

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE ZOOLOGIA
BACHARELADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

NATÁLIA PINHEIRO SOMMER

**TREMATÓDEOS DIGENÉTICOS de *Calidris canutus rufa* do
PARQUE NACIONAL DA LOGOA DO PEIXE, RS, BRASIL**

Porto Alegre, 2019

NATÁLIA PINHEIRO SOMMER

**TREMATÓDEOS DIGENÉTICOS de *Calidris canutus rufa* do
PARQUE NACIONAL DA LOGOA DO PEIXE, RS, BRASIL**

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

Orientadora: Prof^ª Dra. Cláudia Calegari Marques

PORTO ALEGRE, 2019

Trematódeos digenéticos de *Calidris canutus rufa* do Parque Nacional da Lagoa do Peixe, RS, Brasil.

Natália Pinheiro Sommer

Aprovada em 13/12/2019

Prof^ª Dr^ª Eliane Fraga da Silveira

Prof^ª Dr^ª Suzana Bencke Amato

Prof^ª Dr^ª Cláudia Calegari-Marques

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	iv
LISTA DE TABELAS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
RESUMO	viii
INTRODUÇÃO	1
OBJETIVOS	5
MATERIAL E MÉTODOS	6
RESULTADOS	14
Taxonomia, descrição e resenha taxonômica.....	14
Análises dos parâmetros ecológicos e resultados estatísticos.....	34
DISCUSSÃO	35
CONSIDERAÇÕES FINAIS	38
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Jussara e Carlos, por serem minha inspiração e base para a vida... por todo o amor, incentivo e muito apoio durante esses 5 anos de curso. Sem vocês isso não seria possível! Ao meu irmão Vítor, pelo companheirismo e amizade. Muito obrigada pelos brigadeiros e momentos de descontração nessa reta final dos nossos cursos! A vocês, todo meu amor e gratidão!

À minha orientadora professora Cláudia Calegari-Marques, por me orientar nessa jornada pelo mundo dos parasitos. Por mostrar uma visão encantadora dos helmintos. Por todos os momentos criativos e de descontração no LabHelm. Obrigada pelos cafés, pães doces, conversas, pelos abraços e “puxões” de orelhas!

Aos meus amigos do Laboratório de Helminologia: Letícia, Mariana, Stephanie, Marcos, Leonardo e Beatriz, obrigada por todos os momentos vividos dentro e fora do laboratório. Por todas as jantãs, caronas, festinhas, choros, abraços, discussões. Marcos, obrigada pela ajuda nos desenhos! Stephanie obrigada pela ajuda nas identificações e análises. Letícia por ouvir minhas “reclamações” e pelos calorosos abraços. A Mari pela tranquilidade e calma que transmite!

As minhas amigas da vida... Mariana, Ana, Júlia e Natana... pelos longos 11 anos de amizade! Obrigada por todos nossos momentos vividos e por serem tão especiais na minha vida! Amo vocês!

À minha ‘best’ Vivi, por tudo! Pelas conversas diárias e sempre me incentivar com calmas palavras! Obrigada por me escutar e estar ao meu lado em todos os momentos.

Ao Luan, pelo incentivo, apoio e ajuda na construção desse trabalho. Aos muitos momentos de descontração e alegria que foram compartilhados, deixando assim a reta final um pouco mais leve. Minha gratidão por tudo!

A todos o meu muito obrigada, cheio de carinho e amor!

“Even the smallest person can
change the course of history”

Lady Galadriel

LISTA DE TABELAS

Tabela I: Helminthos encontrados para o gênero <i>Calidris</i> sp.....	3
Tabela II: Bateria de coloração por hematoxilina Delafield	11
Tabela III: Dados utilizados e sua representação no R	13
Tabela IV: Prevalência, intensidade média, abundância média e amplitude de infecção de digenéticos no <i>Calidris canutus rufa</i>	34
Tabela V: Resultados dos modelos lineares generalizados.	34

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Espécime adulto de *Calidris canutus rufa*. Fonte: Wiki aves.....6
- Figura 2:** Localização da região da Lagoa dos Peixes e Farol da Solidão.....7
- Figura 3:** Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.....8
- Figura 4:** Trabalho de laboratório. **A** e **B**: necropsia do maçarico-de-papo-vermelho. **C**: separação dos órgãos em placas de Petri para o processamento. **D**: Análise individual dos órgãos.....9
- Figura 5:** Diagrama incompleto de *Himasthla* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), poro genital (pg), acetábulo (ac), bolsa do cirro (bc), cecos intestinais (ci), ovos (o), vitelário (vi), ovário (ov) e testículos (ts).....17
- Figura 6:** Fotomicrografia de *Himasthla* sp. **A**. Região anterior: Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), acetábulo (ac), bolsa do cirro (bc). **B**. Detalhe da região anterior: ventosa oral (vo), espinhos (es) e faringe (fr). **C**. Região posterior: Testículos (ts), ovário (ov), vitelário (vi) e ovos (o).....18
- Figura 7:** Diagrama incompleto de *Haematotrephus* sp. Faringe (fr), cecos intestinais (ci), útero (ut), vitelário (vi), ovário (ov) e testículos (ts).23
- Figura 8:** Fotomicrografia *Haematotrephus* sp. **A**. Região anterior: faringe (fr), cecos intestinais (ci), vitelário (vi) e útero (ut). **B**. Região posterior: ovário (ov) e testículos (ts). 24
- Figura 9:** Diagrama incompleto do gênero *Tanaisia* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), cecos intestinais (ci), ovário (ov), testículos (ts) e vitelário (vi).....28
- Figura 10:** Fotomicrografia *Tanaisia* sp. **A**. Indivíduo adulto, ventosa oral (vo), faringe (fr), testículos (ts). **B**. Detalhe da região anterior, ventosa oral (vo), faringe (fr) e ovos (o). **C**. Detalhe dos órgãos reprodutores, ovário (ov) e testículos (ts).....29
- Figura 11:** Diagrama incompleto do gênero *Levinseniella* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), cecos intestinais (ci), acetábulo (ac) e ovos (o).....32
- Figura 12:** Fotomicrografia *Levinseniella* sp. **A**. Detalhe da região anterior: Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es). **B**. Detalhe da região posterior: Acetábulo (ac) e útero (ut).....33

RESUMO

O parasitismo é um modo de vida bastante especializado e desempenha um papel fundamental na condução dos processos evolutivos que acontecem no nosso planeta. Os parasitos apresentam uma grande importância ecológica e possuem complexos ciclos de vida. Nas aves, a formação das comunidades helmínticas ocorre através da ingestão de outros animais (hospedeiros intermediários) que fazem parte da sua cadeia trófica. *Calidris canutus rufa* (Wilson, 1813), popularmente conhecido como maçarico-de-papo-vermelho, é uma espécie de ave migratória pertencente à família Scolopacidae, ordem Charadriiformes. Esta espécie realiza migrações tanto para o norte quanto para o sul do continente americano e sua alimentação é baseada principalmente em invertebrados marinhos. Os hábitos alimentares do *C. c. rufa* sugerem uma grande potencialidade para participar como hospedeiro de sistemas parasitários. Além disso, aves migratórias estariam mais expostas a uma grande variedade de parasitos, já que habitam diversos ambientes durante o seu ciclo anual. O objetivo desse trabalho foi identificar os digenéticos encontrados em *Calidris canutus rufa*, determinar a prevalência, a abundância média, a intensidade e a amplitude da infecção e avaliar a influência do tamanho e massa corporal das aves sobre esses parâmetros ecológicos. Foram necropsiados 29 maçaricos-de-papo-vermelho e seus helmintos foram coletados e fixados em AFA. Os digenéticos foram comprimidos e montados em lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá. Um total de 1.814 digenéticos foram coletados, (intensidade de infecção média de 86,38 helminto/hospedeiro), representando quatro gêneros: *Himasthla* com 68,96% de prevalência; *Levinseniella*, 13,8%; *Tanaisia*, com prevalência de 6,89%; e *Haematotrephus*, o menos prevalente com 3,44%. A comparação entre os parâmetros corporais da ave (peso e tamanho) e a quantidade de digenéticos não mostrou relação estatisticamente significativa. A diversidade de espécies de digenéticos encontradas está relacionada com os hábitos alimentares de *Calidris canutus rufa*.

INTRODUÇÃO

O parasitismo é um modo de vida bastante especializado, sua presença é muito importante nos ecossistemas naturais e desempenha um papel fundamental na condução dos processos evolutivos que acontecem no nosso planeta (Dougherty et al. 2016). Eles apresentam grande importância ecológica, podendo afetar direta ou indiretamente a abundância das espécies hospedeiras. Os parasitos podem atuar como agentes que regulam a comunidade de fauna e influenciam na dinâmica das populações, sendo considerados assim, modeladores da diversidade animal. Eles são organismos-chave, por sua importância como indivíduo, contribuindo assim para o equilíbrio entre as populações (Marcogliese and Cone 1997). Uma pequena parcela de parasitos existente é conhecida, a outra parcela, que integra os ecossistemas naturais é praticamente ignorada (Poulin and Mourad 2000).

Como os complexos ciclos de vida muitas vezes estão atrelados à dieta de seus hospedeiros, os parasitos são ótimos indicadores nas relações tróficas. Além disso, são reguladores populacionais dos hospedeiros, vertebrados e invertebrados e têm um papel importante na manutenção da diversidade genética. Os parasitos desempenham um papel essencial no fluxo de energia, na estabilidade e na capacidade de retornar ao equilíbrio de ecossistemas (Marcogliese and Cone 1997; Hudson 2005; Lafferty et al. 2006; Bartoli and Bodouresque 2007).

Quando pensamos em relação ao desenvolvimento de comunidades helmínticas em aves podemos afirmar que, a grande maioria das espécies de helmintos são adquiridos através da ingestão de outros animais, que fazem parte da sua cadeia trófica. Assim, o ambiente deve ser favorável para a sobrevivência e transmissão de helmintos, seja com os seus ciclos de vida diretos ou com a presença de estágios intermediários (Bush 1990).

A helmintofauna de aves migratórias tem sido estudada em diferentes partes do mundo e bem estudada na América do Norte (Canaris and Kinsella 2001; 2007 Canaris et al. 2003 Didyk et al. 2007). Alguns autores propõem que espécies de aves migratórias são mais expostas a uma grande variedade de parasitos, pois elas habitam diversos ambientes durante o seu ciclo anual, em comparação com as espécies de aves que residem e permanecem em uma mesma área o ano todo (Altizier et al. 2011).

Existem diversas espécies de aves que realizam migração ao redor do mundo. Essas aves caracterizam-se por fazerem longas migrações sazonais entre as áreas reprodutivas e não reprodutivas. Algumas espécies migratórias neárticas, como *Calidris fuscicollis* (Vieillot, 1819), *Calidris canutus rufa* (Wilson, 1813) e *Calidris alba* Pallas, 1764, usam principalmente

a costa marinha como locais de alimentação durante as migrações e como local de permanência no sul da América do Sul.

Calidris canutus rufa (Wilson, 1813) é uma ave popularmente conhecida como maçarico-de-papo-vermelho (Chesser et al 2013). Esta espécie realiza migrações tanto para o norte quanto para o sul. Seus principais pontos de parada na América do Sul são na Argentina e no Brasil – ao sul, na Lagoa do Peixe e no nordeste, o Maranhão (Niles et al. 2008). O Parque Nacional da Lagoa do Peixe, localizado entre o Oceano Atlântico e a Lagoa dos Patos, é um dos maiores locais de passagem de aves migratórias norte-americanas para o sul do continente.

Nas áreas de reprodução de *C. c. rufa*, localizadas na tundra ártica canadense, a principal fonte de alimentação consiste em invertebrados terrestres e material vegetal. No restante do ano, em suas paradas e locais de invernada, se alimentam principalmente de invertebrados marinhos onde se especializaram em comer moluscos bivalves (Harrington 2001). Os principais bivalves consumidos pertencem aos gêneros *Donax* sp., *Macoma* sp., *Mulina* sp., *Mytilus* sp., *Myadora* sp., *Nucula* sp. e *Tellina* sp. Essas aves também se alimentam de gastrópodes como os dos gêneros *Hydrobia* sp., *Littorina* sp., e *Heleobia* sp. Na Lagoa do Peixe o gastrópode mais consumido é *Littoridina* austrais (d'Orbigny, 1835) (Niles et al. 2008). Além disso, em outros locais alguns crustáceos, larvas de insetos e ovos do caranguejo-ferradura (*Limulus polyphemus*) (Linnaeus, 1758) também são consumidos. (Morrison & Harrington 1992; Clark et al. 1993; Harrington 1996; Harrington 2001)

Os hábitos alimentares do *C. c. rufa* sugerem uma grande potencialidade para participar como hospedeiro definitivo ou intermediário de sistemas parasitários com transmissão trófica. Os trematódeos digenéticos utilizam as aves como seus hospedeiros definitivos, assim, nelas os encontramos na fase adulta, podendo ser encontrados em vários órgãos.

O conhecimento sobre a helmintofauna de aves migratórias no Brasil pode ser considerado escasso em comparação com países que apresentam até uma menor diversidade de espécies, como Estados Unidos e Canadá. Na América do Sul, pouco se sabe sobre helmintos de aves migratórias e a maior parte do histórico refere-se a registros taxonômicos em locais específicos (Cremonte 2001; Diaz et al. 2011).

Alguns estudos foram realizados sobre helmintofauna de aves gênero *Calidris* (Tabela D). Alguns trabalhos foram realizados na América do Norte e outros na Argentina. Para o Brasil, os dados são escassos, quando se fala sobre aves do gênero *Calidris*.

