

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

OLIVIA MONIQUE SOARES CRUZ

**TAXONOMIA DE HELMINTOS PARASITOS DE AVES DO ESTADO DE MINAS
GERAIS, BRASIL: novos registros por abordagem morfológica e molecular**

Belo Horizonte

2024

OLIVIA MONIQUE SOARES CRUZ

**TAXONOMIA DE HELMINTOS PARASITOS DE AVES DO ESTADO DE MINAS
GERAIS, BRASIL: novos registros por abordagem
morfológica e molecular**

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito para a obtenção do título de Doutora em Parasitologia.

Área de concentração: Helminologia

Orientador: Dr. Hudson Alves Pinto

Belo Horizonte

2024

043

Cruz, Olivia Monique Soares.

Taxonomia de helmintos parasitos de aves do Estado de Minas Gerais, Brasil: novos registros por abordagem morfológica e molecular [manuscrito] / Olivia Monique Soares Cruz. – 2024.

160 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientador: Dr. Hudson Alves Pinto.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Parasitologia.

1. Parasitologia. 2. Helmintos. 3. Aves. 4. Taxonomia. 5. Cestoides. 6. Trematódeos. 7. Nematoides. I. Pinto, Hudson Alves. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. III. Título.

CDU: 576.88/.89



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

TÍTULO DA TESE:

"TAXONOMIA DE DE HELMINTOS PARASITOS DE AVES DO ESTADO DE MINAS GERAIS, BRASIL:

NOVOS REGISTROS POR ABORDAGEM MORFOLÓGICA E MOLECULAR"

ALUNA: OLIVIA MONIQUE SOARES CRUZ

ÁREA DE CONCENTRAÇÃO: HELMINTOLOGIA

Tese de Doutorado defendida e aprovada, no dia **nove de dezembro de 2024**, pela Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação Parasitologia da Universidade Federal de Minas Gerais constituída pelos seguintes Doutores:

Carolina Silveira Mascarenhas

Membro externo - Instituto Federal Sul-Rio-Grandense, IFSul

Francisco Tiago de Vasconcelos Melo

Membro externo - Universidade Federal do Pará, UFPA

Fabiano Matos Vieira

Membro externo - Universidade Federal do Vale do São Francisco, Univasf

Marcia Cristina Nascimento Justo

Membro externo - Instituto Oswaldo Cruz, Fiocruz

Hudson Alves Pinto

Orientador - UFMG

Belo Horizonte, 09 de dezembro de 2024.



Documento assinado eletronicamente por **Hudson Alves Pinto, Professor do Magistério Superior**, em 10/12/2024, às 10:26, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Fabiano Matos Vieira, Usuário Externo**, em 10/12/2024, às 14:21, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Márcia Cristina Nascimento Justo, Usuário Externo**, em 10/12/2024, às 18:07, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Francisco Tiago de Vasconcelos Melo, Usuário Externo**, em 11/12/2024, às 11:01, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Carolina Silveira Mascarenhas, Usuária Externa**, em 12/12/2024, às 14:34, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **3713673** e o código CRC **B04F6805**.

*À minha filha Luísa Soares, que me mostra todos os dias a força do amor e
ao Julian Cruz, meu parceiro maravilhoso nessa “missão” de criar a nossa
pequena, que floresce e brilha tanto a cada dia.*

AGRADECIMENTOS

Extrema gratidão é o sentimento que melhor traduz o que preciso sintetizar neste espaço aos que tanto contribuíram para o desenvolvimento e conclusão desse estudo, visto que esta conquista foi fruto de mútua cooperação. E é com o coração grato que externo meus sinceros agradecimentos.

À Deus, pela minha vida e por me amparar conduzir nessa trajetória acadêmica.

Aos meus pais, José Maria Soares e Solange Pereira e ao meu irmão Enildo Soares, que por vezes reclamavam minha ausência e ainda assim, me apoiaram sem entender muito bem a necessidade de um doutorado. A compreensão e oração de vocês foram essenciais para toda essa jornada. À minha amada sobrinha e afilhada, Helena Pereira Soares.

Ao meu marido, Julian Cruz, expresso minha admiração e respeito pelo companheirismo e cumplicidade. Sempre ao meu lado, foi também quem viu todos os bastidores e experimentou os espinhos dessa jornada. Obrigado por me apoiar e acreditar tanto em mim, muitas vezes mais do que eu mesma. Muita gratidão a você pela compreensão. Amo muito você.

