al*, 2006). A fauna atropelada desempenha um papel muito importante para animais carniceiros, que aproveitam esta “oportunidade” para obter alimento (National Geographic, 2016) e para a pesquisa científica em vários âmbitos. O material obtido das carcaças pode ser utilizado por diversas áreas do conhecimento como zoologia, parasitologia, anatomia, ecologia e muitas outras, possibilitando estudar organismos difíceis de observar na natureza, ou ainda ameaçados, que não se pode eutanasiar para utilização em pesquisa (Science News For Students, 2016).

Ao limpar a própria pelagem ou realizar "grooming", os gambás ingerem ácaros e carrapatos (Cary Institute of Ecosystem Studies, 2018), apresentando papel importante no controle biológico e populacional destes invertebrados e, conseqüentemente, das doenças trazidas pelos mesmos, como a doença de Lyme e a febre maculosa (National Wildlife Federation, 2017). Algumas espécies de ácaros e carrapatos, assim como outros invertebrados consumidos pelo gambá, podem ser hospedeiros intermediários de diversos táxons de helmintos (Denegri, 1993), o que é um fator importante, pois pode contribuir para a diversidade e abundância de parasitos encontrados dentro do hospedeiro.

### **1.3. Helmintofauna da espécie *Didelphis albiventris***

Os estudos realizados sobre a fauna parasitária do gambá-de-orelha-branca no Rio Grande do Sul realizados até então possuem uma abordagem mais epidemiológica, evidenciando as patologias e zoonoses causadas pelos mesmos. Apesar de ser muito importante saber quais parasitos possuem potencial zoonótico e afetam negativamente a saúde pública, é igualmente relevante saber como se dão essas transmissões e que papel elas possuem no ecossistema (Poulin & Morand, 2000), pois, como mencionado anteriormente, os parasitos também são parte importante dos ecossistemas e é igualmente importante estudá-los como tal.

Como já relatado por Cáceres (2002), a dieta do gambá-de-orelha-branca é onívora e muito diversa, o que se reflete na diversidade de parasitos descritos para este hospedeiro (Tabela I), que possui diversos grupos parasitos ocupando seus mais diferentes órgãos internos.

**Tabela I:** Helmintos parasitos de *Didelphis albiventris* registrados no Brasil.

Helminto	Local de Infecção	Referência
<b>DIGENEA Carus, 1863</b>		
<i>Plagiorchis didelphidis</i>	ID	Antunes, 2005,
<i>Didelphodiplostomum variabile</i>	ID	Silva & Costa, 1999
<i>Echinostoma revolutum</i>	ID	
<i>Rhopalias coronatus</i>	ID	Komma <i>et al.</i> ,1972
<i>Brachylaima migrans</i>	IG	
<b>CESTODA Van Beneden, 1849</b>		Komma <i>et al.</i> ,1972
<b>Família Diphylobothriidae Lühe, 1910</b>		Antunes, 2005
<b>NEMATODA Rudolphi, 1808</b>		
<i>Gongylonema</i> sp.	EF	Silva & Costa, 1999 Antunes, 2005
<i>Turgida turgida</i>	ES	Komma <i>et al.</i> ,1972
<i>Travassostrongylus orloffii</i>	ID	
<i>Viannaia hamata</i>	ID	
<i>Aspidodera raillieti</i>	IG	
<i>Trichuris didelphis</i>	IG	
<i>Capillaria</i> sp.	IG, EF, P	
<i>Cruzia tentaculata</i>	IG	Komma <i>et al.</i> ,1972
<i>Trichuris minuta</i>	ID	
<i>Didelphostrongylus hayesi</i>	P	
<i>Gnathostoma</i> sp.	EF, F	Komma <i>et al.</i> ,1972
<b>ACANTHOCEPHALA Rudolphi, 1808</b>		
<i>Oligacantorhynchus (=Hamanniela) microcephala</i>	ID	Antunes, 2005 Zabott <i>et.al</i> , 2017
<i>Centrorhynchus</i> sp.	ID	Antunes, 2005

Abreviações: EF: esôfago; ES: estômago; F: fígado; ID: intestino delgado; IG: intestino grosso; P: pulmão.

## HIPÓTESES

Sabendo que *Didelphis albiventris* possui hábitos generalistas, que sua dieta é amplamente diversificada e que os helmintos possuem diferentes hospedeiros que são potenciais itens alimentares utilizados pelo gambá-de-orelha-branca, espera-se que todos os espécimes analisados estejam infectados com pelo menos uma espécie de helminto. Além disso, itens da

dieta encontrados no conteúdo estomacal devem ter uma relação direta com os ciclos de vida das espécies de parasitos que compõem a helmintofauna de *D. albiventris*. Adicionalmente, ao levar em consideração que os parasitos podem influenciar na aptidão física dos hospedeiros, pressupõe-se a existência de relação significativa entre os índices parasitários e o sexo e parâmetros corporais (peso e comprimento) do hospedeiro.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. Geral**

- Identificar a helmintofauna de *Didelphis albiventris* do Rio Grande do Sul utilizando cadáveres de indivíduos cedidos por clínicas veterinárias e outras instituições de pesquisa e ensino.

### **2.2. Específicos**

- Determinar a prevalência, intensidade média e abundância média de infecção dos helmintos parasitos de *Didelphis albiventris*.
- Avaliar a influência do sexo (machos e fêmeas), tamanho (comprimento e massa corporal) e dieta dos hospedeiros na riqueza e abundância de helmintos presentes.

## **3. MATERIAL E MÉTODOS**

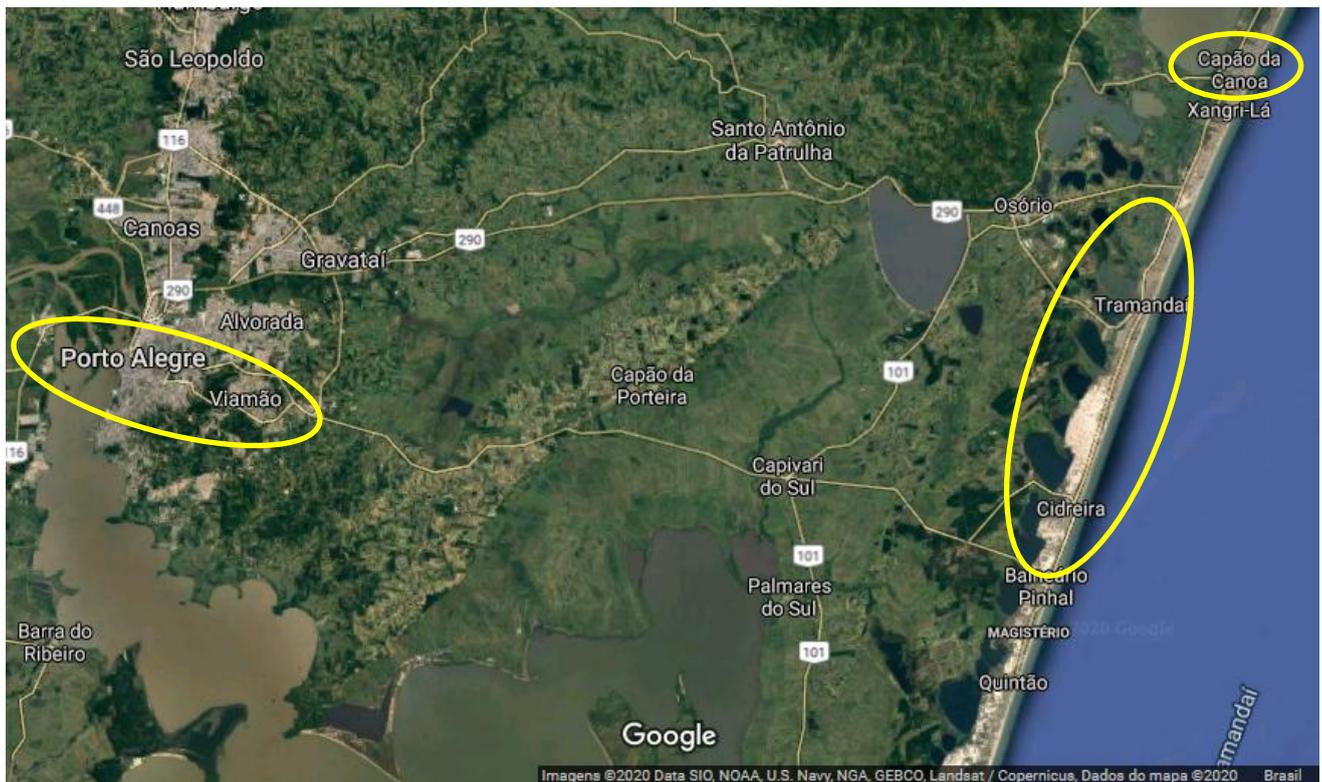
### **3.1. Coleta e necropsia dos hospedeiros**

Os hospedeiros utilizados neste estudo, que compunham um total de 30 indivíduos, foram obtidos de diversas instituições de pesquisa, atendimento veterinário e reabilitação de fauna silvestre localizadas em Porto Alegre, Viamão e no litoral norte (Figura 1), sendo diversas as causas de óbito dos indivíduos, tais como atropelamento, doença, ataque de outros animais ou indeterminada.

Para cada hospedeiro analisado foram feitos registros em um formulário de necropsia (Figura 2) padronizado pelo Laboratório de Helminologia contendo informações referentes à coleta do hospedeiro (local, características da região circunvizinha), o animal (sexo, peso e morfometria) e as infrapopulações de helmintos. Ao realizar a necropsia, os órgãos internos do hospedeiro foram extraídos e depositados em placas de Petri e vasilhas contendo solução

salina fisiológica 0,85%, para a análise com o auxílio do estereomicroscópio.

A coleta, recebimento do material biológico e todos os procedimentos envolvidos neste estudo foram autorizados pelo SISBIO sob a licença nº69091-1.



**Figura 1:** Mapa de localidades e regiões vizinhas de proveniência dos indivíduos de *Didelphis albiventris*.

## FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE MAMÍFEROS

-

Nome genérico: <i>Didelphis</i>	Nome específico: <i>albiventris</i>	Nome vulgar: Gambá-de-orelha-branca
Proveniência/Localidade:		
Armazenagem: ( ) sim	( ) não	Refrigerador: ( )
Data da necropsia:		Congelador: ( )
Comprimento: cm		Sexo: ( ) macho ( ) fêmea
Peso: kg		Jovem: ( ) sim ( ) não
Obs:		

## PARASITOS

<b>Boca:</b>
<b>Traqueia:</b>
<b>Pulmões:</b>
<b>Esôfago:</b>
<b>Estômago:</b>
<b>Intestino delgado:</b>
<b>Intestino grosso:</b>
<b>Cavidade e mesentérios:</b>
<b>Fígado:</b>
<b>Vesícula biliar:</b>
<b>Ovários/Útero:</b>
<b>Testículos:</b>
<b>Rins:</b>
<b>Bexiga urinária:</b>

AMATO\winword\data2002.necrmamm.doc

**Figura 2:** Ficha de registro dos dados obtidos nas necropsias.

### 3.2 Coleta e processamento dos helmintos

O acesso aos parasitos presentes no hospedeiro foi realizado por meio de incisões e dilacerações dos órgãos internos. Os órgãos tubulares, como esôfago e intestinos, foram abertos longitudinalmente com tesoura cirúrgica e tiveram suas superfícies interna e externa raspadas com pincel, a fim de obter seu conteúdo para análise em estereomicroscópio. As vísceras maciças foram dilaceradas com pinça, tesoura cirúrgica e agulha histológica, e analisadas sob estereomicroscópio. A boca e a cavidade abdominal foram lavadas com jatos de solução salina fisiológica 0,85% e tiveram seu conteúdo analisado utilizando pincel e agulha histológica. O processamento dos parasitos está de acordo com Amato & Amato (2010).

Os trematódeos digenéticos detectados na análise dos órgãos internos e cavidade abdominal dos hospedeiros foram transferidos para uma placa de Petri contendo solução salina fisiológica 0,85%, sendo posteriormente comprimidos entre lâmina e lamínula em uma placa de Petri contendo A.F.A. (ácido acético glacial, formalina 37% e etanol 70°) durante 30 minutos. Após a compressão, os parasitos foram fixados em A.F.A por 48h. Em seguida, foram conservados em etanol 70°GL até a coloração, que foi realizada por meio do processo regressivo com hematoxilina de Delafield (Tabela II) ou do carmim acético e fast green (Tabela III) . Após a bateria de coloração foram diafanizados em óleo de cedro ou salicilato de metila e montados em lâmina utilizando bálsamo do Canadá.

O cestóide foi colocado em solução de limpeza durante 10 minutos e delicadamente agitado para remover detritos externos que pudessem comprometer o processamento. Após a limpeza o mesmo foi estendido em placa de Petri para compressão em A.F.A. por 30 minutos e posteriormente conservado em etanol 70°GL até a fase de coloração, que foi realizada por meio do processo regressivo com carmim acético (Tabela III). Para confecção da lâmina o indivíduo foi diafanizado em salicilato de metila e montado com bálsamo do Canadá.

Os acantocéfalos foram transferidos para placa de Petri contendo água destilada e colocados no refrigerador para que ocorresse o relaxamento da musculatura, a eversão da probóscide e da bolsa copuladora. Em seguida foram perfurados com microagulha e comprimidos entre lâmina e lamínula em placa de Petri contendo A.F.A. por tempo variável. Posteriormente foram conservados em etanol 70°GL e sua coloração foi feita por meio do processo regressivo com hematoxilina de Delafield (Tabela II) ou de carmim acético (Tabela III). A diafanização foi feita em óleo de cedro ou salicilato de metila e a montagem da lâmina utilizando bálsamo do Canadá.

Os nematoides foram removidos do hospedeiro e transferidos para placa de Petri contendo solução salina fisiológica 0,85% e, quando necessário, colocados por 30 minutos em solução de limpeza para remoção de debris. Posteriormente foram fixados em A.F.A a 60°C e conservados em etanol 70° GL até serem clarificados com lactofenol de Amann para análise em lâmina temporária.

Alguns indivíduos de todos os grupos de parasitos encontrados também foram fixados somente em álcool 70° para depósito em coleção e, se necessário, realização de futuras análises moleculares.

**Tabela II:** Bateria de coloração com hematoxilina de Delafield.

<b>Substância</b>	<b>Processo</b>	<b>Tempo</b>
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 50° GL	Hidratação	15 min.
Etanol 30° GL		15 min.
Água destilada		15 min.
Hematoxilina	Coloração	Tempo variável
Água destilada	Regressiva	Lavagem rápida
Água de torneira ou amoniacal	Oxidação	15 min.
Etanol 30° GL		15 min.
Etanol 50° GL	Desidratação	15 min.
Etanol 70°GL		15 min.
Solução de HCL 0,5%	Diferenciação	Tempo variável
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 80° GL		15 min.
Etanol 90°GL	Desidratação	15 min.
Etanol absoluto I		15 min.
Etanol absoluto II		15 min
Óleo de cedro/ Salicilato de metila	Clarificação	Tempo variável

\*O tempo dos processos tanto de coloração como de diferenciação levou em consideração a espessura dos helmintos.

**Tabela III:** Bateria de coloração com carmim acético e fast green.

<b>Substância</b>	<b>Processo</b>	<b>Tempo</b>
Etanol 70° GL		15 min.
Carmim acético	Coloração	Tempo variável
Água destilada		Lavagem rápida
Fast green	Coloração	1-3 min.
Solução de HCL 2%	Diferenciação (se necessária)	Tempo variável
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 80° GL		15 min.
Etanol 90°GL	Desidratação	15 min.
Etanol absoluto I		15 min.
Etanol absoluto II		15 min
Óleo de Cedro/Salicilato de metila	Clarificação	Tempo variável

\*O tempo dos processos tanto de coloração como de diferenciação levou em consideração a espessura dos helmintos. O fast green funciona como contra-corante, portanto é opcional.

### **Identificação dos helmintos**

Os parasitos foram identificados até a categoria de gênero com o auxílio das seguintes chaves dicotômicas: Yamaguti (1971), Gibson *et al.* (2002), Jones *et al.* (2005) e Bray *et al.* (2008) para trematódeos digenéticos; Schmidt (1986) e Khalil *et al.* (1994) para o cestoide; Yamaguti (1963) e Petrochenko (1971) para acantocéfalos; e, Yamaguti (1961), Anderson *et al.* (2009) e Gibbons (2010) para nematoides. A determinação das espécies foi realizada com o auxílio de trabalhos científicos publicados.

## **Desenhos e fotomicrografias**

Para evidenciar características externas e estruturas internas dos helmintos foram realizados desenhos com o auxílio do microscópio óptico Nikon E200, com tubo de desenho acoplado e do programa Inkscape. Adicionalmente foram realizadas fotomicrografias das lâminas preparadas utilizando microscópio Zeiss Axiolab, que possui câmera fotográfica acoplada. As medições foram realizadas em microscópio Zeiss com régua calibrada e expressas em micrometros, exceto quando indicada outra unidade de medida.

## **Análise de itens alimentares**

Os itens alimentares, quando presentes no trato digestório dos hospedeiros foram separados, higienizados em solução de limpeza e sua identificação foi realizada até o menor nível taxonômico possível, a fim de traçar o ciclo de vida dos helmintos presentes utilizando a dieta do hospedeiro e vice-versa. Os conteúdos foram armazenados em etanol 70° e posteriormente foram realizadas fotografias dos itens em melhor estado de conservação e identificação. Os insetos e artrópodes em melhor estado de conservação foram identificados com o auxílio do pesquisador Luan Dias Lima, do Laboratório de Ecologia de Insetos do Departamento de Zoologia da UFRGS.

## **Análise dos dados**

A riqueza das espécies de helmintos do hospedeiro foi avaliada pela curva de acumulação de espécies ou curva do coletor. Os índices parasitários de prevalência, intensidade média de infecção e abundância média foram obtidos de acordo com Bush *et al.* (1997) – Prevalência: número de hospedeiros infectados por uma espécie de parasito/número de hospedeiros examinados; Intensidade média de infecção: número total de parasitos de uma espécie particular/número de hospedeiros infectados pelo parasito; e, Abundância média de infecção: número total de parasitos de uma espécie/número total de hospedeiros examinados.

A contribuição das variáveis sexo, peso e comprimento do corpo na diversidade e abundância de espécies de helmintos foi analisada por modelo linear generalizado utilizando o R como ferramenta. A relação dos modelos e suas variáveis componentes constam nas tabelas IV e V.

**Tabela IV:** Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros na diversidade de espécies de helmintos. As variáveis peso e comprimento não foram computadas ao mesmo tempo por terem forte correlação ( $P < 0,05$ ), podendo induzir a análise ao erro.

<b>Nome do modelo</b>	<b>Variáveis componentes</b>
sexoepeso	Riqueza (y): sexo+peso
sexoecomprimento	Riqueza (y): sexo+comprimento
sexo	Riqueza (y): sexo
peso	Riqueza (y): peso
comprimento	Riqueza (y): comprimento
sexoxcomprimento	Riqueza(y): sexo*comprimento
sexoxpeso	Riqueza(y): sexo*peso
nulo	Riqueza(y): 1

**Tabela V:** Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros no total de helmintos presentes. As variáveis peso e comprimento não foram computadas ao mesmo tempo por terem forte correlação ( $P < 0,05$ ), podendo induzir a análise ao erro.

<b>Nome do modelo</b>	<b>Variáveis componentes</b>
sexoepeso	Total de helmintos presentes (y): sexo+peso
sexoecomprimento	Total de helmintos presentes (y): sexo+comprimento
sexo	Total de helmintos presentes (y): sexo
peso	Total de helmintos presentes (y): peso
comprimento	Total de helmintos presentes (y): comprimento
sexoxcomprimento	Total de helmintos presentes (y): sexo*comprimento
sexoxpeso	Total de helmintos presentes (y): sexo*peso
nulo	Total de helmintos presentes (y): 1

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### Descrição, comentários e resenha taxonômica dos helmintos encontrados

#### 4.1. Digenea

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Plagiorchioidea Lühe, 1901

Família Plagiorchiidae Lühe, 1901

Gênero *Plagiorchis* Lühe, 1899

*Plagiorchis didelphidis* (Parona, 1896) Stossich, 1904

(Figuras 3-5)

**Descrição:** Baseada em 14 espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo em formato fusiforme com 4,84mm – 6,74mm (5,66mm±0,63mm; n=14) de comprimento e 1,30mm – 1,70mm (1,44mm±0,11mm; n=14) de largura máxima. Tegumento armado com pequenos e delicados espinhos. ‘Forebody’ com 1,30mm – 2,10mm (1,60mm±0,30mm; n=14) de comprimento e ‘hindbody’ com 3,40mm – 4,60mm (4,00mm±0,36mm; n=14) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 400,00 – 620,00 (502,86±73,94; n=14) de comprimento e 260,00 – 720,00 (572,86±126,15; n=14) de largura. Faringe musculosa localizada logo abaixo da ventosa oral, medindo 240,00 – 360,00 (282,86±37,50; n=14) de comprimento por 260,00 – 480,00 (347,14±71,29; n=14) de largura. Cecos longos estendendo-se após a região terminal do vitelário. Poro genital localizado próximo à extremidade anterior, logo acima do acetábulo. Acetábulo bem desenvolvido, medindo 660,00 – 990,00 (797,14±100,42 n=14) de comprimento e 720,00 – 980,00

(838,57±79,79; n=14) de largura e distante 1,00mm – 1,66mm (1,25mm±0,25mm; n=14) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro bem desenvolvida e visível, localizada logo acima do acetábulo, medindo 300,00 – 800,00 (544,62±129,91; n=13) de comprimento e 160,00 – 240,00 (196,92±25,62; n=13) de largura. Dois testículos arredondados pré-ovarianos, intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 300,00 – 540,00 (450,00±62,22; n=14) de comprimento e 260,00 – 600,00 (462,86±83,10; n=14) de largura; testículo posterior medindo 300,00 – 640,00 (465,71±88,61; n=14) de comprimento e 380,00 – 640,00 (517,14±94,37; n=14) de largura. Ovário arredondado, mediano, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 320,00 – 440,00 (404,29±41,52; n=14) de comprimento e 320,00 – 500,00 (407,14±45,73; n=14) de largura. Útero extenso, com alças percorrendo desde a região anterior do acetábulo até a extremidade posterior do corpo. Ovos muito numerosos e pequenos, com 22,50 – 40,00 (36,40±4,50; n=45) de comprimento e 15,00 – 22,50 (18,75±1,80; n=45) de largura. Vitelário folicular localizado em campos laterais, o direito com comprimento de 2,50mm – 3,80mm (3,03mm±0,42mm; n=14) e o esquerdo com comprimento de 2,30mm – 4,00mm (3,00mm±0,45mm; n=14). Vitelária com distância de 1,00mm – 2,20mm (1,54mm±0,35mm; n=14) da extremidade anterior e 0,80mm – 1,40mm (1,03mm±0,16mm; n=14) de distância da extremidade posterior. Ductos vitelínicos atravessando transversalmente o corpo na região entre o ovário e o testículo anterior.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 6,67%

Intensidade média de infecção: 8,5 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,56 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 6 - 11 espécimes/hospedeiro

### **Comentários**

O gênero *Plagiorchis* compreende muitas espécies de digenéticos generalistas e com ampla distribuição geográfica que ocupam diversos hospedeiros como aves, répteis, mamíferos e anfíbios. Podendo parasitar órgãos do sistema respiratório e digestório, também

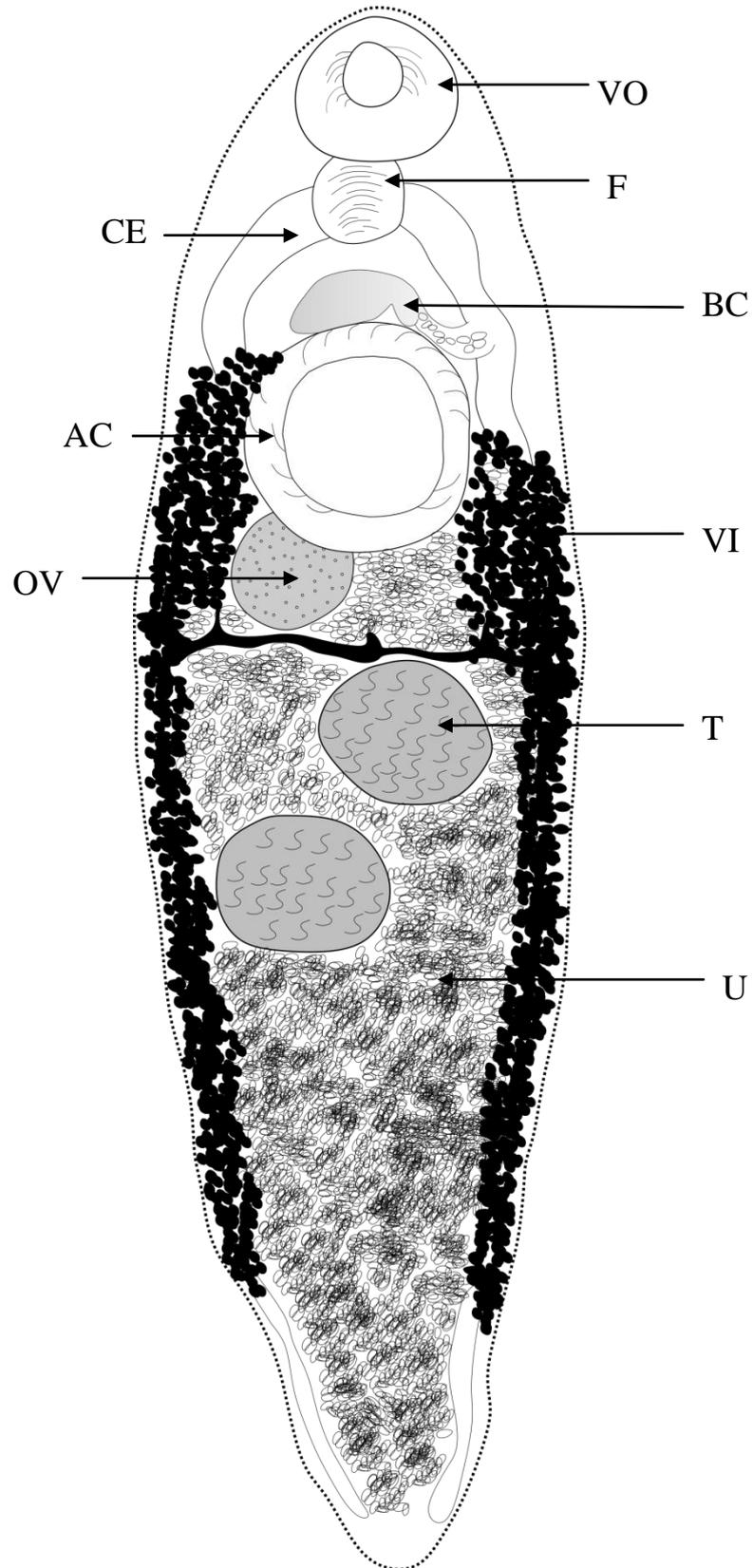
utilizam diversos grupos de invertebrados como seus hospedeiros intermediários, como moluscos limneídeos, microcrustáceos e insetos aquáticos.

*Plagiorchis* possui uma história taxonômica controversa (Chai, 2019) e extensa com diversas revisões e propostas de sinonimias e redesignação (Gibson *et al.*, 2002). Divergências quanto à sua taxonomia envolvem seu gênero-tipo, *Plagiorchis*, e a espécie-tipo de *Plagiorchis*, nomeada como *P. vespertilionis* (Muller, 1780) que foi abordada no estudo de Tkach em 2008. Dois gêneros sinônimos *Plagiorchis* e *Lepoderma* Loos, 1899 tiveram suas descrições publicadas no mesmo ano e dia, porém Poche (1926) mostrou que Braun (1990) já havia notado que *Plagiorchis* havia sido submetido antes do outro gênero, tendo prioridade, desta forma, o primeiro gênero (Chai, 2019).

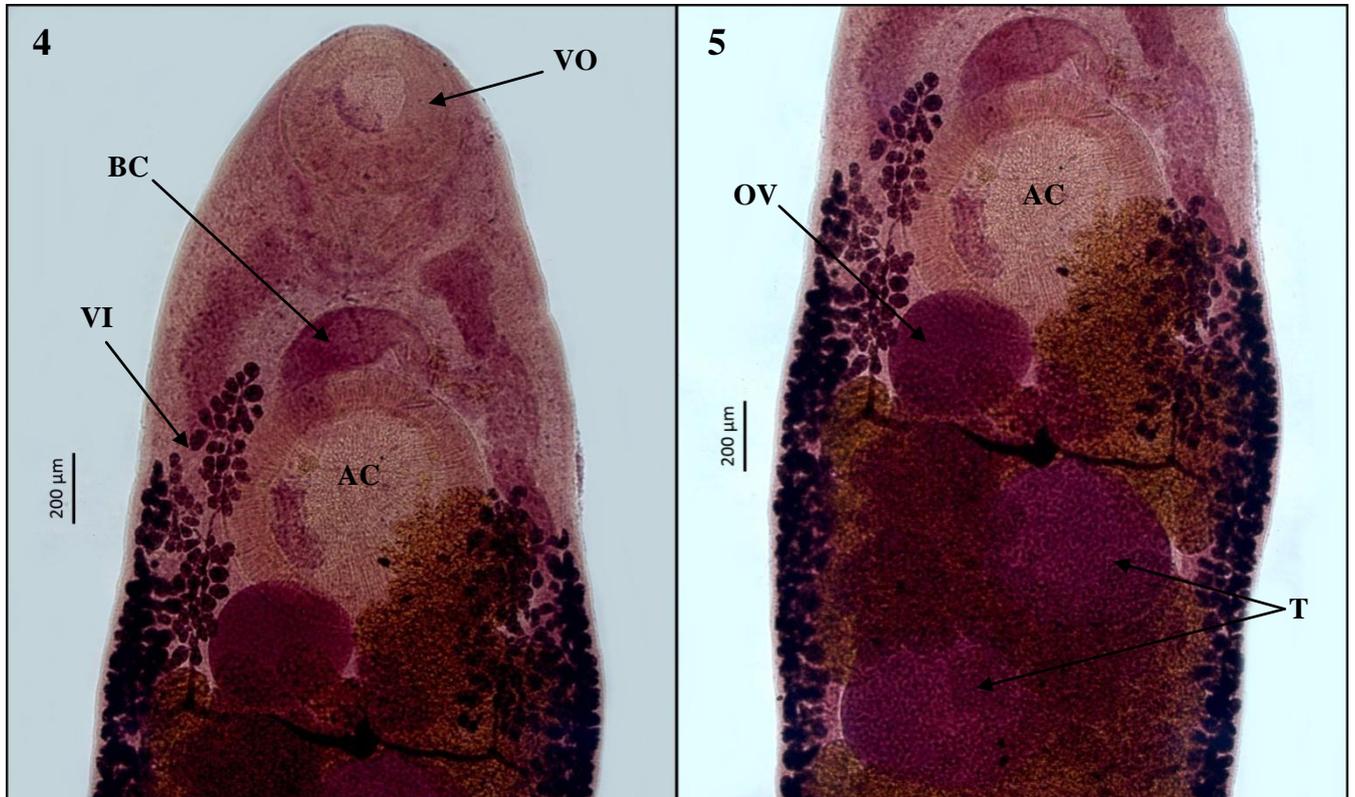
Um grande mal entendido quanto à morfologia de *Plagiorchis vespertilionis*, espécie parasita de morcegos, levou a diversos erros quanto à classificação de plagiorquídeos parasitos de morcegos ao redor do mundo (Chai, 2019). Tkach (2008) esclareceu os erros, redescreveu a espécie e montou uma chave para diferenciação de *Plagiorchis* parasitos de morcegos (Gibson *et al.*, 2002). A família Plagiorchiidae é frequentemente alterada em sua composição, os principais fatores para isso são a variedade morfológica extrema entre esses digenéticos e a falta de um acordo entre quais caracteres devem ser usados para diferir esse gênero (Chai, 2019).

Plagiorchiidae já foi dividida em várias subfamílias mesmo que os autores discordassem entre si constantemente quanto à criação das mesmas por se provarem contraproduativas para o entendimento e classificação do grupo (Gibson *et al.*, 2002). Gibson *et al.* (2002) acreditam que “a família Plagiorchiidae deveria apenas incluir digenéticos de tetrápodes que possuem uma bolsa do cirro bem definida contendo uma vesícula seminal bipartida, um útero que passe entre os testículos ou que os passe parcialmente, uma vesícula excretora em formato de Y com braços curtos, uma fórmula protonefridial de  $2[(3+3+3) + (3+3+3)] = 36$ , e artrópodes como hospedeiros intermediários”. A escassez de dados não permitiu que o estudo se tornasse uma revisão taxonômica da família Plagiorchiidae, servindo apenas como apoio para identificação de gênero.

Os indivíduos aqui encontrados foram determinados como *P. didelphidis* pelas seguintes características (Olsen, 1937): ventosa oral relativamente menor que o acetábulo, ovário e testículos quase iguais em tamanho, vitelário em campos laterais, se estendendo aproximadamente da borda anterior do acetábulo até quase a extremidade posterior do corpo e o fato da espécie ser encontrada em intestino de *Didelphis marsupialis* var. *azarae* (= *Didelphis albiventris*).



**Figura 3:** Diagrama incompleto de *Plagiorchis didelphidis*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; BC – bolsa do cirro; AC – acetábulo; VI – vitelário; OV – ovário; T – testículo; U – útero com ovos. Barra = 500  $\mu$ m.



**Figuras 4 e 5:** Fotomicrografias de *Plagiorchis didelphidis* evidenciando acetábulo (AC), ventosa oral (VO), bolsa do cirro (BC), vitelário (VI), testículos (T) e ovário (OV).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Gênero *Bursotrema* Szidat, 1960

***Bursotrema tetracotyloides*** Szidat, 1960

(Figuras 6-8)

**Descrição:** Baseada em 15 espécimes corados em carmim acético/fast green ou hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo em formato ascidiforme, sem bipartição distinta e sem pseudoventosas medindo 1,80mm – 4,40mm ( $2,44\text{mm}\pm 0,74\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e 440,00 – 920,00 ( $600,00\pm 131,80$ ; n=15) de largura máxima. ‘Forebody’ com 220,00 – 500,00 ( $314,28\pm 76,63$ ; n=14) de comprimento e ‘hindbody’ com 1,46mm – 3,20mm ( $2,03\text{mm}\pm 0,50\text{mm}$ ; n=14) de comprimento. Ventosa oral terminal, pequena, pouco desenvolvida, com 40,00 – 110,00 ( $73,33\pm 19,14$ ; n=15) de comprimento e 50,00 – 100,00 ( $74,00\pm 16,38$ ; n=15) de largura. Faringe musculosa, desenvolvida, localizada logo abaixo da ventosa oral, medindo 60,00 – 100,00 ( $81,33\pm 15,52$ ; n=15) de comprimento por 60,00 – 120,00 ( $80,66\pm 17,51$ ; n=15) de largura. Cecos longos, estendendo-se após a região terminal do vitelário e dos testículos. Acetábulo diminuto e pouco desenvolvido, medindo 30,00 – 70,00 ( $47,85\pm 12,51$  n=14) de comprimento, 40,00 – 100,00 ( $63,57\pm 15,50$ ; n=14) de largura e distante 170,00 – 340,00 ( $250,71\pm 51,65$ ; n=14) da extremidade anterior do corpo. Dois testículos, o anterior mais arredondado e o posterior em formato reniforme, pós-ovarianos, intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 140,00 – 400,00 ( $246,00\pm 66,20$ ; n=15) de comprimento e 250,00 – 500,00 ( $369,33\pm 72,94$ ; n=15) de largura; testículo posterior medindo 120,00 – 400,00 ( $228,00\pm 68,68$ ; n=15) de comprimento e 280,00 – 650,00

(405,00±92,57; n=15) de largura. Ovário arredondado, ligeiramente ovalado lateralmente, mediano, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 70,00 – 150,00 (101,33±22,94; n=15) de comprimento e 80,00 – 220,00 (124,66±36,81; n=15) de largura. Útero restrito à região mediana do corpo, localizado entre as gônadas e o vitelário. Ovos grandes e pouco numerosos, com 80,00 – 100,00 (88,66±7,43; n=42) de comprimento e 50,00 – 100,00 (60,66±12,22; n=42) de largura. Vitelário folicular restrito à região mediana do corpo, com comprimento de 0,70mm – 1,70mm (1,02mm±0,27mm; n=15), distância de 360,00 – 600,00 (500,00±74,06; n=15) da extremidade anterior e 0,36 mm – 1,42 mm (0,78mm±0,24mm; n=15) de distância da extremidade posterior. Vesícula seminal bem desenvolvida e enovelada, pós-testicular, com 120,00 – 330,00 (200,00±67,41; n=12) de comprimento e 120,00 – 460,00 (213,33±90,68; n=12) de largura. Bursa copulatória retrátil, localizada na extremidade posterior do corpo, muito desenvolvida, evidente e característica, medindo 220,00 – 520,00 (314,28±80,16; n=14) de comprimento e 200,00 – 540,00 (326,66±84,06; n=15) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 40%

Intensidade média de infecção: 38,83 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 15,53 espécimes/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 - 349 espécime/hospedeiro

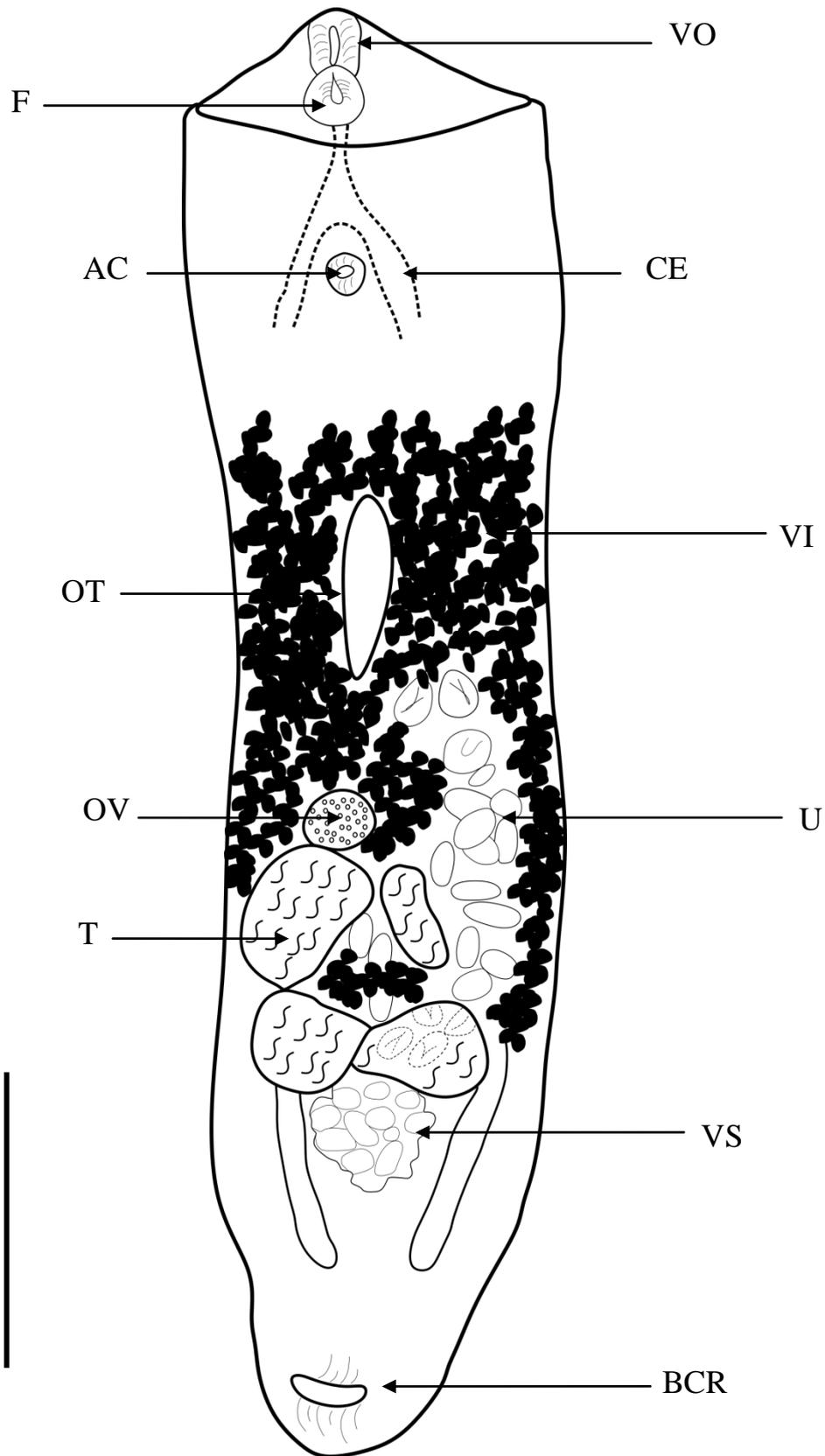
### **Comentários**

Originalmente descrita por Szidat, 1960 como parasito de uma espécie de rã na Argentina, *Bursotrema tetracotyloides* teve sua segunda e mais detalhada descrição feita por Dubois em 1976, contando com caracteres taxonômicos mais minuciosamente descritos e desenhos com estruturas identificadas. Coincidentemente, a descrição feita por Dubois foi para ocorrência de *B. tetracotyloides* parasitando *Didelphis azarae azarae*, que hoje é conhecido como *D. albiventris*, também na Argentina, fazendo desta a primeira ocorrência da espécie em território brasileiro.