Tabela I: Helmitos encontrados para o gênero *Calidris*.

Hospedeiro	Helmito	Referência
<i>Calidris alpina</i>	<i>Ascorhytis charadriiformis</i> (Young, 1949) <i>Austroilharzia penneri</i> Short & Holliman, 1961 <i>Cloacitrema michiganense</i> McIntosh, 1938 <i>Himasthla leptosorna</i> (Creplin, 1829) <i>Levinseniella gymnopocha</i> Coil, 1956 <i>Parorchis acanthus</i> (Nicoll, 1906)	Ching, 1990 - Ching, 1990 Ching, 1990 Ching, 1990 Ching, 1990
<i>Calidris bairdii</i>	<i>Brachylecithum</i> Shtrom, 1940 <i>Echinoparyphium</i> Dietz, 1909 <i>Haematotrephus brasilianum</i> Stossich, 1902 <i>Levinseniella cruzi</i> Travassos, 1920 <i>Maritrema pichi</i> <i>Notocotylus</i> Diesing, 1839 <i>Odhneria odhneri</i> Travassos, 1921 <i>Parorchis</i> Nicoll, 1907 <i>Plagiorchis</i> Lühe, 1899	Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Capasso, 2019
<i>Calidris fuscicollis</i>	<i>Maritrema formicae</i> Diaz, Gilardoni & Cremona 2011 <i>Meritrema</i> sp <i>Notocotylus ralli</i> Baylis 1936 <i>Parorchis</i> Nicoll, 1907 <i>Paramonostomum fuscicollis</i> Luhe, 1909 <i>Plagiorchis</i> Lühe, 1899	Nunes Gomes et al. 2016 Nunes Gomes et al. 2016 Capasso, 2019 Capasso, 2019 Nasir, Diaz & Guevara, 1970 Capasso, 2019
<i>Calidris melanot</i>	<i>Echinoparyphium speotyto</i> <i>Plagiorchis elegans</i> Rudolphi, 1802	Henry N. Buscher Ching, 1990
<i>Calidris farruginea</i>	<i>Acanthoparyphium charadrii</i> Yamaguti, 1939	Ching, 1990

O estudo da ecologia dos parasitos é muito importante, uma vez que, por muitos anos, esses animais foram “esquecidos” e considerados por vários pesquisadores como seres com baixa relevância biológica e não importantes a nível de ecossistema (Lymbery 2005). É um grupo extremamente diverso, sendo ótimos bioindicadores ambientais e de um ambiente em equilíbrio trófico (Poulin and Morand 2000).

A história de vida do hospedeiro é um fator importante ao analisarmos a sua helmintofauna, porque seus hábitos alimentares, seu modo de vida e habitat serão fundamentais para o desenvolvimento dos parasitos. E assim, podemos reconstruir o ciclo de vida do helmito e como ele chegou até o seu hospedeiro definitivo. Apesar do grupo dos helmitos ser um dos

mais diversos da natureza, são extremamente negligenciados pela ciência e pelo público de maneira geral, pois muitas vezes são lembrados com patogenias (Gómez and Nichols 2013).

Estudos de helmintofauna requerem diversas análises, desde um estudo sobre o hospedeiro definitivo abordando aspectos ecológicos, comportamentais e principalmente alimentares, até o enfoque nos hospedeiros intermediários e seus hábitos, contextualizando todos esses aspectos focamos nos grupos dos helmintos, cada qual com a sua característica e ciclo de vida.

Um helminto não pode viver sem o seu hospedeiro, que também precisa estar bem adaptado no seu habitat e estar bem fisiologicamente, formando assim uma rede de interações e conexões perfeitamente em sintonia. Se um desses fatores colapsa, o helminto sofrerá uma interferência negativa e com isso, perdemos biodiversidade desse grupo de organismos.

Nos últimos anos ocorreu um aumento importante nos estudos relacionados à biodiversidade dos seres vivos, mas os parasitos, geralmente, recebem menos atenção, principalmente por serem animais pequenos e que vivem, em sua maioria, dentro de um hospedeiro. Na maioria das vezes, quando mencionados em trabalhos, são relacionados a ambientes sujos ou a doenças, causando a impressão de que esses parasitos são negativos. No entanto, as espécies de parasitos podem atuar como protagonistas na biodiversidade de muitos ecossistemas se reconhecido o seu papel regulador em muitas populações hospedeiras e a estruturação de suas comunidades (Luque 2008).

Duas hipóteses foram elaboradas para este estudo: **1)** Se os moluscos são importantes hospedeiros intermediários de digenéticos e constituem um item alimentar frequente para *Calidris canutus rufa*, então todos, ou a maioria, dos indivíduos estudados poderão hospedar alguma espécie de digenético; e **2)** Se a saúde do hospedeiro é influenciada pela abundância de infecção dos digenéticos, então o nível de infecção afetará a massa corporal e o tamanho das aves.

OBJETIVOS

- Identificar os trematódeos digenéticos encontrados em *Calidris canutus rufa*.
- Determinar a prevalência, a intensidade média de infecção e a abundância média de infecção dos digenéticos.
- Correlacionar o tamanho e o peso dos hospedeiros com a abundância de infecção dos digenéticos encontrados.
- Correlacionar os hábitos alimentares de *Calidris canutus rufa* com a sua helmintofauna.

MATERIAL E MÉTODOS

Os 32 maçaricos-de-papo-vermelho (*Calidris canutus rufa*) (Figura 1), encontrados mortos na areia da praia do Farol da Solidão - Mostardas (Parque Nacional da Lagoa do Peixe), no estado do Rio Grande do Sul (RS), foram recolhidos, congelados e encaminhados ao Laboratório de Helmintologia do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul- UFRGS.



Figura 1: Espécime adulto de *Calidris canutus rufa*. Fonte: Wiki aves

O parque Nacional da Lagoa do Peixe, localizado nos municípios de Tavares, Mostardas e São José do Norte, é uma extensa planície costeira arenosa, situada entre o Oceano Atlântico e a Lagoa dos Patos. Sua paisagem é composta por mata de restinga, banhados, campos de dunas e lagoas de água doce e salobra. Possui 35 km de comprimento e tem como característica a presença de águas com baixas profundidades, o que o torna um local propício para a alimentação das aves. Se liga naturalmente ao mar no inverno, e no verão o bombeamento sustenta um influxo de água salgada (Figura 2). Assim, a lagoa possui uma grande e rica fauna de invertebrados durante o ano todo, tornando-se uma excelente fonte de

alimento para todas as aves migratórias que passam por ali durante seu percurso. Esse parque é um dos maiores locais de passagem de aves migratórias norte-americanas para o sul do continente.

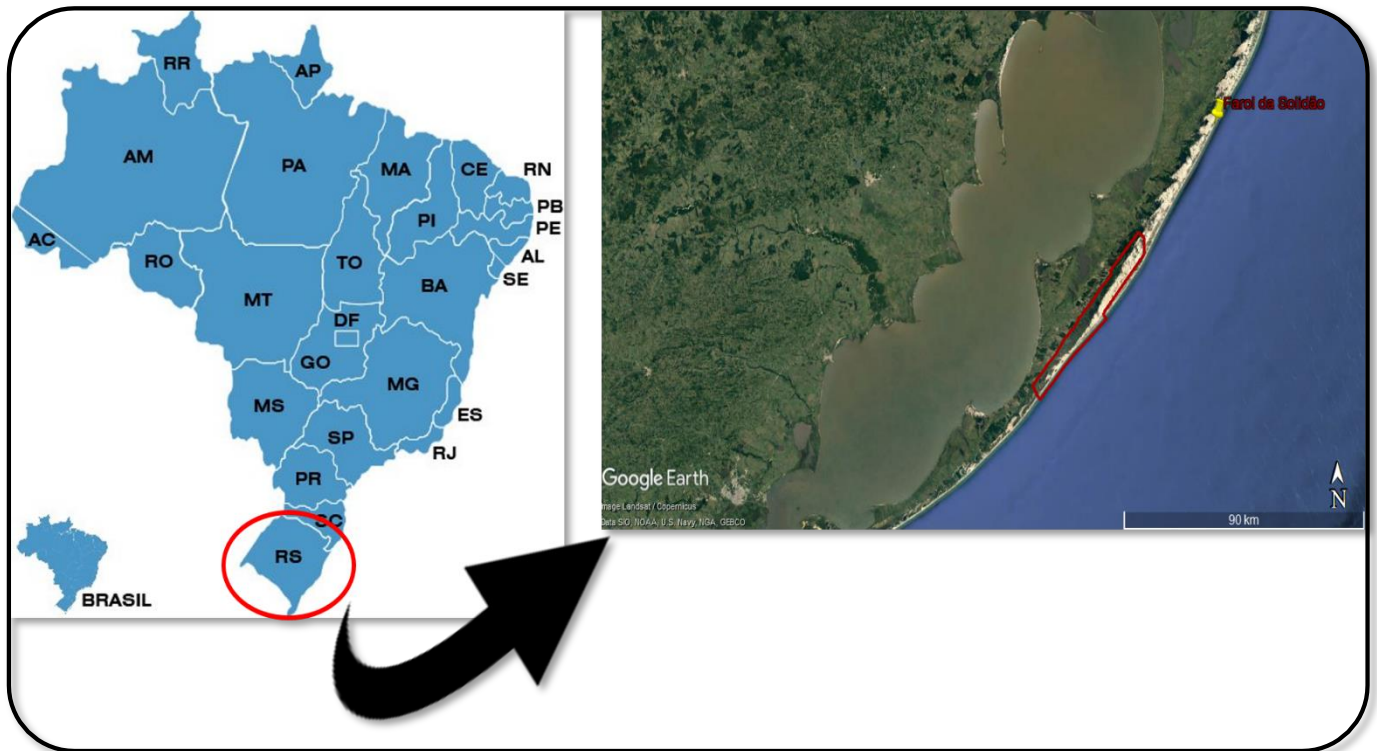



Figura 2: Localização da região da Lagoa dos Peixes e Farol da Solidão.

As aves foram submetidas à necropsia, onde os órgãos foram analisados individualmente e os helmintos processados e identificados. As técnicas de coleta e preparação dos endoparasitos, bem como a conservação do hospedeiro antes da necropsia seguem (Amato and Amato 2010).

Cada maçarico-do-papo-vermelho analisado foi registrado em um formulário de necropsia, padronizado pelo Laboratório de Helmintologia, que contém informações referentes ao animal (sexo, peso e morfometria), dados sobre a coleta e as infrapopulações dos helmintos encontrados em cada órgão (Figura 3). Uma infrapopulação é considerada um conjunto de parasitos pertencentes à mesma espécie e que são encontrados no mesmo local de infecção (Bush et al 1997). Cada hospedeiro recebeu uma numeração conforme a coleção helmintológica do laboratório, enquanto os helmintos foram identificados com esse número, seguido pelo número da infrapopulação.

 **FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE AVES** JFA- 2019
Laboratório de Entomologia

HOSPEDEIRO

Nome genérico e específico: _____ Nome comum: _____
Localidade de coleta: _____ Leitura de GPS: _____
Data da coleta: / / _____
Modo de captura: _____
Armazenagem: Não () Refrigerador: () Congelador: ()
Data da necropsia: / / _____ Sexo: Macho () Fêmea ()
Cor dos olhos: _____ Juvenil () Adulto ()
Cor da carúncula: _____

Medidas de bico, asa e tarso (cm):

Compr. natino-ponta _____ Comprimento total do bico _____ Comprimento total com penas _____
Largura máx. bico _____ Comprimento natino-ponta _____
Largura máx. base _____
Anatídeos _____ Comprimento total sem penas _____
Comprimento asa comprimida _____ Comprimento tarso (diagonal) _____
Diâmetro do maior ovócito _____
Compr. ovário _____ Largura ovário _____

Peso: _____ g

Comprimento de um testículo: _____ cm
Comprimento do ovário: _____ cm
Largura do ovário: _____ cm
Diâmetro do maior ovócito: _____ cm

Observações:

Desenho de Sica (1986) Análise: Ercivaldo de Sá e Renato de Sá (2008)

Penas: _____
Boca: _____
Olhos: _____
Narinas: _____
Esôfago: _____
Papo (quando houver): _____
Pró-ventrículo: _____
Moela (quando houver): _____
Duodeno: **JFA2019-1-1-3**
Jejuno/íleo – ½ anterior: _____
Jejuno/íleo – ½ posterior: _____
Cecos direito/esquerdo: _____
Intestino grosso: _____
Cloaca: _____
Traquéia: _____
Pulmões: _____
Sacos aéreos: _____
Coração: _____
Fígado: _____
Vesícula biliar: _____
Pâncreas: _____
Baço: _____
Ovário: _____
Testículos: _____
Rins/Ureteres: _____
Bolsa de Fabricius: _____

AMATO/winword/Data2006

Figura 3: Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.

As aves foram submetidas a uma incisão ventral na linha mediana do corpo, do início da traquéia até a cloaca, com tesoura de ponta fina (Figuras 4A e 4B). Os órgãos foram separados individualmente em cada placa de Petri, contendo solução salina fisiológica a 0,85% (Figura 4C). Os órgãos tubulares como traquéia, esôfago, proventrículo, moela, duodeno, jejuno-íleo, intestino grosso, cecos, cloaca e vesícula biliar foram abertos utilizando uma tesoura de ponta fina. Já os órgãos que não são tubulares como fígado, pulmão, coração, rins, baço, pâncreas, ovário/testículos foram dilacerados com o auxílio de pinças e agulhas histológicas. Quando necessário os órgãos foram lavados em água corrente utilizando peneiras de coleta com malha de 150 μm . Outras estruturas como olhos, narinas, boca e cavidade abdominal foram lavados com auxílio de um pincel e jatos de solução fisiológica salina 0,85%. O conteúdo da moela era triado, sempre que possível, à procura de partes de invertebrados que tivessem sido consumidos pelas aves. *Calidris canutus rufa* não apresenta dimorfismo sexual, portanto, a diferenciação do sexo foi feita durante a necropsia, pela observação dos testículos ou dos ovários em machos e fêmeas, respectivamente.