À minha filha, Luísa Soares Cruz, que durante essa jornada do doutorado me apresentou à maior força do Universo: o amor de mãe. Por ter me trazido uma nova dimensão à minha existência e me ensinado tanto. Meu presentinho que enobreceu essa minha trajetória.

À minha família pelo apoio fundamental nessa jornada. Em especial, minha tia Maria Vicentina Soares, na qual me espelho por sua força, sempre serei grata por todo seu carinho e afeto. À minha avó, Dionísia Soares (*in memoriam*) por me ensinar tanto apenas com simplicidade e me acolher com amor sempre. Ao meu companheiro, Willy (*in memoriam*) que esteve comigo por 19 anos, pelo apoio e lealdade. Foi muito difícil sua perda no fim desta etapa acadêmica.

Ao meu orientador Hudson Alves Pinto. Pelo acolhimento e incentivo, que com paciência e dedicação, sempre conduziu com maestria minha formação. Agradeço por me permitir aprender tanto sobre esse universo da taxonomia e acreditar no meu potencial. Serei sempre grata por ter integrado a equipe do seu laboratório.

Aos meus amigos mais próximos que procuraram entender minha ausência e que ainda assim, conseguiram se fazer presentes: Isabela Ávila, Heloisa Ferreira, Luciene Freitas, Fernanda Souza e Luciana Fernandes, pelo apoio e incentivo que contribuíram em grande parte desta conquista. Em especial, agradeço a Bruna Couto e Idelberto Ferreira, que continuamente

me encorajaram, não permitindo que eu desanimasse nos momentos mais difíceis dessa caminhada.

Aos colegas do laboratório que me acompanharam com muitos ensinamentos, apoio e cooperação.

À Danimar López pelos ensinamentos, apoio e por proporcionar uma ótima convivência no laboratório, tornando esses anos mais leves. Seu incentivo e amizade durante essa etapa são incalculáveis.

À Jordana Assis, Marisa Valadão e Philippe Alves pela ajuda e conhecimentos e momentos compartilhados.

A todos os membros do LBT, em especial à Gabrielle Costa, Anna Clara Hummia que me acompanharam nessa jornada, pelo companheirismo e cooperação, a amizade de vocês tornou essa etapa mais divertida e suave. À Camila Pantoja, que mesmo integrando a equipe brevemente, sempre foi muito atenciosa e dedicada, obrigada pelos ensinamentos.

Ao professor Alan Lane de Melo pelos ensinamentos, pela vasta experiência compartilhada e boa conversa. Agradeço também por cada questionamento feito, os quais trazem aprendizados para a vida inteira.

Ao Sr. Airton Lobo, que tenho um enorme carinho, pela ajuda de sempre. Sempre tão gentil e atencioso. Sou muito grata pelas agradáveis conversas e risadas durante esses anos.

À Selma Fernandes pelo apoio e motivação durante todo esse tempo. Seu carinho foi de grande importância.

A todos os docentes do Programa de Pós-Graduação em Parasitologia da Universidade Federal de Minas Gerais, que contribuíram significativamente para a construção do conhecimento, com plena dedicação e profissionalismo.

À Sumara Aparecida Guilherme e Sibele das Graças Guilherme Abreu, secretárias do Programa de Pós-Graduação em Parasitologia, ICB, UFMG. Agradeço pelos conselhos, disposição e colaboração, sempre procuraram agilizar e solucionar tudo.

Aos funcionários da Consominas Engenharia pelo trabalho colaborativo nessa trajetória, em especial ao Bruno Pércles Gomes de Oliveira, a Edilaine Conceição Rezende, ao Carlos Roberto de Sousa Castro e ao Mateus Souza que sempre muito solícitos nos atenderam e colaboraram para a execução desse estudo, enviando prontamente as amostras.

A Amplo Engenharia e Gestão de Projetos, nas pessoas de Thiago Dornellas, Fábio Vieira e Júlia Ribeiro, pela colaboração no envio de uma das amostras avaliadas.

À Profa. Angelica Terezinha Barth Wouters, responsável pelo Laboratório de Patologia Veterinária da Universidade Federal de Lavras (UFLA), pela colaboração e envio de parte das amostras incluídas nesse estudo.

Ao Prof. Nelson Martins, da Escola de Veterinária da UFMG, pelo trabalho colaborativo e por ceder amostras incluídas no estudo.

Aos funcionários do Centro de Triagem de Animais Silvestres de Belo Horizonte (CETAS/BH), em especial ao Daniel Vilela, a Erika Procópio e a Cecília Barreto pela parceria, disponibilização das amostras e trabalho colaborativo na execução desse estudo.