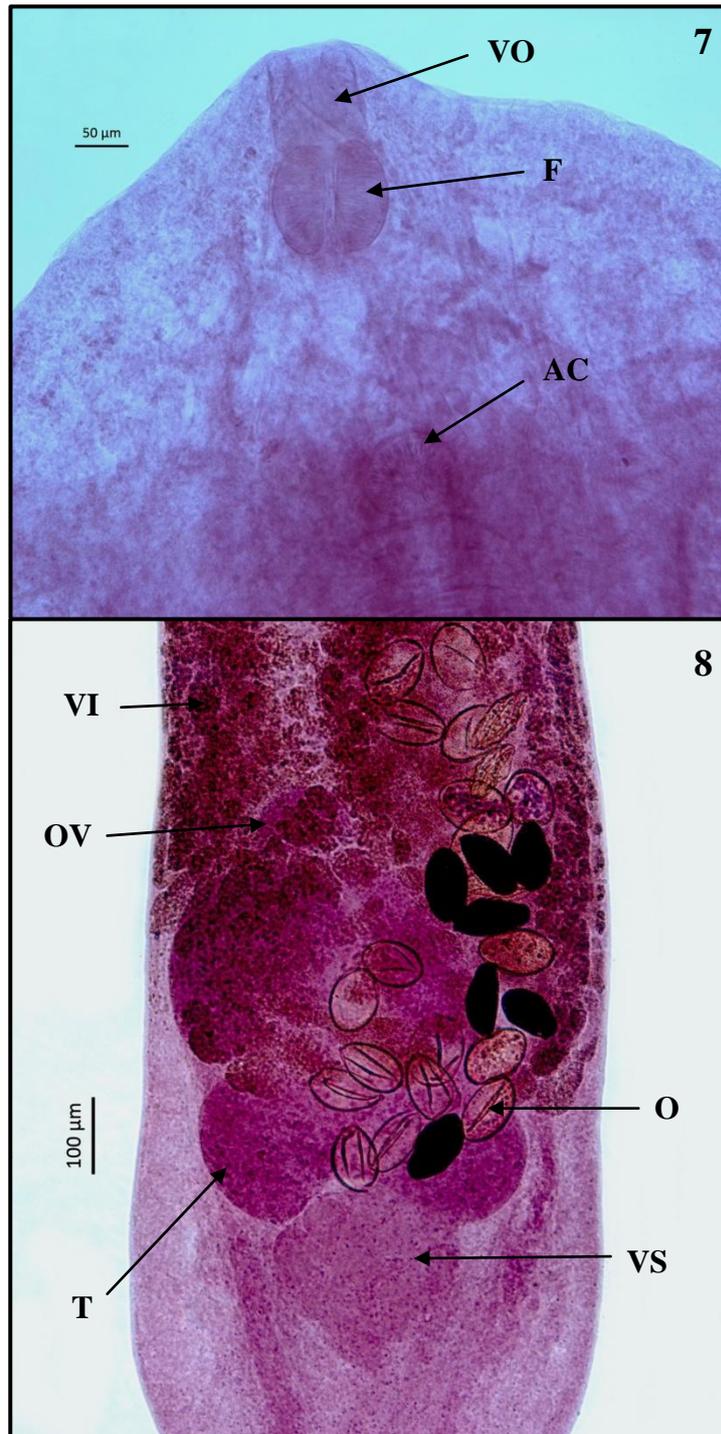
Importante também ressaltar que o gênero *Bursotrema* foi descrito por Szidat como um “gênero larval”, ou seja, de metacercárias desse grupo, o que é contestado pelos achados de Dubois e do presente trabalho, onde foram encontrados indivíduos carregando ovos já em provável fase de liberação.

Os espécimes aqui descritos corroboram a estrutura anatômica e o local de infecção (intestino) obtidos e descritos por Dubois, porém sendo levemente maiores em dimensões corporais, provavelmente por serem indivíduos adultos. A presença de um acetábulo pouco desenvolvido, seguido por um órgão tribocítico alongado típico de diplostomídeos, um reservatório vitelínico intestesticular, corpo de formato ascidiforme típico, uma bursa copulatória retrátil, descrita por Dubois como um cone genital, e a disposição geral das outras estruturas internas como testículos e ovário, confirmam a identificação da espécie.

Hamann *et al*, 2010, relatam a ocorrência de “larvas” de *B. tetracotyloides* em *Scinax nasicus*, uma espécie de anfíbio, assumindo que a suposta larva penetra de forma ativa na epiderme do hospedeiro intermediário (anfíbio) e se encapsula nos rins do mesmo, onde aguarda ser ingerida pelo hospedeiro definitivo que, neste caso, é provavelmente um mamífero. Os autores ainda registram uma prevalência de 42,1% de *Bursotrema* parasitando *Scinax*, o que também ocorre neste estudo, e que a espécie é dominante em infecção dos mesmos, porém não faz uma revisão taxonômica nem dispõe de imagens ou diagramas dos indivíduos encontrados para que uma comparação seja realizada.



**Figura 6:** Diagrama incompleto de *Bursotrema tetracotyloides*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; OT – órgão tribocítico; BCR – bursa copulatória retrátil; AC – acetábulo; VI – vitelário; OV – ovário; T – testículo; U – útero com ovos; VS – vesícula seminal. Barra = 500µm.



**Figuras 7 e 8:** Fotomicrografias de *Bursotrema tetracotyloides* evidenciando ventosa oral (VO), acetábulo (AC), faringe (F), vitelário (VI), ovário (OV), testículos (T), vesícula seminal (VS) e ovos (O).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Subfamília Diplostomatinae Monticelli, 1888

*Didelphodiplostomum variabile* (Chandler, 1932) Dubois, 1944)

(Figuras 9-12)

**Descrição:** Baseada em 5 espécimes corados em hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo de formato espatulado e claramente bipartido medindo 1,92mm – 2,30mm (2,08mm±0,14mm; n=5) de comprimento e 640,00 – 720,00 (660,00±34,64; n=5) de largura máxima. ‘Forebody’ com 280,00 – 400,00 (344,00±45,05; n=5) de comprimento e ‘hindbody’ com 1,40mm – 1,77mm (1,61mm±0,14mm; n=5) de comprimento. Região anterior com pseudoventosas, a esquerda medindo 50,00 – 110,00 (82,50±25,85; n=4) de comprimento e 62,50 – 100,00 (71,50±16,25; n=5) de largura e a direita medindo 87,50 – 112,50 (95,83±14,43; n=3) de comprimento e 37,50 – 62,50 (51,66±12,83; n=3) de largura. Ventosa oral terminal com 57,50 – 75,00 (65,50±6,94; n=5) de comprimento e 112,50 – 172,50 (137,00±22,38; n=5) de largura. Faringe bem desenvolvida e muscular localizada logo abaixo da ventosa oral, medindo 70,00 – 80,00 (78,00±4,47; n=5) de comprimento por 70,00 – 90,00 (80,00±7,70; n=5) de largura. Acetábulo medindo 50,00 – 100,00 (68,00±21,67 n=5) de comprimento e 50,00 – 130,00 (78,00±33,46; n=5) de largura e distante 260,00 – 350,00 (308,00±34,20; n=5) da extremidade anterior do corpo. Dois testículos arredondados, restritos a região pós-constricção mediana, pós-ovarianos, dispostos lateralmente às alças do útero, o testículo esquerdo com 280,00 – 380,00 (324,00±43,35; n=5) de comprimento e 100,00 – 180,00 (148,00±30,33; n=5) de largura; testículo direito medindo 320,00 – 700,00 (412,00±161,61; n=5) de comprimento e 120,00 – 200,00

(160,00±37,41; n=5) de largura. Ovário localizado logo acima dos testículos, ligeiramente sobreposto pela constrição mediana, arredondado e pós-acetabular, medindo 187,50 – 330,00 (258,75±100,76; n=2) de comprimento e 125,00 – 130,00 (127,50±3,53; n=2) de largura. Útero disposto de forma central, após a constrição mediana do corpo. Ovos pouco numerosos e grandes, com 100,00 – 110,00 (108,00±4,50; n=10) de comprimento e 40,00 – 70,00 (56,00±13,41; n=10) de largura. Vitelário folicular localizado antes da constrição mediana do corpo e não se estendendo após a mesma, com comprimento de 400,00 – 800,00 (544,00±150,60; n=5).

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Porto Alegre - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 6 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,2 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 6 espécimes/hospedeiro

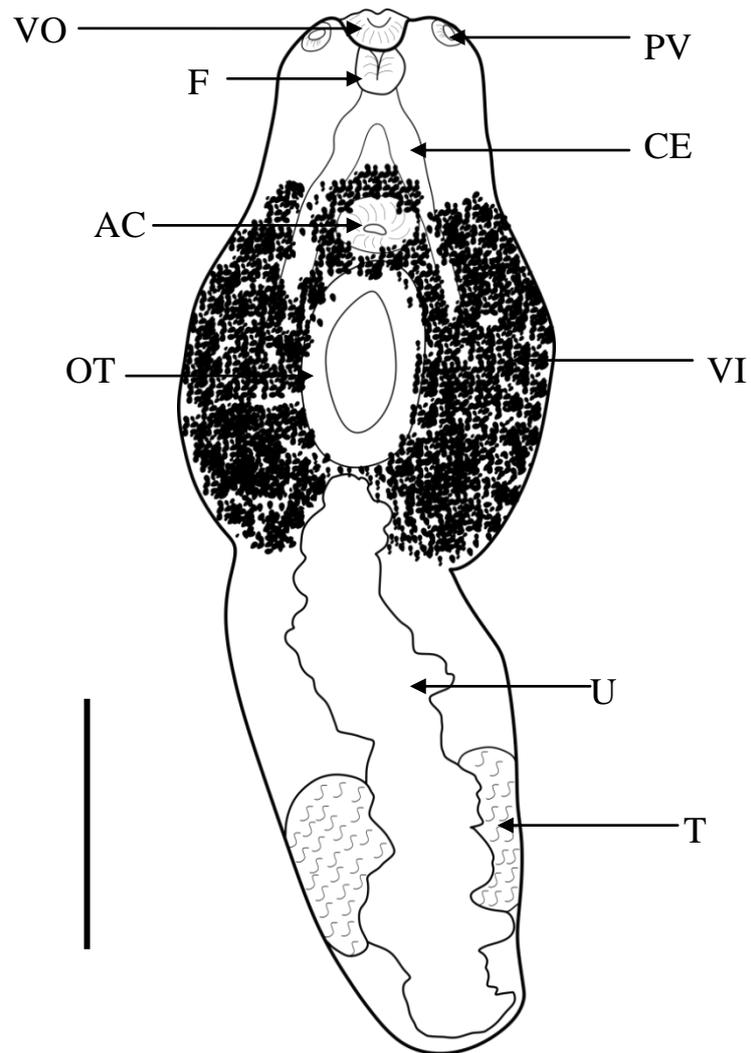
### **Comentários**

A identificação e caracterização dos espécimes coletados neste trabalho seguem o proposto por Harris *et al*, 1967, devido à grande similaridade de suas características morfológicas, de ciclo de vida e de infecção e ocorrência em hospedeiro definitivo. *Didelphodiplostomum variabile* é sinônimo de *Diplostomum variabile* e pertence à família Diplostomidae, que tem história taxonômica e sistemática complexa e espécies que parasitam diversos hospedeiros, vertebrados e invertebrados.

Até a revisão proposta por Harris *et al* (1967) onde os autores descreveram o ciclo e os estágios larvais e adulto da espécie, coletados diretamente de *Didelphis virginiana*, esta pertencia à subfamília Alariinae desde 1951. Chandler (1932) determinou a primeira identificação desta como *Proalaria variabilis*, que mais tarde foi sinonimizada em gênero para *Diplostomum* von Nordmann, 1832 por Hughes (1929) e posteriormente sinonimizada também em nível de espécie por Dubois (1937).

Dubois (1937) propôs que *Didelphodiplostomum variabile* deveria ser a espécie-tipo de *Diplostomum variabile* graças à suas adaptações para parasitar intestino de mamíferos mesmo que morfologicamente as duas espécies não tivessem diferenças marcantes para sustentar tal separação. Após grande contrariedade à sua proposta por parte da comunidade científica, Dubois então decidiu manter a espécie *Didelphodiplostomum variabile* e transferi-la da família Diplostomatinae Monticelli, 1888, que abrigava apenas espécies parasitas de aves e com vitelária distribuída para além da constrição mediana, para Alariinae Hall and Wigdor, 1918, que continha espécies parasitas de mamíferos e vitelária restrita à região anterior à constrição mediana.

Anos depois, Harris *et al.* (1967) apresenta consistentes evidências da morfologia, do ciclo de vida e dos diferentes estágios larvais de *Didelphodiplostomum variabile*, justificando a sinonimia da mesma com *Diplostomum* e sua realocação na subfamília Diplostomatinae, ainda que a mesma abrigue parasitos de aves e possua espécies com vitelária se estendendo após a constrição mediana.



**Figura 9:** Diagrama incompleto de *Diplostomum variable*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; OT – órgão tribocítico; PV – pseudoventosas; AC – acetábulo; VI – vitelário; T – testículo; U – útero; Barra = 500  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 10-12:** Fotomicrografias de *Didelphodiplostomum variabile* evidenciando acetábulo (AC), faringe (F), pseudoventosas (PV), ventosa oral (VO), órgão tribocítico (OT) coberto por vitelário, útero com ovos (U), testículos (T).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Brachylaimidae Joyeux & Foley, 1930

Subfamília Brachylaiminae Joyeux & Foley, 1930

Gênero *Brachylaima* Dujardin, 1843

***Brachylaima migrans*** Dujardin, 1843

(Figuras 13-16)

**Descrição:** Baseada em 15 espécimes corados em carmim acético/fast green ou hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo em formato elipsóide alongado, com 4,80mm – 7,60mm ( $6,28\text{mm}\pm 0,77\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e 0,74mm – 1,02mm ( $0,87\text{mm}\pm 0,07\text{mm}$ ; n=15) de largura máxima. ‘Forebody’ com 1,64mm – 2,14mm ( $1,87\text{mm}\pm 0,14\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e ‘hindbody’ com 2,32mm – 5,16mm ( $4,18\text{mm}\pm 0,78\text{mm}$ ; n=15) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 400,00 – 480,00 ( $445,73\pm 29,72$ ; n=15) de comprimento e 400,00 – 620,00 ( $516,00\pm 54,61$ ; n=15) de largura. Pré-faringe medindo 20,00 – 100,00 ( $68,57\pm 25,67$ ; n=14) de comprimento, seguida imediatamente por uma faringe muscular e bem desenvolvida, medindo 120,00 – 220,00 ( $188,57\pm 31,10$ ; n=14) de comprimento por 220,00 – 320,00 ( $255,71\pm 31,55$ ; n=14) de largura. Cecos longos estendendo-se até região terminal do corpo. Poro genital localizado na zona testicular-ovariana, na parte posterior do corpo. Acetábulo intracecal, bem desenvolvido, medindo 340,00 – 440,00 ( $401,33\pm 29,72$  n=15) de comprimento e 320,00 – 500,00 ( $425,33\pm 49,83$ ; n=15) de largura e distante 1,44mm – 1,94mm ( $1,67\text{mm}\pm 0,13\text{mm}$ ; n=15) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro localizada logo acima do testículo anterior. Dois testículos arredondados, intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 280,00 – 540,00 ( $424,33\pm 73,86$ ; n=15) de comprimento e 300,00 – 520,00 ( $425,33\pm 53,16$ ; n=15) de largura; testículo posterior medindo 300,00 – 540,00

(429,33±74,39; n=15) de comprimento e 320,00 – 500,00 (397,33±50,06; n=15) de largura. Ovário arredondado, intertesticular, medindo 200,00 – 280,00 (237,33±21,20; n=15) de comprimento e 200,00 – 360,00 (293,33±38,29; n=15) de largura. Útero extenso, com alças percorrendo desde a zona próxima à faringe até a região anterior do ovário. Ovos muito numerosos e pequenos, com 20,00 – 27,75 (24,00±2,40; n=45) de comprimento e 10,00 – 15,00 (12,33±1,75; n=45) de largura. Vitelários foliculares localizados em campos laterais que se sobrepõem aos cecos, o direito com comprimento de 1,58mm – 3,26mm (2,63mm±0,47mm; n=15) e o esquerdo com comprimento de 1,60mm – 3,40mm (2,67mm±0,50mm; n=15). Vitelários com distância de 1,76mm – 2,40mm (2,06mm±0,21mm; n=15) da extremidade anterior e 0,96mm – 1,72mm (1,36mm±0,18mm; n=15) de distância da extremidade posterior. Ducto vitelínico atravessando transversalmente o corpo na região do ovário.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 36,67%

Intensidade média de infecção: 38,63 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 14,16 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 2 - 155 espécime/hospedeiro

### **Comentários**

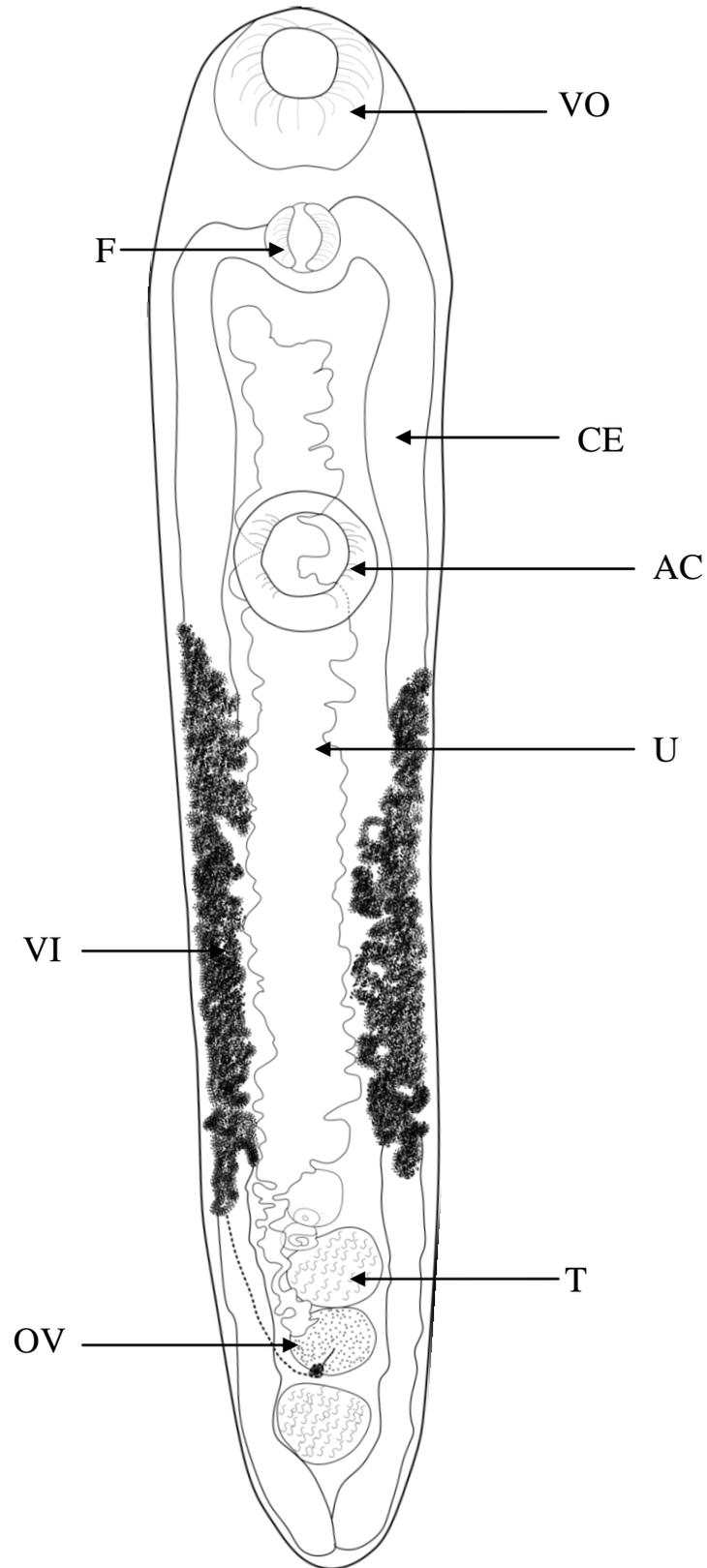
Digenéticos pertencentes à Brachylaimidae ocupam os mais diversos hospedeiros definitivos, tendo parasitos representativos nos diferentes grupos de Tetrapoda Broili, 1913. Desde o princípio a história sistemática e nomenclatural da família Brachylaimidae é conturbada (Gibson *et al.*, 2002). Na primeira publicação sobre estes digenéticos, Dujardin (1843) utilizou dois nomes de gêneros muito similares, *Brachylaime* e *Brachylaima*. Mais tarde, ao fazer novas descrições o autor mudou o nome do gênero para *Brachylaimus*. Este nome foi então corrigido por Blanchard (1847) que alegou um erro ortográfico no mesmo, passando a ser *Brachylaemus* (Gibson *et al.*, 2002).

Stiles e Hassal (1898) desconsideraram a nova ortografia, retornando ao nome *Brachylaima*, porém Joyeux e Foley (1930) adotaram a ortografia de Blanchard no nome da família Brachylaemidae. Posteriormente, o gênero *Harmostomum* é proposto por Braun (1899), englobando espécies descritas por Dujardin (1843) sob o nome *Brachylaima* (ou *Brachylaima advena* que posteriormente foi suprimido e aceito como *B.migrans* (Gibson *et al.*, 2002).

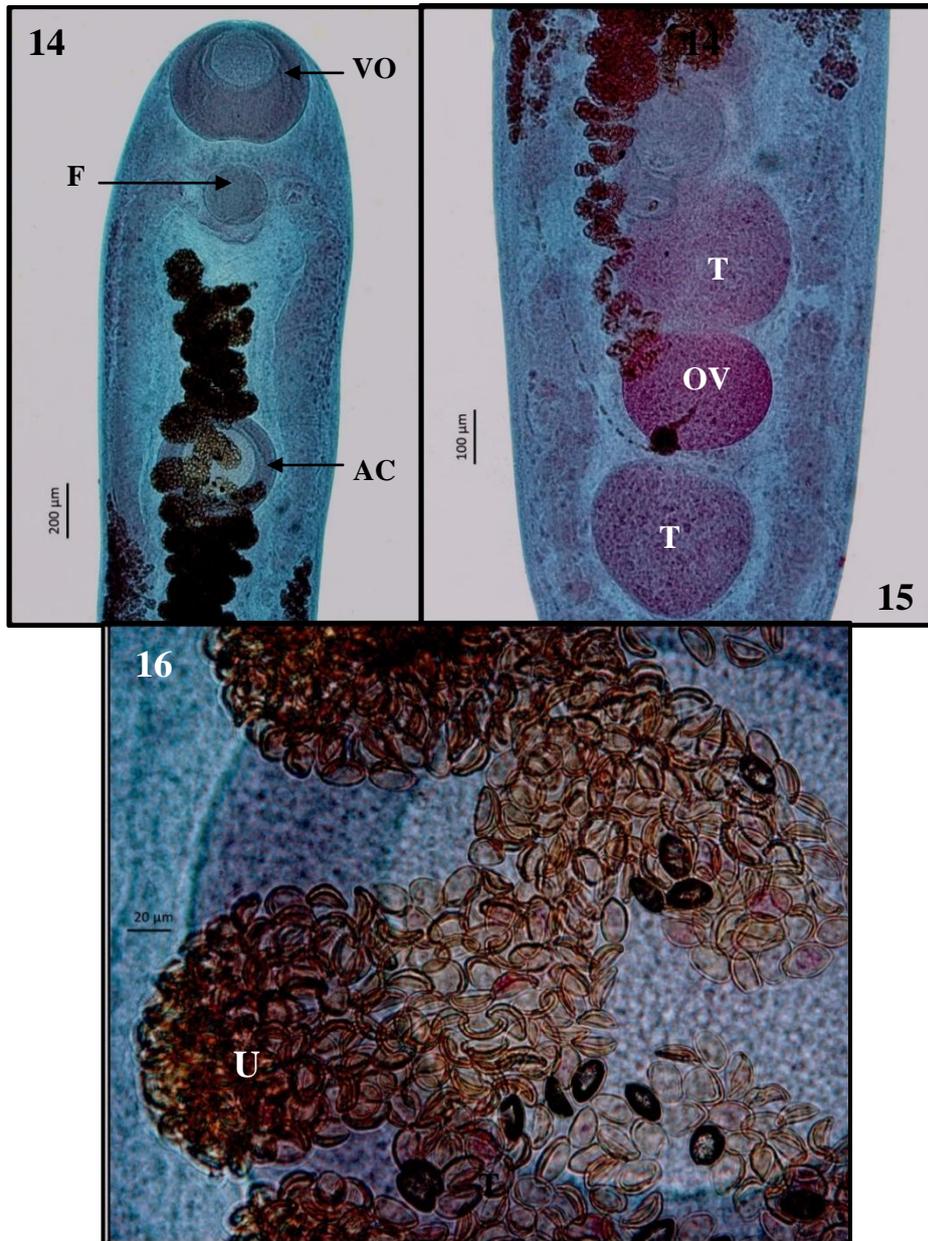
Com a mudança do nome do gênero, Braun (1900) também propôs a subfamília Harmostominae, e Odhner (1912) propôs a família Harmostomidae, que foi aceita em posteriores revisões feitas por Winternberg (1925) e Sinitsin (1931). Dollfus (1934, 1935), aceitou as propostas de Joyeux e Foley (1930), sendo assim o nome de gênero *Brachylaemus* e a família Brachylaemidae se tornaram padrão na literatura, por mais que nomes como *Harmostomum* e Harmostomidae ainda marcassem presença em artigos publicados. Skrjabin (1948), Yamaguti (1958), Mehra (1962) e Travassos & Kohn (1946, 1966) aceitaram o nome da família como Brachylaemidae.

O extenso problema com a nomenclatura do gênero e da família foi discutido em detalhe em 1959 por Kruidenier e Gallicchio, que decidiram por aceitar o nome *Brachylaima*, proposto por Dujardin (1843), sem a necessidade da correção ortográfica de Blanchard (1847). Os autores também mudaram o nome Brachylaemidae (proposto inicialmente por Miller, 1936) para Brachylaimidae, que foi aceito por alguns autores e é o nome mais comum na literatura (Gibson *et al.*, 2002). Entre os nomes de gênero, *Brachylaima* ficou como o mais utilizado na literatura, por mais que *Brachylaima* ainda tivesse a prioridade segundo Kruidenier e Gallicchio (1959).

Os indivíduos detectados neste estudo foram determinados como *B. migrans* principalmente por seu comprimento corporal, dimensões de ventosa oral, acetábulo e dimensões gonadais corresponderem às encontradas para a espécie e pelo fato de já terem sido previamente encontradas para a espécie hospedeira em questão (Lunaschi & Drago, 2012).



**Figura 13:** Diagrama incompleto de *Brachylaima migrans*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; AC – acetábulo; VI – vitelário; T – testículo; U – útero; OV – ovário. Barra = 500  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 14-16:** Fotomicrografias de *Brachylaima migrans* evidenciando acetábulo (AC), faringe (F), ventosa oral (VO), testículos (T), útero com ovos (U) e ovário (OV).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Opisthorchioidea Looss, 1899

Família Heterophyidae Leiper, 1909

Gênero *Pygidiopsis* Looss, 1907

*Pygidiopsis genata* Looss, 1907

(Figuras 17-18)

**Descrição:** Baseada em 16 espécimes corados em carmim acético e montados “*in toto*”. Corpo pequeno e em formato piriforme com 300,00 – 600,00 ( $512,86 \pm 93,76$ ;  $n=14$ ) de comprimento e 200,00 – 310,00 ( $259,37 \pm 28,39$ ;  $n=16$ ) de largura máxima. Tegumento armado com pequenas e delicadas escamas. ‘Forebody’ com 187,50– 370,00 ( $320,38 \pm 50,33$ ;  $n=13$ ) de comprimento e ‘hindbody’ com 125,00 – 150,00 ( $210,83 \pm 30,24$ ;  $n=15$ ) de comprimento. Ventosa oral terminal com 25,00 – 62,50 ( $46,34 \pm 9,27$ ;  $n=13$ ) de comprimento e 25,00 – 50,00 ( $41,92 \pm 6,78$ ;  $n=13$ ) de largura. Pré-faringe medindo 25,00 – 112,50 ( $55,20 \pm 24,38$ ;  $n=12$ ) de comprimento, seguida imediatamente por uma faringe muscular e bem desenvolvida, medindo 15,00– 57,50 ( $40,38 \pm 10,40$ ;  $n=13$ ) de comprimento por 15,00 – 45,00 ( $36,92 \pm 9,48$ ;  $n=13$ ) de largura. Esôfago medindo 40,00 – 125,00 ( $73,95 \pm 25,19$ ;  $n=12$ ) de comprimento até bifurcar em dois cecos que se estendem até a região dos testículos. Acetábulo bem desenvolvido e localizado abaixo da bifurcação cecal, medindo 25,00 – 65,00 ( $46,60 \pm 10,94$   $n=14$ ) de comprimento e 32,50 – 75,00 ( $55,71 \pm 14,72$ ;  $n=15$ ) de largura e distante 170,00 – 337,50 ( $292,08 \pm 44,48$ ;  $n=12$ ) da extremidade anterior do corpo. Gonótilo em forma de “átrio armado” localizado diagonalmente acima do acetábulo, medindo 25,00 – 62,50 ( $40,31 \pm 11,68$ ;  $n=8$ ) de comprimento e 42,50 – 75,00 ( $58,43 \pm 11,41$ ;  $n=8$ ) de largura. Dois testículos ovalados, pós-

ovarianos, opostos paralelamente e localizados na região terminal do corpo; testículo esquerdo com 30,00 – 55,00 ( $43,21 \pm 7,10$ ; n=14) de comprimento e 67,50 – 100,00 ( $80,35 \pm 8,76$ ; n=14) de largura; testículo direito medindo 30,00 – 62,50 ( $42,50 \pm 9,16$ ; n=15) de comprimento e 50,00 – 100,00 ( $78,00 \pm 13,79$ ; n=15) de largura. Ovário arredondado, mediano, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 25,00 – 62,50 ( $39,79 \pm 11,55$ ; n=12) de comprimento e 32,50 – 112,50 ( $79,37 \pm 27,49$ ; n=12) de largura. Útero com alças que percorrem desde a região posterior do acetábulo até os testículos. Ovos numerosos e pequenos, com 12,50 – 22,50 ( $18,12 \pm 2,50$ ; n=45) de comprimento e 7,50 – 12,50 ( $10,93 \pm 1,80$ ; n=45) de largura. Vitelário folicular em massas laterais, restrito à região posterior do corpo, o direito com comprimento de 67,50 – 125,00 ( $91,04 \pm 18,04$ ; n=12) e o esquerdo com comprimento de 62,50 – 112,00 ( $87,50 \pm 15,99$ ; n=12). Receptáculo seminal localizado entre o ovário e os testículos, medindo 37,50 – 70,00 ( $52,72 \pm 12,67$ ; n=11) de comprimento e 50,00 – 100,00 ( $76,13 \pm 17,33$ ; n=11) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 92 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,06 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 92 espécime/hospedeiro

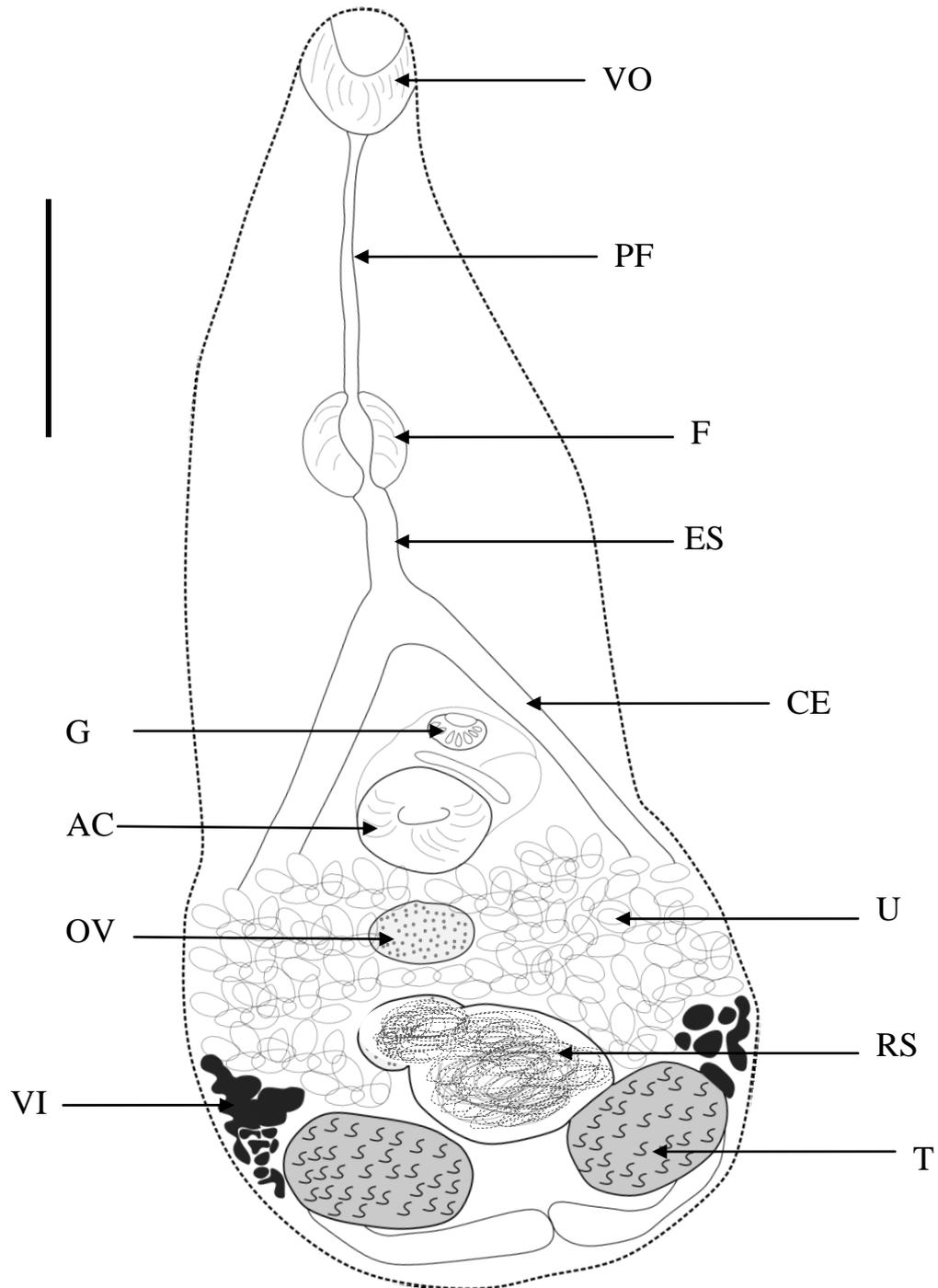
### **Comentários**

Digenéticos do gênero *Pygidiopsis*, assim como outros representantes de Heterophyidae, são helmintos generalistas, podendo infectar vertebrados de diferentes grupos. *Pygidiopsis genata* foi descrito originalmente parasitando o intestino delgado de pelicanos no Egito e na Romania e posteriormente de cães, lobos, gatos, raposas, patos e outros hospedeiros diversos para diversas localidades, caracterizando de forma clara sua heterogeneidade (Chai, 2019).

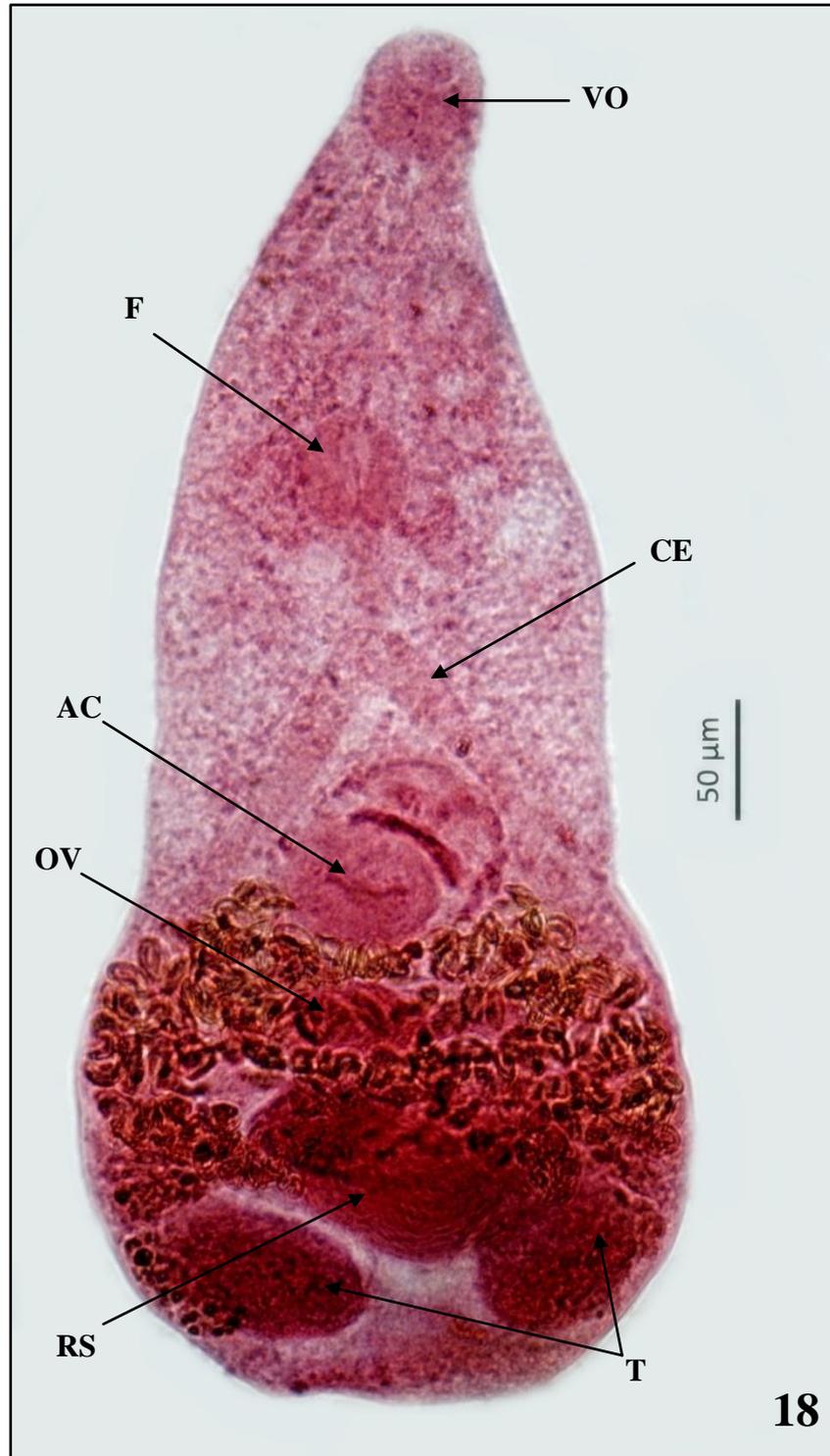
Esta espécie nunca foi registrada para *Didelphis*, portanto este seria o primeiro registro de ocorrência deste parasito em marsupiais didelfídeos. A infrapopulação foi

encontrada em apenas um indivíduo e restrita ao intestino delgado, o que corrobora publicações anteriormente realizadas sobre este hábito da espécie (Chai, 2019). A designação da espécie aqui determinada como *P.genata* se deu principalmente pela morfologia e pela localidade proveniente dos hospedeiros, pois o outro principal representante deste gênero, *P.summa* foi descrito para intestino de felinos no Japão por Onji & Nishio (1916).

A espécie *P. summa* possui corpo mais alargado, vitelário em massas mais condensadas e gonótilo com duas séries de delicados espículos esclerotinizados, já *P. genata* possui vitelário com massas menos densas e compactadas, corpo mais esguio e gonótilo com apenas uma série de esclerotinizações logo acima, diagonalmente, ao acetábulo (Chai, 2019), o que descreve exatamente o que foi encontrado nas espécies do presente estudo.



**Figura 17:** Diagrama de *Pygidiopsis genata*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; AC – acetábulo; VI – vitelário; T – testículo; U – útero com ovos; RS – receptáculo seminal; PF – pré-faringe; F – faringe; ES – esôfago; G – gonótilo; OV – ovário. Barra = 100  $\mu$ m.