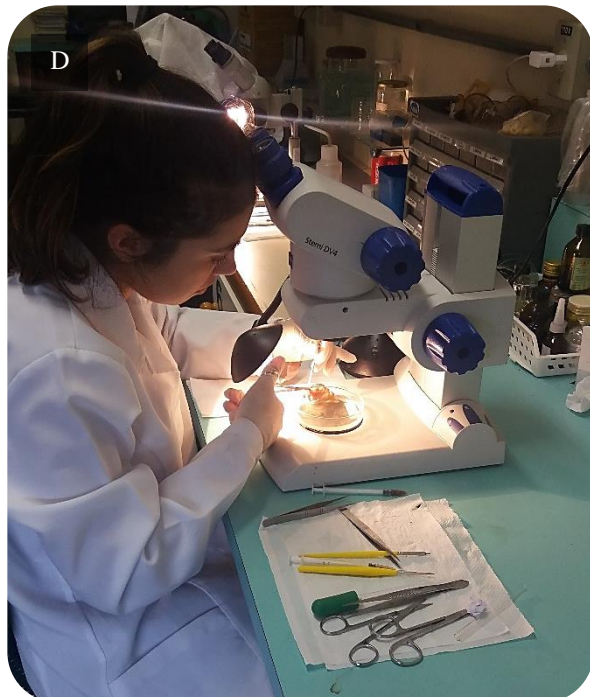


Figura 4: Trabalho de laboratório. **A e B:** necropsia do maçarico-de-papo-vermelho. **C:** separação dos órgãos em placas de Petri para o processamento. **D:** Análise individual dos órgãos.

A triagem dos helmintos foi realizada, após a lavagem dos órgãos, com o auxílio de estereomicroscópio (Figura 4 D). Os helmintos foram colocados em solução salina fisiológica 0,85% para realizar uma limpeza, e posteriormente, foram comprimidos entre lâmina e

lamínula em uma placa de Petri contendo A.F.A. (álcool etílico 70°GL 93 partes, formalina comercial (37 a 40%), 5 partes de ácido acético glacial- 2 partes). O tempo do processo de compressão variou entre 15 e 30 minutos, dependendo do tamanho e espessura do helminto. Logo após esse procedimento de compressão, para a fixação os digenéticos foram mantidos no A.F.A por 48h. Na sequência, para sua conservação, foram armazenados em etanol 70°GL, até que fosse feita sua coloração (Amato and Amato, 2010).

A coloração foi realizada com Hematoxilina Delafield, que oferece a vantagem de corar estruturas internas muito delicadas e pequenas e que são necessárias para a identificação dos helmintos. O processo de coloração realizado foi o regressivo (Amato and Amato 2010), onde o helminto é corado em excesso e diferenciado em álcool clorídrico (etanol 70° GL com 0,5% de ácido clorídrico) (Tabela 1). Após a coloração os helmintos foram clarificados em óleo de cedro e os espécimes foram montados individualmente em lâminas permanentes com Bálamo do Canadá.

Tabela II: Bateria de coloração por hematoxilina Delafield

Substância	Processo	Tempo
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	Clarificação	Tempo variável

Os trematódeos digenéticos 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), e através de artigos publicados.

Os índices parasitários de prevalência, intensidade média de infecção e abundância média foram avaliados de acordo com Bush et al (1997):

Prevalência (P): é um parâmetro expresso em porcentagem onde, o número de hospedeiros infectados por uma determinada espécie de parasitos é dividido pelo número de hospedeiros examinados.

$$P = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de animais parasitados com a espécie X} \times 100}{\text{n}^\circ \text{ total de animais examinados}}$$

Intensidade média de infecção (IM): verificada através da divisão entre o número total de parasitos de uma mesma espécie dividido pelo número de hospedeiros infectados com este parasito.

$$IM = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de parasitos coletados da espécie x}}{\text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros positivos para a espécie}}$$

Abundância média de infecção (AM): consiste no número total de indivíduos de uma espécie de parasitos dividido pelo número total de hospedeiros examinados, incluindo infectados e não infectados.

$$AM = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de parasitos da espécie x}}{\text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros examinados}}$$

Os espécimes de digenéticos, montados em lâminas permanentes, foram medidos em microscópio óptico. Os dados morfométricos estão informados em micrometros (μm) e apareceram com os valores mínimos e máximos, assim como a média, desvio padrão e número de espécimes medidos para determinar cada caracteres.

Os desenhos científicos serviram para evidenciar características externas e estruturas internas dos helmintos e foram realizados com o auxílio de um microscópio óptico Nikon E200 com tubo de desenho acoplado. As fotomicrografias foram realizadas com microscópio Zeiss ScopeA1 que possui câmera fotográfica acoplada e as pranchas com os desenhos/imagens foram montadas e trabalhadas com a ajuda do programa Inskape.

Os testes estatísticos foram realizados no R utilizando modelo linear generalizado (R Development Core Team 2008). O GLM (função do R que executa modelos lineares generalizados) nos diz qual é o melhor modelo para explicar a relação entre as variáveis e se essa relação é estatisticamente significativa. Seguindo os padrões abaixo onde:

- $\Delta AIC < 2$ -> evidências substanciais para o modelo.
- $3 > \Delta AIC > 7$ -> menos suporte para o modelo.
- $\Delta AIC > 10$ -> o modelo é improvável.

O ΔAIC mostra a diferença relativa entre o melhor modelo (valor de ΔAIC zero) e cada outro modelo do conjunto, a fim de constatar se a quantidade de digenéticos encontrados se relaciona com os parâmetros corporais do hospedeiro de forma estatisticamente significativa, utilizando a quantidade de digenéticos como variável fixa. Adicionalmente o modelo nulo foi utilizado como controle.

Tabela III: Dados utilizados e sua representação no R

Modelo	Variáveis	Tipo
glm1	peso + tamanho	numérico
glm2	peso	numérico
glm3	tamanho	numérico
glm4	Peso x tamanho	numérico
glm5	nulo	numérico

RESULTADOS

Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Echinostomatoidea

Família Echinostomatidae

Subfamília Himasthlinae

Himasthla Dietz, 1909

Descrição: Baseado em 15 espécimes montados em lâminas permanentes. Corpo alongado medindo 1000 – 82,5 (657,3; 260,0; n=14) de comprimento e 580 – 260 (384,2; 99,2; n=14) de largura. Ventosa oral medindo 290 – 7,5 (80,4; 73,6; n=12) por 92,5 - 10 (67,1; 28,8; n=12). Colar de espinhos na parte anterior da cabeça. 23 espinhos medindo 12,5 - 10 (12,1; 0,94, n=7) por 35 - 30 (32,5; 2,0, 7). Acetábulo medindo 310 – 20 (206,6; 84,6; n=15) por 290 - 20 (212,6; 87,1; n=15). Faringe medindo 780 - 7,5 (105,4; 225,9; n=11) por 580 - 5 (91,7; 163,8; n=11). Esôfago medindo 750 - 62,5 (374,7; 190,3; n=11) por 50 - 4 (22,1; 20,5; n=6). Cecos intestinais longos, com porções terminais recobertas pelas glândulas vitelogênicas. Bifurcam-se imediatamente antes do acetábulo, estendendo-se até a extremidade final do corpo. Testículos *in tandem*, na extremidade posterior do corpo. Testículo anterior medindo 580 - 30 (393,3; 173,5; n=15) de comprimento por 310 - 20 (192,6; 84,0; n=15) de largura. Testículo posterior 640 – 30 (331,3; 208,5; n=15) de comprimento e 270 - 30 (186,6; 76,2; n=15) de largura. Bolsa do cirro medindo 950 - 40 (382,3; 353,3; n=13) de comprimento e 770 – 10 (145,0; 190,2; n=14) de largura. Poro genital mediano e pré-acetabular medindo 170 - 5 (28,2; 57,3; n=8) de comprimento por 320 - 5 (64,5; 107,8; n=8) de largura. Ovário liso, arredondado para oval medindo 230 - 120 (171,6; 41,1; n= 6) de comprimento por 260 - 7,5 (151,2; 113,3; n=6) de

largura. Oótipo situado imediatamente posterior ao ovário. Útero na região intercecal, pós-acetabular e pré-ovariano, ventralmente a partir da bolsa do cirro. Vitelário lateral, estendendo-se desde a bolsa do cirro até a extremidade posterior do corpo. Ovos medindo 310 - 5 (66,3; 76,6; n=15) de comprimento por 210 - 5 (48,0; 56,1; n=15).

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Calidris canutus rufa* (Maçarico-de-papo-vermelho)

Localidade: Farol da Solidão- Mostardas (Lagoa do Peixe), RS

Local de infecção: Jejuno-íleo posterior e anterior; intestino grosso.

Prevalência: 7%

Intensidade média de infecção: 82,95 helmintos/hospedeiros

Abundância média de infecção: 0,67 helminto/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-1742 helminto/hospedeiro

Comentários:

Diversos gêneros representam os trematódeos digenéticos pertencentes à família Echinostomatidae. Dentre estes, *Himasthla*, descrito por Dietz, em 1909, baseado na espécie tipo *Himasthla rhigedana* Dietz 1909 (Adams and Martin 1963). Ao todo 27 espécies para o gênero *Himasthla* foram descritas até o presente momento, sendo que 25 delas estão presentes principalmente em aves marinhas (Diaz and Cremonte 2004), duas espécies foram encontradas em peixes e uma em humano, neste caso, provavelmente foi infecção acidental (Stunkard 1960).

No continente americano foram relatadas 14 espécies, sendo que três delas na América do Sul: *Himasthla alincia* Dietz, 1909 e *Himasthla piscicola* Stunkard, 1960 foram relatadas no Brasil (Travassos et al 1969) e *Himasthla limnodromi* Didyk & Burt, 1997, na Venezuela (Didyk and Burt 1997). A espécie *Himasthla alincia* teve sua primeira descrição para

hospedeiro *Calidris pusilla* no Brasil (Dietz 1909) e desde então foi relatada diversas outras espécies na América do Norte (Han, Whang and Chai 2009).

O gênero *Himasthla* é caracterizado morfológicamente por ter um corpo bastante alongado, por possuir uma coroa de espinhos, que podem, conforme a espécie, variar em tamanho e quantidade, na região anterior do corpo, e um vitelário de distribuição ampla. (Yamaguti 1971).

As características utilizadas para diferenciar as espécie dentro do gênero *Himasthla* são o número, tamanho e disposição dos espinhos na região anterior da cabeça, a extensão do vitelário em relação a bolsa do cirro e o tamanho dos ovos (Diaz and Cremonte 2004). As cinco espécies que possuem 31 espinhos (*H. incisa*, *H. kusasigi*, *H. muehlensi* e *H. quissetensis*) são distinguíveis entre si pela extensão do vitelário, que se estende anteriormente no final da bolsa do cirro (Stunkard 1938, 1960; Yamaguti 1939; Diaz and Cremonte 2004). *H. alincia* é mais parecida com a *H. limnodromi* (Didyk and Burt 1997), por que ambas as espécies possuem 31 espinhos, uma longa bolsa do cirro e o vitelário começando posterior ao final da bolsa do cirro. Muitas medidas morfométricas dessas duas espécies se sobrepõem, porém, o tamanho corporal, o tamanho dos ovos e o cirro armado são características bastante distinguíveis entre elas (Didyk and Burt 1997). No entanto, há diversas opiniões sobre o número exato de espécies para o gênero e as características válidas para diferenciá-las (Stunkard 1960).

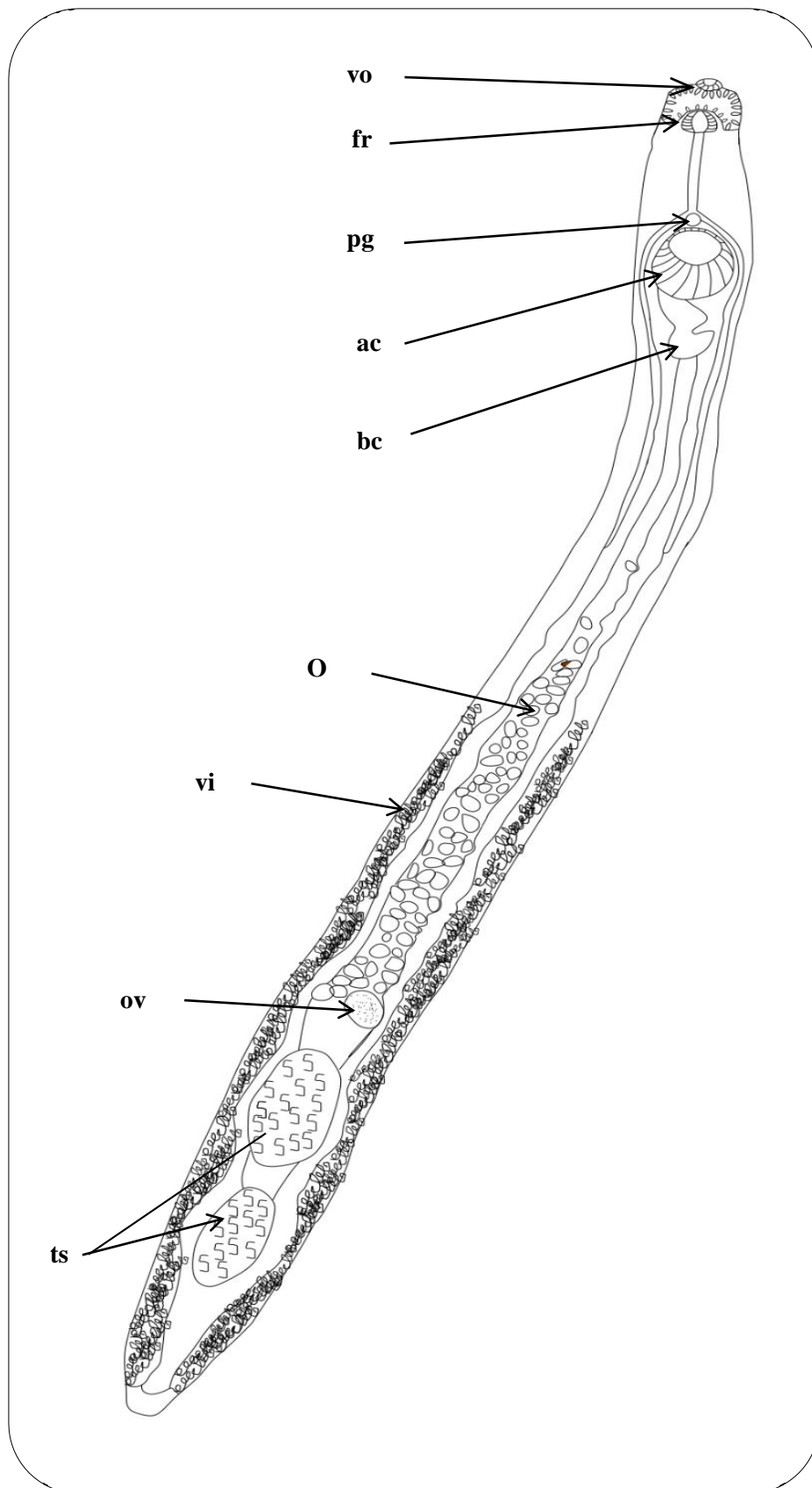


Figura 5: Diagrama incompleto de *Himasthla* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), poro genital (pg), acetábulo (ac), bolsa do cirro (bc), cecos intestinais (ci), ovos (o), vitelário (vi), ovário (ov) e testículos (ts).

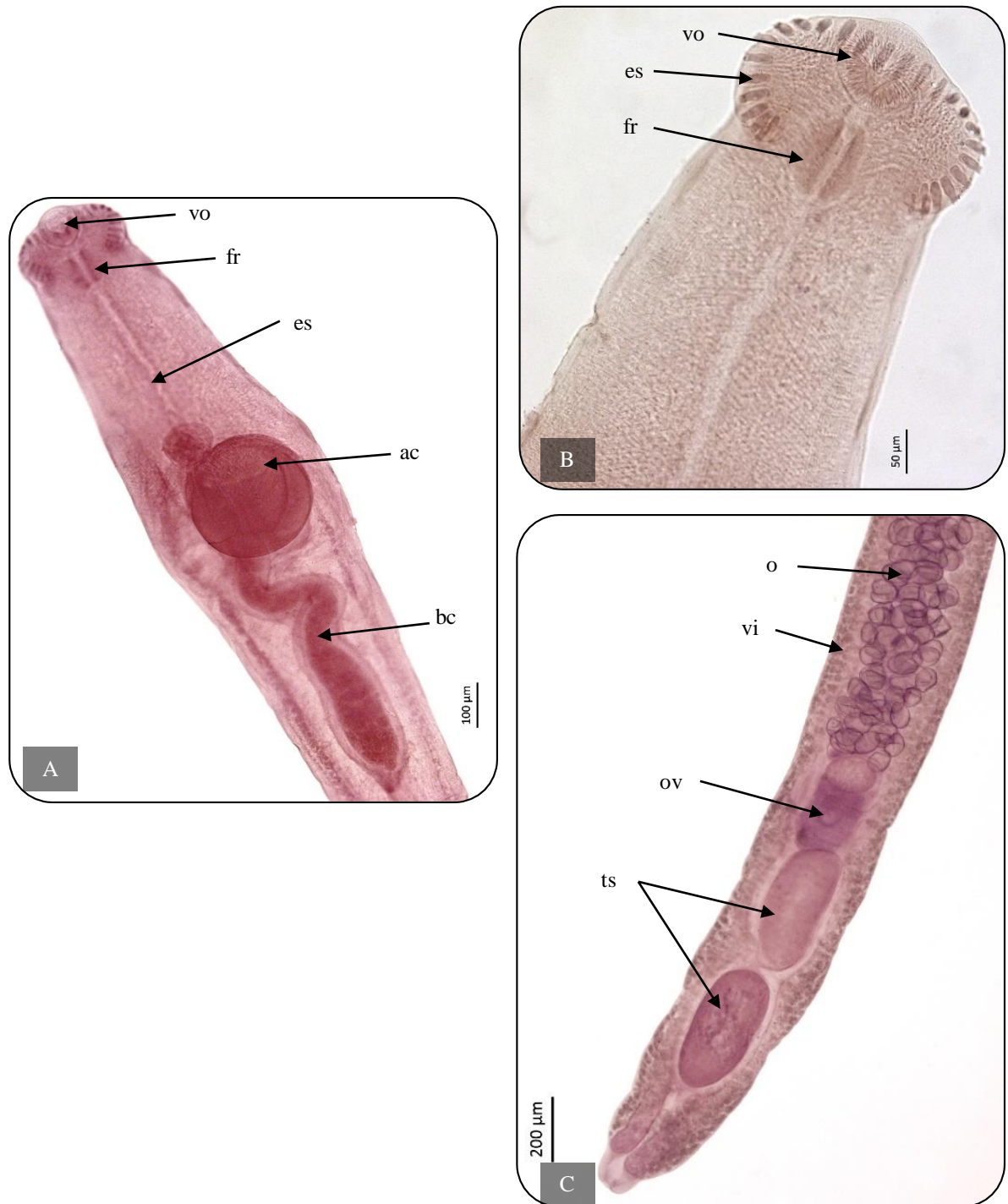


Figura 6: Fotomicrografia de *Himasthla* sp. **A.** Região anterior: Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), acetábulo (ac), bolsa do cirro (bc). **B.** Detalhe da região anterior: ventosa oral (vo), espinhos (es) e faringe (fr). **C.** Região posterior: Testículos (ts), ovário (ov), vitelário (vi) e ovos (o)

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808 1931

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Cycloeloidea Stossich, 1902

Família Cyclocoelidae Stossich, 1902

Subfamília Haematotrephinae Dollfus, 1948

Haematotrephus sp.

Descrição: Baseado em um (1) espécime montado em lâmina permanente. Corpo alongado, afilado posteriormente, medindo 1,2 mm de comprimento por 0,4 mm de largura. Ventosa oral e acetábulo ausente. Faringe bem desenvolvida medindo 190 de comprimento por 200 de largura. Cecos simples, unindo-se perto da extremidade posterior. Poro genital pós-faringe Testículos oval ou com formato irregular, diagonais, próximos um ao outro, na região posterior, antes da união dos cecos, formando um triângulo com o ovário. Testículo anterior com 400 de comprimento por 520 de largura e testículo posterior medindo 520 por 440. Ovário liso, oval ligeiramente pré-testicular para a direita. Ovário medindo 350 de comprimento por 400 de largura. Vitelário distribuído ao longo dos cecos, do nível da bifurcação dos cecos até próximo a extremidade posterior, não unindo na região posterior. Útero bastante extenso, com diversas alças. Ovos presentes nas alças uterinas, medindo 67,5 de comprimento por 127,5 largura.

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Calidris canutus rufa* (Maçarico-de-papo-vermelho)

Localidade: Farol da Solidão- Mostardas (Lagoa do Peixe) (RS)

Local de infecção: Sacos aéreos

Prevalência: 3,22%

Intensidade média de infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 helminto/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto/hospedeiro

Comentários:

A família Cyclocoelidae Stossich, 1902, é a maior e mais problemática família da superfamília Cyclocoeloidea. Existem mais de 50 gêneros, tribos, subfamílias e famílias que são incluídas na organização sistemática da família Cyclocoelidae.

Yamaguti (1971), reorganizou três subfamílias para Cyclocoelidae: Cyclocoelinae Stossich, 1902; Promptenovinae Yamaguti 1971 e Typhlocoelinae Harrah (1922) e incluiu *Haematotrephus* Stossich 1902 em Cyclocoelinae. Outros três gêneros foram listados por Yamaguti (1971) em Cyclocoelinae, que são semelhantes a *Haematotrephus* por possuírem o ovário pré-testicular, vitelário que não é unido posteriormente e poro genital pós-faringe: *Corpopyrum* Witenberg 1923; *Haematoprimum* Witenberg 1923; e *Wardianum* Witenberg 1923. Alguns autores como Lal (1939), Macko and Feige (1960), e Kanev et al (2002) consideram esses gêneros como sinônimos de *Haematotrephus*.

Em uma recente chave para Cyclocoelidae, Kanev et al (2002) reorganizou três subfamílias: Cyclocoelinae com ovário intertesticular; Ophthalmophaginae onde o ovário é pós-testicular e Haematotrophinae onde o ovário pode variar entre pré-testicular ou ser oposto ao testículo anterior. Três gêneros são listados para Haematotrophinae: *Haematotrephus* Stossich, 1902, onde o vitelário não é unido na região posterior e o poro genital é pós-faringe. *Neohaematotrephus* Kanev et al 2002 onde o vitelário é unido na região posterior e o poro genital é pré-faringe e *Uvitellina* Witenberg 1923, onde o vitelário é unido posteriormente e o poro genital é pós-faringe.

Nove espécies de *Haematotrephus* foram listadas (Yamaguti 1971): *H. lanceolatum* (Weld 1858), espécie-tipo que foi descrita por Weld (1858) como *Monostomum lanceolatum* (Weld 1858) da cavidade abdominal de *Himantopus himantopus* (Linnaeus, 1758) da Sibéria. *H. adelphus* Johnston 1917 que foi descrita por Johnston (1971), da cavidade abdominal de *Himantopus leucocephalus* Gould, 1837 do sul da Austrália. *H. consimile* Nicoll 1914 que foi

descrito por Nicoll (1914) como *Haematotrephus consimilis* Nicoll 1914 da cavidade torácica de *Vanellus spinosus* (Linnaeus, 1758) proveniente da Austrália. *H. dollfusi* Tseng, 1930 descrito como *Cyclocoelum (Uvitellina) dollfusi* por Tseng (1930), também da cavidade abdominal de espécies *Vanellus cinereus* (Blyth, 1842) da China. *H. facioi* Brenes & Arroyo 1962 descrito como *Cyclocoelum (Haematotrephus) facioi* por Brenes and Arroyo (1962), foi encontrado nos sacos aéreos *Jacana spinosa spinosa* (Linnaeus, 1758) da Costa Rica. *H. inflatocoelum* Oshmarin 1963 foi descrito por Oshmarin (1963), nos sacos aéreos de *Charadrius hiaticula* (Linnaeus, 1758) encontrado na Rússia. *H. lobivanelli* Gupta, 1958 descrito por Gupta (1958) nos sacos aéreos de *Vanellus indicus* (Boddaert, 1783) da Índia. *H. nittanyense* (Zeliff 1946) descrito por Zeliff (1946), encontrada nos sacos aéreos de *Tringa solitaria solitaria* Wilson, 1813 de origem dos Estados Unidos. E por fim, *H. simile* Stossich, 1902 descrito por Stossich (1902) da cavidade abdominal de *Himantopus himantopus* Vieillot, 1817 do Egito.

Dronen et al (2008), relataram que houve apenas 5 registros de espécies da família Cyclocoelidae, para as espécies de aves *Tringa flavipes* (Gmelin, 1789) no Hemisfério Ocidental: *Cyclocoelum mutabile* (Zeeder, 1800) registrada no Brasil por Fernandes (1976); *Cyclocoelum phasidi* Stunkard, 1929, também para o Brasil por Fernandes (1976); *Haematotrephus nittanyense* (Zeliff, 1946) registrado no norte e sul da América por Yamaguti (1971); *Haematotrephus halli* (Harrah, 1922) registrado nos Estados Unidos da América por Harrah (1922) e *Haematotrephus brasilianum* (Stossich, 1902) registrado no Brasil por Dubois (1959).

A subfamília Haematotrepinae Dollfus, 1948 possui testículos em formato oval ou irregular, próximo um ao outro, dentro da união dos cecos na região posterior, formando um triângulo com o ovário. O poro genital é uma estrutura que pode ser pré ou pós faringe, dependendo do gênero de estudo. No caso do *Haematotrephus* o poro genital está localizado pós-faringe, o ovário é pré-testicular, submediano e oposto ao testículo anterior, o vitelário é ventral e lateral aos cecos e não se unem na região posterior e as alças uterinas bem desenvolvidas, extracecais e podendo ultrapassar o vitelário em algumas regiões.

Haematotrephus Stossich, 1902, foi encontrado nos sacos aéreos de aves pertencentes a ordem Charadriiformes. Suas gônadas são arranjadas a formarem um triângulo, próximo a região de união dos cecos, localizados posteriormente.

Ainda existe muita dificuldade e confusão na separação de gêneros e espécies (Dronen et al 2008). Dronen and Blend (2007) ressaltam que a maioria das medidas utilizadas para identificar espécies, tem grandes alterações e a maioria das espécies de um gênero é muito

semelhante na aparência geral, o que dificulta na diferença dos caracteres. Esses autores também relatam que helmintos pertencentes a esse grupo ocorrem, frequentemente, em baixos números de espécimes e muitas descrições ocorrem com um baixo número de amostras.