**Figura 18:** Fotomicrografia de *Pygidiopsis genata* “in toto” evidenciando faringe (F), acetábulo (AC), ventosa oral (VO), testículos (T), receptáculo seminal (RS), cecos (CE), ovário (OV).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Rhopaliidae Looss, 1899

Gênero *Rhopalias* Stiles & Hassal, 1898

***Rhopalias macracanthus*** Chandler, 1932

(Figuras 19-22)

**Descrição:** Baseada em 15 espécimes corados em carmim acético/fast green ou hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo em formato espatulado com 2,34mm – 3,60mm (2,90mm±0,31mm; n=13) de comprimento e 460,00 – 640,00 (553,33±59,36; n=15) de largura máxima. Tegumento armado com pequenos e delicados espinhos. ‘Forebody’ com 460,00 – 740,00 (642,66±84,13; n=15) de comprimento e ‘hindbody’ com 1,92mm – 2,46mm (2,24mm±0,17mm; n=13) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 100,00 – 140,00 (117,33±18,30; n=15) de comprimento e 60,00 – 120,00 (92,00±19,71; n=15) de largura. Probóscides armadas, uma em cada lado da ventosa oral, a direita com comprimento de 240,00 – 420,00 (328,57±54,75; n=14) e a esquerda com comprimento de 240,00 – 420,00 (332,85±56,35; n=14), seus espinhos medindo 30,00 – 97,50 (59,03±21,97; n=13) de comprimento. Faringe musculosa medindo 100,00 – 180,00 (137,33±23,74; n=15) de comprimento por 80,00 – 120,00 (100,00±15,11; n=15) de largura. Cecos longos estendendo-se após a região terminal do vitelário. Poro genital localizado próximo à extremidade anterior, logo acima do acetábulo. Acetábulo bem desenvolvido, medindo 100,00 – 380,00 (250,66±51,19 n=15) de comprimento e 160,00 – 200,00 (234,66±34,19; n=15) de largura e distante 400,00 – 600,00 (524,00±57,17; n=15) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro bem desenvolvida e visível, localizada logo abaixo e ao lado do acetábulo, medindo 0,60mm – 1,10mm (0,70mm±0,13mm; n=15) de comprimento e 140,00 – 220,00 (176,00±31,35; n=15) de largura. Dois testículos arredondados pós-ovarianos,

intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 140,00 – 320,00 (237,33±45,27; n=15) de comprimento e 120,00 – 360,00 (208,00±60,85; n=15) de largura; testículo posterior medindo 240,00 – 600,00 (381,33±82,96; n=15) de comprimento e 100,00 – 280,00 (165,33±50,40; n=15) de largura. Ovário arredondado, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 60,00 – 160,00 (115,71±27,37; n=14) de comprimento e 100,00 – 200,00 (141,42±36,34; n=14) de largura. Útero mediano, com alças restritas à região entre o acetábulo e o ovário. Ovos grandes e pouco numerosos com 90,00 – 100,00 (100,66±7,98; n=45) de comprimento e 40,00 – 80,00 (52,00±8,61; n=45) de largura. Vitelário folicular localizado em campos laterais que depois se unem em um só até a extremidade posterior do corpo, com comprimento de 1,76mm – 2,34mm (2,03mm±0,17mm; n=13). Vitelário com distância de 640,00 – 920,00 (809,33±81,01; n=15) da extremidade anterior.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 13,33%

Intensidade média de infecção: 26,50 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,53 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 6 - 28 espécime/hospedeiro

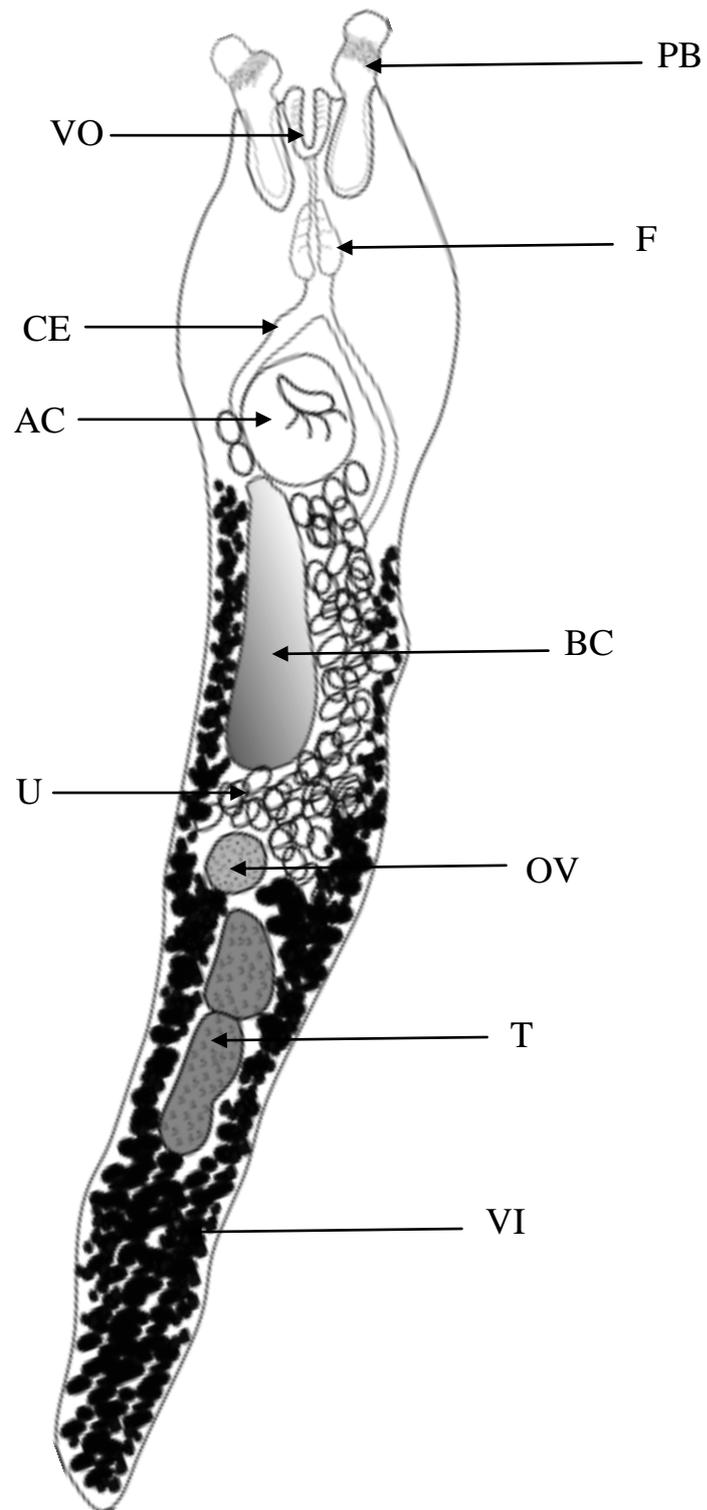
### **Comentários**

Ropalídeos são digenéticos caracterizados principalmente pela presença das probóscides armadas, uma em cada lado da ventosa oral, que parasitam principalmente marsupiais de região neotropical e neártica, podendo também parasitar aves e outros mamíferos (Gibson *et al.*, 2002), tendo seu nome cunhado por Stiles & Hassal em 1898. *Rhopalias macracanthus* foi descrita originalmente por Chandler em 1932 parasitando *Didelphis virginiana*, espécie do mesmo gênero do hospedeiro do presente estudo, porém ocorrendo na América do Norte.

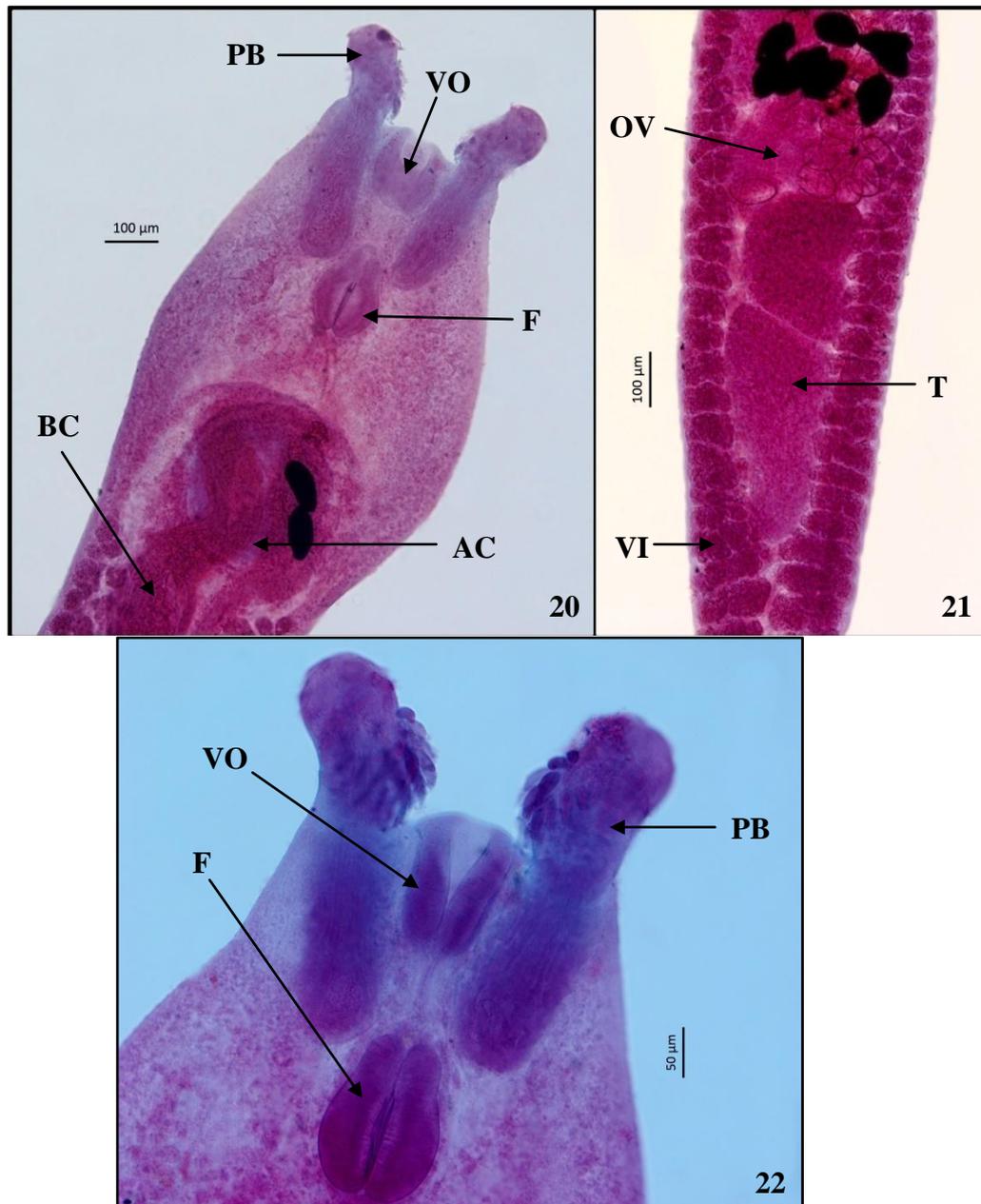
A espécie, juntamente com *R. coronatus*, já foi registrada ocorrendo em várias espécies de *Didelphis* de diversas localidades, já tendo sido registrada diversas no Brasil, porém para outras espécies de marsupial. Juntamente à *Rhopalias coronatus* Rudolphi, 1819

que também pertence ao gênero, foi descrita por outros autores (Acosta-Virgen *et al.*, 2015) ocorrendo em marsupiais do México e propondo que ambas possuem ampla distribuição geográfica.

A identificação e descrição morfológica da espécie segue Gomes & Vicente (1972), que realizaram um detalhado estudo do gênero *Rhopalias* contando com diagramas, tabelas e descrições, propondo inclusive uma chave dicotômica para identificação das espécies do gênero. Neste caso, as principais características que distinguiram as espécies do gênero foram: o comprimento do corpo, principalmente da região pós-testicular, o número de ganchos em cada probóscide, o tamanho dos ganchos e o tamanho da bolsa do cirro, que em *R. macracanthus* é muito mais desenvolvida que em *R. coronatus*.



**Figura 19:**Diagrama de *Rhopalias macracanthus*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; AC – acetábulo; VI – vitelário; T – testículo; U – útero com ovos; PB – probóscides; F – faringe; OV – ovário; BC – bolsa do cirro. Barra = 500  $\mu$ m.



**Figuras 20-22:** Fotomicrografias de *Rhopalias macracanthus* evidenciando acetábulo (AC), faringe (F), probóscides armadas de espinhos (PB), ventosa oral (VO), bolsa do cirro (BC), vitelário (VI), testículos (T) e ovário (OV).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Rhopaliidae Looss, 1899

Gênero *Rhopalias* Stiles & Hassal, 1898

***Rhopalias coronatus*** Rudolphi, 1819

(Figuras 23-27)

**Descrição:** Baseada em 15 espécimes corados em carmim acético/fast green e hematoxilina de Delafield e montados “*in toto*”. Corpo em formato espatulado com 7,02mm – 12,90mm (9,88mm±1,56mm; n=15) de comprimento e 1,02mm – 2,10mm (1,41mm±0,30mm; n=15) de largura máxima. ‘Forebody’ com 1,50mm – 3,34mm (2,09mm±0,51mm; n=15) de comprimento e ‘hindbody’ com 5,45mm – 10,10mm (7,92mm±1,34mm; n=15) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 160,00 – 360,00 (229,33±56,50; n=15) de comprimento e 200,00 – 360,00 (224,00±42,89; n=15) de largura. Probóscides armadas, uma em cada lado da ventosa oral, a direita com comprimento de 0,98mm – 1,48mm (1,14mm±0,14mm; n=15) e a esquerda com comprimento de 0,94mm – 1,46mm (1,13mm±0,15mm; n=15), seus espinhos medindo 40,00 – 80,00 (62,85±10,69; n=14) de comprimento. Pré-faringe com comprimento de 180,00 – 440,00 (294,66±90,85; n=15) seguida por uma faringe musculosa que mede 160,00 – 360,00 (224,00±50,82 n=15) de comprimento por 120,00 – 260,00 (169,33±35,92; n=15) de largura. Esôfago com comprimento de 300,00 – 900,00 (440,00±168,18; n=15) seguido por dois cecos longos que se continuam até a extremidade posterior do corpo. Poro genital localizado próximo à extremidade anterior, logo acima do acetábulo. Acetábulo bem desenvolvido, medindo 460,00 – 800,00 (656,00±105,34 n=15) de comprimento e 460,00 – 800,00 (654,66±92,10; n=15) de largura e distante 1,30mm – 3,02mm (1,79mm±0,48mm; n=15) da extremidade anterior do corpo. Bolsa do cirro bem desenvolvida e visível, localizada logo abaixo do

acetábulo, medindo 0,85mm – 1,60mm ( $1,30\text{mm}\pm 0,20\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e 220,00–500,00 ( $289,33\pm 60,13$ ; n=15) de largura. Dois testículos arredondados pós-ovarianos, intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 0,54mm – 1,10mm ( $0,76\text{mm}\pm 0,15\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e 300,00 – 580,00 ( $441,30\pm 71,89$ ; n=15) de largura; testículo posterior medindo 0,74mm – 1,36mm ( $1,05\text{mm}\pm 0,17\text{mm}$ ; n=15) de comprimento e 260,00 – 500,00 ( $388,00\pm 75,89$ ; n=15) de largura. Ovário arredondado, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 220,00 – 520,00 ( $313,00\pm 78,80$ ; n=15) de comprimento e 240,00 – 440,00 ( $357,33\pm 47,72$ ; n=15) de largura. Útero mediano, com alças restritas à região entre o acetábulo e o ovário. Ovos grandes e pouco numerosos com 80,00 – 100,00 ( $94,66\pm 9,15$ ; n=45) de comprimento e 40,00 – 60,00 ( $53,33\pm 9,75$ ; n=45) de largura. Vitelário folicular localizado em campos laterais que depois se unem em um só até a extremidade posterior do corpo, com comprimento de 5,02mm – 9,54mm ( $7,14\text{mm}\pm 1,24\text{mm}$ ; n=15). Vitelário com distância de 2,00mm – 4,10mm ( $2,87\text{mm}\pm 0,63\text{mm}$ ; n=15) da extremidade anterior.

**Juvenis:** Baseada em cinco espécimes corados em carmim acético/fast green e montados “*in toto*”. Corpo em formato espatulado com 1,56mm – 2,80mm ( $2,12\text{mm}\pm 0,46\text{mm}$ ; n=5) de comprimento e 360,00 – 500,00 ( $404,00\pm 55,49$ ; n=5) de largura máxima. ‘Forebody’ com 600,00 – 900,00 ( $740,00\pm 114,01$ ; n=5) de comprimento e ‘hindbody’ com 0,96mm – 1,90mm ( $1,38\text{mm}\pm 0,35\text{mm}$ ; n=5) de comprimento. Ventosa oral subterminal com 120,00 – 140,00 ( $124,00\pm 8,94$ ; n=5) de comprimento e 80,00 – 120,00 ( $100,00\pm 20,00$ ; n=5) de largura. Probóscides armadas, uma em cada lado da ventosa oral, com comprimento de 400,00 – 560,00 ( $4,92\pm 71,55$ ; n=5) cada. Pré-faringe com comprimento de 100,00 – 120,00 ( $112,00\pm 10,95$ ; n=5) seguida por uma faringe musculosa que mede 120,00 – 140,00 ( $124,00\pm 8,94$ ; n=5) de comprimento por 60,00 – 100,00 ( $80,00\pm 14,14$ ; n=5) de largura. Esôfago com comprimento de 100,00 – 180,00 ( $124,00\pm 32,86$ ; n=5) seguido por dois cecos longos que se continuam até a extremidade posterior do corpo. Acetábulo bem desenvolvido, medindo 200,00 – 280,00 ( $236,00\pm 32,86$ ; n=5) de comprimento e 200,00 – 280,00 ( $232,00\pm 30,33$ ; n=5) de largura e distante 500,00 – 760,00 ( $620,00\pm 96,95$ ; n=5) da extremidade anterior do corpo. Dois testículos arredondados pós-ovarianos, intracecais, dispostos em tandem; testículo anterior com 60,00 – 240,00 ( $156,00\pm 74,02$ ; n=5) de comprimento e 60,00 – 140,00 ( $104,00\pm 35,77$ ; n=5) de largura; testículo posterior medindo 60,00– 280,00 ( $160,00\pm 80,00$ ; n=5) de comprimento e 60,00 – 140,00 ( $100,00\pm 31,62$ ; n=5) de largura. Ovário arredondado, pós-acetabular e pré-testicular, medindo 80,00 – 100,00

(90,00±14,14; n=2) de comprimento e 60,00 – 80,00 (70,00±14,14; n=15) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 30%

Intensidade média de infecção: 49,88 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 14,96 espécime/hospedeiro

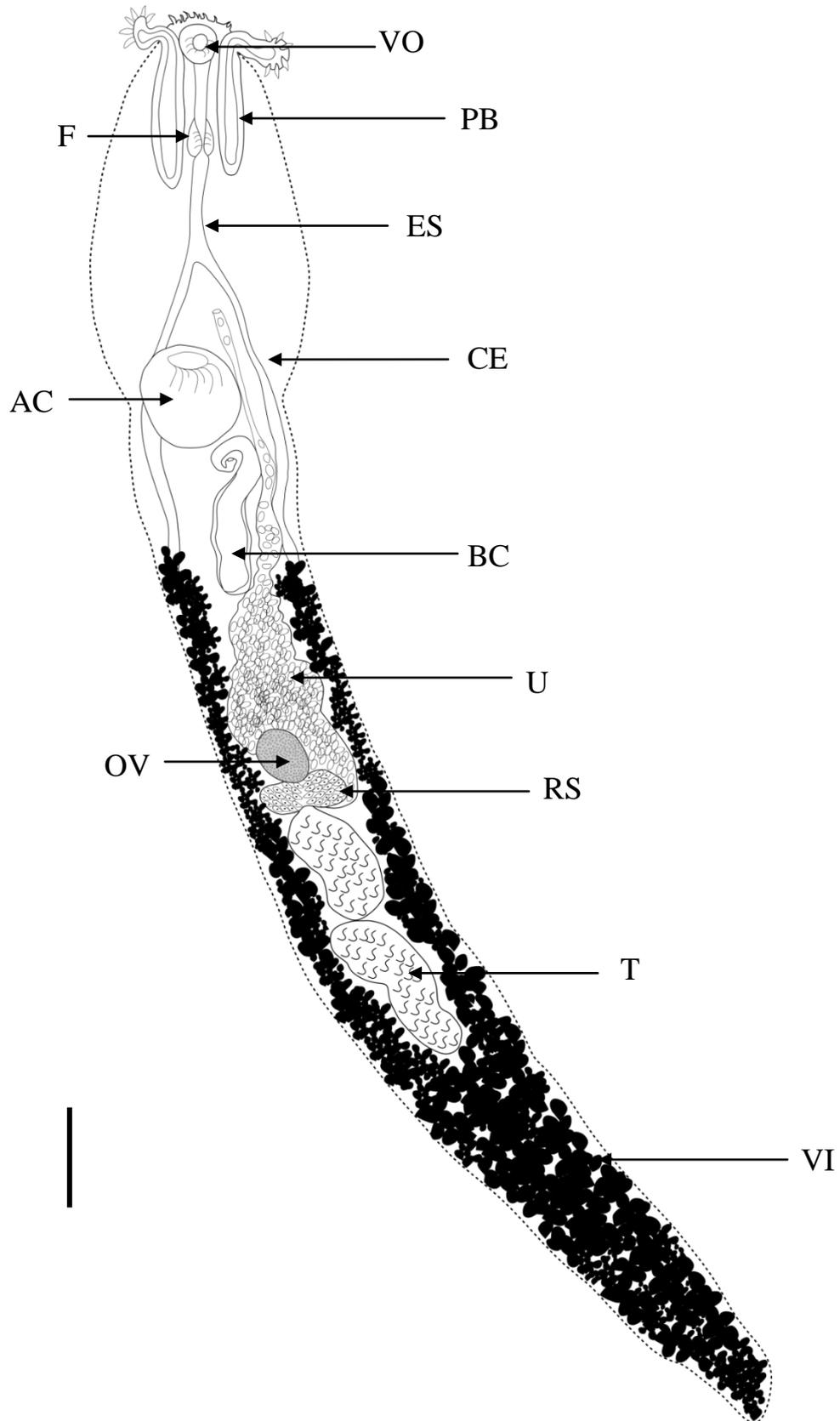
Amplitude de infecção: 1 - 406 espécime/hospedeiro

### **Comentários**

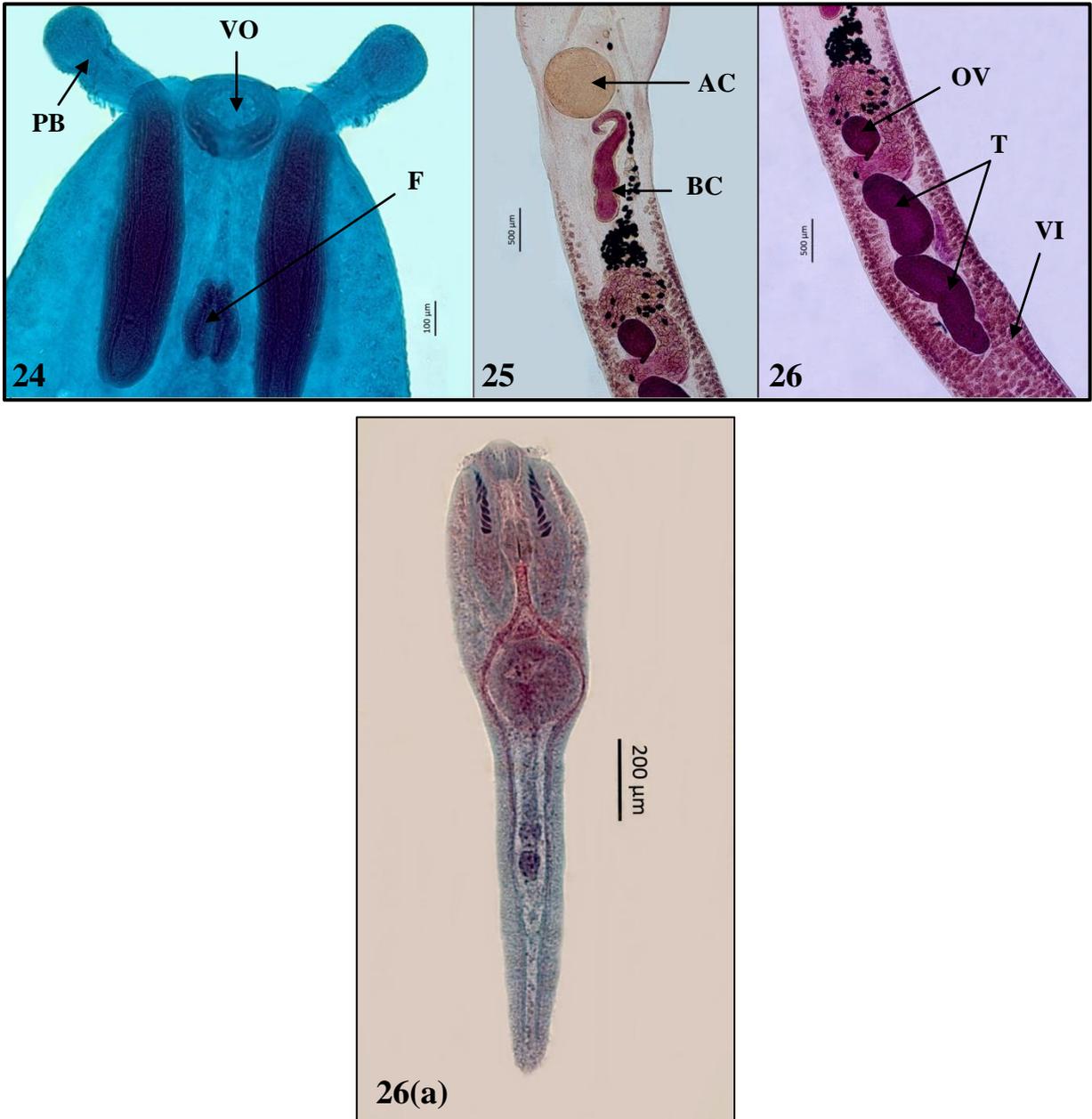
Como mencionado anteriormente na descrição de *R. macracanthus*, *Rhopalias coronatus* é também representante importante do gênero, sendo inclusive sua espécie-tipo. Possui o corpo mais longo em relação a *R. macracanthus* e uma bolsa do cirro menos desenvolvida. A espécie também se diferencia das demais do gênero pela presença de uma fileira de pequenos espinhos na região anterior, um pouco acima da ventosa oral.

Caballero *et al.*(2019) realizaram um estudo utilizando taxonomia integrativa para caracterizar *R. coronatus*, *R. macracanthus* e também uma nova espécie do gênero, denominada *R. oochi*, que possui um comprimento de corpo intermediário entre *R. coronatus* e *R. macracanthus*, além de outras características morfológicas e genéticas discrepantes. Diversas imagens utilizando diferentes técnicas de coloração e de microscopia foram realizadas além de caracterização genética, fornecendo ainda mais informação sobre a espécie e o gênero. Neste estudo os autores também chegaram à conclusão de que *R. coronatus* pode ocorrer em todas as espécies de marsupiais do gênero *Didelphis*, o que corrobora ocorrências registradas por outros autores e também o presente estudo.

Também foi observado por Caballero *et al.*(2019) que as dimensões morfológicas de *R. coronatus* podem variar consideravelmente, o que é corroborado pelo presente estudo, onde foram encontrados indivíduos com uma alta variedade de dimensões, desde juvenis até adultos em fase de reprodução.



**Figura 23:** Diagrama de *Rhopalias coronatus*. VO – ventosa oral; F – faringe; CE – cecos; AC – acetábulo; VI – vitelário; T – testículo; U – útero com ovos; PB – probóscides; F – faringe; OV – ovário; RS – receptáculo seminal. Barra = 700  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 24-26(a):** Fotomicrografias de *Rhopalias coronatus* evidenciando acetábulo (AC), faringe (F), probóscides armadas de espinhos (PB), ventosa oral (VO), bolsa do cirro (BC), vitelário (VI), testículos (T), ovário (OV) e um indivíduo juvenil montado “*in toto*” (26a).

## 4.2. Cestoda

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

**Ordem Cyclophyllidea** Van Beneden in Braun, 1900

(Figuras 27-28)

**Descrição:** Baseada em um espécime corado em carmim acético, somente o escólece foi encontrado. Escólece com comprimento de 167,50 e largura de 137,50, dotado de quatro ventosas e um rostelo armado com 10 ganchos. Ventosas com comprimento de 90,00 e largura de 47,50. Rostelo com comprimento de 75,00 e largura de 65,00 armado de dez ganchos com 32,50 de comprimento e 5,00 de largura.

### Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 1 espécime/hospedeiro

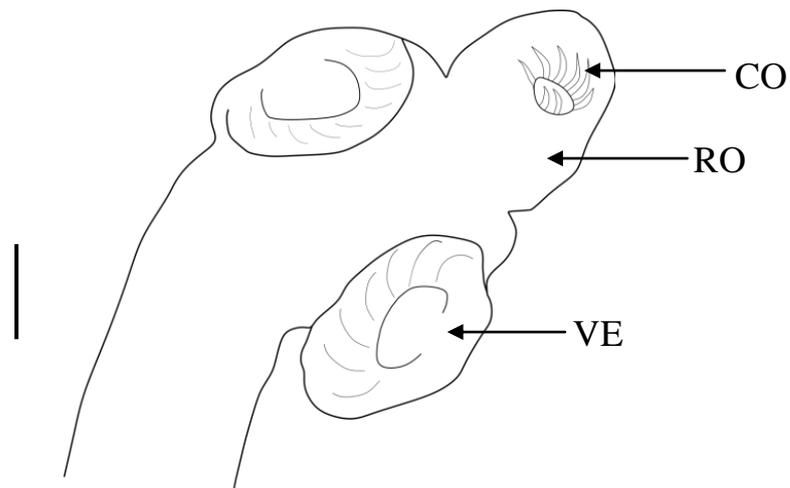
Abundância média de infecção: 0,03 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 espécime/hospedeiro

### Comentários

Não foi possível realizar a identificação completa deste espécime, tanto pelo estado de conservação do mesmo como pela ausência de estruturas importantes para prosseguir com sua

designação até o nível de espécie, como proglótides maduras com estruturas reprodutivas visíveis. Apenas o escólece foi encontrado, com quatro ventosas e um rostelo armado de cerca de dez ganchos. Este tipo de escólece é presente em algumas espécies da ordem Cyclophyllidea, que é conhecida por parasitar mamíferos terrestres (Schmidt, 1986).



**Figura 27:** Diagrama incompleto do escólece. RO – rostelo; VE – ventosas; CO – coroa de ganchos. Barra = 300  $\mu\text{m}$ .



**Figura 28:** Fotomicrografia evidenciando coroa de ganchos do rostelo.

### 4.3. Acanthocephala

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Archiacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Moniliformida Schmidt, 1972

Família Moniliformidae Van Cleave, 1924

Gênero *Moniliformis* Travassos, 1915

*Moniliformis moniliformis* (Bremser, 1811) Travassos, 1915

(Figuras 29-31)

**Descrição:** baseada em 2 espécimes na forma de cistacanto, corados em hematoxilina de Delafield e montados "*in toto*". Tronco medindo 0,78mm – 1,00mm (0,89mm±0,15mm; n=2) de comprimento e 580,00 – 620,00 (600,00±28,28; n=2) de largura. Pescoço medindo 70,00 – 80,00 (75,00±7,07; n=2) de comprimento e 90,00 – 110,00 (100,00±14,14; n=2) de largura. Probóscide cilíndrica com 330,00 – 450,00 (390,00±84,85; n=2) de comprimento e 120,00 – 130,00 (125,00±7,07; n=2) de largura, composta por numerosas fileiras de ganchos longitudinais, sendo os apicais maiores que os intermediários e estes maiores que os basais. Os ganchos possuem raiz e lâmina. A raiz do gancho apical possui 12,50 (n=6) de comprimento por 7,50 (n=6) de largura, e a lâmina do gancho apical possui 17,50 – 22,50 (20,00±3,53; n=6) de comprimento por 5,00 (n=6) de largura. A raiz do gancho intermediário possui 22,50 – 35,00 (28,75±8,83; n=6) de comprimento por 10,00 – 12,50 (11,25±1,76; n=6) de largura, e a lâmina do gancho intermediário possui 20,00 (n=6) de comprimento por 5,00(n=6) de largura. A raiz do gancho basal possui 15,00 (n=6) de comprimento e 7,50 (n=6) de largura, e a lâmina do gancho basal possui 12,50 (n=6) de comprimento por 2,50 (n=6) de largura. O receptáculo da probóscide mede 250,00 – 430,00 (340,00±127,27; n=2) de comprimento e 150,00 – 190,00 (170,00±28,28; n=2) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Porto Alegre - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 3 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,10 espécime/hospedeiro

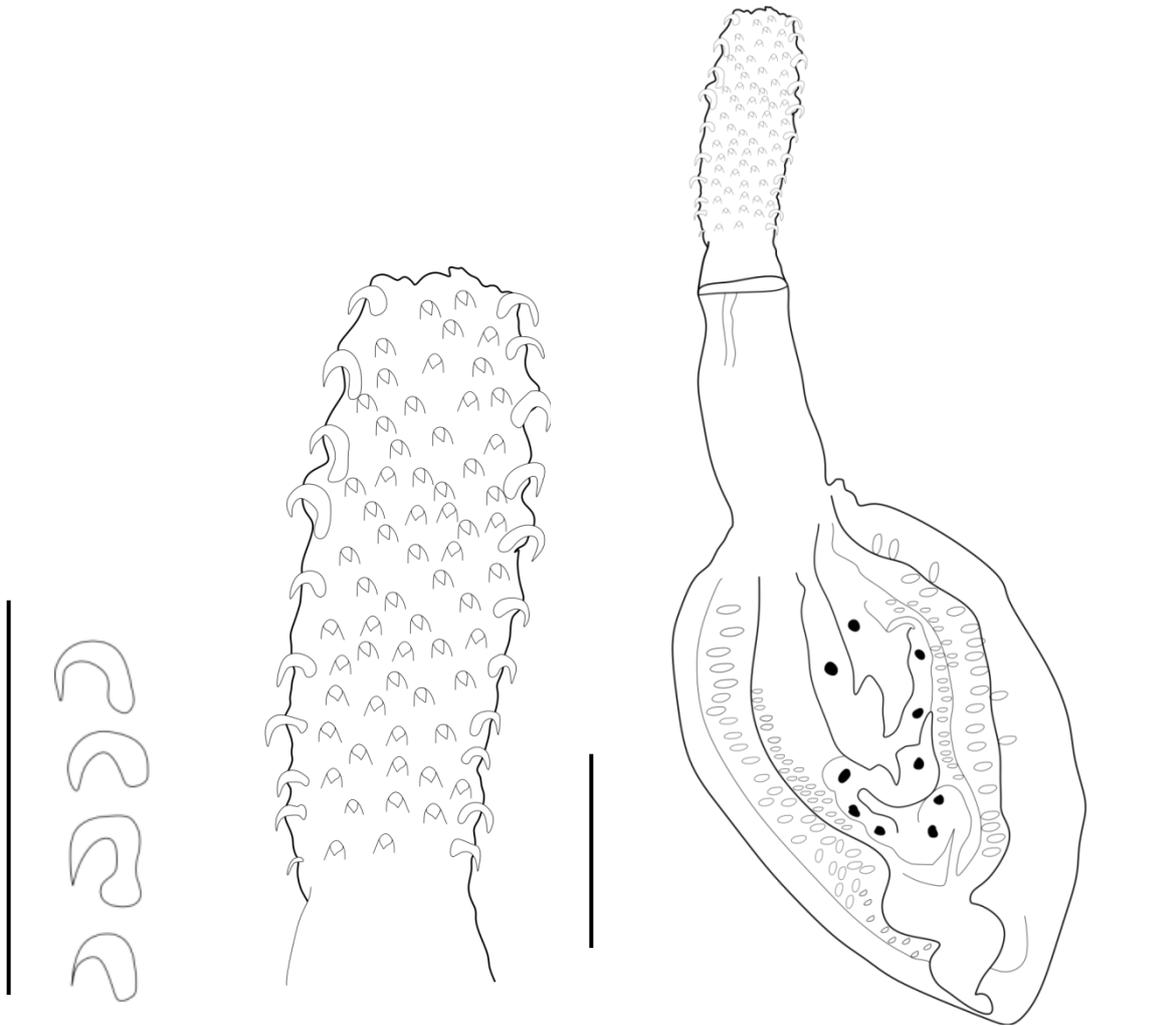
Amplitude de infecção: 3 espécime/hospedeiro

### **Comentários**

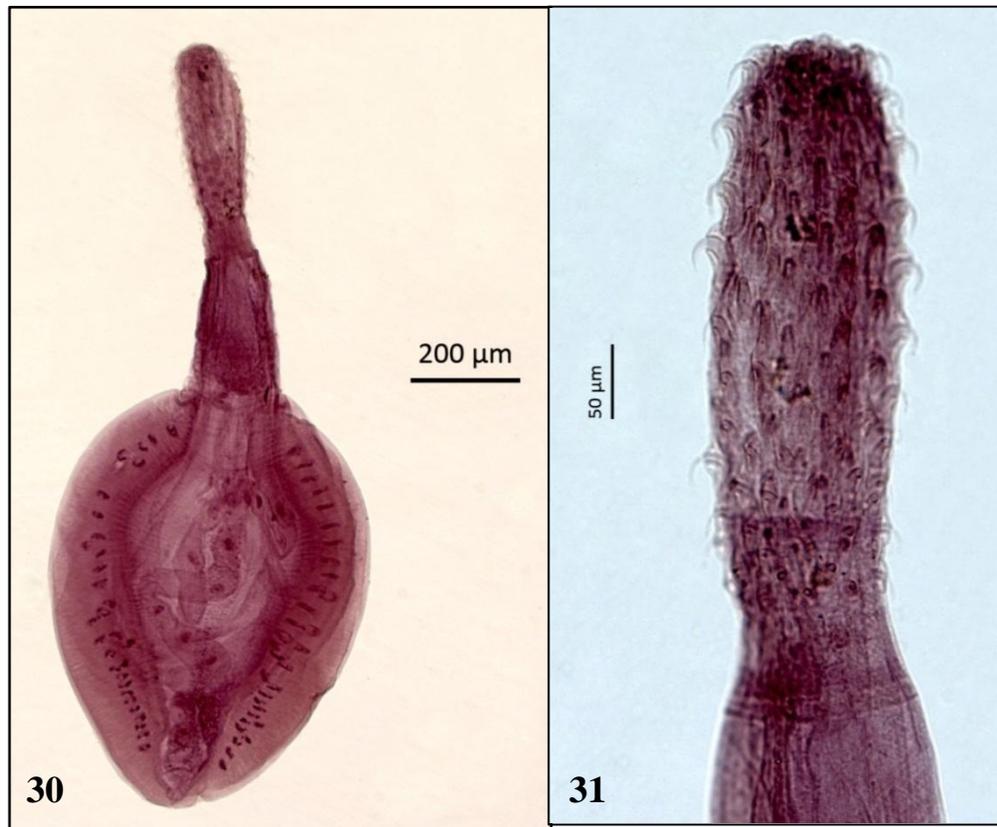
Os cistacantos encontrados neste trabalho foram identificados utilizando a chave de Petrochenko (1971) como *Moniliformis dubius* Meyer, 1933, porém a espécie foi sinonimizada para *Moniliformis moniliformis* (Bremser, 1811) Travassos, 1915 conforme publicado por Amin (2013) e aqui seguiu-se o proposto. Os indivíduos também corroboram os descritos por Moore (1946), reforçando ainda mais a identificação.

O gênero conta com 18 espécies (Amin, 2013) que podem ter diversas espécies de mamíferos como hospedeiros definitivos, desde pequenos roedores e ouriços até tamanduás. Em *M. moniliformis* a diversidade de hospedeiros também é extensa, podendo ocorrer em ratos, raposas, cães, gatos e até mesmo humanos. Uma característica típica do grupo é a utilização de baratas e besouros como hospedeiros intermediários, podendo inclusive utilizar de manipulação comportamental deste hospedeiro para induzir à predação e maior taxa de transmissão (Moore *et al.*, 1994).

Quanto à morfologia, os espécimes aqui encontrados correspondem ao que já está descrito em bibliografia. Possuíam ganchos curvos e longos típicos do grupo, uma probóscide cilíndrica e alongada e fileiras de ganchos longitudinais (Petrochenko, 1971). Os mesmos também possuíam “células gigantes” que, possivelmente, eram primórdios gonadais e uma espessa camada de tegumento típica de estágio de cistacanto (Petrochenko, 1971).



**Figura 29:** Diagramas incompletos dos ganchos (barra = 100  $\mu\text{m}$ ), da probóscide (barra = 100  $\mu\text{m}$ ) e do corpo de cistacanto de *Moniliformis moniliformis* (barra = 300  $\mu\text{m}$ ).



**Figuras 30-31:** Fotomicrografias de *Moniliformis moniliformis*. Cistacanto montado “*in toto*” (30) e probóscide (31).

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916

Subfamília Centrorhynchinae Van Cleave, 1916

Gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911

***Centrorhynchus* sp.**

(Figuras 32-37)

**Machos:** baseada em 8 espécimes juvenis corados em hematoxilina de Delafield e montados "in toto". Tronco medindo 2,24mm – 2,80mm ( $2,59\text{mm}\pm 0,18\text{mm}$ ; n=8) de comprimento e 500,00 – 660,00 ( $577,50\pm 61,81$ ; n=8) de largura. Probóscide cilíndrica na região apical com dilatação na região basal que caracteriza o grupo, atingindo 0,90mm – 1,16mm ( $1,08\text{mm}\pm 0,08\text{mm}$ ; n=8) de comprimento e 280,00 – 540,00 ( $352,50\pm 82,07$ ; n=8) de largura, composta por numerosas fileiras de ganchos, sendo os apicais maiores que os intermediários e estes maiores que os basais. Os ganchos apicais e intermediários possuem um formato de "foice". Todos os ganchos possuem raiz e lâmina. A raiz do gancho apical possui 12,50 – 62,50 ( $40,00\pm 16,70$ ; n=24) de comprimento por 5,00 – 12,50 ( $9,28\pm 2,78$ ; n=24) de largura, e a lâmina do gancho apical possui 22,50 – 50,00 ( $39,06\pm 9,05$ ; n=24) de comprimento por 5,00 – 10,00 ( $7,50\pm 1,33$ ; n=24) de largura. A raiz do gancho intermediário possui 32,5 – 60 ( $41,66\pm 11,03$ ; n=24) de comprimento por 5,00 – 17,50 ( $11,66\pm 4,08$ ; n=24) de largura, e a lâmina do gancho intermediário possui 27,50 – 37,50 ( $34,37\pm 3,95$ ; n=24) de comprimento por 7,50 – 12,50 ( $8,43\pm 1,86$ ; n=24) de largura. A raiz do gancho basal possui 10,00 – 32,50 ( $20,00\pm 8,36$ ; n=24) de comprimento e 5,00 – 12,50 ( $8,33\pm 3,02$ ; n=24) de largura, e a lâmina do gancho basal possui 25,00 – 37,50 ( $30,00\pm 4,22$ ; n=24) de comprimento por 5,00 – 10,00 ( $6,25\pm 1,88$ ; n=24) de largura. O receptáculo da probóscide possui dupla parede e mede 580,00 – 940,00 ( $827,50\pm 136,04$ ; n=8) de comprimento por 140,00 – 340,00 ( $207,50\pm 84,81$ ; n=8) de largura. Os lemniscos se encontram aos lados do receptáculo da probóscide e medem 0,60mm – 1,30mm ( $0,85\text{mm}\pm 0,20\text{mm}$ ; n=7) de comprimento e 60,00 – 160,00 ( $117,14\pm 31,47$ ; n=7) de

largura. Bolsa copuladora com 460,00 – 670,00 ( $556,25 \pm 79,27$ ;  $n=8$ ) de comprimento e 100,00 – 250,00 ( $200,00 \pm 48,40$ ;  $n=8$ ) de largura. Primórdios testiculares medindo 70,00 – 250,00 ( $136,25 \pm 60,93$ ;  $n=8$ ) de comprimento e 30,00 – 130,00 ( $85,00 \pm 33,38$ ;  $n=8$ ) de largura. Glândulas de cimento medindo 0,48mm – 1,10mm ( $0,64 \text{mm} \pm 0,20 \text{mm}$ ;  $n=8$ ) de comprimento por 20,00 – 70,00 ( $46,25 \pm 15,05$ ;  $n=8$ ) de largura. Bolsa de Saeftigen atingindo 250,00 – 550,00 ( $366,25 \pm 107,42$ ;  $n=8$ ) de comprimento e 40,00 – 130,00 ( $91,25 \pm 28,50$ ;  $n=8$ ) de largura.