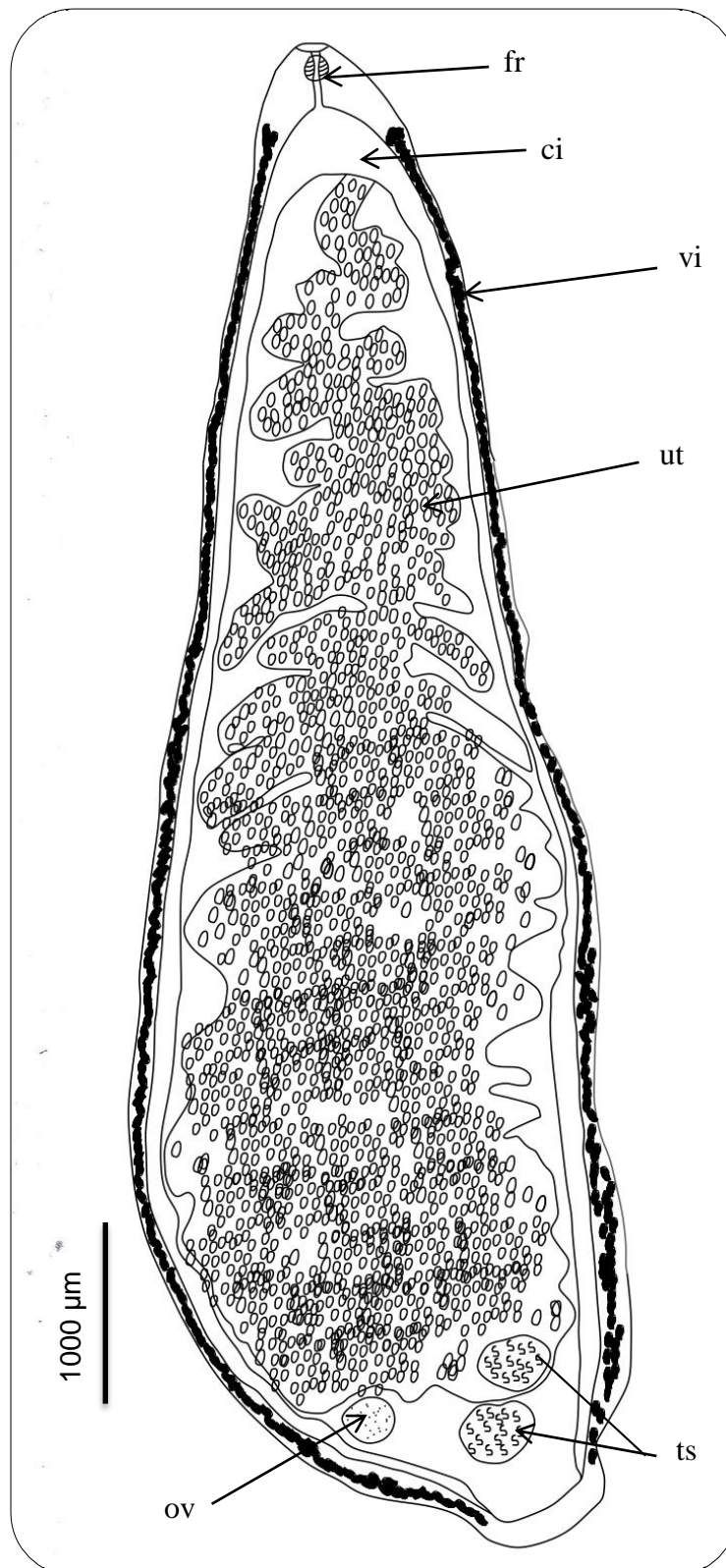


Figura 7: Diagrama incompleto de *Haematotrephus* sp. Faringe (fr), cecos intestinais (ci), útero (ut), vitelário (vi), ovário (ov) e testículos (ts).

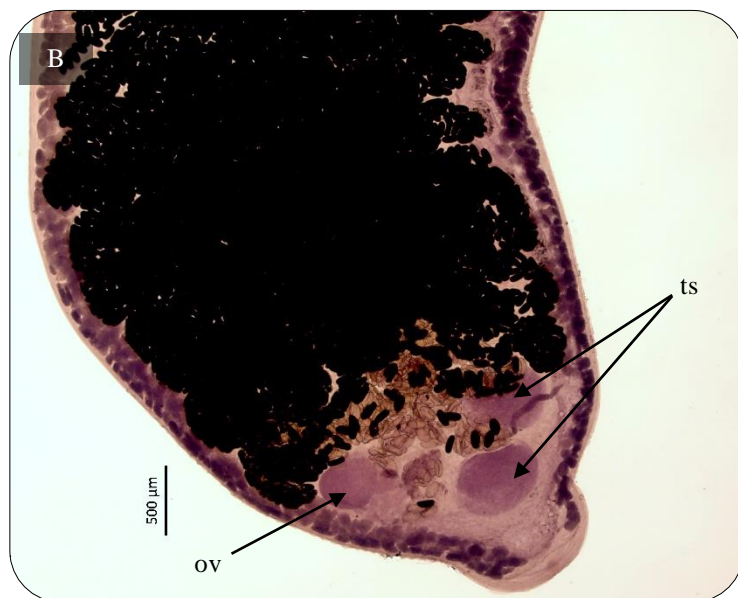
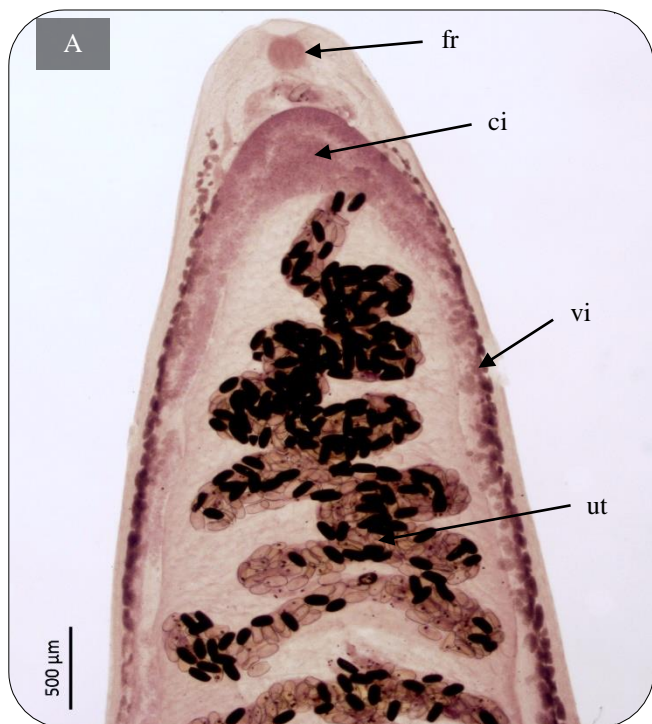


Figura 8: Fotomicrografia *Haematotrephus* sp. **A.** Região anterior: faringe (fr), cecos intestinais (ci), vitelário (vi) e útero (ut). **B.** Região posterior: ovário (ov) e testículos (ts).

Família Eucotylidae Cohn, 1904

Subfamília Tanaisiinae Freitas, 1951

Tanaisia sp.

Descrição: Baseados em 3 espécimes montados em lâminas permanentes. Corpo alongado linguiforme, achatado medindo 460 de comprimento e 600 de largura. Ventosa oral subterminal medindo 210 - 175 (195; 18,0; n=3) de comprimento por 240 - 70 (161,6; 85,7; n= 3) de largura. Acetábulo ausente. Faringe musculosa e presente medindo 65,7 - 10 (38,7; 40,6; n=3) de comprimento por 75 - 17,5 (46,2; 40,6; n=3) de largura. Esôfago curto. Cecos longos unindo-se posteriormente. Testículos intracecais, diagonais e levemente lobado. Testículo anterior medindo 360 - 250 (305; 77,7; n=3) de comprimento por 250 - 200 (225; 35,3; n=3) de largura. Testículo posterior medindo 240 - 40 (140; 141,4; n=3) de comprimento por 240 -170 (205; 49,5; n=3) de largura. Bolsa do cirro ausente. Ovário pré testicular, mediano e intracecal, medindo 230 (n=1) de comprimento por 330 (n=1) de largura. Útero bastante longo, intracecal. Vitelário somente pós-ovariano, medindo 220 (n=1) de comprimento. Ovos amarronzados medindo 35 (n=1) de comprimento por 12,5 (n=1) de largura.

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Calidris canutus rufa* (Maçarico-de-papo-vermelho)

Localidade: Farol da Solidão- Mostardas (Lagoa do Peixe) (RS)

Local de infecção: Rins

Prevalência: 6,45%

Intensidade média de infecção: 9 helmintos/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,06 helmintos/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-18 helminto/hospedeiro

Comentários:

A família Eucotylidae foi descrita por Cohn 1904, quando estudou os espécimes de *Monostomum nephriticum* Mehlis & Creplin 1846, que foram encontrados nos rins da ave *Colymbus arcticus* Linnaeus, 1758. Cohn transferiu a espécie para o novo gênero denominado *Eucotyle*. Essa família é encontrada no sistema urinário (rins e canais urinários) de aves aquáticas (Kanev et al 2002). Vários autores, como Skrjabin (1924), Freitas (1951) e Yamaguti (1971), apresentam diversas classificações para a família. Eucotylidae está dividida em duas subfamílias, sendo elas Eucotylinae Skrjabin, 1924 e Tanaisiinae Freitas, 1951. Essas duas subfamílias se diferenciam pela presença de um alargamento cervical em forma de triângulo ou cone, posição dos testículos em relação aos cecos, presença de ciclocele e presença da bolsa do cirro.

Para a subfamília Tanaisiinae são propostos 3 gêneros: *Tanaisia* Skrjabin, 1924; *Paratanaisia* Freitas, 1959 e *Tamerlania* Skrjabin, 1924 (Kanev et al 2002). Skrjabin (1924), separou os gêneros *Tanaisia* e *Tamerlania*, pela presença e ausência de esôfago, respectivamente; pela forma dos testículos, onde *Tanaisia* possui testículos lobados e *Tamerlania* não lobados e a posição que as gônadas ocupam, que em *Tanaisia* são em diagonais e em *Tamerlania* no mesmo nível.

Muitos trabalhos descreveram sobre a diferença dessas duas espécies, entretanto, e Freitas (1959), conclui que o esôfago não seria uma boa característica para diferenciar esses dois gêneros, pois muitos autores em outros trabalhos relacionam a presença ou ausência do esôfago em qualquer uma das duas espécies. Penner (1939) afirma que *Tanaisia* e *Tamerlania* são gêneros extremamente relacionados. O gênero *Tanaisia* compreende um grande número de digenéticos que são encontrados no sistema urinário de aves, de diferentes regiões biogeográficas (Lunaschi et al. 2015). Sua morfologia é bastante uniforme e dificilmente se distinguem entre si.

Freitas (1951) descreveu 13 espécies de *Tanaisia* que foram encontradas em aves neotropicais, destas 11 espécies permanecem válidas (Freitas 1959; Kanev et al. 2002). Além dessas, outras 4 espécies foram descritas para a região neotropical, sendo elas *T. serrata* da Argentina. *Tanaisia winteri* Brenes e Arroyo, 1962 e *Tanaisia freitasi* Brenes e Arroyo 1962) que foram encontradas na Costa Rica, e por fim, *Tanaisia angusta* do Brasil (Szidat 1961; Brenes e Arroyo 1962).

A diagnose feita por Freitas (1951) para o gênero *Tanaisia* inclui especialmente testículos em tandem, diagonal ou simétricos. Já Kanev et al (2002), caracteriza o gênero com

os testículos em tandem ou diagonais, que acabam sendo diferentes das outras subfamílias com organização semelhante. Além disso, o gênero também se distingue dos outros pela extensão das glândulas vitelogênicas, onde o gênero de *Tanaisia* possui essas glândulas somente na região pós-ovarianas (Lunaschi et al. 2015).

Um total de 16 espécies de *Tanaisia*. parasitam diversas ordens de aves: Passeriformes, Charadriiformes, Strigiformes, Galliformes, Gruiformes, Cuculiformes e Columbiformes da região Neotropical. *Tanaisia dubia* foi encontrada particularmente em *Tringa melanoleuca*.