**Fêmeas:** baseada em 14 espécimes juvenis corados em hematoxilina de Delafield e montados "*in toto*". Tronco medindo 2,60mm – 3,54mm ( $3,05 \text{mm} \pm 0,26 \text{mm}$ ;  $n=14$ ) de comprimento e 600,00 – 740,00 ( $678,57 \pm 46,05$ ;  $n=14$ ) de largura. Probóscide cilíndrica na região apical com dilatação na região basal que caracteriza o grupo, atingindo 1,02mm – 1,36mm ( $1,19 \text{mm} \pm 0,07 \text{mm}$ ;  $n=14$ ) de comprimento e 320,00 – 420,00 ( $368,57 \pm 34,83$ ;  $n=14$ ) de largura, composta por numerosas fileiras de ganchos, sendo os apicais maiores que os intermediários e estes maiores que os basais. Os ganchos apicais e intermediários possuem formato de "foice" e todos os ganchos possuem raiz e lâmina. A raiz do gancho apical possui 37,50 – 57,50 ( $50,00 \pm 7,74$ ;  $n=42$ ) de comprimento por 10,00 – 12,50 ( $10,41 \pm 1,02$ ;  $n=42$ ) de largura, e a lâmina do gancho apical possui 37,50 – 57,50 ( $48,21 \pm 5,40$ ;  $n=42$ ) de comprimento por 5,00 – 10,00 ( $7,80 \pm 1,33$ ;  $n=24$ ) de largura. A raiz do gancho intermediário possui 42,50 – 57,70 ( $51,28 \pm 6,31$ ;  $n=42$ ) de comprimento por 7,50 – 15,00 ( $10,83 \pm 2,58$ ;  $n=42$ ) de largura, e a lâmina do gancho intermediário possui 30,00 – 40,00 ( $35,53 \pm 2,80$ ;  $n=42$ ) de comprimento por 7,50 – 12,50 ( $9,28 \pm 1,81$ ;  $n=42$ ) de largura. A raiz do gancho basal possui 15,00 – 30,00 ( $21,66 \pm 4,90$ ;  $n=42$ ) de comprimento e 5,00 – 20,00 ( $9,16 \pm 5,40$ ;  $n=42$ ) de largura, e a lâmina do gancho basal possui 12,50 – 37,50 ( $29,82 \pm 5,93$ ;  $n=42$ ) de comprimento por 5,00 – 7,50 ( $7,32 \pm 0,66$ ;  $n=42$ ) de largura. O receptáculo da probóscide possui dupla parede e mede 0,74mm – 1,40mm ( $1,02 \text{mm} \pm 0,17 \text{mm}$ ;  $n=14$ ) de comprimento por 140,00 – 360,00 ( $282,86 \pm 74,77$ ;  $n=14$ ) de largura. Os lemniscos se encontram aos lados do receptáculo da probóscide e medem 0,70mm – 1,02mm ( $0,85 \text{mm} \pm 0,11 \text{mm}$ ;  $n=12$ ) de comprimento e 100,00 – 200,00 ( $155 \pm 30,89$ ;  $n=12$ ) de largura. Saco ligamentar com comprimento de 1,60mm – 3,14mm ( $2,45 \text{mm} \pm 0,36 \text{mm}$ ;  $n=14$ ) e largura de 40,00 – 80,00 ( $63,07 \pm 13,77$ ;  $n=14$ ). Saco ligamentar medindo 120,00 – 380,00 ( $222,31 \pm 73,72$ ;  $n=13$ ) de comprimento e 50,00 – 120,00 ( $90,76 \pm 22,89$ ;  $n=13$ ) de largura. Esfíncteres vaginais localizados na região terminal do corpo, medindo 100,00 – 200,00 ( $161,43 \pm 28,51$ ;  $n=14$ ) de comprimento e 50,00 – 110,00 ( $79,28 \pm 15,24$ ;  $n=14$ ) de largura.

### Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 16,67%

Intensidade média de infecção: 5,6 espécime/hospedeiro

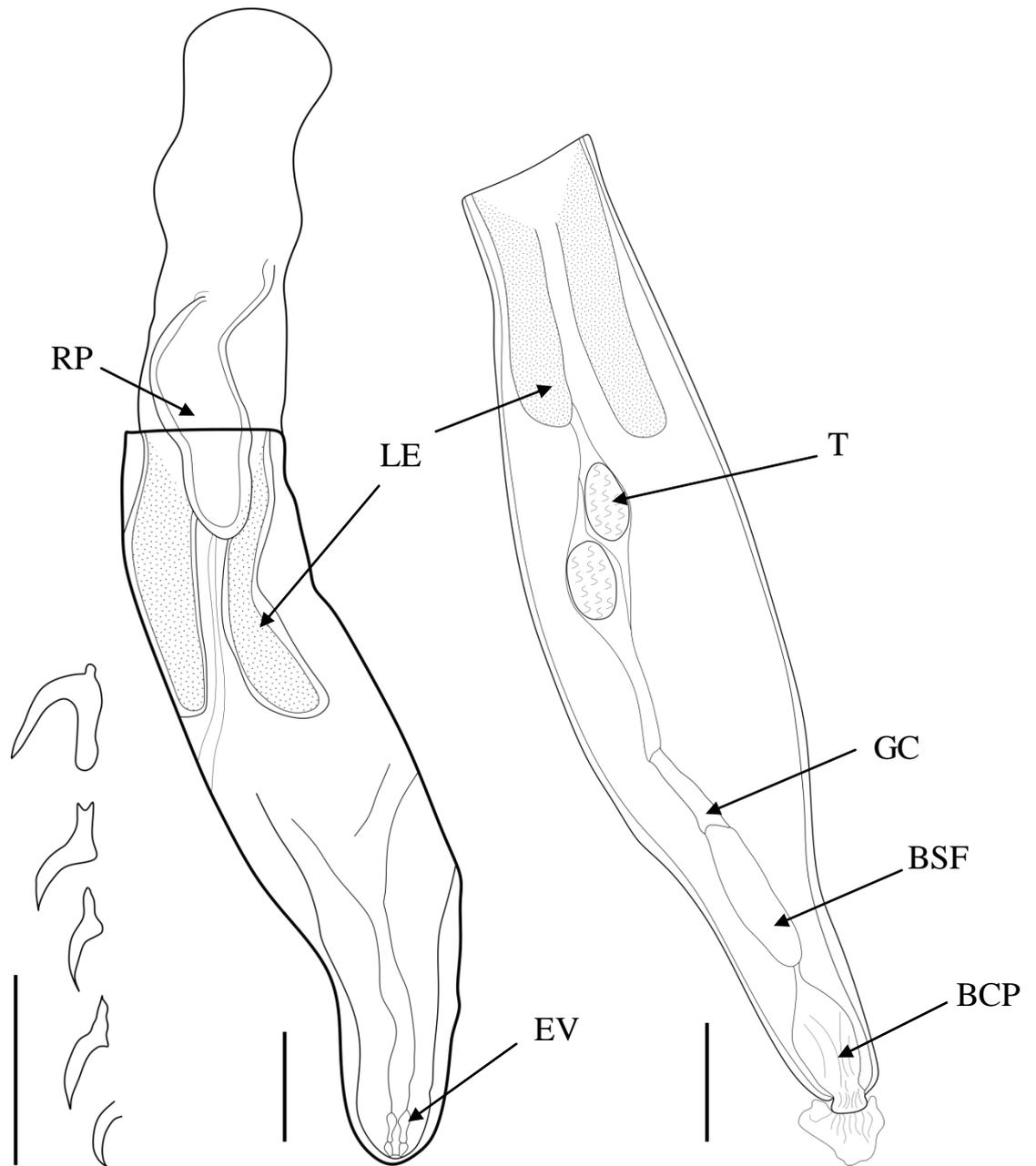
Abundância média de infecção: 0,93 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 - 14 espécime/hospedeiro

### Comentários

São conhecidas 97 espécies de *Centrorhynchus* Lühe, 1911 ao redor do mundo, oito delas podem ser encontradas na região neotropical. Parasitam principalmente aves, mas também podem parasitar anfíbios, répteis e mamíferos que ingerem artrópodes como insetos e pequenos crustáceos que são potenciais hospedeiros intermediários do grupo, como hospedeiros paratênicos (Goater *et al.*, 2014; Lunaschi & Drago, 2010).

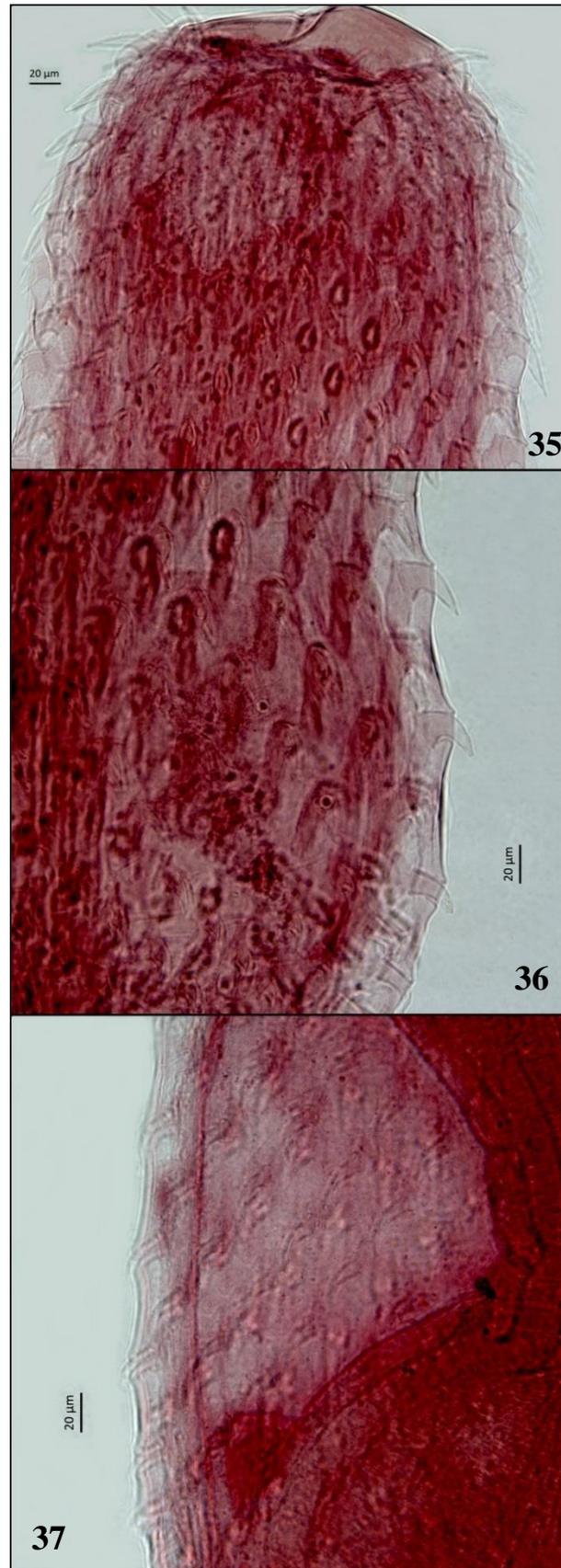
Juvenis de *Centrorhynchus* sp. já foram registrados parasitando espécies de serpentes, sendo elas: *Clelia rustica* e *Leptophis ahaetulla marginatus* (Vizcaíno, 1993; Lamas & Lunaschi, 2009). Adultos de *C. tumidulus* (Rudolphi, 1819) foram encontrados parasitando o intestino de marsupiais didelfídeos (Boero & Boehringer, 1967), porém os espécimes encontrados no presente estudo possuíam morfologia de acantocéfalos em fase de vida juvenil, visto que apenas algumas fêmeas possuíam bolas ovarianas e nenhuma apresentava ovos, e apenas alguns machos possuíam testículos visíveis, impossibilitando a identificação precisa à nível de espécie.



**Figura 32:** Diagramas incompletos dos ganchos da probóscide (barra = 100  $\mu\text{m}$ ) e do corpo dos juvenis de fêmea (barra = 300  $\mu\text{m}$ ) e macho (barra = 300  $\mu\text{m}$ ) de *Centrorhynchus* sp., respectivamente. RP – receptáculo da probóscide; LE – laminiscos; T – testículos; GC – glândulas de cimento; BSF – bolsa de Saeftiggen; EV – esfíncteres vaginais; BCP – bolsa copuladora.



**Figuras 33-34:** Fotomicrografias de um macho (33) e uma fêmea (34) juvenis de *Centrorhynchus* sp. montados “*in toto*”.



**Figuras 35-37:** Fotomicrografias da probóscide de *Centrorhynchus* sp. evidenciando seus ganchos.

#### 4.4. Nematoda

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Ascaridida Chabaud, 1965

Superfamília Heterakoidea Inglis, 1967

Família Aspidoderidae Skrjabin & Schikhobalova, 1947

Subfamília Aspidoderinae Skrjabin & Schikhobalova, 1947

Gênero *Aspidodera* Railliet & Henry, 1912

*Aspidodera raillieti* Travassos, 1913

(Figuras 38-42)

**Descrição:** Baseada em 20 espécimes, dez machos e dez fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branca leitosa e corpo levemente alongado, as fêmeas com cauda afilada e machos com cauda curva. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Esôfago muscular longo terminando em um bulbo de forma triangular característica. Presença de cordões cefálicos anastomosados que fazem cerca de seis voltas na região cefálica, possuindo sempre aproximadamente o mesmo comprimento em cada volta. Boca rodeada de três lábios, o que caracteriza a ordem. Zona interlabial complexa. Presença de um anel/ventosa com cutícula espessa e gubernáculo nos machos. Machos com dois espículos de tamanhos iguais e alongados guiados por um gubernáculo.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 2,36mm – 6,46mm ( $5,31\text{mm} \pm 1,14\text{mm}$ ; n = 10) e 220,00 – 400,00 ( $296,00 \pm 61,68$ ; n=10) de largura. Anel nervoso com uma distância de 150,00 – 280,00 ( $215 \pm 36,60$ ; n=10) da extremidade anterior. Cápsula bucal desenvolvida, medindo 80,00 – 130,00 ( $105,00 \pm 17,16$ ; n=10) de comprimento. Cordões cefálicos com voltas que medem 70,00 – 100,00 ( $90,00 \pm 9,42$ ; n=10) de comprimento. Esôfago muscular com 640,00– 860,00 ( $772,00 \pm 59,02$ ; n=10) de comprimento terminando em um bulbo esofageano com formato triangular, que mede 120,00 – 240,00 ( $198,00 \pm 34,57$ ; n=10) de comprimento por 140,00 – 300,00 ( $178,00 \pm 45,65$ ; n=10) de largura máxima. Cloaca distanciada 280,00 –

340,00 (308,00±19,32; n=10) da ponta da cauda. Espículos de tamanhos iguais, medindo 600,00 – 940,00 (794,00±101,57; n=10) de comprimento. Ventosa cuticular próximo à cloaca medindo 60,00 – 100,00 (90,00±14,14; n=10) de comprimento. Gubernáculo medindo 160,00 – 200,00 (180,00±16,33; n=10) de comprimento.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 3,60mm – 7,56mm (5,93mm±1,20mm; n = 10) e 240,00 – 600,00 (466,00±99,80; n=10) de largura. Anel nervoso com uma distância de 200,00 – 460,00 (268,89±76,23; n=10) da extremidade anterior. Cápsula bucal desenvolvida, medindo 80,00 – 120,00 (102,00±11,35; n=10) de comprimento. Cordões cefálicos com voltas que medem 80,00 – 120,00 (96,00±15,05; n=10) de comprimento. Esôfago muscular com 740,00 – 900,00 (830,00±59,06; n=10) de comprimento terminando em um bulbo esofageano com formato triangular, que mede 200,00 – 280,00 (226,00±31,34; n=10) de comprimento por 160,00 – 240,00 (198,00±22,01; n=10) de largura máxima. Vulva distanciada 1,80mm – 3,60mm (2,71mm±0,50mm; n=10) da extremidade anterior. Ânus com distância de 0,60mm – 1,06mm (0,85mm±0,12mm; n=10) da ponta da cauda. Ovos medindo 50,00 – 70,00 (63,33±7,07; n=30) de comprimento por 40,00 (n=30) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre e Viamão - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 23,33%

Intensidade média de infecção: 89,42 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 20,86 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 7 - 343 espécime/hospedeiro

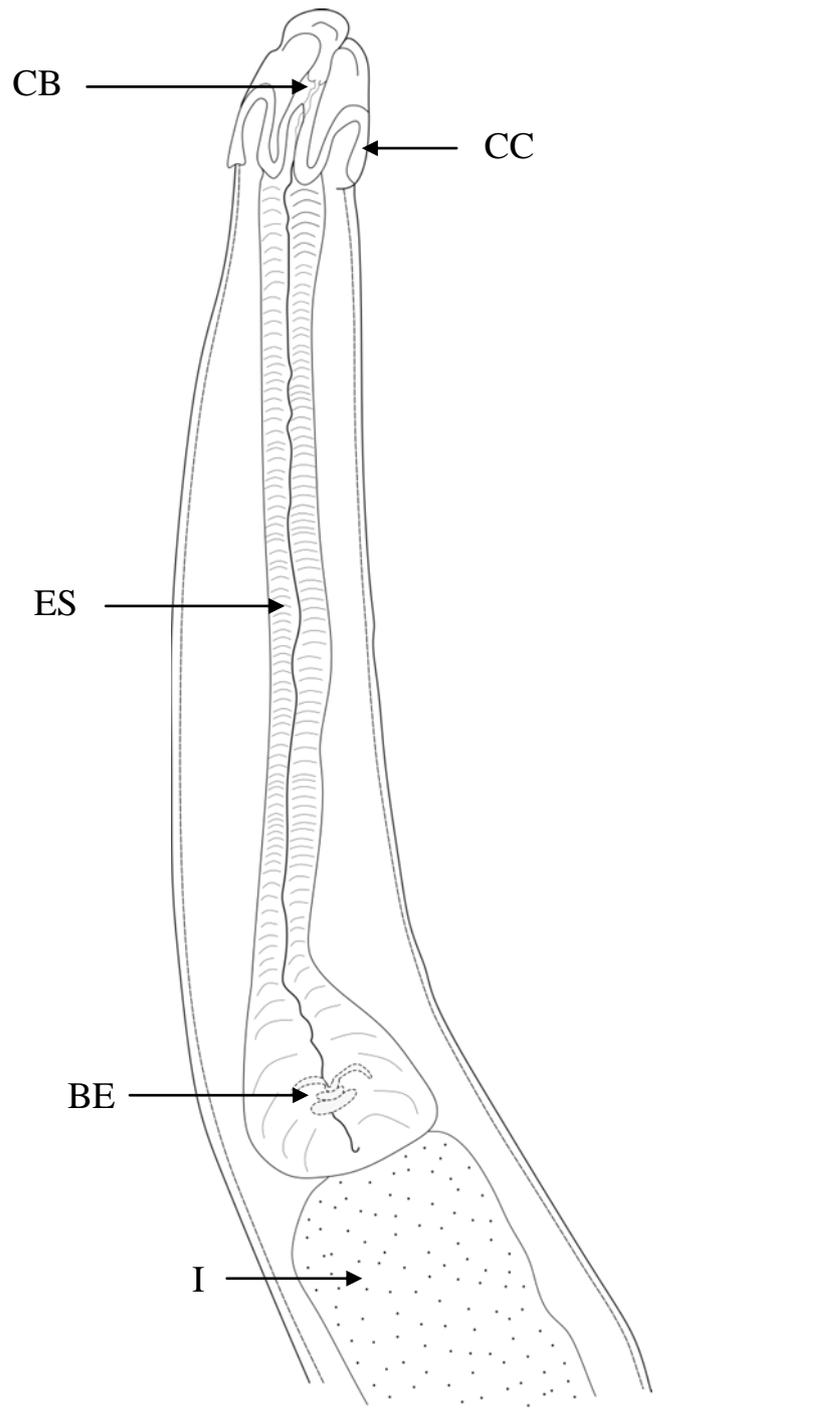
### **Comentários**

Nematoides da família Aspidoderidae, Freitas 1956 são amplamente distribuídos nas Américas (Argentina, Bolívia, Brasil, Paraguai, Peru, Venezuela, México, Panamá, Trinidad, Guatemala, Suriname e Estados Unidos). São parasitos de anfíbios, répteis e mamíferos, dentre os mamíferos podemos citar as ordens Edentata, Marsupialia e Rodentia (Santos *et al.*, 1990).

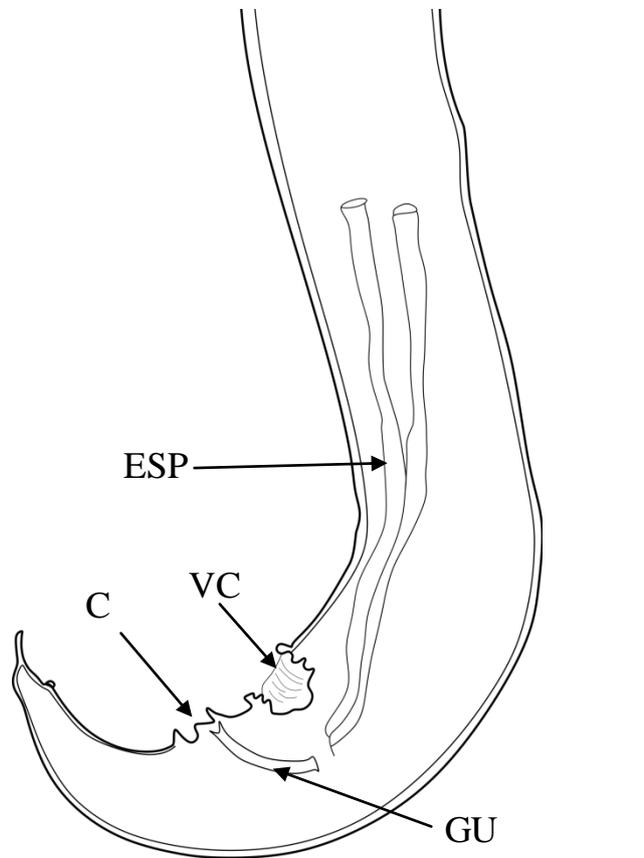
O gênero possui oito espécies que compartilham as mesmas características de importância taxonômica, porém com dimensões diferentes. O tamanho dos espículos, dos cordões cefálicos, do esôfago e da região cefálica compõem as diferenças entre as espécies na chave dicotômica específica do gênero proposta por Santos (1990).

Um estudo feito por Moutinho *et al.* (2007), utilizando diferentes técnicas de microscopia de luz e varredura, permitiu redescobrir e adicionar características a esta espécie, como estruturas cefálicas, papilas aleatoriamente distribuídas, fasmídios, papila localizada na borda posterior da ventosa, estrutura externa da cutícula e um número adicional de papilas caudais nos machos.

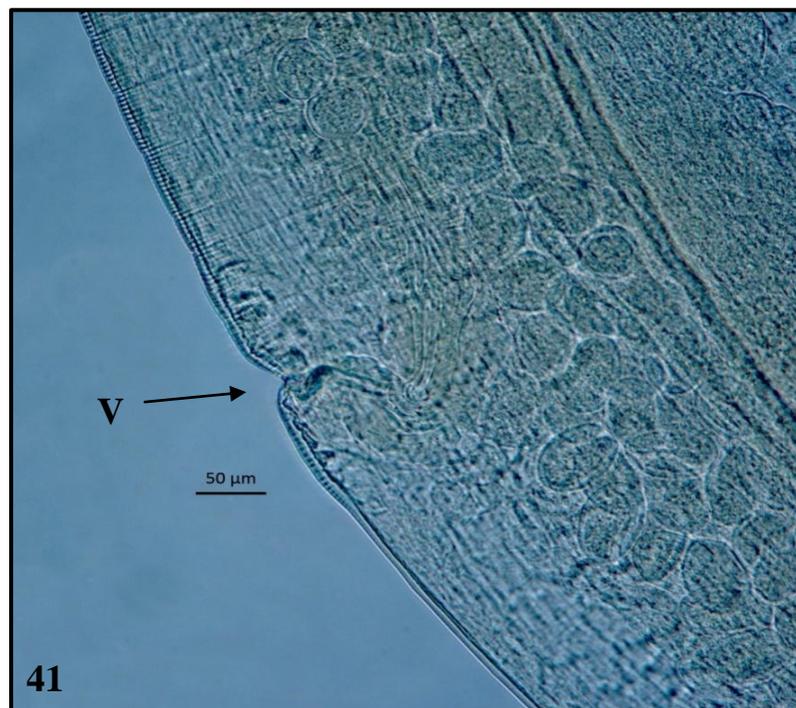
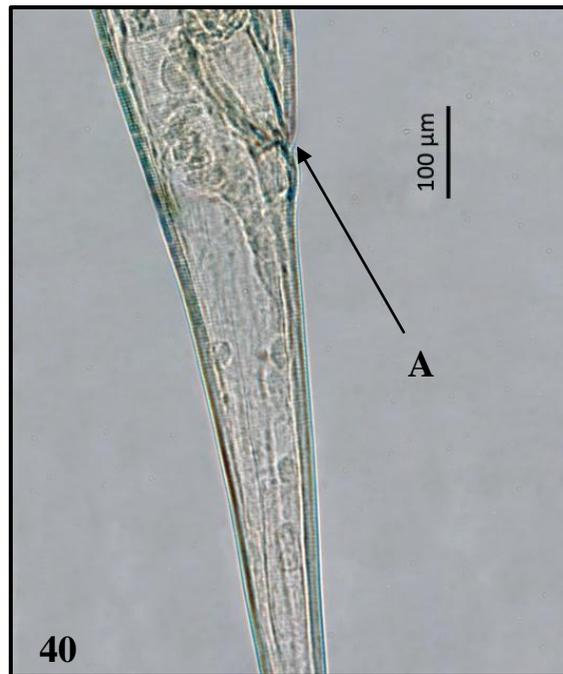
A co-infecção dessa espécie com *Cruzia tentaculata* Travassos, 1913 no intestino delgado e intestino grosso, já havia sido registrada em estudo anteriormente realizado por Gomes *et al.* (2003). Existem registros de *A. raillieti* na região sul do Brasil (Paraná e Pelotas) (Antunes, 2005; Zabott *et al.*, 2007) e também em estudos sobre a helmintofauna de *Didelphis* em outros estados (Silva & Costa, 1999).



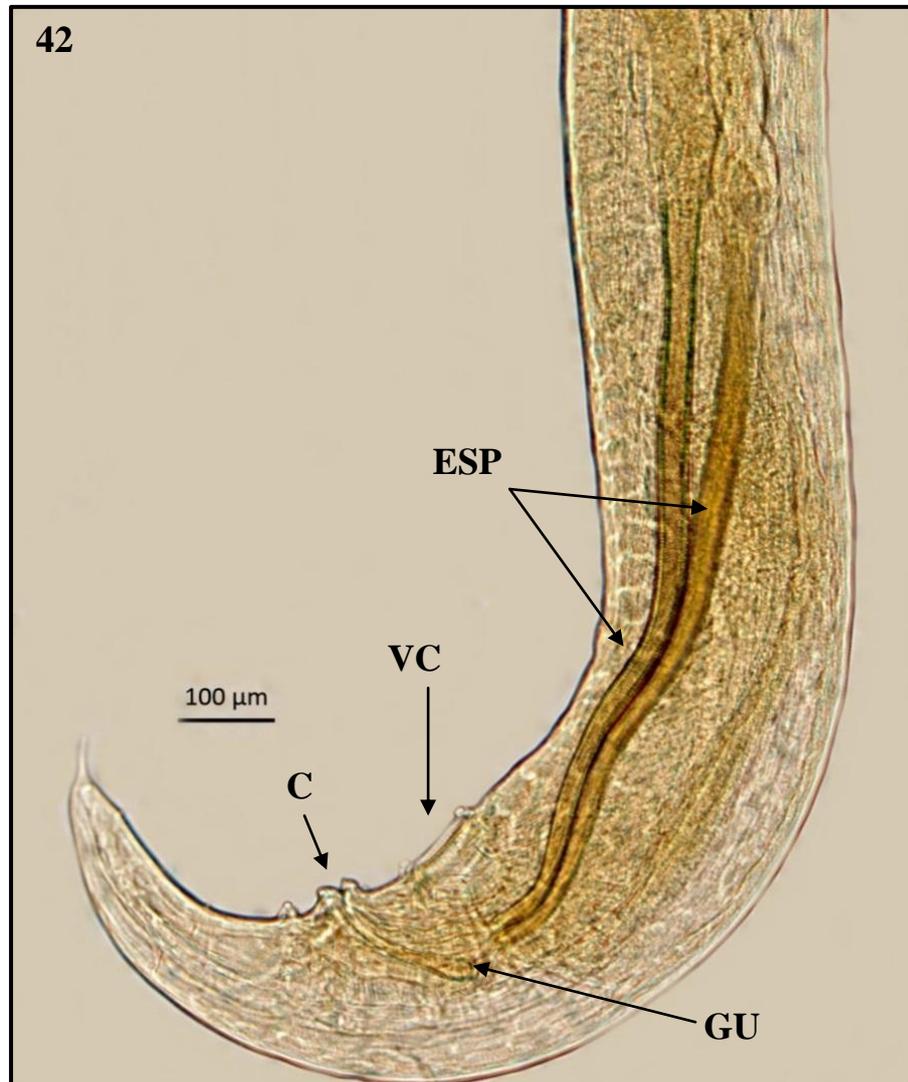
**Figura 38:** Diagrama incompleto da região anterior de *Aspidodera raillieti*. I – intestino; BE – bulbo esofageano; ES – esôfago; CC – cordões cefálicos; CB – cápsula bucal. (Barra = 100 μm).



**Figura 39:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Aspidodera raillieti*. ESP – espículos; VC – ventosa cuticular; C – cloaca; GU – gubernáculo. (Barra = 300  $\mu$ m).



**Figuras 40-41:** Fotomicrografias da região posterior da fêmea (40), evidenciando a saída do ânus (A) e da vagina (V) da fêmea (41) de *Aspidodera raillieti*.



**Figura 42:** Fotomicrografia da região posterior do macho de *Aspidodera raillieti* evidenciando os espículos (ESP), ventosa cuticular (VC), cloaca (C) e gubernáculo (GU).

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Ascaridida Chabaud, 1965

Superfamília Cosmocercoidea Chabaud, 1965

Família Kathlaniidae (Lane, 1914 subfam.) Travassos, 1918

Subfamília Cruzeinae (Travassos, 1917 fam.) Ortolepp, 1924

Gênero *Cruzia* Travassos, 1917 (= *Neocruzia* Yamaguti, 1961)

***Cruzia tentaculata*** Travassos, 1913

(Figuras 43-51)

**Descrição:** Baseada em 30 espécimes, 15 machos e 15 fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branco leitosa e corpo alongado, as fêmeas com cauda afilada e machos com cauda curva. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Esôfago muscular longo terminando em um alargamento, que depois se continua como um bulbo de forma arredondada característica. Boca rodeada de três lábios bem desenvolvidos, o que caracteriza a ordem. Presença de uma *area rugosa* e de um espessamento da parede da cloaca nos machos funcionando como um gubernáculo. Machos com dois espículos de tamanhos iguais e alongados.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 9,62mm – 13,80mm (11,72mm±0,96mm; n= 15) e 360,00 – 640,00 (502,67±94,07; n=15) de largura. Anel nervoso com uma distância de 400,00 – 560,00 (482,67±50,63; n=15) da extremidade anterior. Cápsula bucal desenvolvida, medindo 120,00 – 240,00 (172,00±34,47; n=15) de comprimento e 60,00 – 140,00 (98,66±19,22; n=15) de largura. Esôfago muscular com 1,40mm – 1,86mm (1,64mm±0,12 mm; n=15) de comprimento terminando em um bulbo esofageano com formato arredondado, que mede 240,00 – 400,00 (310,67±36,93; n=15) de comprimento por 200,00 – 360,00 (294,67±45,01; n=15) de largura máxima. Cloaca distanciada 160,00 – 300,00 (210,67±34,53; n=15) da ponta da cauda. Espículos de tamanhos iguais, medindo 740,00 – 900,00 (806,67±47,00; n=15) de comprimento. Gubernáculo medindo 160,00 – 240,00

(197,33±21,20; n=15) de comprimento.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 6,66mm – 16,60mm (13,15mm±3,46mm; n= 15) e 280,00 – 780,00 (576,00±168,73; n=15) de largura. Anel nervoso com uma distância de 260,00 – 600,00(496,00±107,22; n=15) da extremidade anterior. Cápsula bucal desenvolvida, medindo 100,00 – 200,00 (182,67±33,69; n=15) de comprimento e 60,00 – 140,00 (103,33±22,57; n=15) de largura. Esôfago muscular com 0,90mm – 2,04mm (1,7mm±,039mm; n=15) de comprimento terminando em um bulbo esofageano com formato triangular, que mede 200,00 – 440,00 (320,00±81,76; n=15) de comprimento por 180,00 – 420,00 (294,67±73,86; n=15) de largura máxima. Vulva distanciada 3,14mm – 9,40mm (6,92mm±1,89mm; n=15) da extremidade posterior. Ânus com distância de 0,50mm – 1,20mm (0,93mm±0,22mm; n=15) da ponta da cauda. Ovos medindo 80,00 – 120,00 (103,33±11,54; n=30) de comprimento por 60,00 (n=30) de largura.

### Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 96,67%

Intensidade média de infecção: 287,90 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 278,30 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 5 – 1.325 espécime/hospedeiro

### Comentários

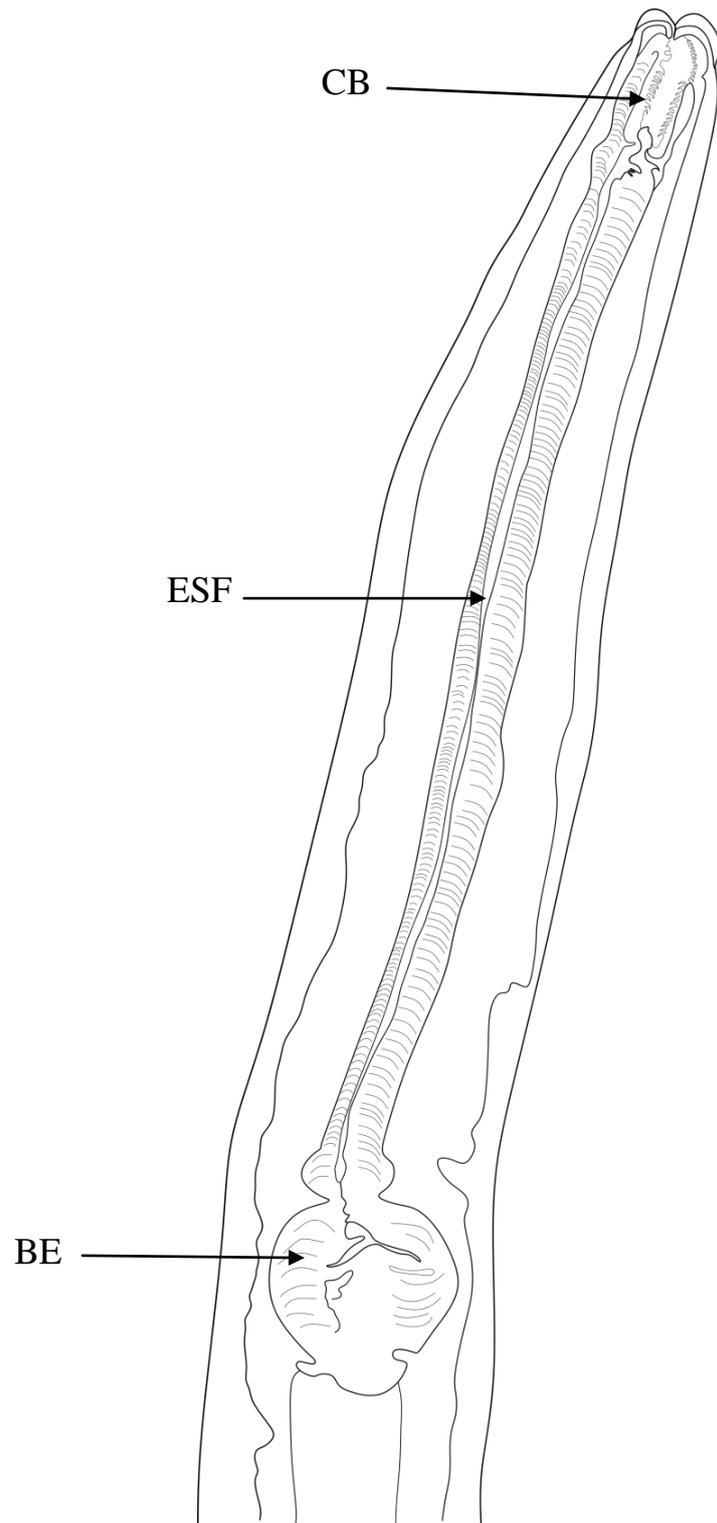
O gênero *Cruzia* Travassos, 1917 inclui atualmente 12 espécies que podem parasitar o intestino de répteis, anfíbios e mamíferos, fazendo deste um grupo generalista. A família *Cruziidae*, juntamente com o gênero *Cruzia* foram propostos por Travassos (1917) baseado nas análises feitas por Rudolphi (1819) que nomeou como *Ascaris tentaculata*. Espécimes de *C. tentaculata* coletadas de diferentes espécies de *Didelphidae* e *Dasypodidae* foram estudados por Ruiz (1947).

Uma análise detalhada da estrutura morfológica da espécie realizada por Adnet *et al.* (2009) foi a primeira a usar microscopia eletrônica de varredura nestes espécimes, permitindo

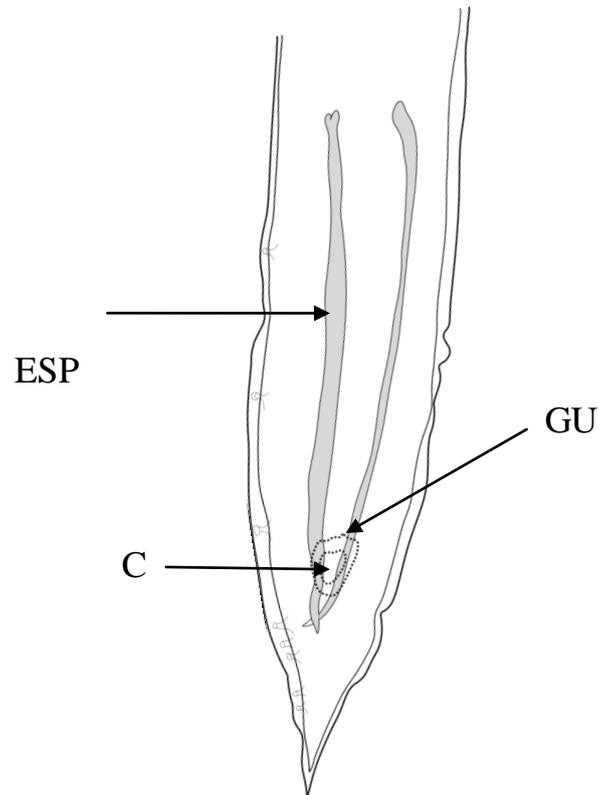
o maior entendimento de caracteres taxômicos já descritos e a descoberta de novas características morfológicas na mesma, esclarecendo possíveis dilemas sistemáticos.

O número de fileiras de espinhos, a quantidade dos mesmos na região da cápsula bucal, o tamanho dos espículos e a disposição das papilas na região posterior são caracteres taxômicos chave para separar as espécies do gênero. Dentre as espécies, *C. tentaculata* e *C. americana* Maplestone, 1930, ambas ocorrendo em *Didelphis*, são as mais similares entre si (Li, 2019).

*Cruzia tentaculata* foi e ainda é frequentemente detectada em alta prevalência e abundância em marsupiais didelfídeos, estando presente na maioria, senão em todos os estudos já realizados nesta temática. No presente estudo a espécie ocorreu em co-infecção com *Aspidodera railietti* e outras espécies de digenéticos aqui relatadas, principalmente no intestino grosso e em altas taxas de infecção, prevalência e abundância, corroborando parâmetros previamente publicados sobre os mesmos (Antunes, 2005).