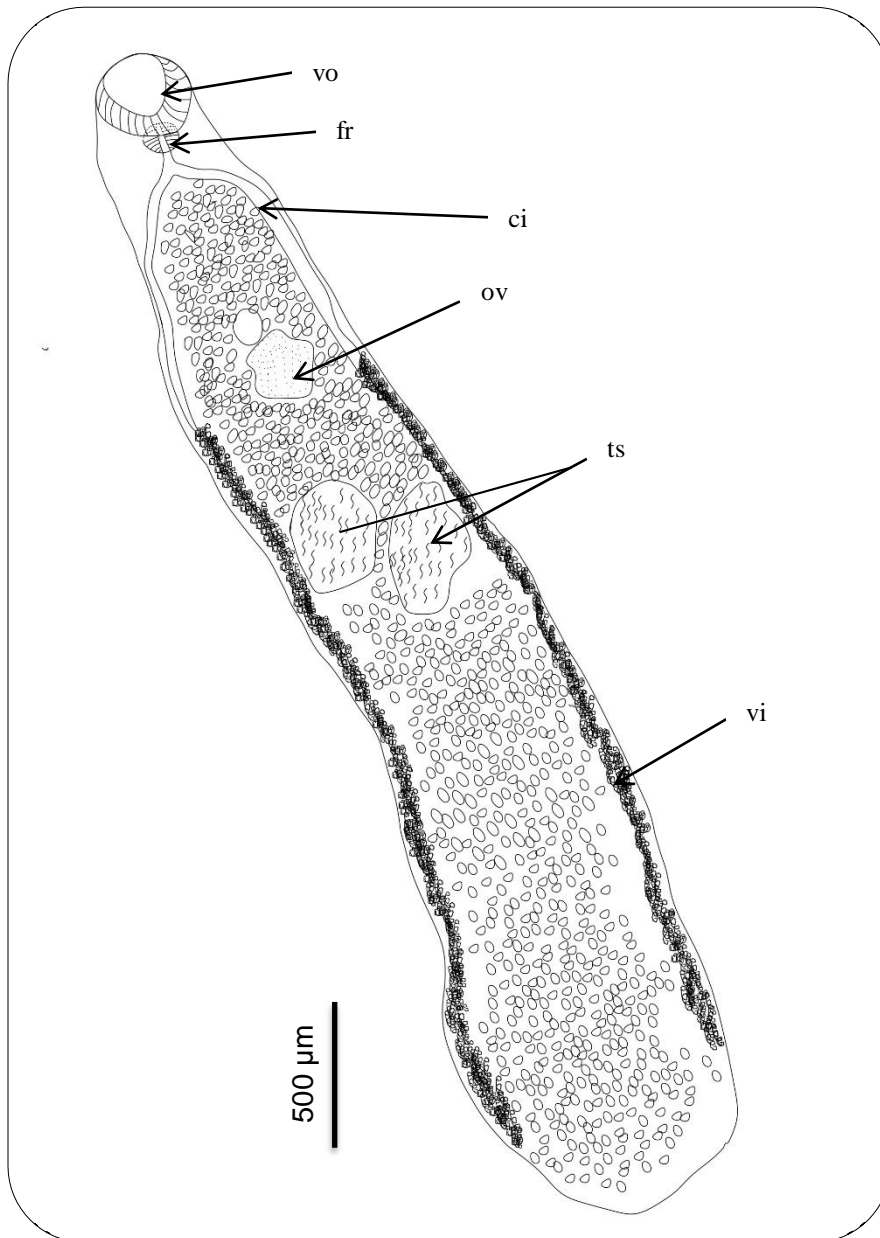


Figura 9: Diagrama incompleto do gênero *Tanaisia* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), cecos intestinais (ci), ovário (ov), testículos (ts) e vitelário (vi).

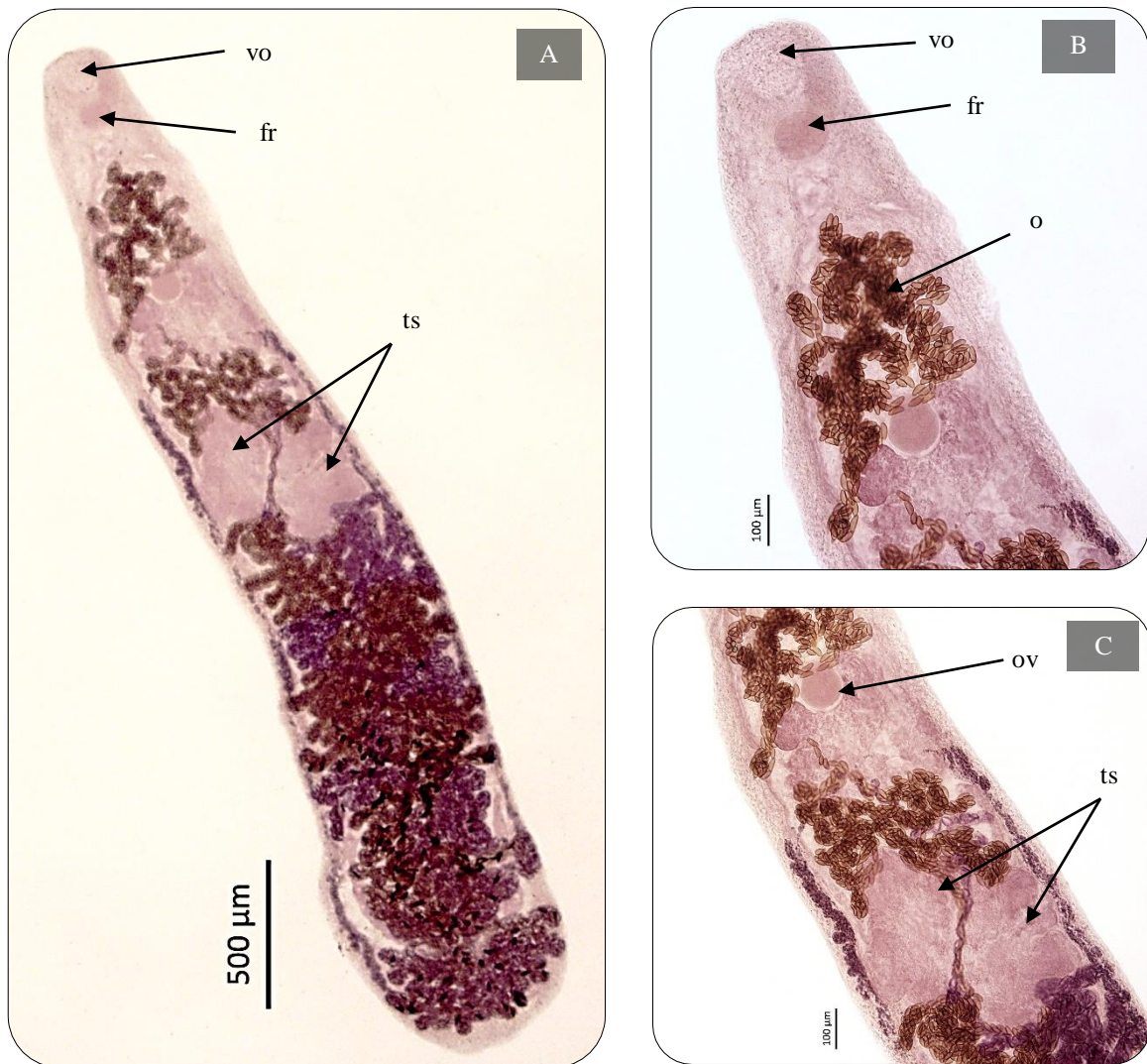


Figura 10: Fotomicrografia *Tanaisia* sp. **A.** Indivíduo adulto, ventosa oral (vo), faringe (fr), testículos (ts). **B.** Detalhe da região anterior, ventosa oral (vo), faringe (fr) e ovos (o). **C.** Detalhe dos órgãos reprodutores, ovário (ov) e testículos (ts).

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808 1931

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília

Família Microphallidae Ward, 1901

Subfamília Levinseniellinae Stiles e Hassall, 1901

Levinseniella sp.

Descrição: Baseado em 4 espécimes montados em lâminas permanentes. Corpo pequeno em formato linguiforme, medindo 650 - 450 (550; 91,2; n=4) de comprimento por 100 - 80 (95; 10,0; n= 4) de largura. Ventosa oral situado na parte anterior do corpo, bem desenvolvida, medindo 50 - 25 (40; 13,2; n=3) de comprimento por 32,5 - 32,5 (32,5;0; n=2) de largura. Faringe muscular, bem desenvolvida medindo 37,5 - 25 (28,1; 6,2; n=4) de comprimento por 25- 15 (21,6; 5,7; n=3) de largura. Esôfago longo, medindo 175 - 100 (133,3; 38,2; n= 3) de comprimento. O esôfago bifurca-se formando os cecos intestinais que se estendem posteriormente para as margens laterais no nível do acetábulo. Acetábulo arredondado, menor do que a ventosa oral, medindo 50 - 32,5 (44,37; 8,26; n= 4) de comprimento por 55 - 25 (41,25; 12,99; n= 4) de largura.

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Calidris canutus rufa* (Maçarico-de-papo-vermelho)

Localidade: Farol da Solidão- Mostardas (Lagoa do Peixe) (RS)

Local de infecção: Cecos e intestino grosso

Prevalência: 19,35%

Intensidade média de infecção: 8,83 helmintos/por hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,19 helminto/hospedeiro

Amplitude da intensidade de infecção: 1-53 helminto/hospedeiro

Comentários:

A família Microphallidae Ward, 1901 é uma família de espécimes de helmintos que são encontrados basicamente no sistema digestivo de vertebrados, principalmente em espécies de aves marinhas. Stossich (1899) ao revisar o gênero *Brachycoelium*, estabeleceu um novo gênero *Levinsenia*.

Jagerskiold (1907), descreveu *Levinseniella propinqua* e *L. pelucida* e mais tarde descreveu *L. brachysoma*. Travassos (1921) estabeleceu que a família Microphallidae é distinta da Heterophyidae e descreveu as seguintes espécies *L. cruzi*, *L. jagerskioldi* e *L. simillimus*. Prince (1934), descreveu a espécie *L. minuta* e Yamaguti (1934) descreveu *L. squatarola*.

O gênero *Levinseniella* possui mais de 40 espécies descritas e todas elas parasitam aves e seu 2º hospedeiro intermediário é geralmente um crustáceo, como os anfípodos e isópodos registrados por Heard and Kinsella (1995) como hospedeiros intermediários.

Na América do Sul, somente três espécies foram reportadas, *Levinseniella cruzi* em *Anas bahamensis* Linnaeus, 1758 no Brasil; *Levinseniella anenteron* Szidat, 1964 em *Larus marinus dominicanus* Lichtenstein, 1823 na Argentina e *L. venezuelensis* em *Calidris pusilla* (Linnaeus, 1766) na Venezuela (Díaz et al. 2015).

Geralmente a morfologia dos adultos não varia, tendo características bem marcantes, como seu tamanho pequeno de corpo, ventosas pequenas, trato digestivo também pequeno com cecos bifurcados que raramente, se estendem além da região posterior do acetábulo. Ovário sempre pré-testicular, em oposição ao poro genital.

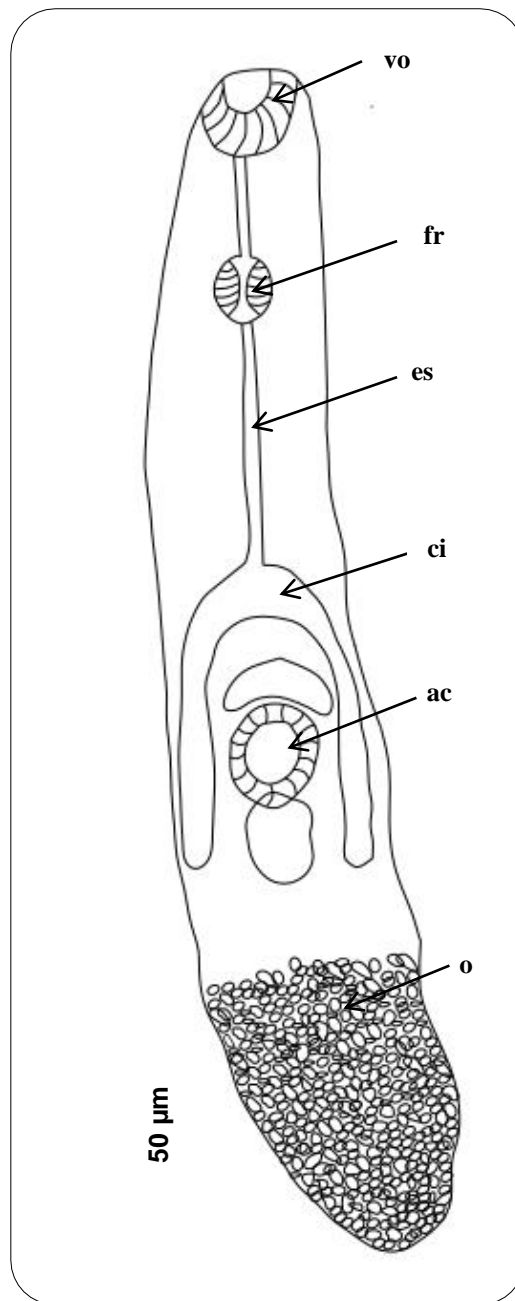


Figura 11: Diagrama de incompleto *Levinseniella* sp. Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es), cecos intestinais (ci), acetábulo (ac) e ovos (o).