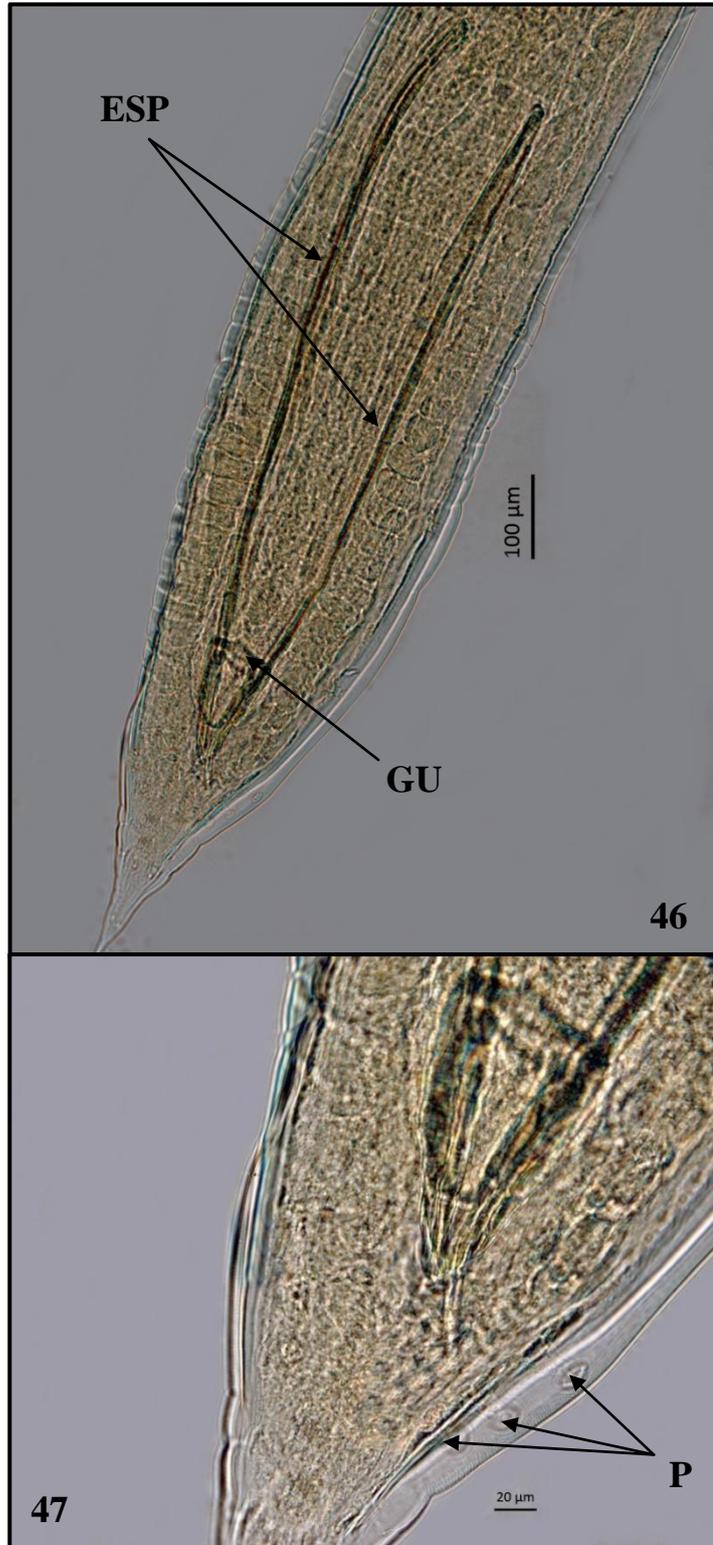
**Figura 43:** Diagrama incompleto da região anterior de *Cruzia tentaculata*. CB – cápsula bucal com 3 fileiras de espinhos; BE – bulbo esofageano; ESF – esôfago. Barra = 800 µm.



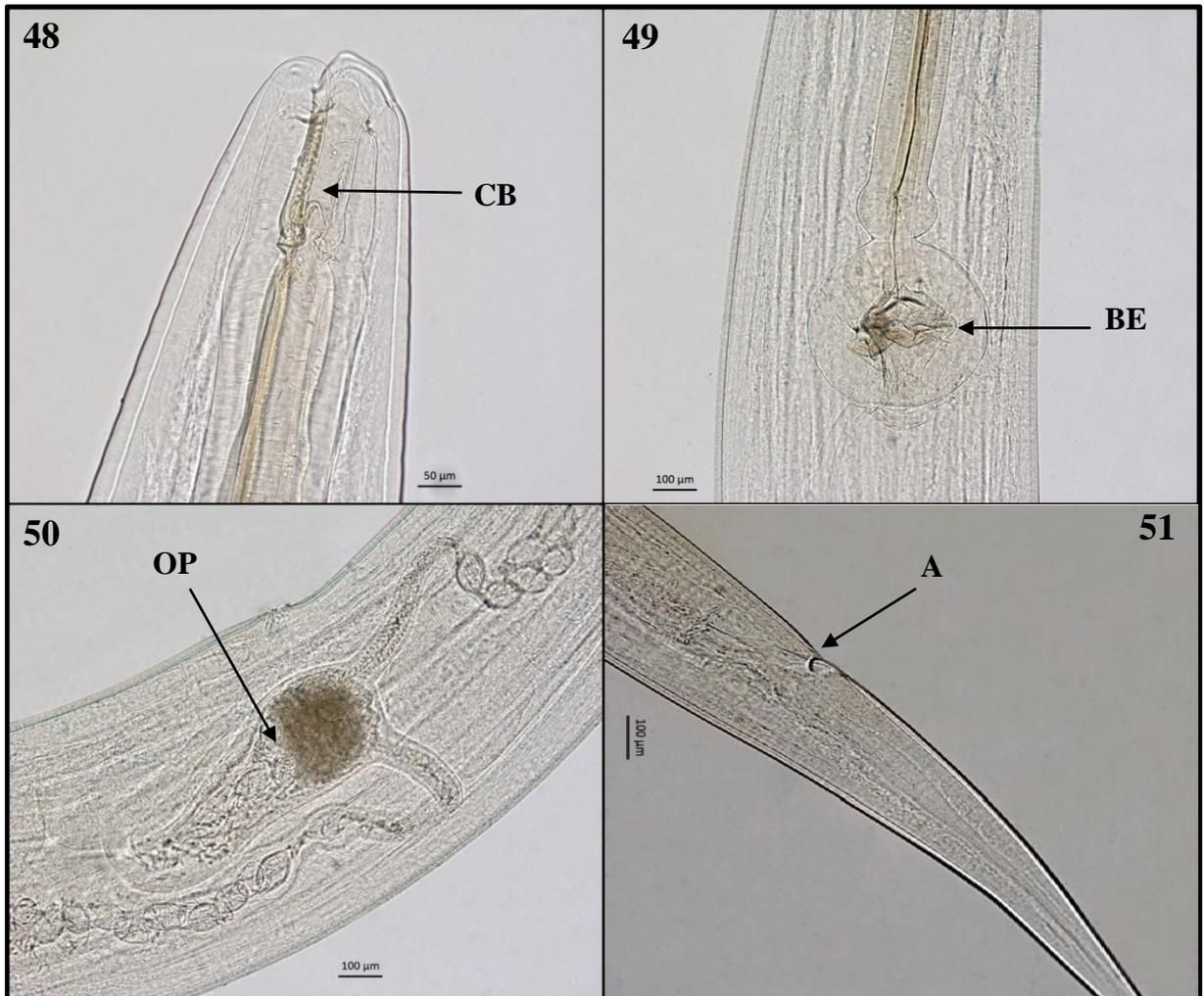
**Figura 44:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Cruzia tentaculata*. GU – gubernáculo; ESP – espículos; C – cloaca. Barra = 300 µm.



**Figura 45:** Diagrama incompleto da região posterior da fêmea de *Cruzia tentaculata*. A – ânus. Barra = 400 µm.



**Figuras 46-47:** Fotomicrografias da região posterior do macho de *Cruzia tentaculata*, evidenciando espículos (ESP), gubernáculo (GU) espessando a parede da cloaca e algumas papilas (P) pós- cloacais.



**Figuras 48-51:** Fotomicrografias da região anterior (48-49), evidenciando a cápsula bucal (CB) e o bulbo esofageano (BE), do ovipositor (OP) (50) e da cauda (51) evidenciado o ânus (A) da fêmea de *Cruzia tentaculata*.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Strongylida Molin, 1861

Superfamília Trichostrongyloidea Leiper, 1912

Família Viannaiidae (Neveu-Lemaire, 1944 subfam.) Durette-Desset & Chabaud, 1981

Gênero *Travassostrongylus* Orloff, 1933

*Travassostrongylus orloffii* Travassos, 1935

(Figuras 52-58)

**Descrição:** Baseada em 20 espécimes, dez machos e dez fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branco leitosa, pequenos. Fêmeas com vulva localizada um pouco antes da cauda e machos com bolsa copuladora bem desenvolvida com dois lobos e cinco raios em cada lobo. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Esôfago muscular que se continua como um intestino glandular. Região cefálica com uma expansão cuticular. Machos com dois espículos de tamanhos iguais e alongados guiados por um gubernáculo.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 3,38mm – 4,70mm ( $4,04\text{mm} \pm 0,44\text{mm}$ ; n = 10) e 80,00– 120,00 ( $96,00 \pm 15,77$ ; n=10) de largura. Expansão cefálica medindo 80,00 – 150,00 ( $108,00 \pm 24,40$ ; n=10) de comprimento e 20,00 – 40,00 ( $24 \pm 6,99$ ; n=10) de largura. Anel nervoso com uma distância de 62,50 – 162,50 ( $109,44 \pm 27,88$ ; n=9) da extremidade anterior. Esôfago muscular com 310,00 – 450,00 ( $373,00 \pm 40,01$ ; n=10) de comprimento. Cloaca distanciada 90,00 – 200,00 ( $112,00 \pm 31,90$ ; n=10) da extremidade dos lobos da bolsa copuladora. Espículos de tamanhos iguais, medindo 100,00 – 155,00 ( $121,75 \pm 16,71$ ; n=10) de comprimento. Gubernáculo medindo 27,50 – 50,00 ( $38,75 \pm 9,32$ ; n=6) de comprimento. Bolsa copuladora medindo 130,00 – 180,00 ( $150,00 \pm 14,14$ ; n=10) de comprimento e 180,00 – 260,00 ( $215,00 \pm 29,53$ ; n=10) de largura quando ambos os lobos estão expandidos.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 4,52mm – 5,96mm ( $5,19\text{mm} \pm 0,48\text{mm}$ ; n = 10) e

100,00 – 160,00 (126,00±25,03; n=10) de largura. Expansão cefálica medindo 90,00 – 120,00 (101,00±11,00; n=10) de comprimento e 20,00 – 30,00 (25,00±5,27; n=10) de largura. Anel nervoso com uma distância de 37,50 – 145,00 (102,50±33,10; n=10) da extremidade anterior. Esôfago muscular com 330,00 – 450,00 (393,00±35,29; n=10) de comprimento. Vulva distanciada 0,75mm – 1,12mm (0,96mm±0,10mm; n=10) da extremidade posterior. Ânus com distância de 80,00 – 130,00 (107,00±16,36; n=10) da ponta da cauda. Ovos medindo 37,50 – 55,00 (48,43±5,96; n=20) de comprimento por 27,50 – 42,50 (33,43±4,80; n=20) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 30%

Intensidade média de infecção: 9,66 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 2,9 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 - 28 espécime/hospedeiro

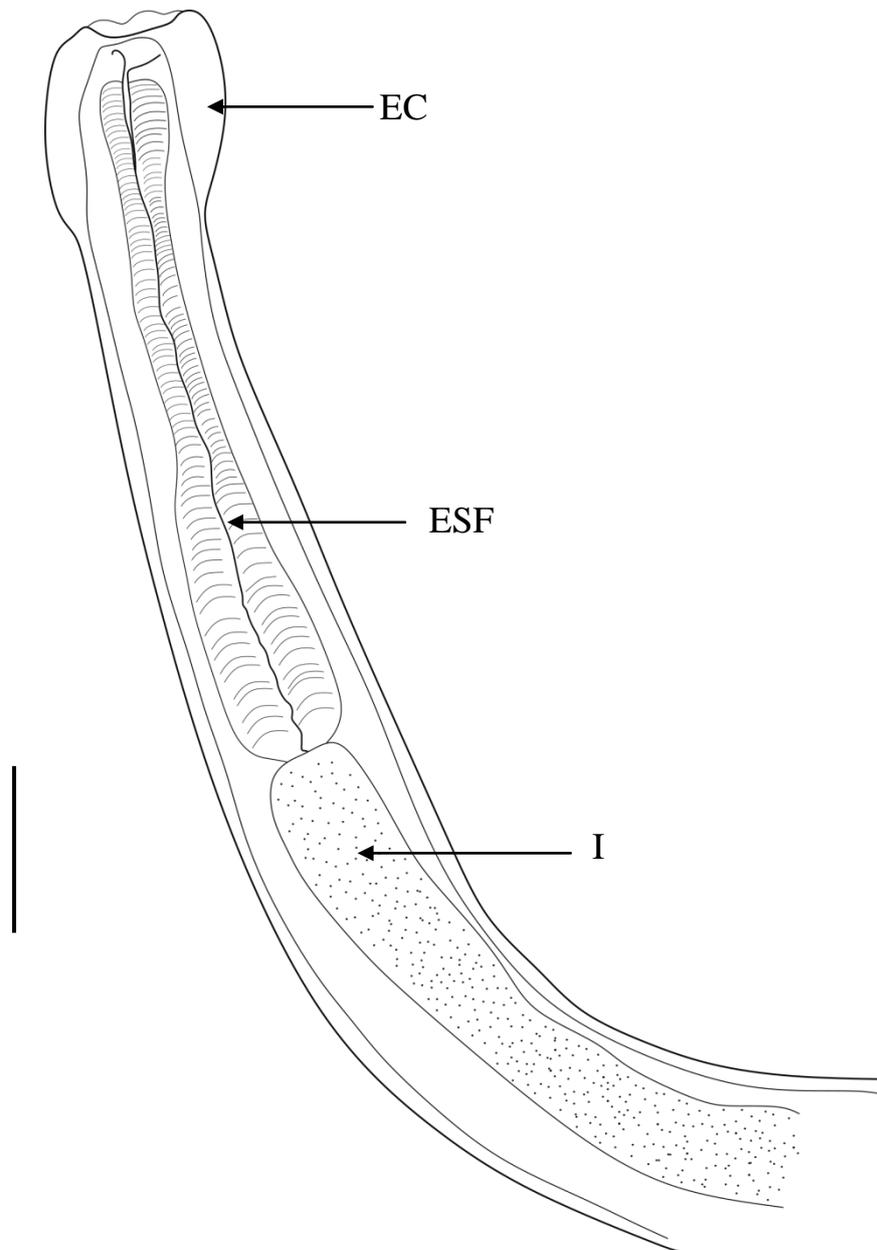
### **Comentários**

O gênero *Travassostrongylus* foi sinonimizado ao gênero *Camerostrongylus* (Wolfgang, 1951), originalmente descrito parasitando marsupiais e relatado em diferentes espécies de *Didelphis*, possuindo diversas espécies, algumas delas descritas por Freitas (1937) e Travassos (1935).

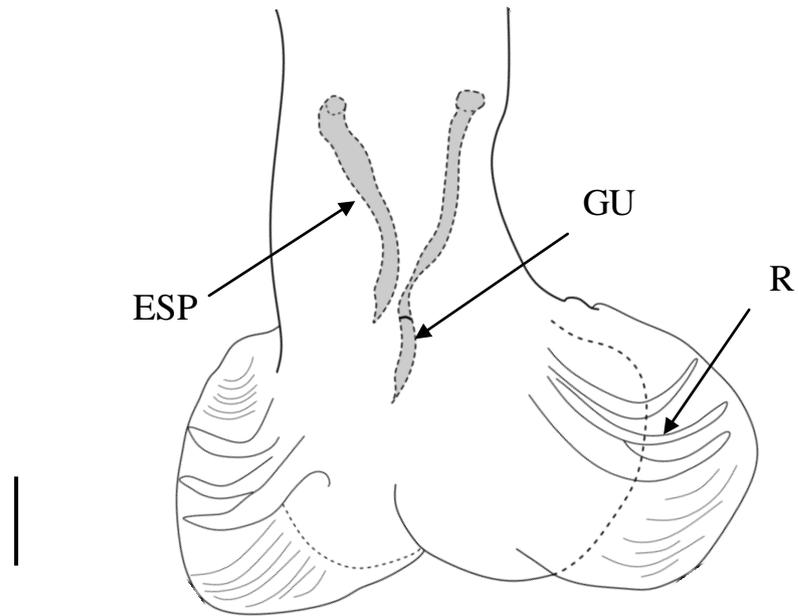
Estes nematoides tiveram sua presença detectada em diversos estudos de diferentes localidades não só no Brasil como em outros países (Durette-Desset, 1968). No Brasil a espécie já teve ocorrência relatada no Rio de Janeiro, Pelotas e Belo Horizonte (Neto, 2017) parasitando sempre o trato digestório e tendo parâmetros e padrões de infecção semelhantes entre os estudos.

*Travassostrongylus*, *Viannaia* (que também ocorreu no presente estudo) e *Hoineffia* são três gêneros conhecidos por ocorrerem em marsupiais, porém todos são distintos morfológicamente dentre si. Scheibel e colaboradores (2014) realizaram um estudo detalhado das diferenças e semelhanças entre os três gêneros, com importantes e consistentes informações genéticas e morfológicas, contribuindo para a taxonomia e sistemática da família

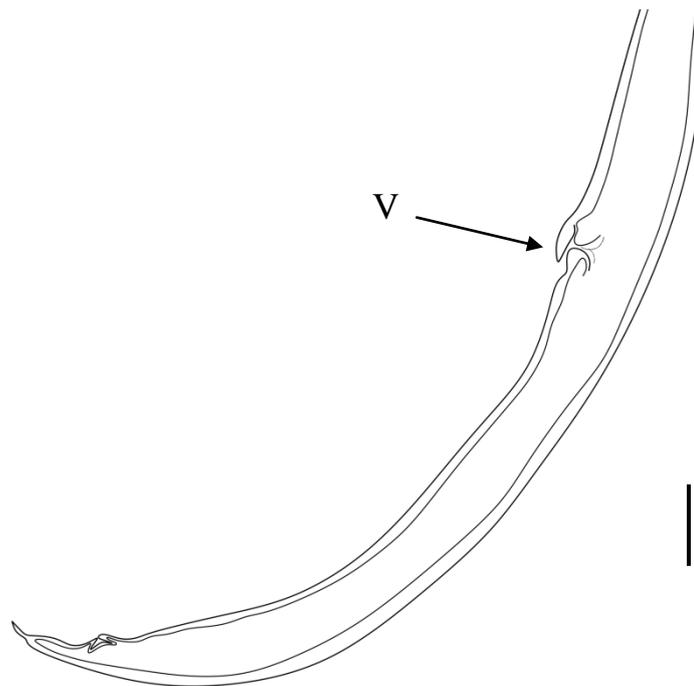
Viannaiidae. No presente estudo decidiu-se por determinar estes nematoides como pertencentes à *Travassostrongylus* por estes apresentarem os lobos da bursa copuladora de tamanhos iguais ( o que não ocorre em *Hoineffia* ), por não ter o corpo em espiral ( em *Viannaia* o corpo é totalmente espiralado ) e pelas dimensões e conformação dos espículos e do gubernáculo corresponderem ao que foi proposto para o gênero (Travassos, 1935).



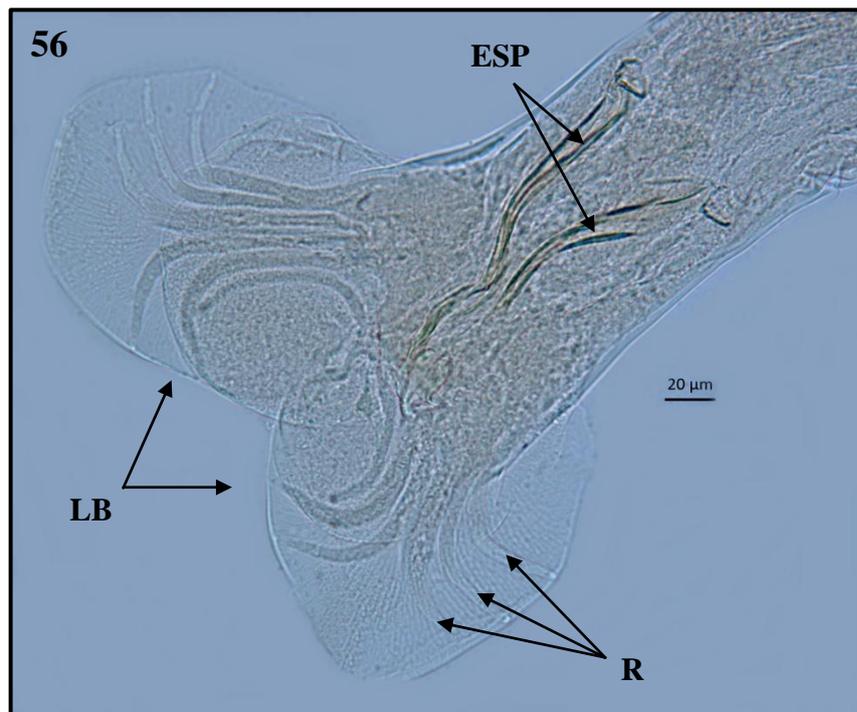
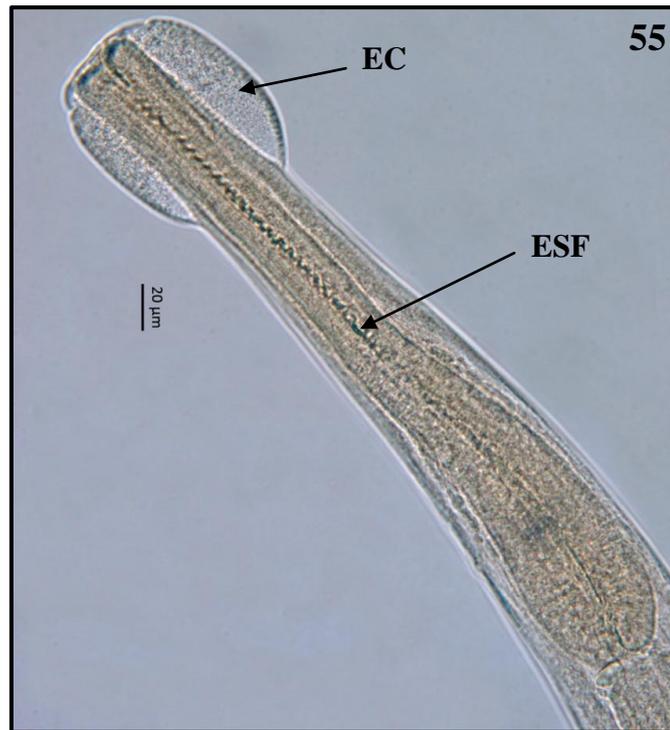
**Figura 52:** Diagrama incompleto da região anterior de *Travassostrongylus orloffii*. EC – expansão cefálica; ESF – esôfago; I - intestino. Barra = 100  $\mu$ m.



**Figura 53:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Travassostrongylus orloffii*. GU – gubernáculo; ESP – espículos; R – raios da bursa copuladora. Barra = 100  $\mu\text{m}$ .



**Figura 54:** Diagrama incompleto da região posterior da fêmea de *Travassostrongylus orloffii*. V – vagina. Barra = 200  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 55-56:** Fotomicrografias da região anterior (55) e da região posterior do macho (56) de *Travassostrongylus orloffii*, evidenciando expansão cefálica (EC), esôfago muscular (ESF), lobos da bursa copuladora (LB), raios da bursa copuladora (R) e espículos (ESP).



**Figuras 57-58:** Fotomicrografias do corpo “*in toto*” (57) e da vagina (V) (58) de uma fêmea de *Travassostrongylus orloffii*.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Strongylida Molin, 1861

Superfamília Trichostrongyloidea Leiper, 1912

Família Viannaiidae (Neveu-Lemaire, 1944 subfam.) Durette-Desset & Chabaud, 1981

Gênero *Viannaia* Travassos, 1914

*Viannaia hamata* Travassos, 1914

(Figuras 59-65)

**Descrição:** Baseada em 18 espécimes, oito machos e dez fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração vermelho vivo quando recém coletados e após fixados em A.F.A assumem coloração branco leitosa. Corpo diminuto e permanentemente espiralado. Fêmeas com vulva localizada um pouco antes da cauda e machos com bolsa copuladora desenvolvida com dois lobos e cinco raios em cada lobo. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Esôfago muscular que se continua como um intestino glandular. Região cefálica com uma expansão cuticular. Machos com dois espículos de tamanhos iguais.

**Machos:** Corpo espiralado com comprimento total de 0,88mm – 1,30mm (1,05mm±0,16mm; n = 8) e 80,00 – 120,00 (110,00±15,11; n=8) de largura. Esôfago muscular com 180,00 – 300,00 (246,67±55,03; n=6) de comprimento. Espículos finos, alongados e de tamanhos iguais, medindo 50,00 – 112,50 (88,57±23,13; n=7) de comprimento. Bolsa copuladora medindo 75,00 – 150,00 (117,19±35,94; n=8) de comprimento e 125,00 – 260,00 (171,88±45,13; n=8) de largura quando ambos os lobos estão expandidos.

**Fêmeas:** Corpo espiralado com comprimento total de 1,52mm – 2,70mm (1,94mm±0,40mm; n = 10) e 120,00 – 240,00 (182±35,83; n=10) de largura. Anel nervoso com uma distância de 45,00 – 87,50(58,12±19,72; n=10) da extremidade anterior. Esôfago muscular com 175,00 – 450,00 (302,75±81,68; n=10) de comprimento. Vulva distanciada 67,50 – 162,50

(101,56±30,58; n=10) da extremidade posterior. Ânus com distância de 50,00 – 112,50 (65,62±31,25; n=10) da ponta da cauda. Ovos medindo 47,50 – 65,00 (57,50±6,77; n=20) de comprimento por 25,00 – 37,50 (33,21±4,72; n=20) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado

Localidade: Porto Alegre e Viamão - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 20%

Intensidade média de infecção: 61 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 12,20 espécimes/hospedeiro

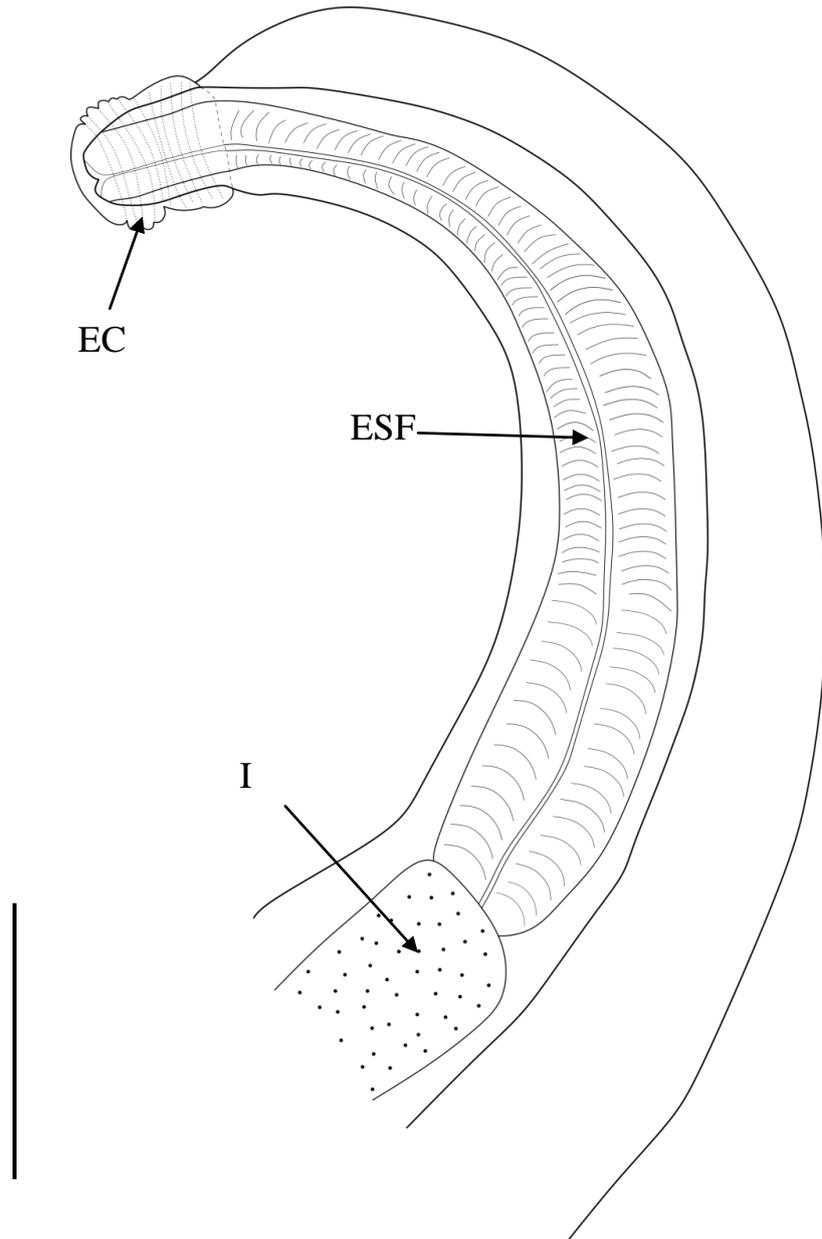
Amplitude de infecção: 4 - 227 espécimes/hospedeiro

### **Comentários**

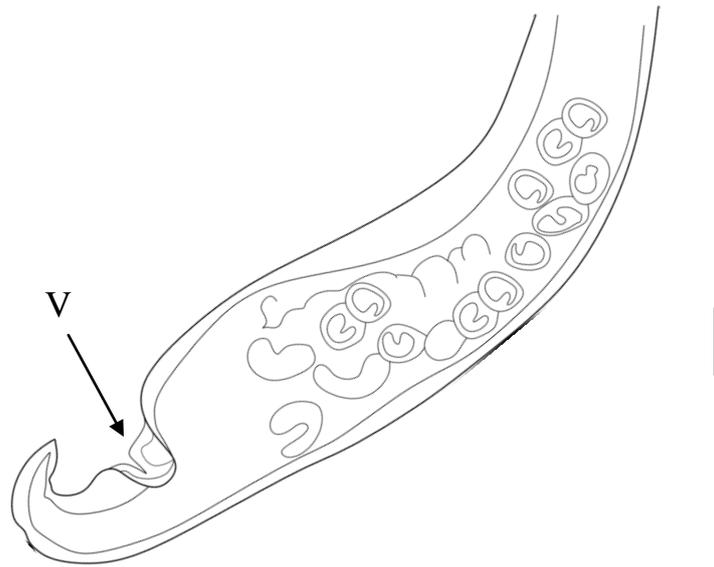
O gênero *Viannaia* foi sinonimizado a *Philostrongylus*, proposto por Wolfgang (1951). *Viannaia hamata* assim como *Travassostrongylus*, outro representante de sua família que marcou presença neste estudo, parasitava o intestino delgado dos hospedeiros. Ambas as espécies são tricostrongilídeos que tipicamente parasitam marsupiais neotropicais, tendo ocorrência registrada também em outros estudos (Neto, 2018).

Adicionalmente, foi constatado por Neto e colaboradores (2018) que *V. hamata* e *T. orloffii* são espécies oportunistas, ocorrendo em maior densidade em ambientes peri-urbanos e que, por seus ciclos de vida e modos de infecção serem altamente similares, aparecem em co-infecção com alta frequência.

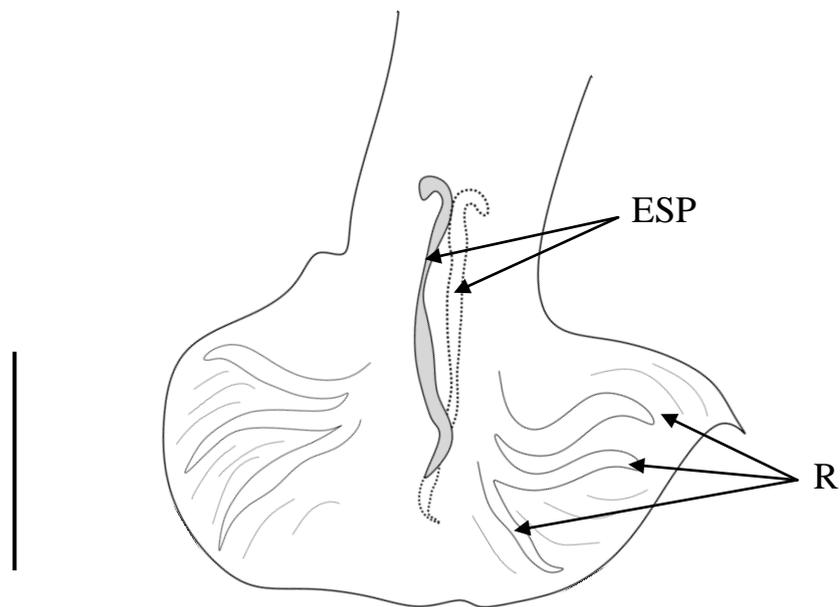
Apesar de pertencerem ao mesmo grupo, ambos os gêneros possuem diferenças altamente visíveis pois *Viannaia hamata* possui um corpo permanentemente espiralado e de cor vermelho vivo quando recém coletado. As características aqui descritas corroboram o proposto por Travassos (1914) para descrição da espécie.



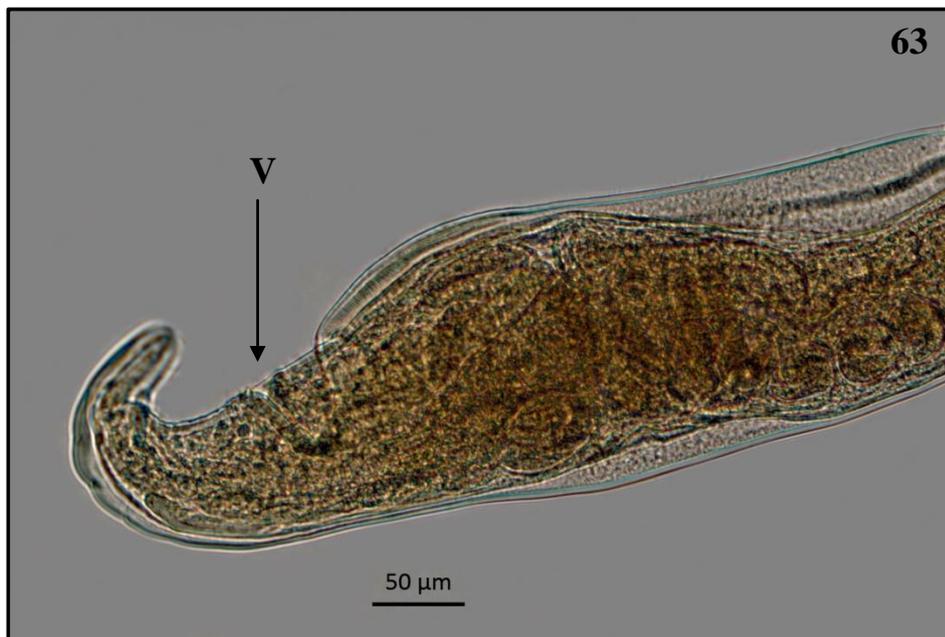
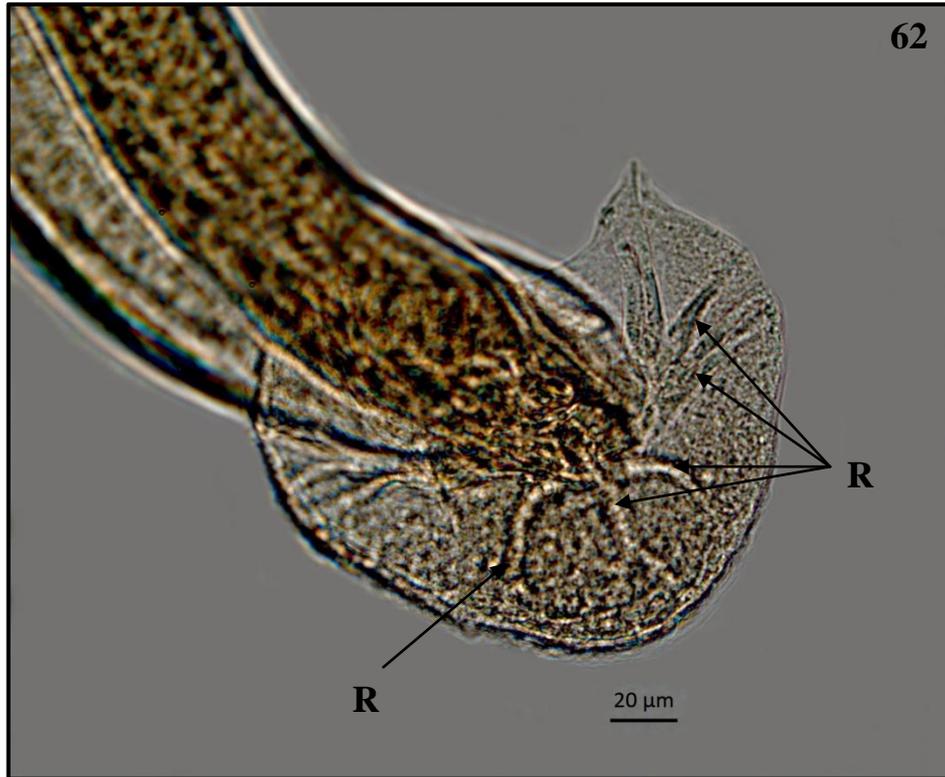
**Figura 59:** Diagrama incompleto da região anterior de *Viannaia hamata*. EC – expansão cefálica; ESF – esôfago; I - intestino. Barra = 100 µm.



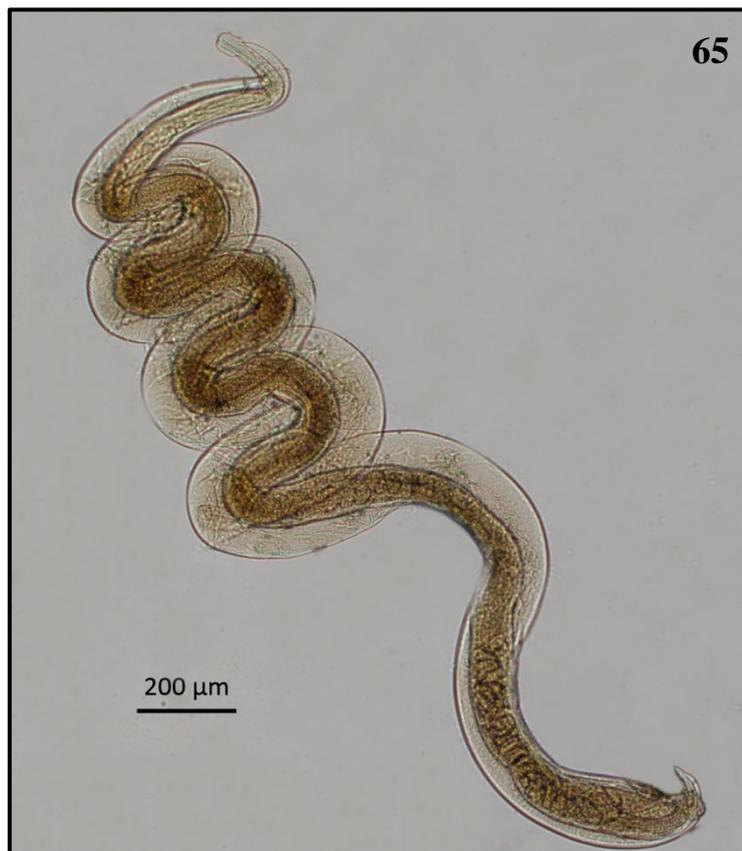
**Figura 60:** Diagrama incompleto da região posterior da fêmea de *Viannaia hamata*. V – vagina. Barra = 100  $\mu\text{m}$ .



**Figura 61:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Viannaia hamata*. ESP – espículos; R – raios da bursa copuladora. Barra = 100  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 62-63:** Fotomicrografias das regiões posteriores de um macho (62) e de uma fêmea (63) de *Viannaia hamata* evidenciando raios da bursa copuladora (R) e vagina (V).



**Figuras 64-65:** Fotomicrografias do corpo “*in toto*” de um macho (64) e de uma fêmea (65) de *Viannaia hamata*.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Strongylida Molin, 1861

Superfamília Metastrongyloidea Molin, 1861

Família Angiostrongylidae (Boehm & Gebauer, 1934 subfam.) n. fam.

Gênero *Didelphostrongylus* Prestwood, 1976

*Didelphostrongylus hayesi* Prestwood, 1976

(Figuras 66-70)

**Descrição:** Baseada em 12 espécimes, seis machos e seis fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração escura quando recém coletados e depois de fixados em A.F.A. assumem coloração branco leitosa. Corpo alongado, fêmeas com vulva localizada um pouco antes da extremidade da cauda e machos com bolsa copuladora pouco desenvolvida. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Esôfago muscular que se continua como um intestino glandular. Região cefálica com *corona radiata*. Machos com dois espículos de tamanhos iguais. Fêmeas ovovivíparas.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 5,70mm – 7,12 mm ( $6,56\text{mm} \pm 0,68\text{mm}$ ; n = 4) e 160,00 – 180,00 ( $166,66 \pm 10,32$ ; n=8) de largura. Lábios medindo 10,00 – 12,50 ( $11,00 \pm 1,36$ ; n=5) de comprimento. Anel nervoso com uma distância de 37,50 – 55,00 ( $49,37 \pm 8,26$ ; n=4) da extremidade anterior. Esôfago muscular com 150,00 – 187,50 ( $160,50 \pm 15,94$ ; n=5) de comprimento. Espículos de tamanhos iguais, medindo 45,00 – 67,50 ( $61,66 \pm 8,46$ ; n=6) de comprimento. Bolsa copuladora medindo 42,50 – 62,50 ( $52,91 \pm 7,14$ ; n=6) de comprimento e 42,50 – 87,50 ( $72,50 \pm 15,49$ ; n=6) de largura.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 5,40mm – 17,50mm ( $12,94\text{mm} \pm 4,52\text{mm}$ ; n = 6) e 200,00 – 340,00 ( $270,00 \pm 54,77$ ; n=6) de largura. Lábios medindo 12,50 – 17,50 ( $15,00 \pm 2,88$ ; n=4) de comprimento. Anel nervoso com uma distância de 87,50 – 107,50 ( $98,75 \pm 8,30$ ; n=4)

da extremidade anterior. Esôfago muscular com 175,00 – 200,00 (181,25±12,50; n=4) de comprimento. Vulva com distância de 37,50 – 87,50 (58,33±26,02; n=4) da extremidade posterior. Ânus com distância de 37,50 – 50,00 (43,75±8,83; n=4) da ponta da cauda. Larvas medindo 90,00 – 117,50 (102,91±11,87; n=10) de comprimento por 10,00 – 12,50 (10,83±1,29; n=10) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Pulmões

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 23,33%

Intensidade média de infecção: 17,58 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 4,10 espécimes/hospedeiro

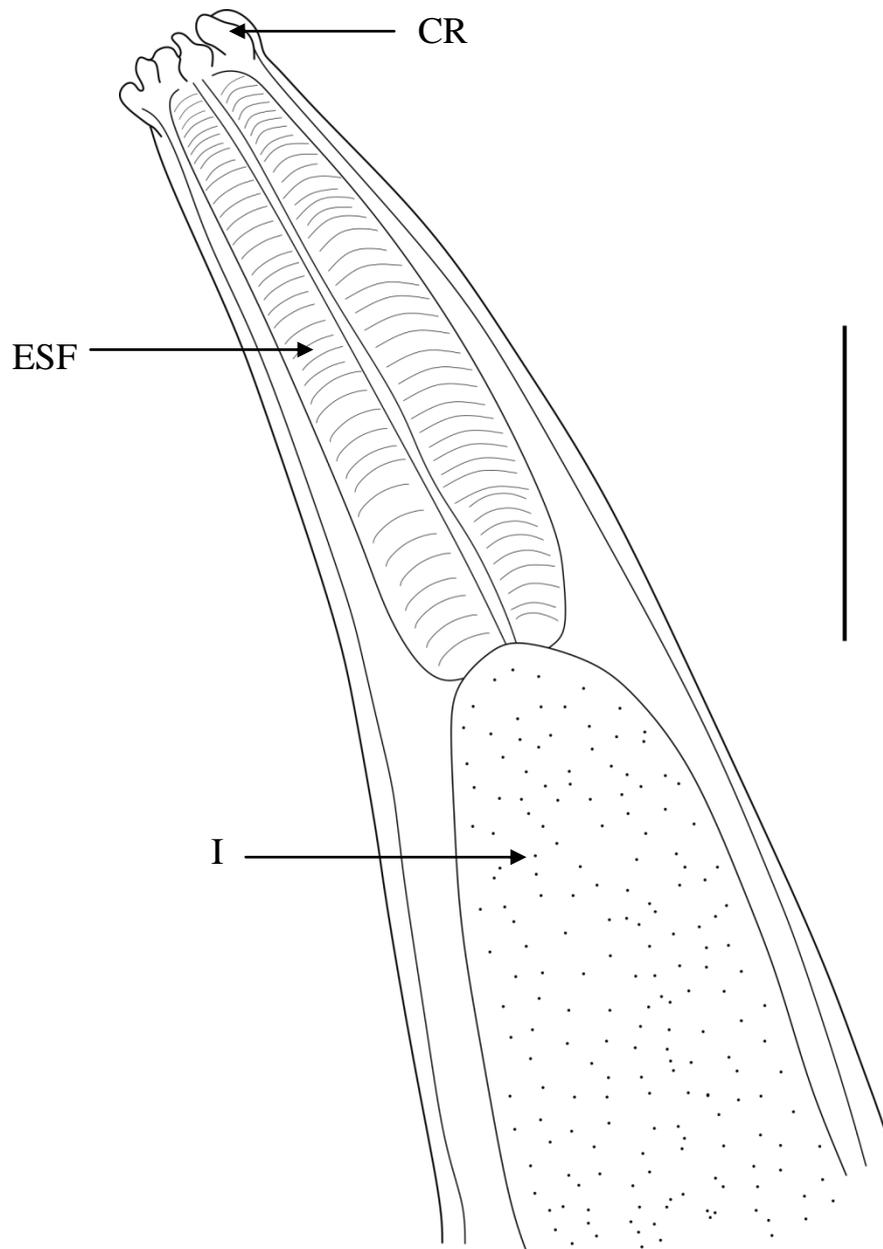
Amplitude de infecção: 1 - 43 espécime/hospedeiro

### **Comentários**

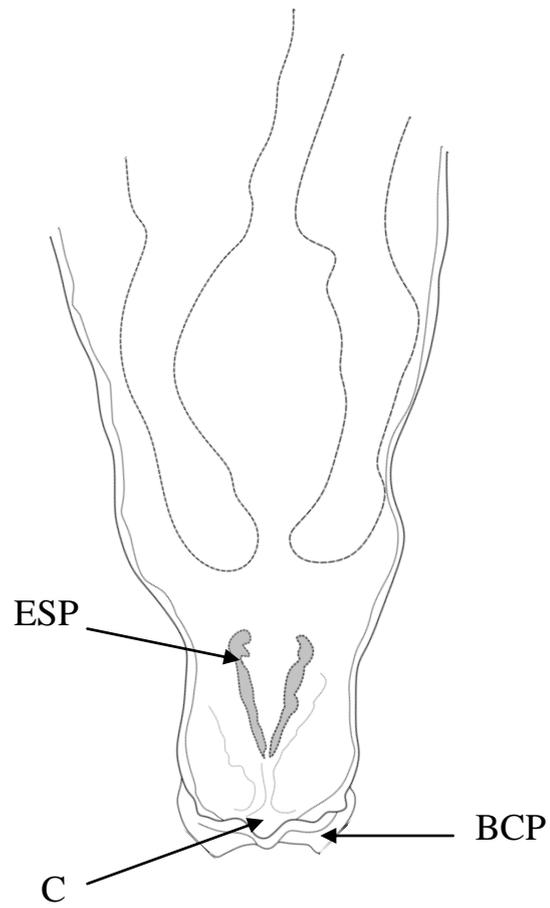
*Didelphostrongylus hayesi* já foi relatada e descrita em diversos estudos de helmintofauna de mamíferos silvestres, parasitando um órgão pela qual poucas espécies tem predileção, o pulmão. A espécie já foi inclusive associada à casos de mortalidade em *Didelphis* em alguns trabalhos juntamente à *Heterostrongylus heterostrongylus* Travassos, 1925, outra espécie pertencente à Angiostrongylidae que também parasita pulmões de marsupiais (López-Crespo *et al.*, 2017).

Os indivíduos detectados nos marsupiais do presente trabalho possuem morfologia condizente com o descrito para *D.hayesi* por Prestwood, principalmente no formato da bolsa copuladora, do posicionamento e formato dos espículos e do formato caudal da fêmea (Anderson *et al.*, 1980).

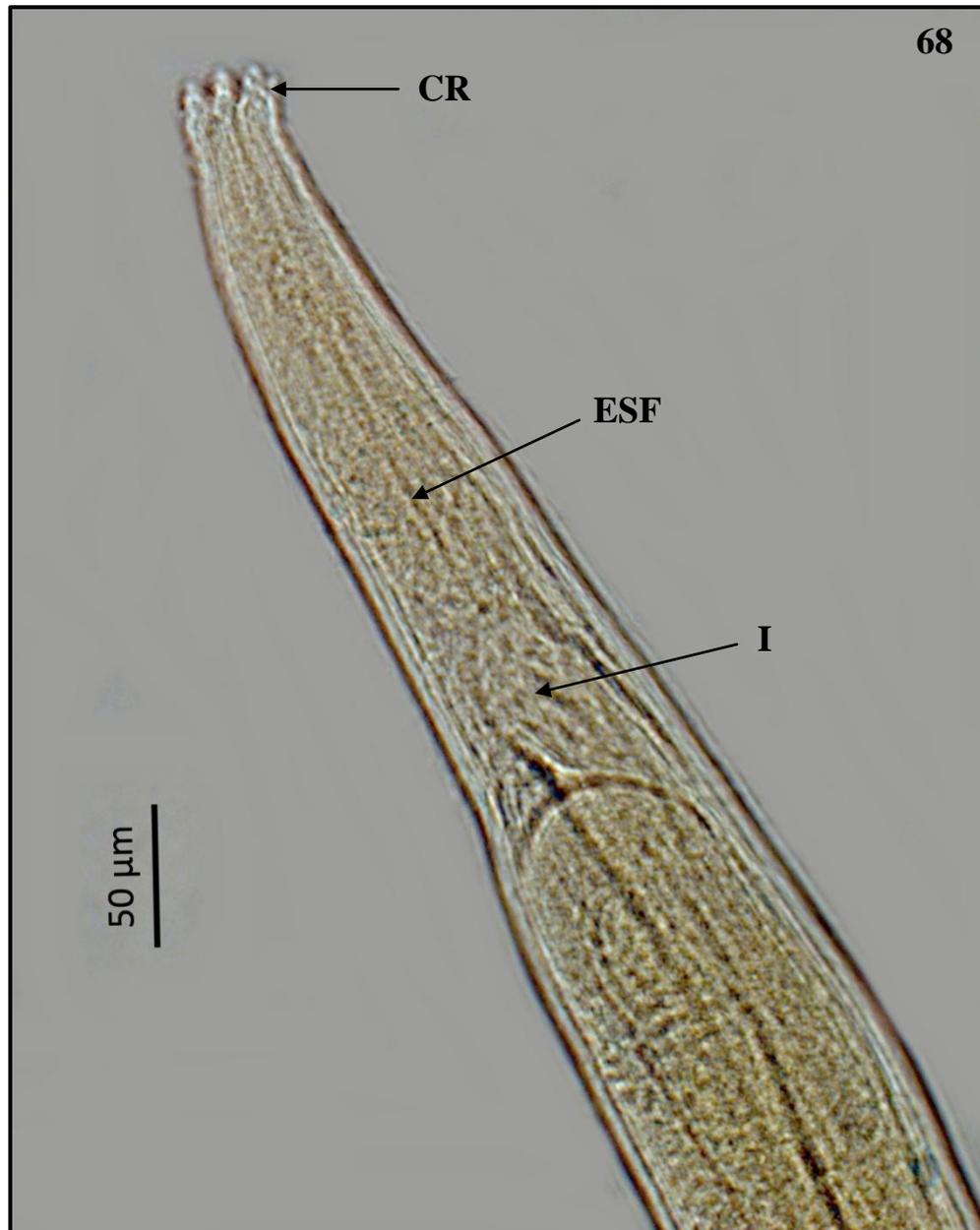
Outro caractere importante de ser mencionado que pode ajudar na distinção entre as espécies é o de preferência em localização no órgão, onde *D. hayesi* costuma ficar logo abaixo da pleura, sendo mais visível, e *H. heterostrongylus* tende mais a habitar os brônquios (Anderson *et al.*, 1980).



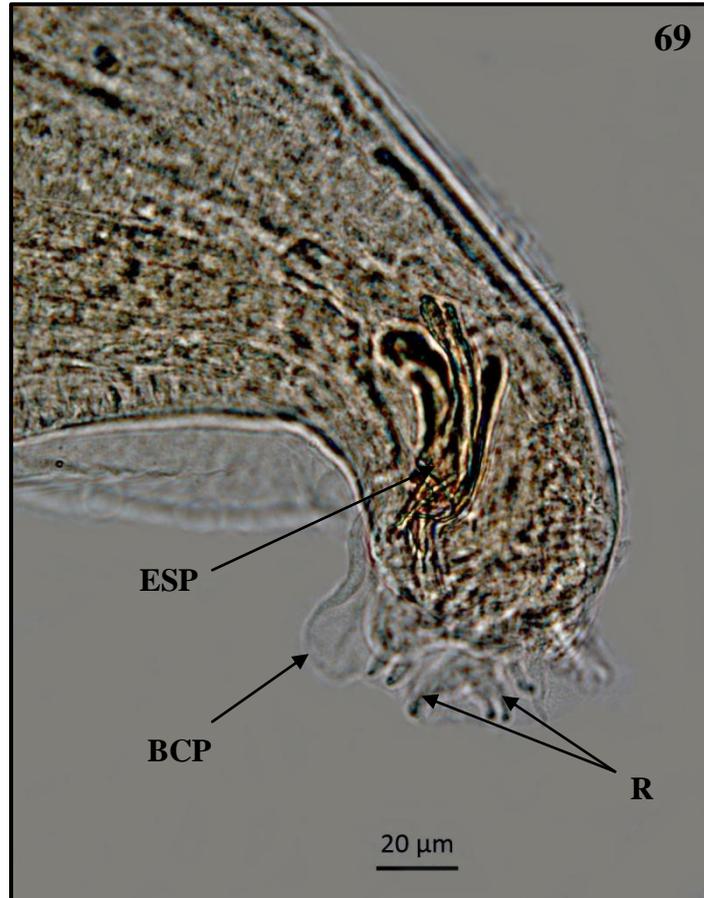
**Figura 66:** Diagrama incompleto da região anterior de *Didelphostrongylus hayesi*. CR – *corona radiata*; ESF – esôfago; I - intestino. Barra = 100 µm.



**Figura 67:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Didelphostrongylus hayesi*.  
ESP – espículos; BCP - bursa copuladora; C - cloaca. Barra = 100 µm.



**Figura 68:** Fotomicrografia da região anterior de *Didelphostrongylus hayesi* evidenciando *corona radiata* (CR), esôfago muscular (ESF) e intestino (I).



**Figuras 69-70:** Fotomicrografias da região posterior de um macho (69) evidenciando os espículos (ESP), a bursa copuladora (BCP) e os raios da bursa (R); e de uma fêmea (70), evidenciando a vagina (V), de *Didelphostrongylus hayesi*.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Enoplida Filipjev, 1929

Superfamília Trichinelloidea Ward, 1907

Família Trichuridae (Ransom, 1911) Railliet, 1915

Subfamília Capillariinae Railliet, 1915

Gênero *Capillaria* Zeder, 1800

***Capillaria* sp.**

(Figuras 71-73)

**Descrição:** Baseada em 15 espécimes, cinco machos e dez fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branca-translúcida. Corpo muito longo, fêmeas com cauda arredondada e machos com cloaca na extremidade posterior do corpo, por onde se everte o espículo. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Região cefálica assim como suas outras estruturas muito inconspícuas e de difícil visualização. Presença de esticócitos. Machos com um único espículo revestido de uma camada de cutícula ligeiramente espessa.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 18,00mm – 24,20mm ( $21,23\text{mm} \pm 2,54\text{mm}$ ; n = 5) e 60,00 – 100,00 ( $84,00 \pm 16,73$ ; n=5) de largura. Espículo medindo 1,10mm – 1,56mm ( $1,38\text{mm} \pm 0,17\text{mm}$ ; n=5) de comprimento.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 4,20mm – 45,96mm ( $32,64\text{mm} \pm 16,97\text{mm}$ ; n = 10) e 40,00 – 200,00 ( $154 \pm 56,56$ ; n=10) de largura. Vulva com distância de 5,60mm – 8,40mm ( $6,67\text{mm} \pm 1,18\text{mm}$ ; n=10) da extremidade anterior. Ovos medindo 55,00 – 65,00 ( $61,11 \pm 3,75$ ; n=20) de comprimento por 30,00 – 35,00 ( $31,11 \pm 2,39$ ; n=20) de largura.

## Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Esôfago, estômago, intestino delgado e intestino grosso

Localidade: Porto Alegre e Viamão - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 26,67%

Intensidade média de infecção: 7,5 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 2 espécimes/hospedeiro

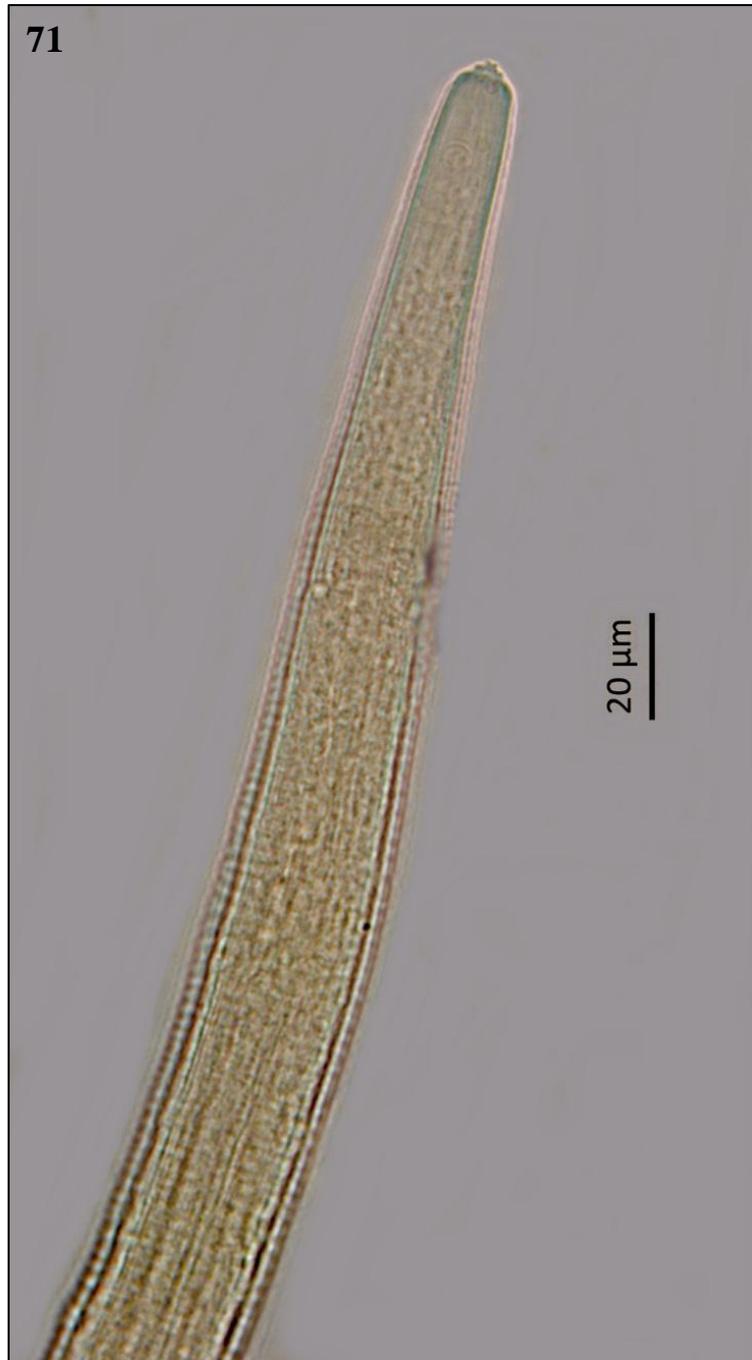
Amplitude de infecção: 1 - 32 espécime/hospedeiro

## Comentários

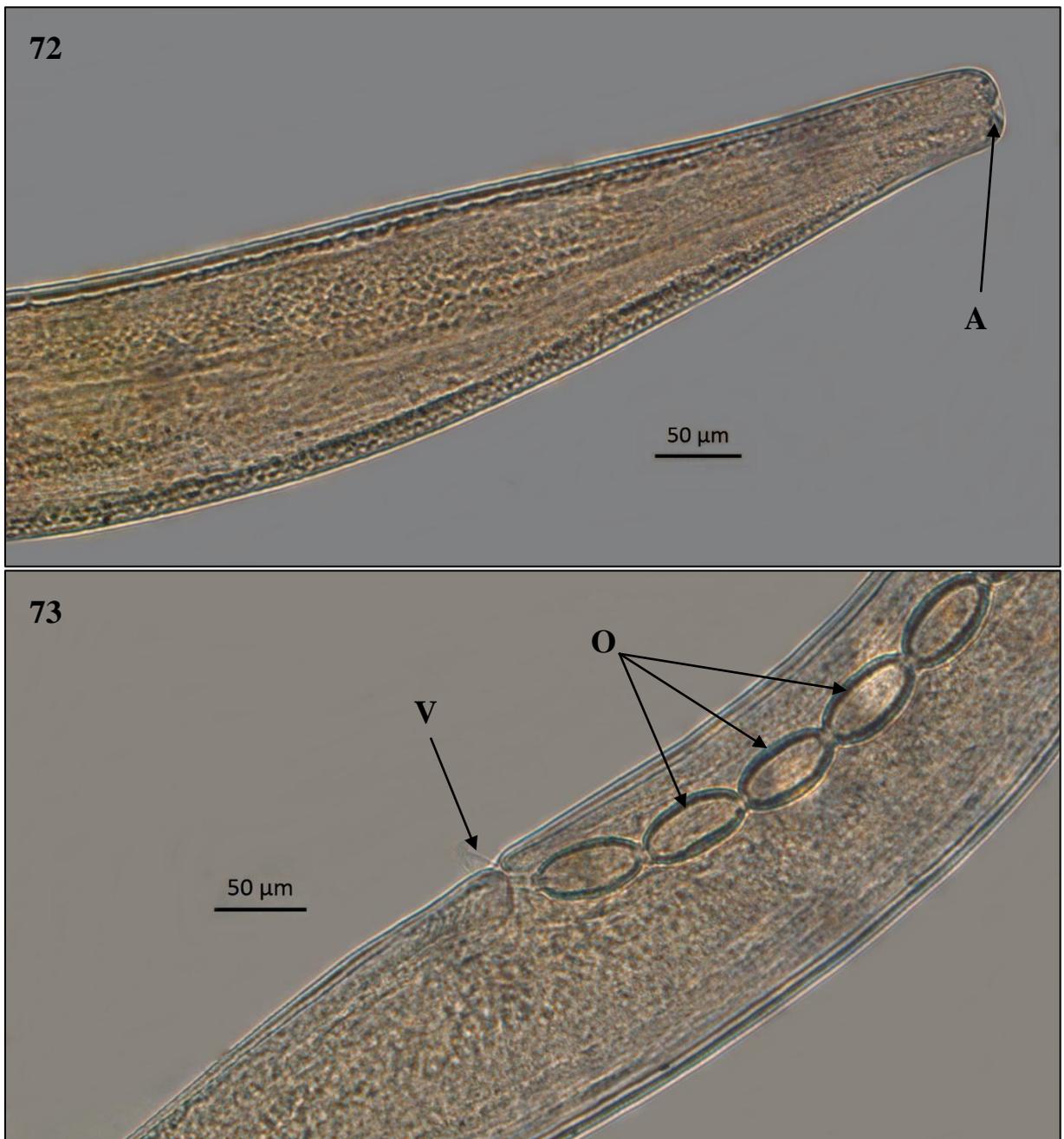
O gênero *Capillaria* Zeder, 1800 contém diversas espécies que, coletivamente, parasitam todas as classes de vertebrados. Muitos autores tentaram redesignar espécies deste para outros gêneros e algumas dessas mudanças foram reconhecidas ao longo dos anos, porém, Anderson *et al.* (2009) relata que muitas das descrições das espécies de *Capillaria* apresentam erros, tornando estas redesignações inviáveis.

Diversas espécies de *Capillaria* já foram registradas para mamíferos carnívoros e onívoros, podendo parasitar diferentes sistemas no organismo dos hospedeiros, desde o respiratório/digestório (*C. aerophila*, *C. hepatica*, *C. procyonis* e *C. mustelorum*) até o sistema urinário (*C. plica*) (Butterworth & Beverley-Burton, 1980). Acreditava-se que *C. mustelorum* era uma espécie sinônima de *C. putorii* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1915 encontrados no estômago e intestino de mustelídeos da Europa. Freitas & Lent (1936) sugeriram, porém, que *C. mustelorum* era sinônima de *C. erinacei* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1915, do estômago e intestino de ouriço (*Erinaceus europaeus*) (Butterworth & Beverley-Burton, 1980).

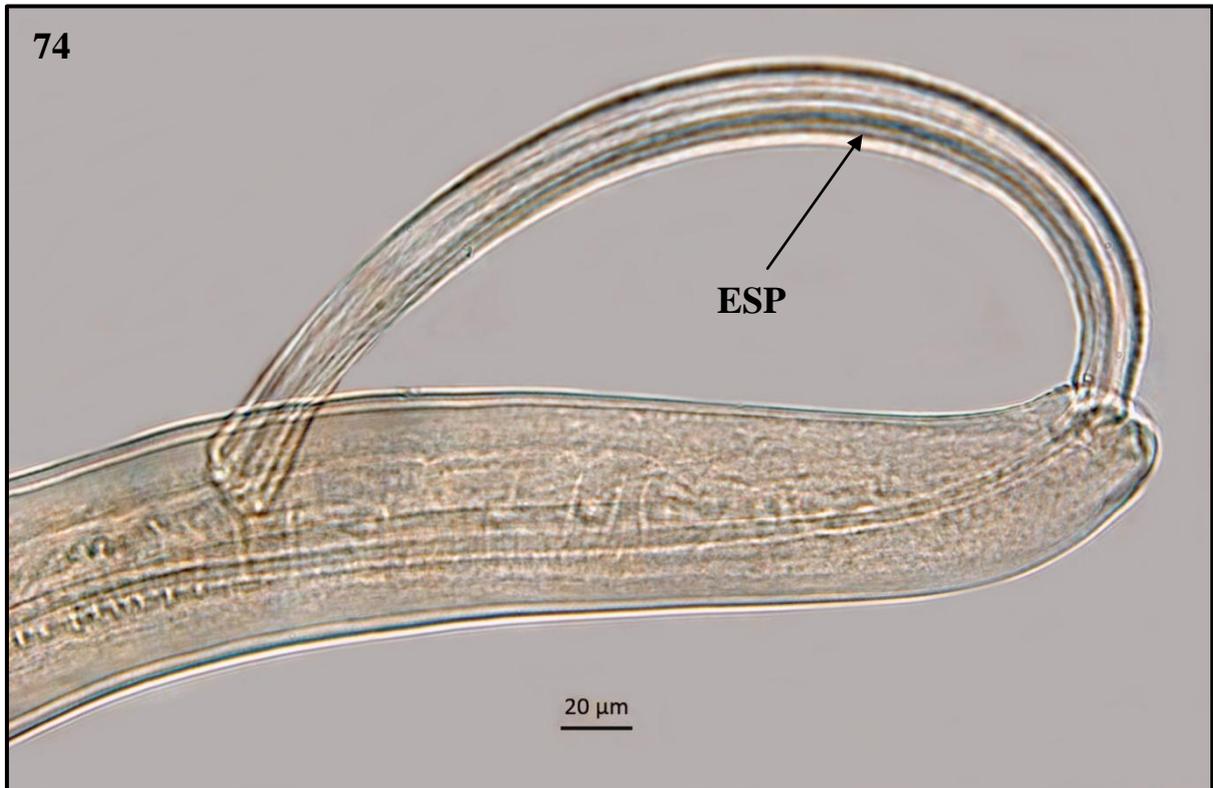
O gênero possui uma grande diversidade de espécies e este fato somado a confusão taxonômica acarretou em diversos relatos de espécies não identificadas ou identificadas de forma incorreta. Descrições e chaves para identificação de espécies da América do Norte como *C. michiganensis* Read, 1949 foram realizadas, porém a falta de descrições mais completas sobre a morfologia e quanto às interações parasito-hospedeiro tornam estas chaves pouco satisfatórias (Anderson *et al.*, 2009).



**Figura 71:** Fotomicrografia da região anterior de *Capillaria* sp.



**Figuras 72-73:** Fotomicrografias da região posterior (72), evidenciando o ânus (A), e da vagina (V) e ovos (O) (73) de *Capillaria* sp.



**Figura 74:** Fotomicrografia da região posterior do macho de *Capillaria* sp. evidenciando o espículo (ESP) longo e bem desenvolvido.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Physalopteroidea Railliet, 1893

Família Physalopteridae Railliet, 1893

Subfamília Physalopterinae Railliet, 1893

Gênero *Turgida* Schulz, 1937

*Turgida turgida* Travassos, 1913

(Figuras 75-79)

**Descrição:** Baseada em 30 espécimes, 15 machos e 15 fêmeas, montados em lactofenol de Amann ou medidos em estereomicroscópio. Nematoides de coloração branca leitosa. Corpo robusto e bem desenvolvido com cutícula inflada, fêmeas com cauda arredondada e machos com asas caudais. Fêmeas tipicamente muito maiores que os machos. Região cefálica com dois lábios e “afundada” em uma espessa camada de cutícula. Esôfago muscular bem desenvolvido se continuando como um intestino glandular. Machos com dois espículos de mesmo tamanho e diversas papilas na região: três pares de papilas pré-cloacais, dois pares pós cloacais e diversas outras papilas ornamentando a região posterior. Presença de *area rugosa* na região posterior do macho.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 16,20mm – 41,10mm (25,93mm±6,58mm; n = 15) e 1,00mm – 2,04mm (1,39mm±0,27mm; n=15) de largura. Esôfago muscular medindo 2,46mm – 6,62mm (5,51mm±1,17mm; n=15) de comprimento. Espículos medindo 300,00 – 400,00 (332,00±47,32; n=10) de comprimento. Asa caudal medindo 1,22mm – 3,04mm (2,00mm±0,43mm; n=12) de comprimento por 300,00 – 600,00 (420±87,80; n=12) de largura.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 3,30cm – 7,00cm (4,59cm±1,17cm; n = 15) e 2,00mm – 5,00mm (3,20mm±1,01mm; n=10) de largura. Vulva com distância de 800,00

(n=1) da extremidade posterior. Ovos medindo 340,00 – 380,00(360,00±23,09; n=10) de comprimento por 140,00 – 160,00 (150,00±11,54; n=10) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund,1840

Local de infecção: Esôfago, estômago, intestino delgado

Localidade: Porto Alegre, Viamão e litoral norte - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 53,33%

Intensidade média de infecção: 8,88 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 4,73 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 - 38 espécime/hospedeiro

### **Comentários**

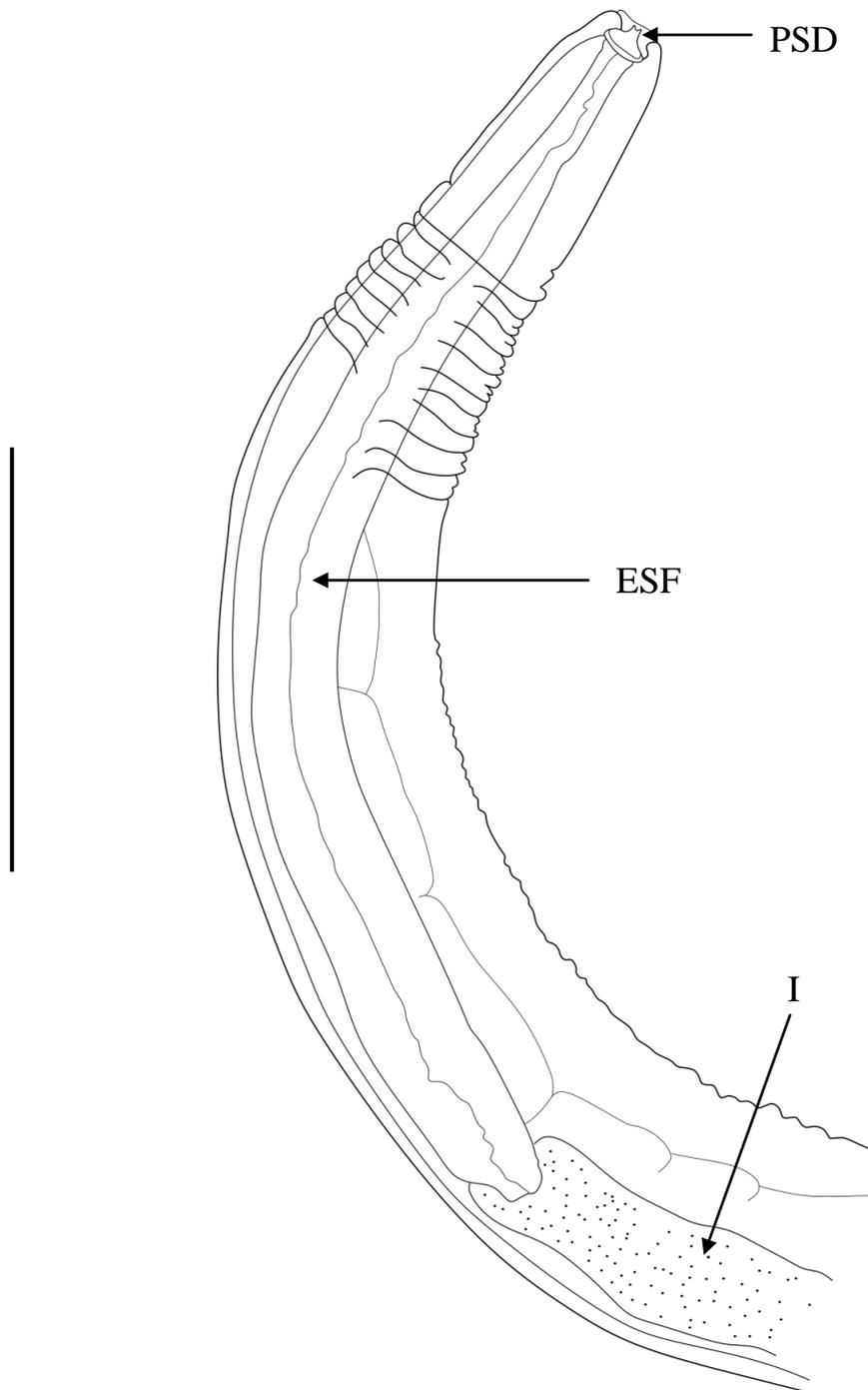
Os fisalopterídeos são comumente associados aos marsupiais neotropicais, tendo sido relatados em mais de uma ocasião parasitando-os. Esta relação aparenta ser ainda mais íntima quando se trata de *Didelphis albiventris* e *Turgida turgida*, onde diversos estudos realizados em múltiplos estados brasileiros já relatam a presença do parasito em gambás-de-orelha-branca (Antunes, 2005).

Assim como *D.hayesi* esta espécie foi associada com a mortalidade ou patologias em gambás, devido à fixação na mucosa da grande curvatura do estômago, podendo levar a úlceras, anemia e possíveis perfurações, dado que o parasito possivelmente ingere sangue e outros fluidos da mucosa estomacal (Nettles *et al.*, 1975).

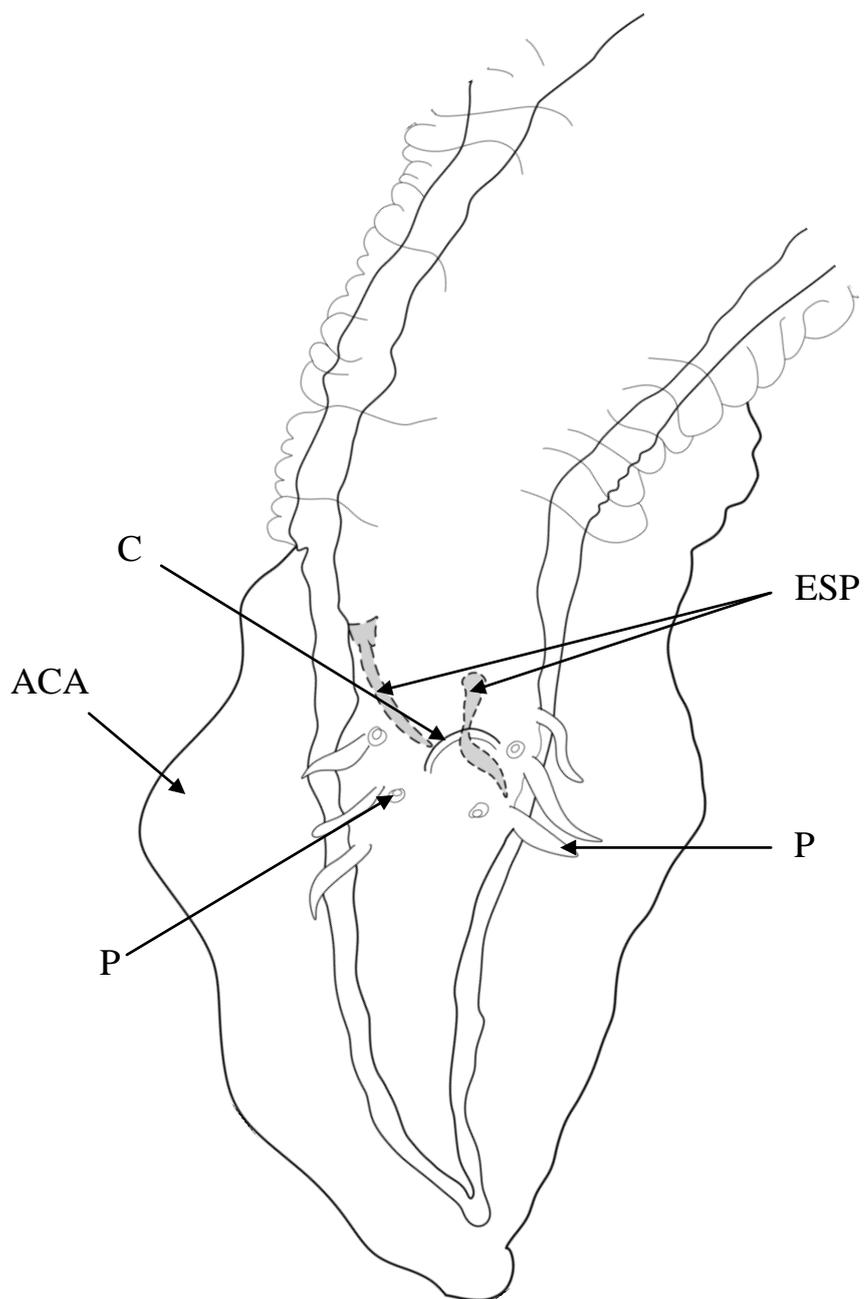
Humberg *et al.* (2011) realizou um estudo detalhado da estrutura morfológica de indivíduos de *T. turgida* obtidos de um indivíduo de *D. albiventris* no Mato Grosso do Sul proveniente do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres de Campo Grande. Os autores utilizaram microscopia eletrônica de varredura para evidenciar estruturas que sustentem as diferenças morfológicas da espécie como única, diferenciando-a de outras da família.

Assim como Humberg, Matey e colaboradores (2001) realizaram estudos morfológicos utilizando microscopia eletrônica de varredura para observar caracteres taxonômicos em *T. turgida* e concluíram que as características que diferenciam a espécie são a estrutura do dente interno, as duas projeções esponjosas aos lados dos pseudolábios, as conformações e distribuição das papilas caudais nos machos. Além disso, a espécie possui

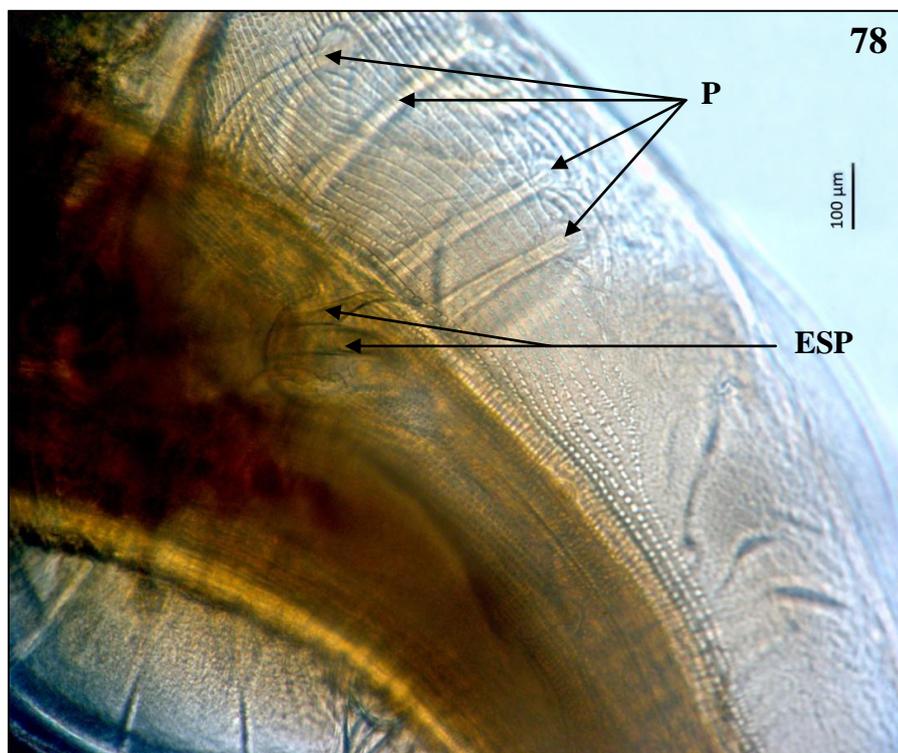
preferência pela mucosa da curvatura maior do estômago, enquanto outros membros de Physalopteridae preferem a curvatura menor ou outras regiões (Gray & Anderson, 1982).