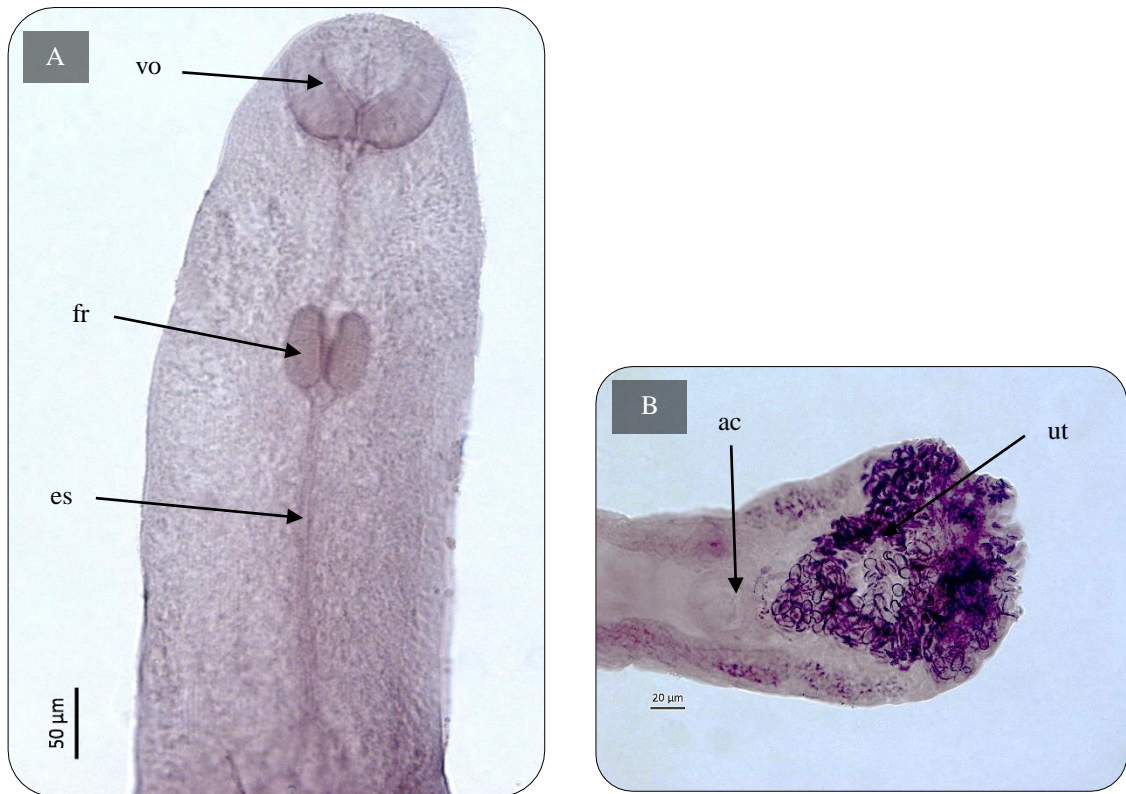


Figura 12: Fotomicrografia *Levinseniella* sp. **A.** Detalhe da região anterior: Ventosa oral (vo), faringe (fr), esôfago (es). **B.** Detalhe da região posterior: Acetábulo (ac) e útero (ut).

Análise dos parâmetros ecológicos e resultados estatísticos:

Dos 29 *Calidris canutus rufa* que foram analisados, 27 (93,1%) apresentavam pelo menos uma espécie de digenético. Um total de 1.814 digenéticos foram coletados, representando uma intensidade de infecção média de 86,38 helmintos/hospedeiro. *Himasthla* foi o gênero mais representativo dentre os digenéticos que compõem a helmintofauna de *C. c. rufa* (Tabela IV).

Tabela IV: Prevalência, intensidade média, abundância média e amplitude de infecção de digenéticos no *Calidris canutus rufa*.

Genêros	Prevalência %	Intensidade média	Abundância Média	Amplitude de infecção
<i>Himasthla</i> sp	68,96	82,95	0,67	1- 1742
<i>Levinseniella</i> sp	13,8	8,83	0,19	1-53
<i>Tanaisia</i> sp	6,89	9	0,06	1-18
<i>Haematotrephus</i> sp	3,44	1	0,03	1-1

Conforme a análise realizada, não houve relação entre os parâmetros corporais e a abundância de digenéticos (Tabela V). O melhor modelo foi o nulo ($\Delta AIC=0$ e valor $p < 0,05$) que demonstra que não existe relação entre os parâmetros corporais do hospedeiro e a quantidade de digenéticos presentes.

Tabela V: Resultados dos modelos lineares generalizados.

Modelo	AIC	ΔAIC	Valor P
glm5	284,03	0,00	0.0431
glm3	286,57	2,55	0.641
glm2	286,67	2,65	0.719
glm1	289,53	5,5	0.619
glm4	293,08	9,05	0.814

DISCUSSÃO

Muitas espécies de helmintos possuem ciclos de vida complexos e requerem um ou mais hospedeiros intermediários para concluir seu ciclo de vida. Trematódeos digenéticos para chegarem a fase adulta precisam, obrigatoriamente, de um molusco como seu hospedeiro intermediário. O estudo de digenéticos e o seus ciclos de vida, associados aos organismos marinhos de zonas costeiras, é muito importante, pois é onde ocorre a infecção dos moluscos por digenéticos (Galaktionov and Skirnisson 2000; Hechinger et al 2008).

Os parasitos que são troficamente transmitidos dependem da predação de seus hospedeiros intermediários para infectar os hospedeiros definitivos (Thieltges et al 2013). Assim, a predação e transmissão estão fortemente ligadas e a partir do ponto de vista do predador, quanto maior a sua diversidade na dieta, maior a probabilidade de consumir uma grande variedade de parasitos. A diversidade de trematódeos descrita em hospedeiros vertebrados é cerca de 18.000 espécies (Cribb et al. 2001; Bartoli and Gibson 2007), porém o número de ciclos de vida conhecidos é significativamente menor, em torno de 1.350. Muitos estágios larvais e hospedeiros intermediários de várias famílias e gêneros permanecem desconhecidos (Yamaguti 1971; Cribb et al. 2003).

A dieta de *Calidris canutus rufa* é variada, sendo baseada principalmente em moluscos (bivalves e gastrópodes). Porém, também consome artrópodes, poliquetos, anfípodos e ovos de *Limulus polyphemus* (carangueijo-ferradura) (Niles et al 2008). Toda essa variedade em sua alimentação está relacionada com a riqueza de digenéticos encontrada nesse estudo. Comprovando assim a primeira hipótese desse trabalho. Já que a 93,1% das aves estavam parasitadas com ao menos uma espécie de digenético.

O maçarico-de-papo-vermelho em sua trajetória migratória tem contato com diversos tipos de ambientes. Ambientes onde a vegetação é composta por musgos e líquens, como na região da tundra no Ártico, e ambientes de regiões costeiras que possuem contato com ambiente aquático e os seus diferentes tipos de água, tanto doce quanto salgada, como no caso da região da Lagoa do Peixe. Essa interação com diferentes ambientes, faz aumentar a exposição a um maior número de parasitos, pois a fauna parasitária pode diferenciar-se em ambientes marinhos e de água doce (Zander and Reimer 2002). Assim, aves que tem dietas variadas (onívoras), como o maçarico-de-papo-vermelho, podem abrigar significativamente mais espécies de parasitos do aves que possuem somente uma fonte exclusiva de dieta.

A comunidade de digenéticos encontrada no *Calidris canutus rufa*, aparentemente se difere das demais no mesmo gênero encontradas na literatura. Alguns autores como, Lunaschi

et al. (2007) realizaram um trabalho de Checklist de espécies de digenéticos parasitando aves da Argentina. Nesse trabalho, *Calidris c. rufa* foi citado uma vez, e com uma única espécie de digenético *Bartolius pierrei* Cremonte, 2001 da família Gymnophallidae. No presente estudo, não foi encontrado nenhum digenético pertencente a este gênero. Porém, outras espécies encontradas nesse estudo foram relatadas pelos pesquisadores. Como a espécie *Himasthla escamosa* que tinha como seu hospedeiro definitivo *Larus dominicanus* Lichtenstein, 1823. O gênero *Levinseniella* com duas espécies: *L. cruzi* parasitando *Rollandia rolland chilensis* (Quoy & Gaimard, 1824), *Himantopus melanurus* Vieillot, 1817 e *Vanellus chilensis lampronotus* (Molina, 1782) e a outra espécie, *L. (Monarrhenos) anenteron* parasitando a espécie *Larus dominicanus*.

Ching (1990) realizou um trabalho sobre a helmintofauna de *Calidris alba* (Pallas, 1764) na Califórnia. Examinou 27 aves e registrou 17 espécies de helmintos. Seis espécies de digenéticos: *Ascorhytis charadriiformis* Young 1949, *Austrohilharzia penneri* Short and Holliman 1961; *Cloacirrcma michiganense* McIntosh 1938, *Himasthfa leptosorna* (Creplin, 1829) *Levinseniella gymnopocha* Coil, 1956, *Parorcills acanthus* (Nicoll, 1906). Dois dos gêneros encontrados no presente estudo (*Himasthla* e *Levinseniella*) também foram registrados para *C. alba* por Ching (1990).

O trabalho feito por Capasso (2019) foi a identificação da helmintofauna *C. bairdii* (n=44) e *C. fuscicollis* (n=50). Foram encontrados 7 gêneros de digenéticos, onde os gêneros *Plagiorchis* e *Parorchis* foram relatados em ambas as espécies de *Calidris* sp. O gênero *Brachylecithum* sp. foi relatado somente para a espécie de *C. fuscicollis*. Para a espécie de *Calidris bairdii* foram encontrados os gêneros *Maritrema*, *Notocotylus*, *Odhneria* e *Stephanoprora*. Nenhum desses gêneros de digenéticos foi encontrado no presente estudo.

Essas diferenças encontradas entre as espécies de digenéticos nas aves pertencentes ao gênero *Calidris* se devem ao fato de que, cada espécie hospedeira possui um hábito de vida, uma dieta e diferentes locais de migração. Todos esses fatores podem influenciar na riqueza da fauna helmintológica encontrada para cada espécie de maçarico-de-papo-vermelho.

Neste trabalho também foram realizadas análises entre o tamanho corporal e o peso das aves com a quantidade de digenéticos encontrados. Alguns autores (Kamiya et al. 2014) também realizaram essas comparações e relatam que o tamanho do corpo do hospedeiro tende a ser geralmente correlacionado positivamente com a riqueza de espécies de parasitos. No presente estudo não foi encontrado resultado estatisticamente significativo para essa análise.

Gutierrez et al (2017) descreve que a riqueza de espécies de trematódeos aumentou com a massa corporal do hospedeiro. Ele conclui que hospedeiros generalistas possuem maior riqueza de espécies de helmintos do que hospedeiros especialistas.

Segundo Gregory (1990) a riqueza de helmintos das aves varia conforme o tamanho corporal do hospedeiro, o tamanho da área geográfica, habitats e filogenia. Os principais fatores determinantes para a fauna parasitária são: a dieta do hospedeiro, pela ingestão de hospedeiros intermediários; a longevidade do hospedeiro vertebrado, permitindo a acumulação de espécies de parasitos; o hábito migratório e o tamanho corporal dos hospedeiros. Outros autores Weber and Stilianakis (2007); Piersma (2011); Hasselquist et al (2007) dizem que as demandas energéticas e fisiológicas das aves em migração podem diminuir o sistema imunológico e assim, aumentar a suscetibilidade para os parasitos. Aves que são migratórias interagem com diversos nichos ecológicos, se expondo a uma maior diversidade de parasitos.

Portanto, a abundância e diversidade do hospedeiro poderão influenciar na quantidade e diversidade de espécies de parasitos Hechinger and Lafferty (2005). Assim, as aves migratórias como hospedeiros definitivos, devem ser frequentemente mais infectadas por diversos tipos de digenéticos, principalmente em áreas onde sua alimentação, baseada por moluscos, é mais abundante e diversa.

Parasitos são bons indicadores de estresse ambiental, estruturação de redes tróficas e biodiversidade (Lafferty 1997, Marcogliese and Cone 1997, Lafferty et al 2006). E a alta diversidade de parasitos é um indicador de ecossistema saudável, pois o ambiente tem as condições favoráveis para promover os ciclos de vida para os digenéticos (Lafferty 1997).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente estudo sobre os digenéticos presentes no *Calidris canutus rufa* permite elencar algumas conclusões:

- Foram encontrados 4 gêneros de digenéticos: *Himasthla*, *Levinseniella*, *Tanaisia* e *Haematotrephus*.
- O gênero mais prevalente foi *Himasthla*, com 68,96%. O segundo mais prevalente foi *Levinseniella*, com 13,8%. O terceiro foi *Tanaisia* com 6,89%. E o menos prevalente foi *Haematotrephus* com 3,44%.
- Não se encontra presente na literatura, trabalhos sobre a helmintofauna de *Calidris canutus rufa*.
- Não houve uma correlação entre o tamanho das aves com a quantidade de digenéticos encontrados.
- Não houve correlação entre o peso das aves com a quantidade de digenéticos.
- A presença de digenéticos está relacionada com a sua dieta baseada em moluscos.

Referências Bibliográficas:
(Seguindo as normas da Revista de Zoologia)

Adams JE, Martin WE (1963) Life Cycle of *Himasthla rhigedana* Dietz, 1909 (Trematoda: Echinostomatidae). Transactions of the American Microscopical Society. 82: 1-6
<https://www.jstor.org/stable/3223814>

Altizer S, Bartel R, Han BA (2011) Animal migration and infectious disease risk. Science. 6015: 296-302.
DOI: 10.1126/science.1194694

Amato JFR, Amato SB (2010) Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: VON MATTER, S. Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento. Rio de Janeiro, RJ. Technical Books, 516p.

Bartoli P, Gibson DI (2007) Synopsis of the life cycles of Digenea (Platyhelminthes) from lagoons of the northern coast of the western Mediterranean. *Journal of Natural History*. 41: 1553–1570. <https://doi.org/10.1080/00222930701500142>

Bartoli P, Boudouresque CF (2007) Effect of the digenean parasites of fish on the fauna of Mediterranean lagoons. *Parassitologia*. 49: 111-117.

Brenes RB, Arroyo G (1962) Helmintos de la República de Costa Rico XX. Algunos tremátodos de aves silvestres. *Revista de Biología Tropical*. 10: 205–227.

Bush AO (1990) Helminth communities in avian hosts: determinants of pattern. In: Esch GW, Bush AO, Aho JM. (eds) *Parasite Communities: Patterns and Processes*. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-94-009-0837-6_8

Bush A O, Lafferty K, Lotz J, Shostak AW (1997) Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al revisited. *Journal of Parasitology*. (4): 575-83

Canaris AG, Kinsella JM (2001) Helminth parasites in six species of shore birds (Charadrii) from the coast of Belize. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. (6): 827-830.

Canaris AG, Kinsella JM (2007) Helminth communities of three sympatric species of shorebirds (Charadrii) from four summer seasons at Bristol Bay, Alaska. *Journal of Parasitology* (93): 485-490.

Canaris AG, Kinsella JM, Braby R (2003) Helminth parasite communities in two species of shorebirds (Charadrii) from Namibia. *Comparative Parasitology*. (70):155- 161.

Capasso S, D'Amico V, Diaz JI (2017) *Odhneria odhneri* Travassos, 1921 (Trematoda: Microphallidae) in Migrant Shorebirds from Patagonia, Argentina. *Revista Argentina de Parasitologia*. (10): 15-19.

Capasso S (2019) Las comunidades de helmintos de aves playeras migratorias neárticas en humedales costeros e interiores de la Patagonia Argentina. Tese de Doutorado. Universidad Nacional de La Plata.

Chesser RT, Banks RC, Barker FK, Cicero C, Dunn JL, Kratter AW, Lovette IJ, Rasmussen PC, Remsen JV, Rising JD, Stotz DF, Winker K (2013) Fifty-Fourth Supplement to the American Ornithologists' Union Checklist of North American Birds, *The Auk*. 3:558-571. <https://doi.org/10.1525/auk.2013.130.3.1>

Ching HL (1990) Some Helminth Parasites of Dunlin (*Calidris alpina*) and Western Willet (*Catoptrophorus semipalmatus inornatus*) from California. Manter Laboratory of Parasitology. 770. Disponível em: <http://digitalcommons.unl.edu/parasitologyfacpubs/770>

Clark KE, Niles LJ, Burger J (1993) Abundance and distribution of migrant shorebirds in Delaware Bay. *Condor* (95):694–705.

Cremonte F, Digiani CM, Bala LO, Navone GT (2001) *Tetrameres (Tetrameres) megaphasmidiata* n. sp. (Nematoda: Tetrameridae), a parasite of the two-banded plover, *Charadrius falklandicus*, and white-rumped sandpiper, *Calidris fuscicollis*, from Patagonia, Argentina. *Journal of Parasitology*. (1): 148-151

Cribb TH, Bray RA, Olson DP, Littlewood DTJ (2003) Life cycle evolution in the Digenea: a new perspective from phylogeny. *Advances in Parasitology*. (54): 197–254.

Cribb TH, Bray RA, Littlewood DTJ, Pichelin SP, Herniou EA (2001) The Digenea. In: Littlewood, D.T.J. & Bray, R.A. *Interrelationships of the Platyhelminthes*. Taylor and Francis, London, 168–185.

Diaz JI, Cremonte F (2004) *Himasthla escamosa* n. sp. (Digenea: echinostomatidae) from the kelp gull, *Larus dominicanus* (charadriiformes: laridae), on the Patagonian coast, Argentina. *J. Parasitology*. (2):308–314 <https://doi.org/10.1645/GE-3251>

Diaz JI, Cremonte F, Navone GT (2011) Helminths of the kelp gull, *Larus dominicanus*, from the northern Patagonian coast. *Parasitology Research*. (6):1555-1562. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2396-2>

Díaz MT, Gómez E, Bashirullah AK, Guillarte DV (2015) *Levinseniella (Levinseniella) gavilanicola* sp. nov. (Trematoda: Microphallidae) in the common black HAWK *Buteogallus anthracinus* from Venezuela, and notes on its life cycle. *Revista Científica* (3):260-265.

Didyk AS, Canaris AG, Kinsella JM (2007) Intestinal Helminths of the Spotted Sandpiper, *Actitis macularius* (L.), During Fall Migration in New Brunswick, Canada, with a Checklist of helminths Reported from this Host. *Comparative Parasitology* (74):359-363. <https://doi.org/10.1654/4280.1>

Didyk AS, Burt MDB (1997) *Himasthla limnodromi* n. sp. (Digenea: Echinostomatidae) from the Short-Billed Dowitcher, *Limnodromus griseus* (Aves: Scolopacidae) *The Journal of Parasitology*. (83):1124-1127. URL: <http://www.jstor.org/stable/3284373>

Dougherty ER, Carlson CJ, Bueno VM, Burgio KR, Cizauskas CA, Clements CF, Seidel DP, Harris NC (2016) Paradigms for parasite conservation. *Conservation Biology*. (4): 724-33.
doi: 10.1111/cobi.12634

Dronen NO, Blend CK (2007). *Ophthalmophagus bucephali* n. sp. (Digenea: Cyclocoelidae) from the American goldeneye, *Bucephala clangula americana* (Anatidae), from the central flyway of North America and a checklist of goldeneye parasites. *Comparative Parasitology* (1):48–74.

Dronen NO, Gardner SL, Jimenez-Ruiz FA (2008) Two Cyclocoelids from the Lesser Yellowlegs, *Tringa flavipes* (Scolopacidae), from the Central Flyway of North America, Including the Description of *Haematotrephus selfi* n. sp. (Digenea: Cyclocoelidae). *Comparative Parasitology* (75) 1-11.
<https://doi.org/10.1654/4298.1>

Dubois G (1959) Revision des Cyclocoelidae Kossack, 1911. *Revue Suisse de Zoologie*. (66): 67–147.

Fernandes BMM (1976) Brazilian species of Cyclocoelidae Kossack, 1911 (Trematoda, Cyclocoelidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. (3-4): 289-294.

Freitas JFT (1951). Revisão da Família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda) Memórias Instituto Oswaldo Cruz. (49):33-123, 74 estampas.

Galaktionov KV, Skirnisson K (2000) Digeneans from intertidal molluscs of SW Iceland. *Systematic Parasitology* (47): 87-101.
<https://doi.org/10.1023/A:1006426117264>

Gómez A, Nichols E (2013). Neglected wildlife: Parasitic biodiversity as a conservation target, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. (2): 222-227

Gregory RD (1990) Parasites and Host Geographic Range as Illustrated by Waterfowl. *Functional Ecology*. (5): 645.
doi:10.2307/2389732

Gutierrez JS, Rakhimberdiev E, Piersma T, Thieltges DW (2017) Migration and parasitism: habitat use, not migration distance, influences helminth species richness in Charadriiform birds. *Journal of Biogeography*. (44): 1137–1147

Han ET, Whang JD, Chai JY (2009) *Himasthla alincia* (Echinostomatidae): Metacercariae in Brackish Water Bivalves and Their Growth and Development in Experimental Animals. *Journal of Parasitology*. (6): 1415-1420
URL: <https://doi.org/10.1645/GE-2127.1>

Harrah EC (1922) North American monostomes primarily from freshwater hosts. *Illinois Biological Monographs*. (7): 225–324.

Harrington B (1996) *The flight of the Red Knot*. W. W. Norton and Company, New York.

Harrington BA (2001) Red Knot (*Calidris canutus*). In the Birds of North America, no. 563 (A. Poole and F. Gill, Eds.). Birds of North America, Philadelphia.

Hasselquist D, Lindström A, Jenni-Eiermann, Koolhaas SA, Piersma T (2007) Long flights do not influence immune responses of a long-distance migrant bird: a wind-tunnel experiment. *Journal of Experimental Biology*. (210):1123–1131.

Heard RW, Kinsella JM (1995) *Levinseniella deblocki*, New Species (Trematoda: Digenea: Microphallidae) from Salt Marshes along the Eastern Gulf of Mexico with Notes on Its Functional Morphology and Life History. *Gulf Research Reports*. (2): 97-103.

Hechinger RF, Lafferty KD, Kuris AM (2008). Trematodes indicate animal biodiversity in the Chilean intertidal and Lake Tanganyika. *Journal of Parasitology*. (94): 966–968.

Hechinger RF, Lafferty KD (2005). Host diversity begets parasite diversity: bird final hosts and trematodes in snail intermediate hosts. *Proceedings of the Royal Society*. (272): 1059-1066

Hudson P (2005) Parasites, diversity and the ecosystem. Oxford University press.

Jagerskiöld LA (1907) *Levinsenia* (Distomum) *pygmaea* Levinsen, ein genitalnapftragende Distomum. *Centralbl. f. Bakt.* (27): 732-740

Johnston TH, Simpson ER (1971) The anatomy and life history of the trematode, *Cyclocoelum jaenschi* n. sp. *Transactions of the Royal Society of South Australia*. (63): 273–278.

Kamiya T, O'Dwyer K, Nakagawa S, Poulin R (2014). What determines species richness of parasitic organisms? A meta-analysis across animal, plant and fungal hosts. *Biological Reviews*. (89): 123–134.

Kanev I, Radev V, Fried B (2002) Family Cyclocoelidae Stossich, 1902. In: Gibson, D. I, Jones, A., & Bray, R. A. (Eds.), *Keys to the Trematoda. Volume 1*. CABI Publishing and The Natural History Museum, London, UK, pp 131–145.

Lafferty KD (1997) Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitology Today* (13): 251–255.

Lafferty KD, Dobson AP, Kuris, AM (2006). Parasites dominate food web links. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. (103): 11211–11216.

Lal MB (1939) Studies in helminthology. Trematode parasites of birds. *Proceedings of the Indian Academy of Sciences*. (10): 111–200.

Lunaschi LI, Drago FB, Draghi R (2015) Redescription of *Tanaisia dubia* (Digenea) from the northeast region of Argentina, with a key to neotropical species of the genus, and a key to genera of Tanaisiinae. *Revista Mexicana da Biodiversidade*. (86): 888-895.

Lunaschi LI, Cremonte F, Drago FB (2007) Checklist of digenean parasites of birds from Argentina. *Zootaxa*. (03): 1-36.

Luque JL (2008) Parasitos: Componentes ocultos de la Biodiversidad? Parasites: A hidden component of the Biodiversity Biologist (Lima). (6): 5-7.

Macko JK, & Feige R (1960) Zur revision einiger Cyclocoelid engattungen und arten auf grund der variabilität von *Haematotrephus lanceolatum* (Weld, 1858). *Helminthologia*, (2) 254–265.

Morrison RIG, Harrington DBA (1992) The migration system of the Red knot (*Calidris canutus*) in the new world. 71-84. In T. Piersma and N. Davidson [eds.]. The migration of Knots. Wader study group bulletin.

Nicoll W (1914) The trematode parasites of North Queensland. II. Parasites of birds. *Parasitology*, (7) 105–127.

Niles LJ, Sitters HP, Dey AD, Atkinson PW, Baker AJ, Bennett KA, Carmona R, Clark KE, Clark NA, Espoz C, and others (2008) Status of the Red Knot (*Calidris canutus rufa*) in the Western Hemisphere. *Studies in Avian Biology*, no. 36.

Penner LR (1939) *Tamerlania melospizae* n. sp. (Trematodo: Eucotylidae) with notes on the genus. *Journal Parasitology*. (25): 421-424.

Piersma T (2011). Why marathon migrants get away with high metabolic ceilings: towards an ecology of physiological restraint. *Journal of Experimental Biology*, (214) 295–302.

Poulin R, Morand S (2000). The diversity of parasites. *The quarterly review of biology* 75, (3) 277-293.

R Development Core Team (2008). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org>.

Skrjabin KI (1924) Compte rendu de L'étude helminthologique d'Armenie oeuvres. *Inst. Trop. Arménie*. (1) 9-11.

Stossich M (1899). Los membramentod ei *Brachycoelium*. *Bollet. della Societa adriaticad i scienze naturali in Trieste*, 19: 9.

Stossich M (1902) Il *Monostomum mutabile* Zeder e le sue forme a affini. *Bollettino della Società Adriatic di Scienze, Trieste*. (21): 1–40.

Stunkard HW (1938) The morphology and life cycle of the trematode, *Himasthla quissetensis* (Miller and Northup, 1926). *Biological Bulletin*. (75): 145–164.

Stunkard (1960) Further studies on the trematode genus *Himasthla* with descriptions of *H. mcintoshi* n. sp., *H. piscicola* n. sp., and stages in the life-history of *H. compacta* n. sp. *Biological Bulletin* (119): 529–549.

Szidat L, Szidat U (1961) Die trematoden der gattung *Notocotylus* Diesing, 1839 (Notocotylidae Lühe, 1909) aus Südamerika Bzw. Argentinien und daten ihren entwicklungsgeschichte. *Zeitschrift fur Parasitenkunde*. (21): 169–180.

Thieltges DW, Amundsen PA, Hechinger RF, Johnson PT, Lafferty KD, Mouritsen KN, Preston DL, Reise K, Zander D, Poulin R (2013). Parasites as prey in aquatic food webs: implications for predator infection and parasite transmission. *Oikos*, 122(10), 1473-1482.

Travassos L (1921). Contribuição para o conhecimento da fauna helmintologica brasileira. IX. Sobre as espécies da subfamília Microfalinae Ward, 1901. *Arch. da Escol. Sup. Agr. Med. Vet. Nictheroy*. (4): 85-91.

Zander CD & Reimer LW (2002) Parasitism at the ecosystem level in the Baltic Sea. *Parasitology* (07):119-35.

Weber TP, Stilianakis NI (2007) Ecologic immunology of avian influenza (H5N1) in migratory birds. *Emerging Infectious Diseases*. (13): 1139–1143.

Weld C (1858) Anatomische beobachtungen über trematoden. *Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften. Mathematisch Naturwissenschaftliche Classe*, (26) 241–278.

Yamaguti S (1939) Studies on the helminth fauna of Japan. Part 29. Acanthocephala II. *Japanese Journal of Zoology* (13): 317-351.

Yamaguti S (1971) Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates, Volume. I. Keigaku Publishing Company, Tokyo, Japan, (1): 0-74.

Yamaguti S (1958) *Systema helminthum*, Vol. I. The digenetic trematodes of vertebrates (Part I and II). Interscience Publishers, New York, New York, 630 p.