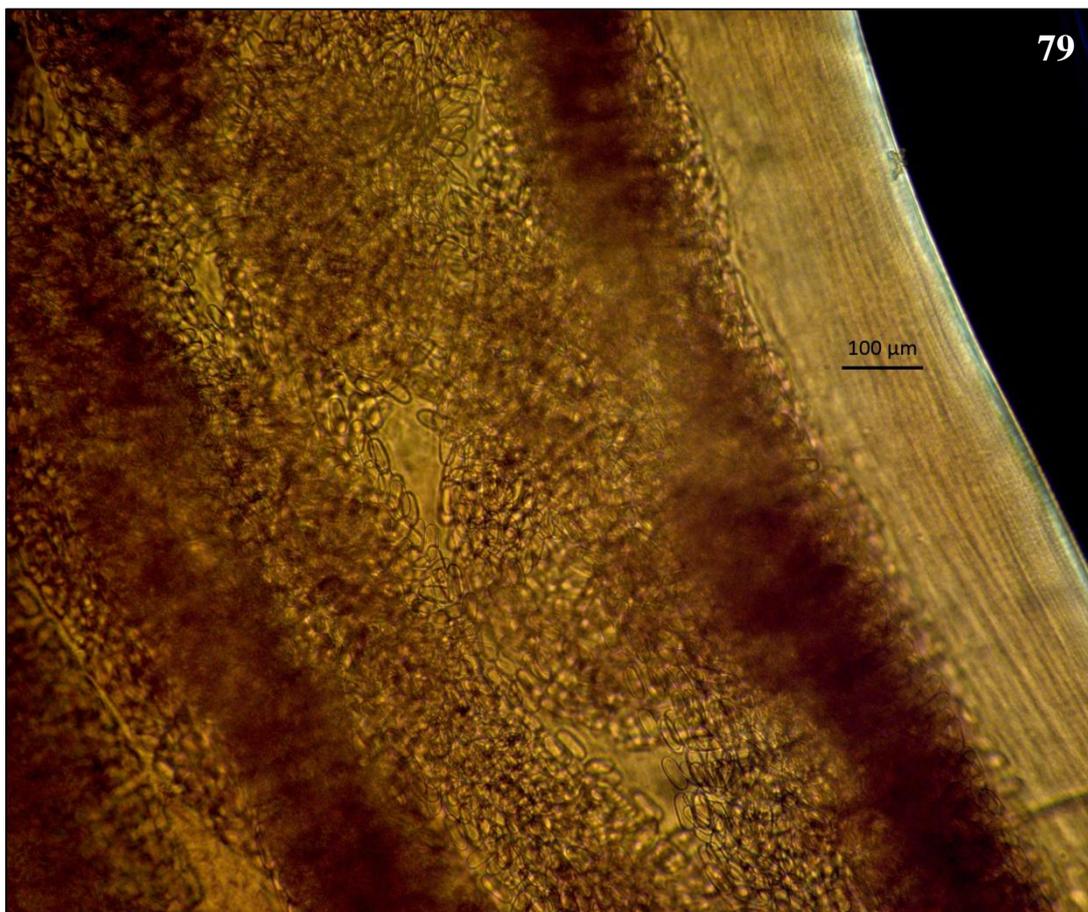
**Figura 75:** Diagrama incompleto da região anterior de *Turgida turgida*. PSD – pseudolábios e boca; ESF – esôfago; I - intestino. Barra = 5 cm.



**Figura 76:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Turgida turgida*. ESP – espículos; ACA – asa caudal; C – cloaca; P - papilas. Barra = 200  $\mu$ m.



**Figuras 77-78:** Fotomicrografias da região anterior (77) e posterior de um macho (78) de *Turgida turgida*, evidenciando as papilas (P) das regiões pré-cloacal e para-cloacal e os espículos (ESP).



**Figura 79:** Fotomicrografia do útero de uma fêmea de *Turgida turgida*, repleto de ovos.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Enoplida Filipjev, 1929

Superfamília Trichinelloidea Ward, 1907

Família Trichuridae (Ransom, 1911) Railliet, 1915

Subfamília Trichurinae Ransom, 1911

Gênero *Trichuris* Roederer, 1761

*Trichuris minuta* Rudolphi, 1819

(Figuras 80-83)

**Descrição:** Baseada em 24 espécimes, 12 machos e 12 fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branca leitosa. Corpo alongado e claramente bipartido, com uma parte mais espessa e outra mais fina. Fêmeas com cauda arredondada e machos com cauda muito curva e cloaca na extremidade posterior do corpo, por onde se everte o espículo. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Região cefálica assim como suas outras estruturas muito inconspícuas e de difícil visualização. Presença de esticócitos. Machos com um único espículo revestido de uma camada de cutícula ligeiramente espessa e armada de diminutos espinhos cuticulares.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 8,90mm – 15,60mm ( $11,74\text{mm} \pm 2,08\text{mm}$ ;  $n = 12$ ) e 120 – 320 ( $206,67 \pm 59,28$ ;  $n=12$ ) de largura máxima. Espículo medindo 0,64mm – 1,22mm ( $0,88\text{mm} \pm 0,015\text{mm}$ ;  $n=12$ ) de comprimento.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 10,30mm – 20,12mm ( $15,09\text{mm} \pm 2,74\text{mm}$ ;  $n = 12$ ) e 240 – 560 ( $385 \pm 115,40$ ;  $n=12$ ) de largura. Vulva com distância de 3,80mm – 7,68mm ( $4,89\text{mm} \pm 1,09\text{mm}$ ;  $n=12$ ) da extremidade posterior. Ovos medindo 57,50 – 70,00 ( $66,87 \pm 4,14$ ;  $n=20$ ) de comprimento por 32,50 – 37,50 ( $34,79 \pm 2,25$ ;  $n=20$ ) de largura.

## Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre e Viamão - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 23,33%

Intensidade média de infecção: 33,75 espécimes/hospedeiro

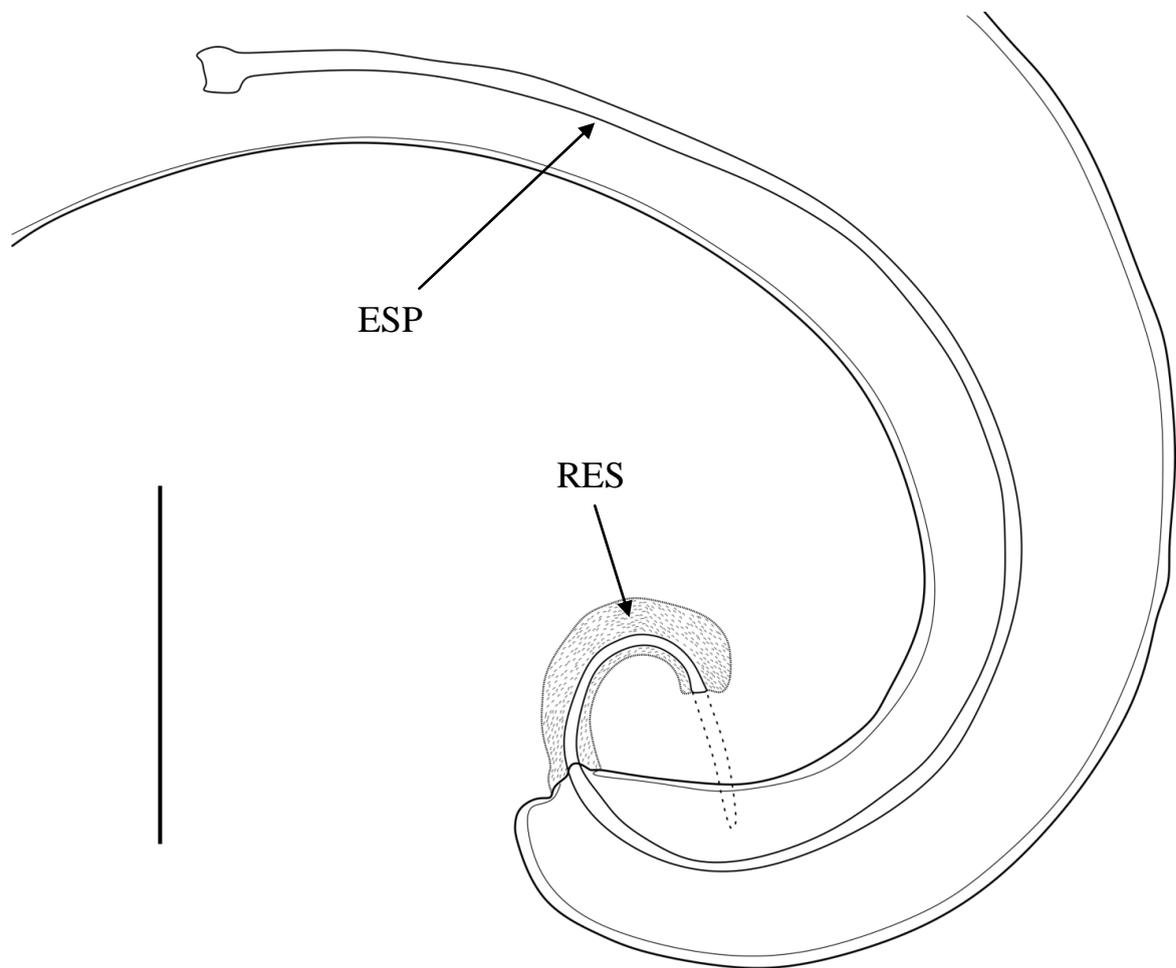
Abundância média de infecção: 7,83 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 - 196 espécimes/hospedeiro

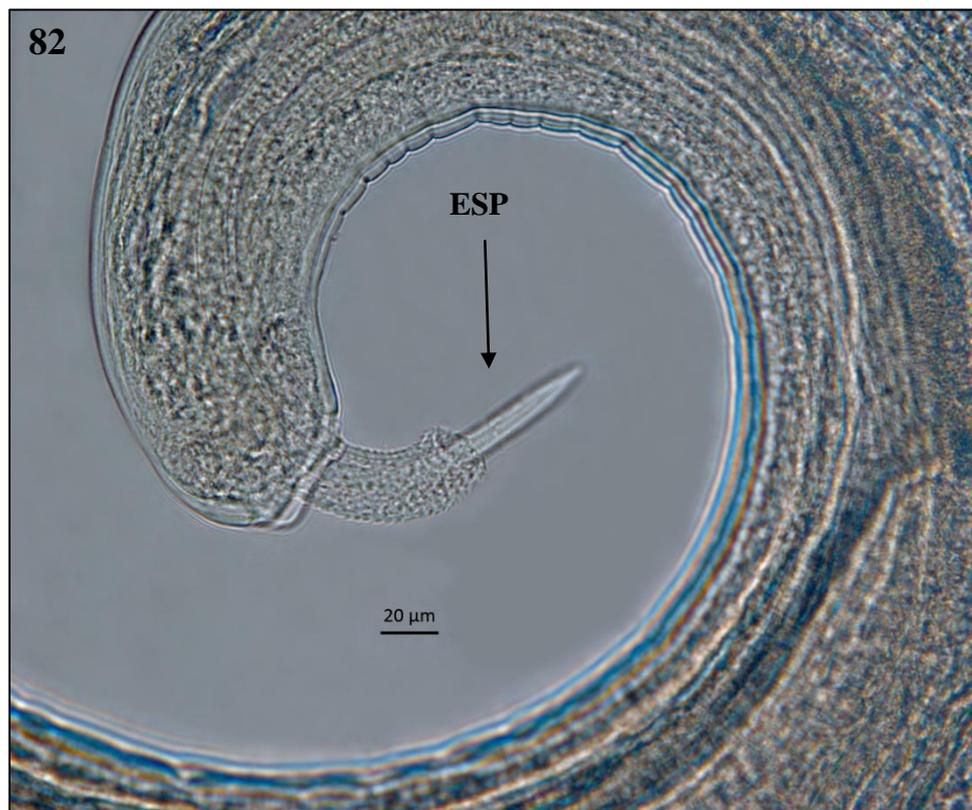
## Comentários

Esta espécie já foi detectada em outros estudos realizados sobre helmintofauna de marsupiais didelfídeos de diversas localidades, tanto no Brasil como em outros países. O primeiro relato de sua ocorrência foi para *Didelphis virginiana*, espécie de gambá que habita os Estados Unidos, um ambiente tipicamente com temperaturas mais extremas que em ambientes neotropicais (Neto *et al.*, 2018). No Brasil, a espécie foi detectada em levantamentos de parasitofauna feitos no Rio de Janeiro em *Didelphis aurita* (Neto *et al.*, 2018) e no Rio Grande do Sul em *D. albiventris* (Antunes, 2005).

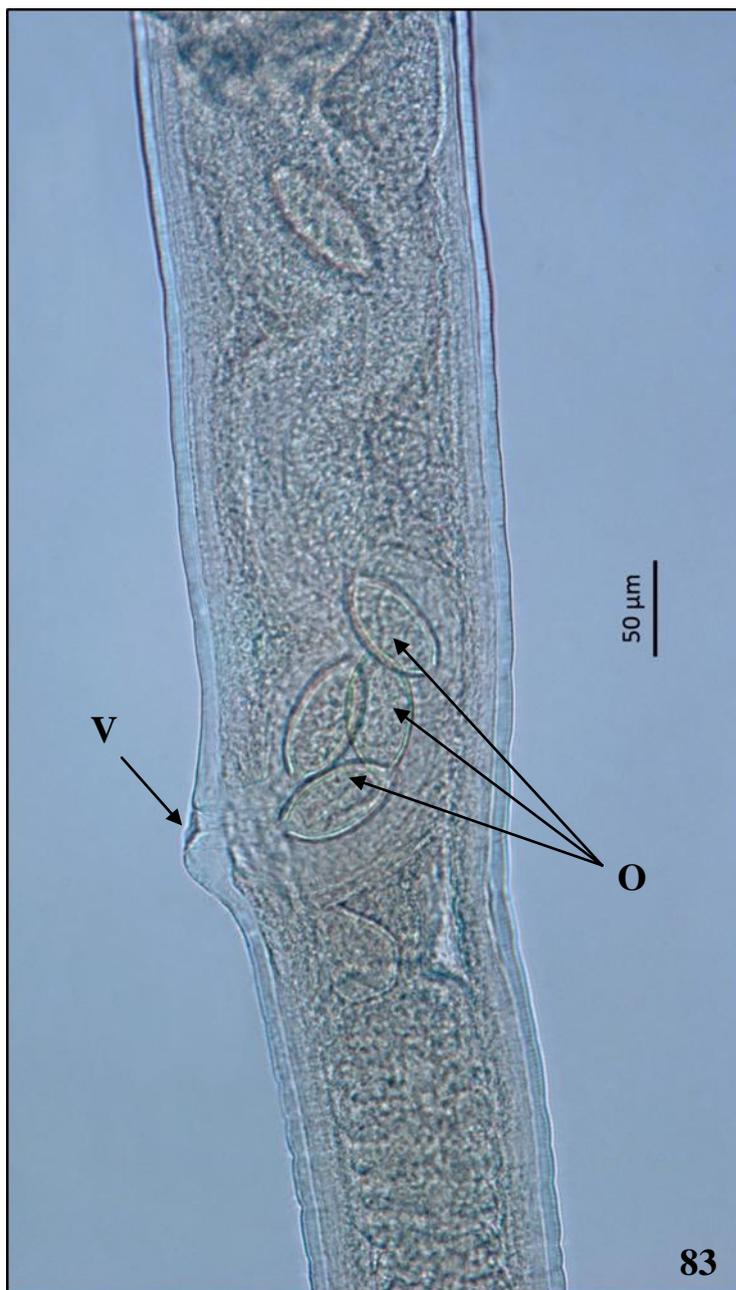
Babero (1959) ao relatar a espécie para *Didelphis virginiana* discorre brevemente sobre sua morfologia, fazendo apontamentos que haviam sido propostos pela redescritção da espécie feita por Chandler (1930) e sobre a importância destes caracteres para identificação da espécie, sendo estes: o tamanho do corpo, a estrutura do espículo e a conformação de sua capa cuticular, tamanho do ducto ejaculatório e da cloaca nos machos, a conformação da banda bacilar, o tamanho do completo ovo-ejetor, da vagina e do ovário nas fêmeas e se os ovos possuem, ou não, protusões nas extremidades. Os espécimes aqui relatados possuem espículo e tamanho corporal correspondente ao que foi proposto por Babero (1959), sendo então determinados *Trichuris minuta*.



**Figura 80:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Trichuris minuta*. ESP – espículo; RES – revestimento cuticular armado do espículo. Barra = 300  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 81-82:** Fotomicrografias da região posterior da fêmea (81), evidenciando a saída do ânus (A) e posterior de um macho (82), evidenciando o espículo (ESP) com revestimento cuticular de *Trichuris minima*.



**Figura 83:** Fotomicrografia da vagina (V) e ovipositor de uma fêmea de *Trichuris minuta*, repleto de ovos (O).

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Enoplida Filipjev, 1929

Superfamília Trichinelloidea Ward, 1907

Família Trichuridae (Ransom, 1911) Railliet, 1915

Subfamília Trichurinae Ransom, 1911

Gênero *Trichuris* Roederer, 1761

*Trichuris didelphis* Babero, 1959

(Figuras 84-87)

**Descrição:** Baseada em oito espécimes, quatro machos e quatro fêmeas, montados em lactofenol de Amann. Nematoides de coloração branca leitosa. Corpo alongado e claramente bipartido, com uma parte mais espessa e outra mais fina. Fêmeas com cauda arredondada e machos com cauda muito curva e cloaca na extremidade posterior do corpo, por onde se everte o espículo. Fêmeas tipicamente maiores que os machos. Região cefálica assim como suas outras estruturas muito inconspícuas e de difícil visualização. Presença de esticócitos. Machos com um único espículo revestido de uma camada de cutícula ligeiramente espessa, que possui uma expansão arredondada e é armada de diminutos espinhos cuticulares.

**Machos:** Corpo com comprimento total de 9,96mm – 11,50mm (10,56mm±0,82mm; n = 4) e 140,00 – 200,00 (175,00±25,16; n=4) de largura máxima. Espículo medindo 600,00 – 800,00 (740,00±95,21; n=4) de comprimento. Expansão arredondada do espículo medindo 60,00 – 80,00 (66,66±11,54; n=4) de comprimento por 100,00 – 120,00 (106,66±11,54; n=4) de largura.

**Fêmeas:** Corpo com comprimento total de 9,74mm – 12,00mm (11,27mm±1,04mm; n = 4) e 80,00 – 140,00 (100,00±28,28; n=4) de largura. Vulva com distância de 4,60mm – 5,40mm (5,00mm±0,56mm; n=4) da extremidade anterior. Ovos medindo 57,50 – 70,00 (66,87±4,14;

n=10) de comprimento por 32,50 – 37,50 (34,79±2,25; n=10) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Intestino delgado, intestino grosso

Localidade: Porto Alegre - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 13,33%

Intensidade média de infecção: 14,75 espécimes/hospedeiro

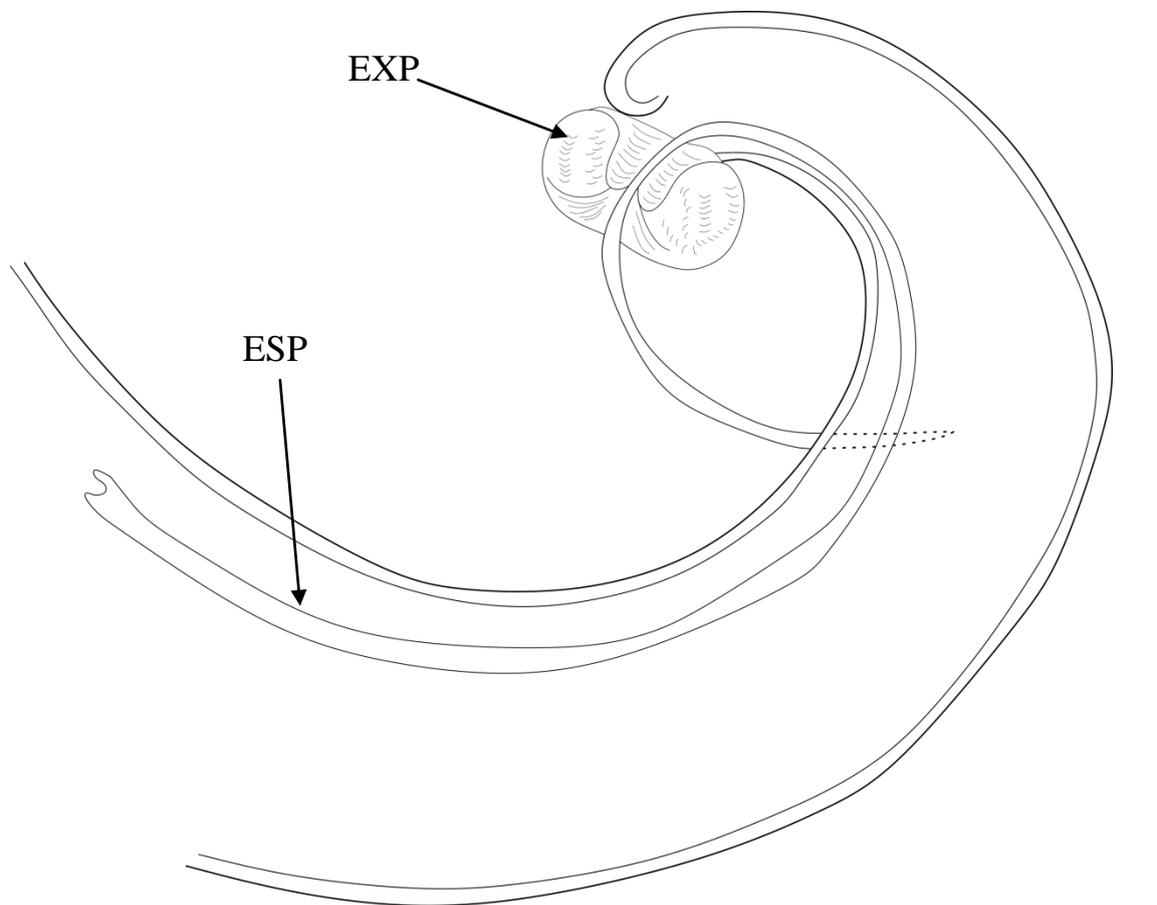
Abundância média de infecção: 1,96 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 2 - 40 espécimes/hospedeiro

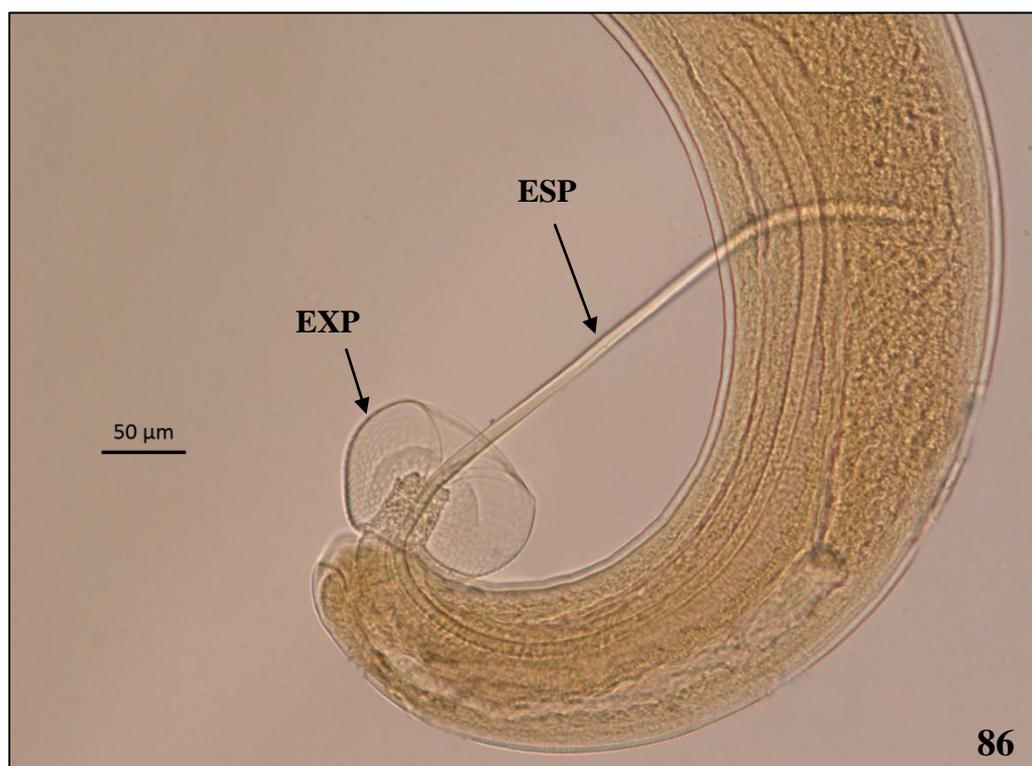
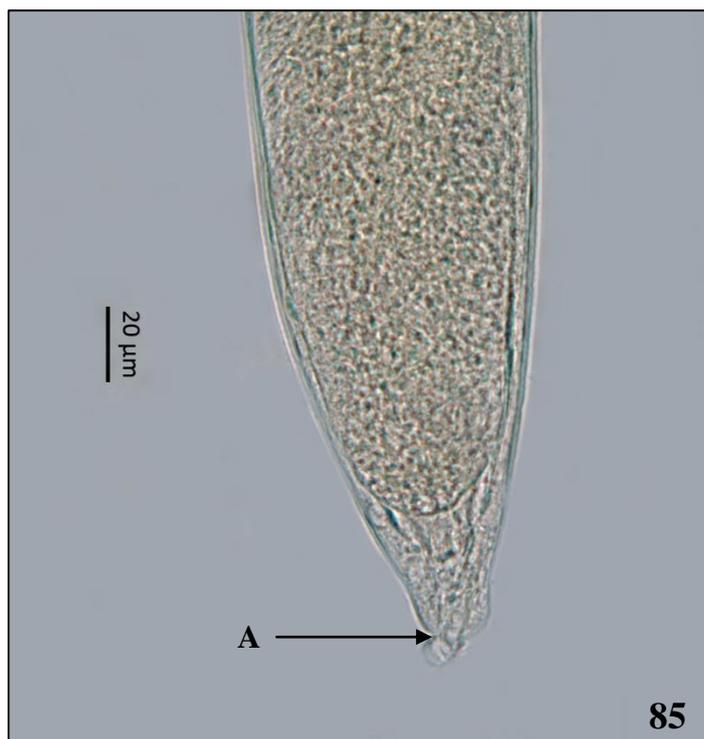
### **Comentários**

Tendo sua primeira ocorrência em marsupiais didelfídeos descrita por Babero em 1959, mesmo ano e mesma ocasião de sua descrição como espécie, *Trichuris didelphis* compartilha algumas características morfológicas com *T.minuta*, outra espécie de seu gênero também relatada por Babero (1959). As principais diferenças de *T. didelphis* morfolologicamente em relação à *T.minuta* são o tamanho do corpo, significativamente menor em dimensões que o de *T.minuta*, o revestimento espicular que possui um alargamento arredondado e armado com pequenos espinhos, e um ducto ejaculatório mais curto.

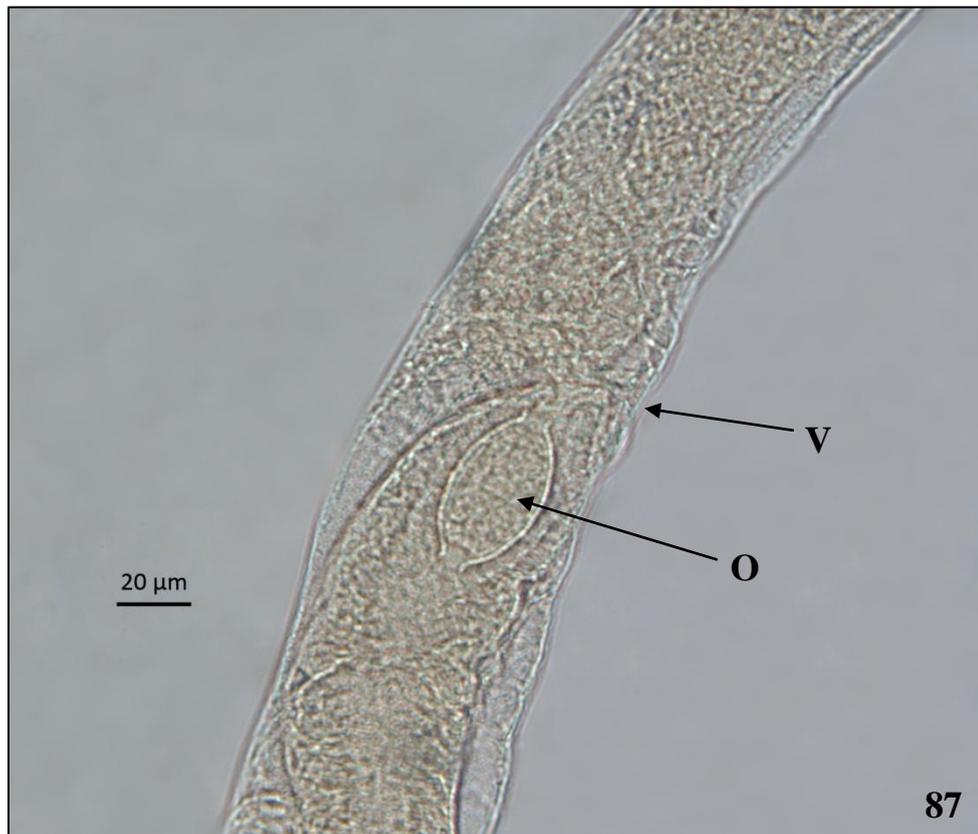
Desde a descrição feita por Babero, *T.didelphis* foi relatada em diversas localidades, e em três espécies de *Didelphis*: *D. albiventris*, *D. aurita* e *D. virginiana*. No Brasil a espécie foi detectada para didelfídeos no Rio Grande do Sul (Antunes, 2005) e no Rio de Janeiro (Neto *et al.*, 2018) ocorrendo em concomitância com *T. minuta*, o que também ocorreu no presente estudo. Nos Estados Unidos a espécie teve ocorrência registrada para *D.virginiana*, na ocasião da descrição feita por Babero (1959) e neste mesmo trabalho o autor também relata a ocorrência de *T. minuta* provendo algumas descrições sobre a morfologia de ambas as espécies e comparando morfolologicamente *T. didelphis* com outras espécies do gênero.



**Figura 84:** Diagrama incompleto da região posterior do macho de *Trichuris didelphis*. ESP – espículo; EXP – expansão curricular arredondada do revestimento do espículo. Barra = 200 μm.



**Figuras 85-86:** Fotomicrografias da região posterior de uma fêmea (81) evidenciando o ânus (A) e posterior de um macho (82) evidenciando espículo (ESP) e a expansão de seu revestimento cuticular (EXP) de *Trichuris didelphis*.



**Figura 87:** Fotomicrografia da vagina (V) e ovipositor de uma fêmea de *Trichuris didelphis* com ovo (O) posicionado para expulsão.

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Spiruroidea Oerley, 1885

Família Gongylonematidae (Hall, 1916, subfam.) Sobolev, 1949

Gênero *Gongylonema* Molin, 1857

***Gongylonema* sp.**

(Figuras 88-90)

**Descrição:** Baseada em uma fêmea, montada em lactofenol de Amann. Corpo alongado e com a ponta levemente afilada. Cápsula bucal longa. Região cefálica com expansões cuticulares que formam pequenas esferas distribuídas pela cutícula. Corpo alongado com comprimento de 18,50mm e largura de 180,00. Anel nervoso com uma distância de 100,00 da extremidade anterior. Cápsula bucal bem desenvolvida, medindo 50,00 de comprimento e 7,50 de largura. Vulva com distância de 2,20 mm da extremidade posterior e ânus com distância de 160,00 da extremidade posterior.

**Resenha taxonômica**

Hospedeiro: *Didelphis albiventris* Lund, 1840

Local de infecção: Esôfago

Localidade: Porto Alegre - Rio Grande do Sul, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 1 espécime/hospedeiro

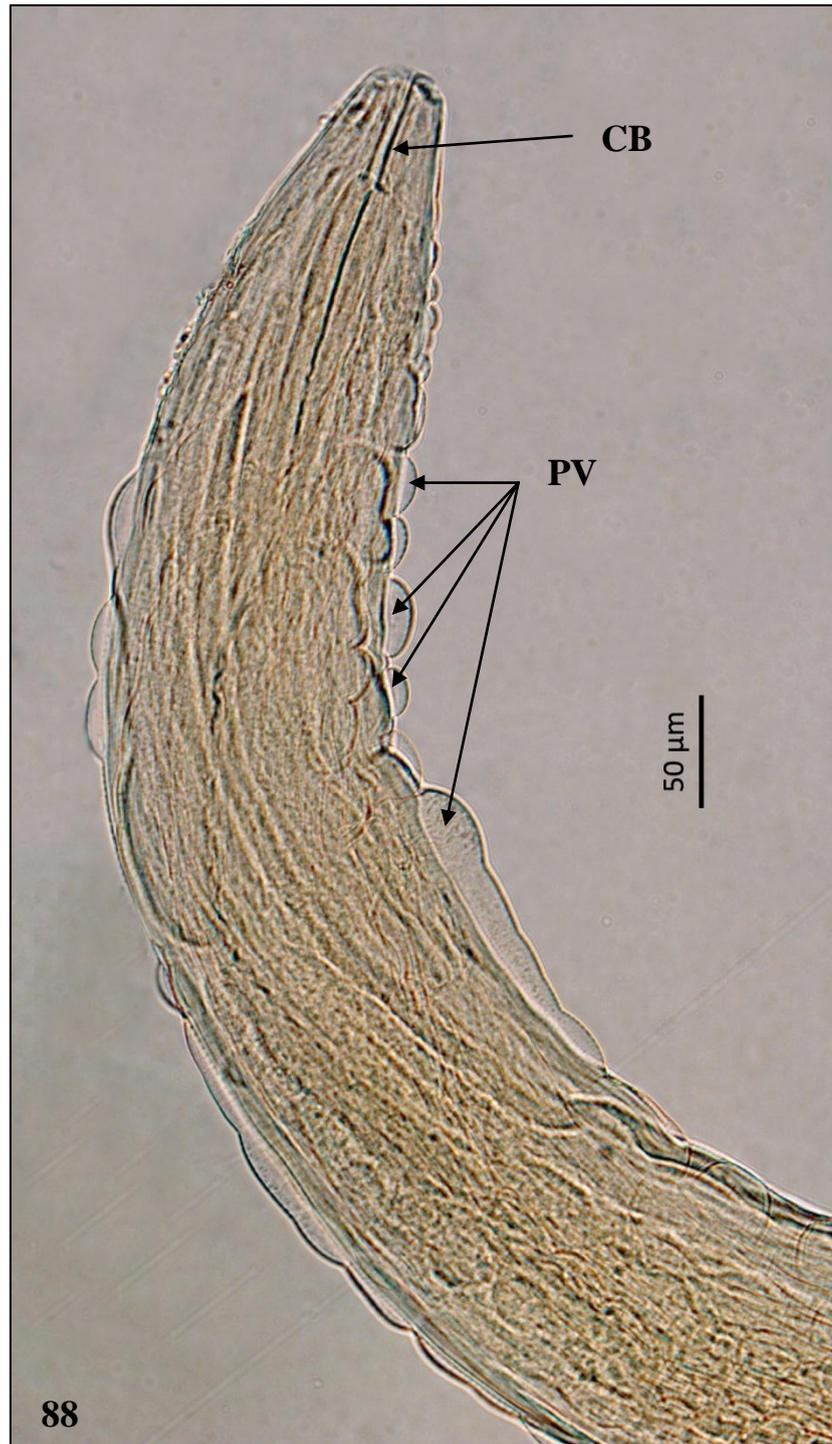
Abundância média de infecção: 0,03 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 espécime/hospedeiro

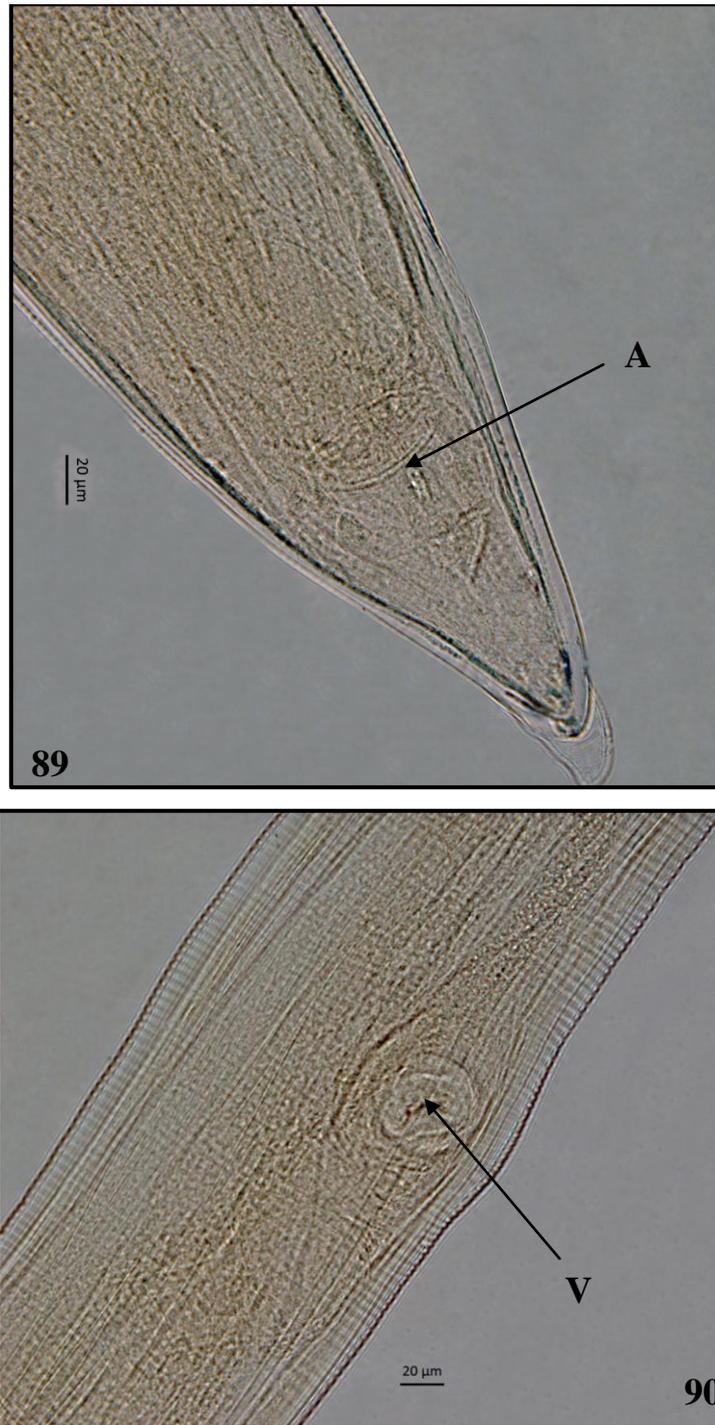
## Comentários

Apenas uma fêmea deste gênero foi encontrada parasitando o esôfago neste estudo e a mesma não possuía ovos, o que pode configurar uma infecção recente. Visto que para que a determinação à nível de espécie seja realizada é necessária uma análise das estruturas reprodutivas do macho, foi impossível concluí-la pois não haviam outros indivíduos presentes. Apesar disto, a fêmea possuía características para que fosse identificada como pertencendo ao gênero *Gongylonema* segundo Anderson *et al.* (2009), principalmente pelas projeções verruciformes da cutícula na região anterior, e, se algum macho estivesse presente, este deveria possuir espículos de tamanhos ligeiramente diferentes e gubernáculo ausente.

*Gongylonemoides* e *Gongylonema* são os únicos gêneros da família Gongylonematidae, contando com diversas espécies descritas parasitando o sistema gastroesofágico de aves e mamíferos (Anderson *et al.*, 2009). Nematoides deste gênero já foram amplamente detectados ocorrendo em marsupiais. No Brasil, esta espécie foi detectada em estudos de levantamento da helmintofauna de *Didelphis albiventris* realizados por Antunes (2005) e Silva & Costa (1999), também parasitando a parede do esôfago.



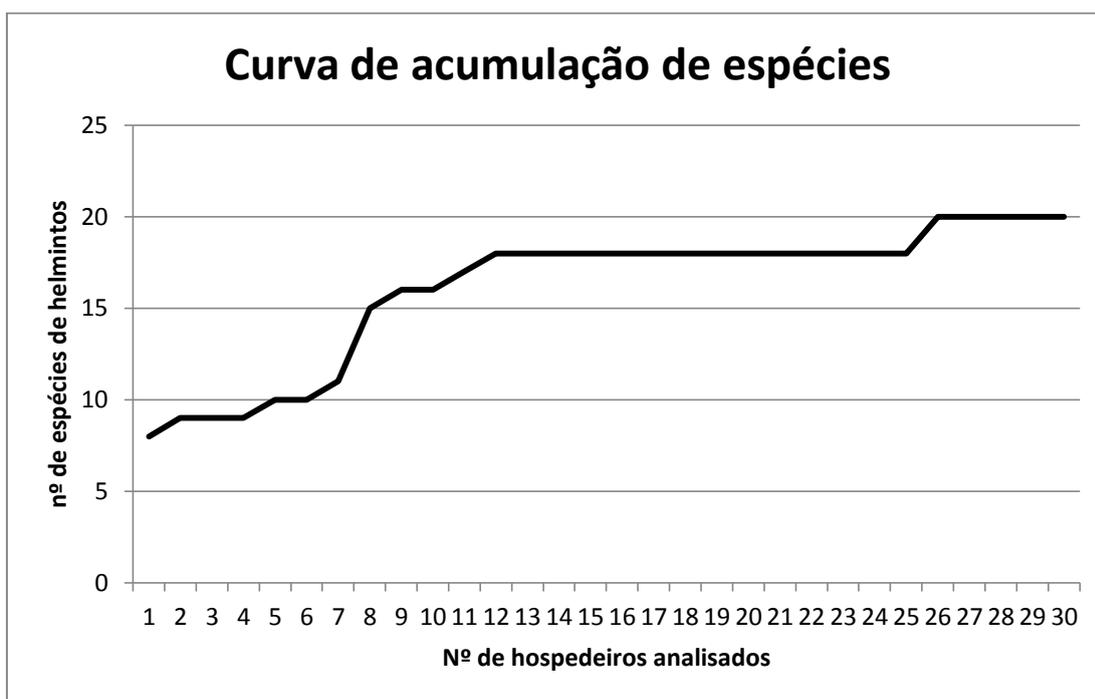
**Figura 88:** Fotomicrografia da região anterior de uma fêmea de *Gongylonema* sp. evidenciando a cápsula bucal (CB) e as projeções verruciformes (PV) que caracterizam o gênero.



**Figuras 89-90:** Fotomicrografias da região posterior evidenciando o ânus (A) (89) e da vagina (V) (90) de uma fêmea de *Gongylonema* sp.

#### 4.5. Curva de suficiencia amostral

A suficiência amostral foi medida pela curva de acumulação de espécies (Figura 91), ou seja, quantas espécies novas eram encontradas a cada hospedeiro analisado. A partir do 12º hospedeiro a curva estabiliza em um platô por boa parte da amostragem até o 27º hospedeiro, onde uma espécie nova foi encontrada. Apesar da curva se estabilizar novamente a partir do 27º hospedeiro, não há garantias de que, caso a amostragem prosseguisse, uma nova espécie seria, ou não, encontrada. Isto demonstra que devido à alta diversidade de espécies de helmintos presentes em *D. albiventris* pode ser necessária uma amostragem que ultrapasse os 30 indivíduos coletados para atingir a suficiência que estabilize a curva.



**Figura 91:** Curva de acumulação das espécies de helmintos encontradas nos indivíduos de gambá-de-orelha-branca analisados.

#### 4.6. Índices ecológicos e parâmetros corporais dos hospedeiros

Num total de 30 espécimes necropsiados de *D. albiventris*, todos estavam parasitados por pelo menos uma espécie de helminto, confirmando a hipótese geral do trabalho. Os hospedeiros apresentaram peso e comprimento padrão para a espécie (Tabela VI). A contribuição de cada grupo de helminto encontrado em prevalência (expressa em porcentagem) é mostrada na tabela VII.

*Cruzia tentaculata* apresenta-se como espécie mais prevalente do estudo e também dentro de Nematoda, *Bursotrema tetracotyloides* como espécie mais prevalente em Digenea e *Centrorhynchus* sp. como espécie mais prevalente de Acanthocephala. *Turgida turgida* foi a segunda espécie mais prevalente em Nematoda, o que corrobora os índices estabelecidos por Antunes (2005) e Zabott *et al.* (2017). *Brachylaima migrans* foi a segunda espécie mais prevalente de Digenea, seguida por *Rhopalias coronatus*. Os parâmetros registrados ocorreram de forma condizente com outros estudos que já haviam detectado estas mesmas espécies em ocorrência muito similar (Neto *et al.*, 2018; Antunes, 2005; Zabott *et al.*, 2017).

Importante ressaltar que o órgão mais parasitado foi o intestino delgado, seguido do intestino grosso. Isso se dá devido à maior disponibilidade de nutrientes da ingesta do hospedeiro estar disponível neste órgão, o que faz dele um ambiente ideal para muitas espécies endoparasitas (Goater *et al.*, 2014).

**Tabela VI:** Relação dos parâmetros corporais dos hospedeiros analisados.

Parâmetros	Machos (n = 15)	Fêmeas (n = 15)	Geral (n = 30)
	média ± DP	média ± DP	média ± DP
Peso (kg)	1,57 ± 0,60	1,00 ± 0,48	1,49 ± 0,53
Comprimento (cm)	74,90 ± 7,84	77,7 ± 6,50	76,3 ± 7,21

**Tabela VII:** índices ecológicos das espécies de helmintos encontradas em *Didelphis albiventris*.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>Prevalência (%)</b>	<b>Amplitude</b>	<b>Intensidade média de infecção</b>	<b>Abundância média de infecção</b>	<b>Local de infecção</b>
<b>Digenea</b>					
<i>Plagiorchis didelphidis</i>	6,67	6,00-11,00	8,50	0,56	ID; IG
<i>Bursotrema tetracotyloides</i>	40,00	1,00-349,00	38,83	15,53	ID; IG
<i>Diplostomum variabile</i>	3,33	6,00	6,00	0,20	ID
<i>Brachylaima migrans</i>	36,67	2,00-155,00	38,63	14,16	ID; IG
<i>Pygidiopsis genata</i>	3,33	92,00	92,00	3,06	ID
<i>Rhopalias macracanthus</i>	13,33	6,00-28,00	26,50	3,53	ID
<i>Rhopalias coronatus</i>	30,00	1,00-406,00	49,88	14,96	ID; IG
<b>Eucestoda</b>					
Ordem Ciclophyllidae	3,33	1,00	1,00	0,03	ID
<b>Acanthocephala</b>					
<i>Moniliformis moniliformis</i>	3,33	3,00	3,00	0,10	ID
<i>Centrorhynchus</i> sp.	16,67	1,00-14,00	5,60	0,93	ID
<b>Nematoda</b>					
<i>Aspidodera raillieti</i>	23,33	7,00-343,00	89,42	20,86	ID; IG
<i>Cruzia tentaculata</i>	96,67	5,00-1325,00	287,90	278,30	ID; IG
<i>Travassostrongylus orloffii</i>	30,00	1,00-28,00	9,66	2,90	ID
<i>Viannaia hamata</i>	20,00	4,00-227,00	61,00	12,20	ID
<i>Didelphostrongylus hayesi</i>	23,33	1,00-43,00	17,58	4,10	P
<i>Capillaria</i> sp.	26,67	1,00-32,00	7,50	2,00	Esf; ID
<i>Turgida turgida</i>	53,33	1,00-38,00	8,88	4,73	Esf; Est; ID
<i>Trichuris minuta</i>	23,33	1,00-196,00	33,75	7,83	ID; IG
<i>Trichuris didelphis</i>	13,33	2,00-40,00	14,75	1,96	ID; IG
<i>Gongylonema</i> sp.	3,33	1,00	1,00	0,03	Esf

Abreviações: Esf: esôfago; Est: estômago; F: fígado; ID: intestino delgado; IG: intestino grosso; P: pulmão.

#### 4.7. Itens alimentares e suas relações com os ciclos de vida dos parasitos encontrados

Um dos objetivos deste trabalho foi avaliar de forma qualitativa se a dieta ou itens consumidos pelos gambás-de-orelha-branca tinham alguma relação com as espécies de helmintos presentes, dependendo de seus ciclos de vida. Os itens alimentares corroboraram totalmente o que já é descrito sobre a dieta da espécie (Cáceres, 2002) e, boa parte deles, demonstra relação com os ciclos de vida dos helmintos aqui relatados.

Os hospedeiros apresentaram como conteúdo gastrointestinal restos de matéria vegetal, sementes, fragmentos de conchas e de manto de moluscos terrestres, ninfas, pernas, asas e carapaças de insetos como formigas, baratas e besouros, fragmentos de carapaça de isópodos, pedipalpos de escorpiões, ácaros, anelídeos, pequenos ossos possivelmente de aves ou pequenos mamíferos e penas de alguma espécie de passeriforme (Figura 92).

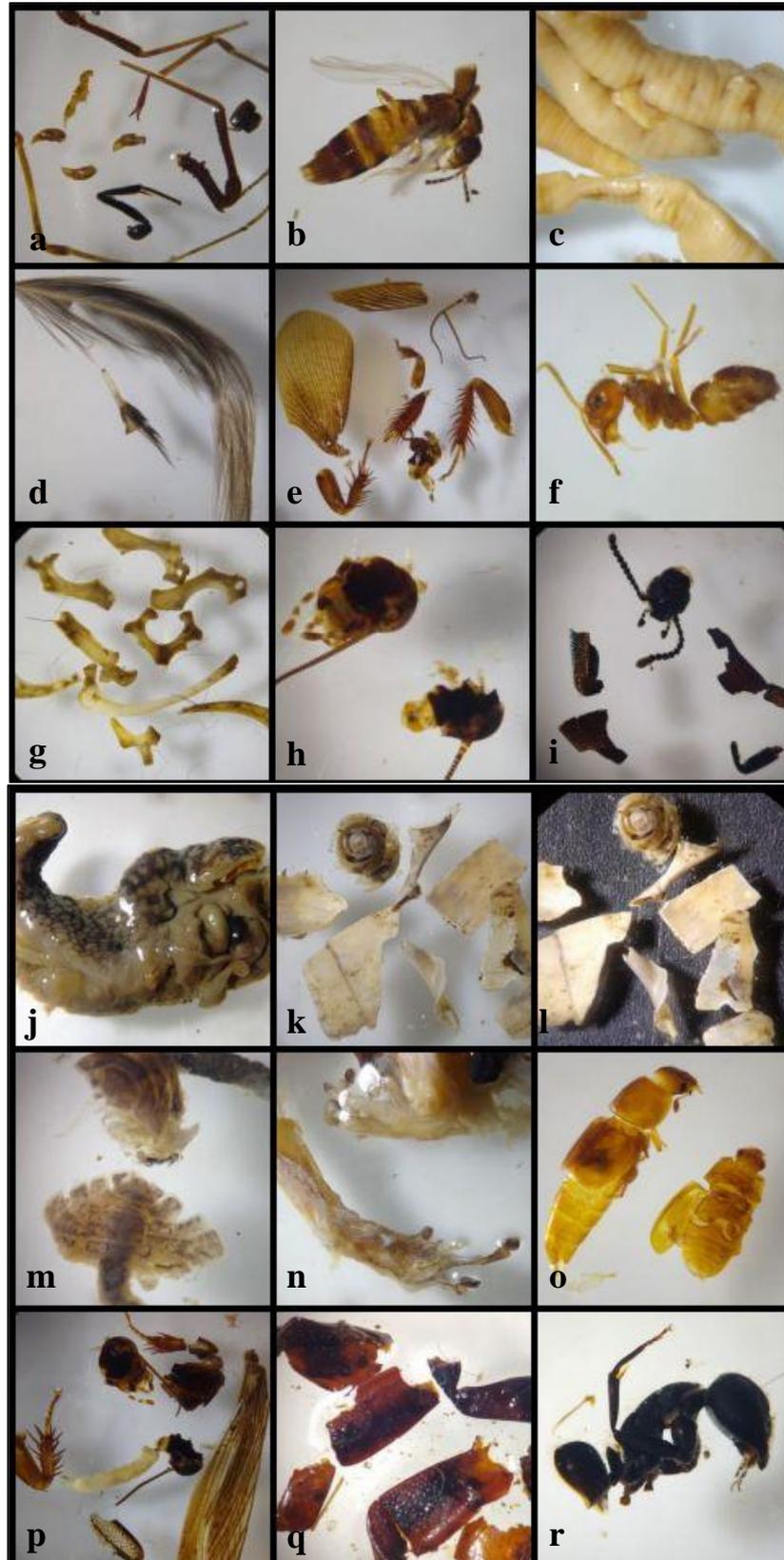
Digenéticos tipicamente utilizam moluscos como hospedeiros intermediários de seus ciclos de vida (Bush *et al.*, 2001). Ao detectar restos de conchas e manto de moluscos limneídeos, bradibenídeos e helicídeos, pôde-se associar o consumo de moluscos com a presença das espécies de digenéticos na fauna parasitária dos gambás-de-orelha-branca aqui analisados (Lewis *et al.*, 2002). *Plagiorchis* utiliza moluscos limneídeos como 1º e 2º hospedeiro intermediário, larvas de insetos, microcrustáceos e pequenos peixes como 2º hospedeiro intermediário e aves, mamíferos, répteis e anfíbios como hospedeiros definitivos (Chai, 2019). Houve também relação da presença de moluscos terrestres nos itens alimentares com Brachylaimidae, que os utilizam como 1º e 2º hospedeiros intermediários e parasitam aves, mamíferos e raramente anfíbios de forma definitiva (Gibson *et al.*, 2002). Também foi possível estabelecer uma conexão entre o ciclo de *Bursotrema tetracotyloides* e a ingesta de anfíbios por *Didelphis albiventris* (Dubois, 1976; Hamann *et al.*, 2010), visto que este também foi um item detectado no conteúdo gástrico dos hospedeiros. Não há registros nem informações sobre os ciclos de vida das espécies de *Rhopalias* aqui relatadas (Acosta-Virgen *et al.*, 2015).

Em Acanthocephala houve a ocorrência de cistacantos de *Moniliformis moniliformis* que possui ciclo de vida intimamente associado com baratas e besouros (Moore, 1946), que foram itens alimentares encontrados de forma frequente durante as análises. Tendo em vista que os hospedeiros definitivos desta espécie são roedores, gatos e canídeos, o gambá pode estar servindo como hospedeiro paratênico, criando uma ponte entre o hospedeiro intermediário e o definitivo (Crompton *et al.*, 1985). Helmintos do gênero *Centrorhynchus* também utilizam insetos e isópodos como hospedeiros intermediários (Petrochenko, 1971;

Amato *et al.*, 2003) e estes também foram constantemente detectados na dieta dos gambás analisados. Rãs do gênero *Rhinella* já foram registradas como hospedeiros paratênicos de *Centrorhynchus* (Santos & Amato, 2010), confirmando o presente achado, visto que houve presença de helmintos do gênero e de rãs como componente da dieta dos gambás analisados.

Com relação às espécies de nematoides levantadas e os componentes de dieta detectados foi possível associar os ciclos de vida de *Turgida turgida* (Castro *et al.*, 2017), *Gongylonema* (CDC, 2020), e outras espécies com ciclos heteroxenos à presença de insetos como item alimentar (Gomes *et al.*, 2003; Zabott *et al.*, 2017). Visto que Insecta foi um dos mais consumidos pelo hospedeiro é justificável sua associação à diversidade de espécies e a prevalência elevada de nematoides (Gomes *et al.*, 2003).

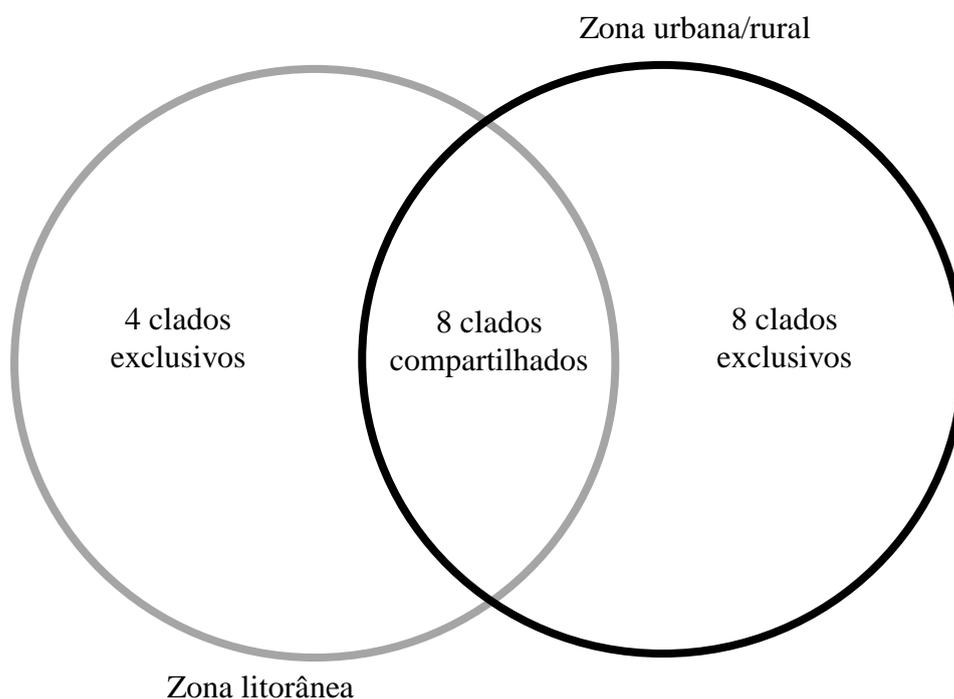
*Didelphostrongylus hayesi*, corroborando o proposto por Baker *et al.*, (1995) de que a espécie possivelmente é transmitida principalmente na vida silvestre por meio de moluscos terrestres, teve sua presença associada também ao consumo destes moluscos pelos hospedeiros analisados. O gênero *Trichuris* quando ocorre em animais silvestres possui ciclo de vida com transmissão direta e pelo solo, ou seja, os indivíduos que estavam parasitados pelas espécies deste gênero provavelmente ingeriram algo contaminado, possivelmente fezes, com os ovos embrionados destes helmintos (CDC, 2020).



**Figura 92:** Fotografias dos itens alimentares encontrados durante as necropsias dos hospedeiros: a) pedipalpos e pernas de escorpião; b) himenóptero; c) anelídeos; d) penas; e) pernas, asas e antenas de inseto; f) formiga; g) ossos de pequeno vertebrado; h-i) cabeças de ortópteros; j) pé e manto de molusco terrestre; k-l) fragmentos de conchas de moluscos de água doce; m) carapaças de isópodos; n) perna de uma rã; o) coleópteros; p-r) fragmentos de pernas, asas e carapaças de baratas, formigas e ortópteros.

#### 4.8. Compartilhamento de clados entre biomas de proveniência dos hospedeiros

Sabendo a localidade aproximada de proveniência dos hospedeiros pôde-se fazer um diagrama de Venn sobre quantos clados parasitos eram compartilhados por gambás provenientes de região litorânea e gambás de zona mais urbanizada, localizada nas proximidades de Porto Alegre e grandes centros urbanos (Figura 93).



**Figura 93:** Compartilhamento de clados de helmintos entre os dois biomas de procedência dos indivíduos de gambá-de-orelha-branca segundo o Diagrama de Venn.

A partir do diagrama e de uma análise qualitativa pôde-se inferir que dos 20 clados de helmintos encontrados, apenas quatro são exclusivos da zona litorânea e oito são exclusivos de zona mais urbanizada havendo também um compartilhamento de oito clados parasitos entre os dois ambientes.

Os clados compartilhados possuem ciclos de vida diretos ou que apresentam hospedeiros intermediários disponíveis em ambos os ambientes, enquanto que os exclusivos possuem ciclos com hospedeiros intermediários de maior disponibilidade em cada um dos ambientes (Bush *et al.*, 2001). Levando em conta a dieta altamente onívora e oportunista de *Didelphis albiventris* (Cáceres, 2002) pode-se inferir que, a depender do ambiente, do que

estiver disponível para consumo e das espécies parasitas que o habitam, o compartilhamento de espécies pode aumentar ou diminuir.

#### 4.9. Análise de modelo linear generalizado

##### Modelos utilizando diversidade de espécies como variável dependente

A partir dos resultados obtidos nos modelos (Tabela VIII) pode-se concluir que não há relação estatisticamente significativa entre a diversidade de espécies de helmintos encontrados e os parâmetros corporais ou mesmo o sexo do hospedeiro visto que o modelo nulo foi o mais significativo ( $\Delta AICc = 0$  ou  $< 2$ ). Todos os outros modelos executados resultaram em um  $\Delta AICc$  maior do que dois, o que confirma a inexistência de relação entre a variável dependente e as variáveis independentes.

Apesar de se saber que por vezes os parasitos podem causar danos à saúde do hospedeiro ou mesmo terem potencial zoonótico (Antunes, 2005), este resultado mostra que a diversidade de espécies de parasitos não influencia nos parâmetros corporais do hospedeiro, ou seja, os hospedeiros mesmo com essa diversidade parasitária não estavam em condições que configurassem um dano significativo à sua condição física.

**Tabela VIII:** Resultados provenientes do R sobre os modelos lineares generalizados executados utilizando a variável diversidade como dependente (y). Todos os modelos tiveram um valor  $P > 0,05$ .

Nome do modelo	K	AICc	$\Delta AICc$
nulo	2	140,96	0
sexo	3	143,14	2,18
peso	3	143,42	2,46
comprimento	3	143,44	2,48
pesoesexo	4	145,75	4,8
comprimentoesexo	4	145,81	4,85
pesosexo	5	148,37	7,41
comprimentoosexo	5	148,7	7,74

### Modelos utilizando total de helmintos encontrados como variável dependente

Assim como nos modelos anteriores utilizando diversidade como variável dependente, nestes não houve qualquer relação estatisticamente significativa entre o total de helmintos presentes e os parâmetros corporais ou mesmo o sexo do hospedeiro (Tabela IX) visto que o modelo nulo foi o mais significativo ( $\Delta AICc = 0$  ou  $< 2$ ). Todos os outros modelos executados resultaram em um  $\Delta AICc$  maior do que dois, o que confirma a inexistência de relação negativa ou positiva entre a variável dependente e as variáveis independentes.

Novamente, este resultado discorda da premissa de que os parasitos são sempre prejudiciais à saúde do hospedeiro, como é proposto pelas áreas médicas e epidemiológicas. Apesar da carga parasitária que possuíam esta não influenciou de forma negativa na condição corporal dos hospedeiros. Quando o hospedeiro e os parasitos se encontram em um ambiente minimamente saudável e equilibrado, os efeitos negativos da carga parasitária tendem a permanecer em um nível em que o sistema imune do hospedeiro não o perceba e ele consiga se alimentar e prosseguir com seu ciclo reprodutivo (Hatcher *et. al.*, 2012), assim como qualquer outro organismo vivo (Windsor, 1997; Poulin & Morand, 2000).

**Tabela IX:** Resultados provenientes do R sobre os modelos lineares generalizados executados utilizando a variável “total de helmintos presentes” como dependente (y). Todos os modelos tiveram um valor  $P > 0,05$ .

Nome do modelo	K	AICc	$\Delta AICc$
nulo	2	445,35	0
sexo	3	447,65	2,31
peso	3	447,77	2,42
comprimento	3	447,83	2,48
pesoesexo	4	450,30	4,95
comprimentoesexo	4	450,44	5,09
pesoxsexo	5	452,98	7,64
comprimentoxsexo	5	453,09	7,74

## 5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A helmintofauna de *Didelphis albiventris* é muito rica, tanto em número, quanto em diversidade de espécies. Nas regiões de Porto Alegre, Viamão e do litoral norte do Rio Grande do Sul a fauna parasitária do gambá-de-orelha-branca é composta por 20 diferentes clados, que ocuparam os mais diversos sítios dentro do hospedeiro. Esta riqueza de parasitos provavelmente se deve ao fato de que a dieta do gambá é muito variada e generalista, sendo composta de diversos grupos de invertebrados e pequenos vertebrados que são utilizados pelos helmintos como hospedeiros intermediários e paratênicos. Por meio dos itens alimentares detectados nas necropsias foi possível estabelecer relações entre os ciclos de vida dos parasitos e o que foi detectado em termos de diversidade de parasitos, além de elucidar sobre os padrões alimentares do gambá, as relações parasito-hospedeiro e como os helmintos utilizam seus hospedeiros intermediários e paratênicos para chegar ao hospedeiro definitivo.

O estudo também demonstrou por meio do modelo linear generalizado que os helmintos podem conviver em equilíbrio com seus hospedeiros, não necessariamente influenciando em sua condição física tendo em vista que nenhum modelo acusou relação, negativa ou positiva, estatisticamente significativa. Os parâmetros corporais dos hospedeiros também seguiram o que já é relatado como padrão para a espécie.

Os diferentes locais de proveniência dos hospedeiros tiveram um considerável compartilhamento de grupos parasitos. O ambiente urbano-rural obteve um total de oito clados exclusivos e compartilhou outros oito com a zona litorânea, que por sua vez teve quatro clados de ocorrência exclusiva. Este compartilhamento se deve à disponibilidade de hospedeiros intermediários e paratênicos que foram consumidos pelos gambás em cada bioma e aos diversos ciclos de vida dos parasitos que ocorreram em cada local, além da ocorrência, ou não, dos diferentes grupos parasitos em cada local.

Importante ressaltar que apesar de uma quantidade considerável de estudos sobre a fauna parasitária de *Didelphis* já existirem, algumas informações, principalmente quanto à taxonomia dos helmintos, permanecem muito antigas e merecem estudos futuros. Os hábitos de *Didelphis albiventris* e seus aspectos ecológicos foram, e ainda são alvo de estudos pela comunidade mastozoológica, e se espera que o presente trabalho contribua para que este conhecimento fique cada vez mais consistente e informativo.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(Formatado segundo as normas da revista **International Journal For Parasitology: Parasites and Wildlife**)

- Acosta-Virgen, K., López-Caballero, J., García-Prieto, L., Mata-López, R., 2015. Helminths of three species of opossums (Mammalia, Didelphidae) from Mexico. *ZooKeys* 511: 131–152.
- Adnet, F. A. O., Anjos, D. H. S., Menezes-Oliveira, A., Lanfredi, R. M., 2009. Further description of *Cruzia tentaculata* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1917 (Nematoda: Cruzidae) by light and scanning electron microscopy. *Parasitology Research* 104:1207–1211.
- Amato, J.F.R., Amato, S.B., 2010. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. *In: Von Matter S, Straube FC, Accordi IA, Piacentini VQ, Cândido-Jr JF Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento. Technical Books, Rio de Janeiro, 369-393.*
- Amato, J.F.R.; Amato, S.B.; Araujo, P.B., Quadros, A.F., 2003. First report of pigmentation dystrophy in terrestrial isopods, *Atlantoscia floridana* (van Name) (Isopoda, Oniscidea), induced by larval acanthocephalans. *Revista Brasileira de Zoologia* v.20, n.4, pp.711-716.
- Amin, O., 2013. Classification of the Acanthocephala. *Folia Parasitologica (Praha)*. 60. 273-305. 10.14411/fp.2013.031.
- Anderson, R. C., Little, M. D., Strelive, U. R., 1980. The unique lungworms (Nematoda: Metastrongyloidea) of the opossum (*Didelphis marsupialis linnaeus*). *Systematic Parasitology*, 2(1), 1–8.
- Anderson, R.C., Chabaud, A.G., Willmott, S., 2009. Keys to the nematode parasites of vertebrates – Archival volume. CABI Publishing, Wallingford, 480pp.
- Antunes, G.M., 2005. Diversidade e potencial zoonótico de parasitos de *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (Marsupialia: Didelphidae). Tese de Doutorado. Porto Alegre. Faculdade de Veterinária. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
- Baker, D.G., Cook, L.F., Johnson, E.M., Lamberski, N., 1995. Prevalence, Acquisition, and Treatment of *Didelphostrongylus hayesi* (Nematoda: Metastrongyloidea) Infection in Opossums (*Didelphis virginiana*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v. 26, n. 3, pp. 403-408.

- Boero, J.J., Boehringer, I.K., 1967. El parasitismo de nuestra fauna autóctona. Rev. Fac. C. Vet., La Plata, 9(21): 147 – 160.
- Bray, R.A., Gibson, D.I. & Jones, A., 2008. Keys of the Trematoda – Volume 3. Wallingford, CBA International, 824pp.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M., Shostak, A.W., 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. Journal of Parasitology 83: 575-583.
- Bush, A.O., Fernández, J.C., Esch, G.W., Seed, J.R., Fernandez, J.C., 2001. The diversity and ecology of animal parasites. Cambridge University Press, Science- 566 pp.
- Butterworth, E.W., Beverley-Burton, M., 1980. The taxonomy of *Capillaria* Spp. (Nematoda: Trichuroidea) in Carnivorous Mammals from Onxar, Canada. Systematic Parasitology, 211-236.
- Cáceres, N.C., 2000. Population ecology and reproduction of the white-eared opossum *Didelphis albiventris* (Mammalia, Marsupialia) in an urban environment from Brazil. Journal of the Brazilian Association for the Advancement of Science. 52 (3):171-173.
- Carusi, L.C.P., Farace, M.I., Ribicich, M.M., Villafan, I.E.G., 2009. Reproduction and parasitology of *Didelphis albiventris* (Didelphimorphia) in an agroecosystem landscape in central Argentina. Mammalia 73: 89–97.
- Cary Institute for Ecosystem Studies: Why you should brake for opossums. <https://www.caryinstitute.org/discover-ecology/podcasts/why-you-should-brake-opossums>. Acesso em: 11/07/2018.
- Castro, R.G.B.M., Sócrates Fraga da Costa Neto, S.F.C.N., Júnior, A.M., Gentile, R., 2017. Ecological Aspects of nematode parasites of *Didelphis aurita* (Didelphimorphia, Didelphidae) in urban-sylvatic in Rio de Janeiro, Brazil. Oecologia Australis 21(1): 54-61.
- CDC: *Gongylonema* infection: <https://www.cdc.gov/dpdx/gongylonema/index.html>. Acesso: 27/02/2020.
- CDC: Trichuriasis: <https://www.cdc.gov/parasites/whipworm/index.html>. Acesso: 27/02/2020.
- Chai, J.Y., 2019. Human Intestinal Flukes From Discovery to Treatment and Control. Institute of Parasitic Diseases, Korea Association of Health Promotion. Springer Nature B.V., 549 pp.

- Coelho, I.P., Kindel, A., Coelho, A.V.P., 2008. Roadkills of vertebrate species on two highways through the Atlantic Forest Biosphere Reserve, in southern Brazil. *European Journal of Wildlife Research* 54: 689–699.
- Crompton, D.W.T., Nickol, B.B., 1985. *Biology of the Acanthocephala*. Cambridge University Press, 519 pp.
- Denegri, G.M., 1993. Review of oribatid mites as intermediate hosts of tapeworms of the Anoplocephalidae. *Experimental & Applied Acarology* 17: 567-580.
- Dubois, G., 1944. Parasites de *Didelphis azarae* Temminck, 1825 (Trematoda : Alariinae) par Grand-Rue 12, CH-2035 Corcelles.
- Dubois, G., 1976. Description de l'adulte présumé de *Bursotrema tetracotyloides* Szidat, 1960, et d'une nouvelle espèce du genre *Didelphodiplostomum*. *Annales de Parasitologie (Paris)*, t. 51, n° 3, pp. 341 - 347.
- Durette-Desset, M.C., 1968. Helminthes de *Marsupiaux américains*. Trichostrongyloidea. *Bull. Soc. Zool. France*. 93 41, 581-594.
- Freitas, J.F.T., 1936. Estudo sobre os *Capillarinae* parasitos de mamíferos (Nematoda: Trichuroidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 31 (1): 85-160, 16.
- Freitas, J. F.T, 1937. Sobre algumas espécies do gênero *Travassostrongylus* Orloff, 1933: (Nematoda: Trichostrongylidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 32, n. 2, p. 217-220.
- Gibbons, L.M., 2010. *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Supplementary Volume*. CAB International, Wallingford. 416pp.
- Gibson, D.I., Jones, A., Bray, R.A., 2002. *Keys to the Trematoda – Volume 1*. Wallingford, CABI Publishing, 544pp.
- Goater, T.M., Goater, C.P., Esch, G.W., 2014. *Parasitism: The Diversity and Ecology of Animal Parasites*. Cambridge University Press, 510pp.
- Gomes, D.C., Vicente, J.J., 1972. Estudo do gênero *Rhopalias* (Stiles & Hassall, 1989) (Trematoda, Rhopaliasidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, Guanabara. Tomo 70, fascículo 2.
- Gomes, D.C., Cruz, R.P., Vicente, J. J., Pinto, R. M., 2003. Nematode parasites of marsupials and small rodents from the Brazilian Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba, v. 20, n. 4, p. 699-707.
- Gómez, A., Nichols, E., 2013. Neglected wildlife: parasitic biodiversity as a conservation target. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 2: 222–227.

- Gray, J.B., Anderson, R.C., 1982. Observations on *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) (Nematoda: Physalopteroidea) in the American opossum (*Didelphis virginiana*). Journal of Wildlife Diseases: v. 18, n. 3, pp. 279-285.
- Hamann, M. I., Kehr, A. I., González, C. E., 2010. Helminth community structure of *Scinax nasicus* (Anura: Hylidae) from a South American subtropical area. Diseases of Aquatic Organisms, v. 93: 71–82.
- Harris, A.H., Harkema, R., Miller, G.C., 1967. Life History and Taxonomy of *Diplostomum variabile* (Chandler, 1932) (Trematoda: Diplostomatidae). The Journal of Parasitology, v. 53, n. 3, pp. 577-583.
- Hatcher, M.J., Dick, J.T.A., Dunn, A.M., 2012. Diverse effects of parasites in ecosystems: linking interdependent processes. Frontiers in Ecology and the Environment. 2012; 10(4): 186–194.
- Hatcher, M.J., Dick, J.T.A., Dunn, A.M., 2006. How parasites affect interactions between competitors and predators. Ecology Letters. 9: 1253–71.
- Helder, J., 2012. Glândulas paracloacais de marsupiais. In: Cáceres NC Marsupiais do Brasil. UFMS, Campo Grande, 187-197.
- Imperial Bureau of Agricultural Parasitology, 1933. Notes and Memoranda: The Helminth Parasites of Marsupials. Journal of Helminthology, 11(4): 195-256.
- IUCN – International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. 2015. IUCN red list of threatened species. Versão 2015.2. Disponível online em: [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org) [Acesso em: 18 de abril de 2018].
- Jones, A., Bray, R.A., Gibson, D.I., 2005. Keys to the Trematoda – Volume 2. Wallingford, CABI Publishing, 745pp.
- Khalil, L.F., Jones, A., Bray, R.A., 1994. Keys to the cestode parasites of vertebrates. Wallingford, CABI Publishing, 751pp.
- Komma, M.D., M.A.Q. Santos; S. Schmidt, E.L. Alves., 1972. Helmintos de roedores (*Rattus rattus alexandrinus* E. Geoffroy, 1803) e marsupiais (*Didelphis azarae azarae* Temnik, 1825) procedentes da cidade de Nerópolis, Estado de Goiás, Revista de Patologia Tropical, 1(3): 399-403.
- Kruidenier e Gallicchio, 1959. In: Gibson, D.I., Jones, A., Bray, R.A., 2002. Keys to the trematoda – Volume 1. Wallingford, CABI Publishing, 544pp.
- Lamas, M.F., Lunaschi, L.I., 2009. Ocorrência de *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) em *Leptophis ahaetulla marginatus* (Squamata: Colubridae). Cuad. herpetol., 23(1): 45 – 49.

- Lewis, E.E., Campbell, J.F., Sukhdeo, M.V.K., 2002. The Behavioural Ecology of Parasites. CABI, Medical - 384 pp.
- Li, L., 2019. Redescription of *Cruzia americana* Maplestone, 1930 (Nematoda: Kathlaniidae) a parasite of *Didelphis virginiana* (Kerr) (Mammalia: Didelphidae) in the USA. *Systematic Parasitology*, 96(4-5), 433–440.
- López-Caballero, J., Mata-López, R., Ponce de León, G.P., 2019. Molecular data reveal a new species of *Rhopalias* Stiles & Hassall, 1898 (Digenea, Echinostomatidae) in the Common opossum, *Didelphis marsupialis* L. (Mammalia, Didelphidae) in the Yucatán Peninsula, Mexico. *ZooKeys* 854:145-163.
- López-Crespo, R. A., López-Mayagoitia, A., Ramírez-Romero, R., Martínez-Burnes, J., Prado-Rebolledo, O. F., & García-Márquez, L. J., 2017. Pulmonary lesions caused by the lungworm (*Didelphostrongylus hayesi*) in the opossum (*Didelphis virginiana*) in Colima, Mexico. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 48(2), 404-412.
- Lunaschi, L.I., Drago, F.B., 2010. A new species of *Centrorhynchus* (Acanthocephala, Centrorhyncidae) endoparasite of *Guira guira* (Aves, Cuculidae) from Argentina. *Helminthologia*, 47, 1:38 – 47.
- Lunaschi, L.I., Drago, F.B., 2012. Digenean parasites of *Cariama cristata* (Aves, Gruiformes) from Formosa Province, Argentina, with the description of a new species of the genus *Strigea*. *Acta Parasitologica*. 57, 26–33.
- Matey, V. E., Kuperman, B. I., & Kinsella, J. M., 2001. Scanning Electron Microscopy of *Turgida turgida* (Nematoda: Spiruroidea), Parasite of the Virginia Opossum, *Didelphis virginiana*, from Southern California. *The Journal of Parasitology*, 87(5), 1199.
- Moore, D.V., 1946. Studies on the Life History and Development of *Moniliformis dubius* Meyer, 1933. *The Journal of Parasitology*, v.32, n. 3, pp. 257-271.
- Moore, J., Freehling, M., Gotelli, N.J., 1994. Altered behavior in two species of blattid cockroaches infected with *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala). *Journal of Parasitology*, 80 (2): 220–223.
- Moutinho, V., Oliveira-Menezes, A., Cardenas, M., Lanfredi, R., 2007. Further description of *Aspidodera raillieti* (Nematoda: Aspidoderidae) from *Didelphis marsupialis* (Mammalia: Didelphidae) by light and scanning electron microscopy. *Parasitology Research*. 101. 1331-6. 10.1007/s00436-007-0641-5.
- National Geographic: Four Creepy, Cool Ways Roadkill Helps Science. <https://news.nationalgeographic.com/2016/06/roadkill-uses-science-forensics-animals/>  
Acesso em: 24/04/2018.

- National Wildlife Federation: Opossums: Unsung Heroes in the Fight Against Ticks and Lyme Disease. <http://blog.nwf.org/2017/06/opossums-unsung-heroes-in-the-fight-against-ticks-and-lyme-disease/> Acesso em: 11/07/2018.
- Neto, S.F.C., 2017. Composição e estrutura das comunidades de helmintos de *Didelphis aurita* Wied-Neuwied, 1826 (Didelphomorpha, Didelphidae), em três ambientes distintos da Mata Atlântica no estado do Rio de Janeiro. Tese de Doutorado, Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, p. 136-164.
- Neto, S.F.C., Cardoso, T.S., Boullosa, R.G., Maldonado Jr., A., Gentile, R., 2018. Metacommunity structure of the helminths of the black-eared opossum *Didelphis aurita* in peri-urban, sylvatic and rural environments in south-eastern Brazil. *Journal of Helminthology* 1–12.
- Nettles, V. F., Prestwood, A. K., Davidson, W. R., 1975. Severe parasitism in an opossum. *Journal of Wildlife Disease*, Lawrence, v. 11, n. 3, p. 419- 420.
- Olsen, O.W., 1902. A Systematic Study of the Trematode Subfamily Plagiorchiinae Pratt. *Transactions of the American Microscopical Society*, Vol. 56, No. 3, pp. 311-339.
- Petrochenko, V.I., 1971. Acanthocephala of domestic and wild animals – Volume I. Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, 465pp.
- Poulin, R., Morand, S., 2000. The Diversity of Parasites. *The Quarterly Review of Biology* 75: 277-293.
- Rigueira, S.E., Valle, C.M.C., Malta, J.B., Albuquerque, P.V., Nogueira, J.C., 1987. Algumas observações sobre o ciclo reprodutivo anual de fêmeas de gambá *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (Marsupialia, Didelphidae) em populações naturais no estado de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 4(2): 129-137.
- Santos, C., Lent, H., Gomes, D.C., 1990. The genus *Aspidodera* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda: Heterakoidea): Revision, new synonyms and key for species. *Revista Brasileira de Biologia*. 50. 1017-1031.
- Santos, V.G.T., Amato, S.B., 2010. *Rhinella fernandezae* (Anura, Bufonidae) a paratenic host of *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala, Centrorhynchidae) in Brazil. *Revista mexicana de biodiversidad*, 81(1), 53-56.
- Sasal, P., Mouillot, D., Fichez, R., Chifflet, S., Kulbicki, M., 2007. The use of fish parasites as biological indicators of anthropogenic influences in coral-reef lagoons: A case study of Apogonidae parasites in New-Caledonia. *Marine Pollution Bulletin* 54: 1697–1706.

- Scheibel, R.P., Catzeflis, F., Jiménez, F.A., 2014. The relationships of marsupial-dwelling Viannaiidae and description of *Travassostrongylus scheibelorum* sp. n. (Trichostrongylina: Heligmosomoidea) from mouse opossums (Didelphidae) from French Guiana. 61(3):242-54.
- Schmidt, G.D., 1986. Handbook of tapeworm identification. Boca Raton, CRC Press, 675p.
- Science News for Students: Roadkill: Learning from the dead  
<https://www.sciencenewsforstudents.org/article/roadkill-learning-dead> Acesso em: 24/04/2018.
- Silva, M.G.Q., Costa, H.M.A., 1999. Helminths of White-bellied Opossum from Brazil. Journal of Wildlife Diseases, 35(2): 371–374.
- Sures, B., Nachev, M., Selbach, C., Marcogliese, D.J., 2017. Parasite responses to pollution: what we know and where we go in Environmental Parasitology. Parasites & Vectors, 10:65.
- Tkach, V.V., Pawlowski, J., Sharpilo, V.P., 2000. Molecular and morphological differentiation between species of the *Plagiorchis vespertilionis* group (Digenea, Plagiorchiidae) occurring in Europea bats, with a re-description of *P. vespertilionis*. Syst. Parasitol. 47:9–22.
- Tumeleiro, L.K., Koenemann, J., Ávila, M.C.N., Pandolfo, F.R., Oliveira, E.V., 2006. Notas sobre mamíferos da região de Uruguaiana: estudo de indivíduos atropelados com informações sobre a dieta e conservação. Biodiversidade Pampeana 4: 38-41.
- Vizcaino, S.I., 1993. Presencia del género *Centrorhynchus* Lühe, 1911, (Acanthocephala: Centrorhynchidae) en la República Argentina. Neotropica, 39(101–102): 77 – 78.
- Windsor, D., 1997. Equal Rights for Parasites. Perspectives in biology and medicine. 40. 222-9. 10.2307/1313348.
- Yamaguti, S., 1961. Systema helminthum. Volume III. The nematodes of vertebrates, part I, II. New York, Interscience Publishers, Inc., 1261pp.
- Yamaguti, S., 1963. Systema Helminthum. Volume V. Acanthocephala. New York, Interscience Publishers, 423pp.
- Yamaguti, S., 1971. Synopsis of the digenetic trematodes of vertebrates. Volume I & II. Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074pp + 349 pranchas.
- Zabott, M.V., Pinto, S.B., Viott, A.M., Gruchouskei, L., Bittencourt, L.H.F.B., 2017. Helminthofauna de *Didelphis albiventris* (Lund, 1841) no município de Palotina, Paraná, Brasil. Arq. Ciênc. Vet. Zool. 20: 19-22.