Ao Mateus Chamone e ao Prof. Fabrício dos Santos, Departamento de Genética, Ecologia e Evolução da UFMG pela parceria. Sempre muito atenciosos, cederam parte das amostras que integram este estudo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de doutorado.

Enfim, a todos que de alguma forma contribuíram para essa importante etapa da minha vida. Muito obrigada!

O correr da vida embrulha tudo, a vida é assim: esquenta e esfria, aperta e daí afrouxa, sossega e depois desinquieta. O que ela quer da gente é coragem.

Guimarães Rosa

RESUMO

As aves representam o grupo de vertebrados com a maior diversidade de helmintos. No Brasil, embora mais de 800 espécies destes organismos tenham sido reportadas nos mais variados tipos aves, a real diversidade, hospedeiros e distribuição destes parasitos estão longe de serem completamente conhecidos. Visando contribuir para o preenchimento dessas lacunas, o presente estudo teve como objetivo realizar a identificação taxonômica de helmintos encontrados em amostras de aves provenientes do estado de Minas Gerais. Para isso, considerou-se amostras previamente coletadas e novas amostras de hospedeiros necropsiados entre 2009 e 2022. O material helmintológico obtido foi processado pelas técnicas convencionais para cada grupo zoológico e submetido à caracterização morfológica e morfométrica em microscópio de luz, seguida da identificação com auxílio de chaves taxonômicas e artigos descritivos. Adicionalmente sequências genéticas foram geradas para algumas das espécies e utilizadas em análises filogenéticas. Helmintos recuperados de 18 espécimes de aves pertencentes a 11 espécies foram examinados neste estudo, sendo 10 famílias e 18 espécies de helmintos identificadas. Entre os representantes da classe Cestoda, *Valipora campylancristrota* (Wedl, 1855) é registrada pela primeira vez em aves no Brasil e em novo hospedeiro definitivo, o ardeídeo *Nycticorax nycticorax* (Linnaeus, 1758) (savacu). Além disso, *Paradilepis caballeroi* Rysavy & Macko, 1973, encontrado em *Nannopterum brasilianus* (Gmelin, 1789) (biguá), e *Drepanidotaenia* sp. em *Butorides striata* (Linnaeus, 1758) (socozinho) são registrados pela primeira vez em Minas Gerais. Entre os membros da classe Trematoda, os dados moleculares obtidos de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) de *N. brasilianus* apoiam a sinonímia de *A. ostrowskiae* Dronen, 2009. Tal como os dados moleculares obtidos de *Platynossomum illiciens* (Braun, 1901) registrado pela primeira vez em *Falco sparverius* (quiriquiri) adicionam evidências sobre a ocorrência em aves e mamíferos e fornece um suporte adicional às sinonímias. *Tanaisia valida* Freitas, 1951 obtido de *Chrysomus ruficapillus* (garibaldi) é registrada pela primeira vez em Minas Gerais. *Hysteromorpha* sp. nov. também foi encontrada em *N. brasilianus* e os dados moleculares obtidos suportam estudos prévios que revelam que se trata de uma espécie a ser formalmente descrita, distinta de *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) até então considerada como a espécie presente na América do Sul. *Drepanocephalus spathans* Dietz, 1909 de *N. brasilianus* é reportado pela primeira vez em Minas Gerais. A análise de exemplares obtidos de *N. brasilianus* levaram ao restabelecimento de *Ribeiroia insignis* Travassos, 1939 como a espécie encontrada na América do Sul. O estudo de uma espécie encontrada em *Megaceryle torquata* (Linnaeus, 1766)

(martim-pescador) permitiu a identificação de *Pulchrosoma reticulata* (Wright, 1879), espécie atualmente incluída na família Echinostomatidae Looss 1899, mas que as análises moleculares revelaram que este gênero deve ser transferido para a família Echinochasmidae Odhner, 1910. *Brachylecithum rarum* (Travassos, 1917) é registrado pela primeira vez em Minas Gerais e em novo hospedeiro definitivo, *Tachyphonus coronatus* (Vieillot, 1822) (tiê-preto). Oito espécies de helmintos do filo Nematoda foram identificadas. *Synhimantus* (*Dispharynx*) *nasuta* (Rudolphi, 1819), *Synhimantus* (*Dispharynx*) *resticula* Canavan, 1929, *Cyrnea piayae* Sandground, 1929 e *Subulura halli* Barreto, 1918 são registrados pela primeira vez na ave migratória *Coccyzus americanus* (Linnaeus, 1758) (papa-lagarta-de-asa-vermelha). Embora seja difícil a determinação precisa da origem geográfica dos parasitos, *S. halli* é relatado pela primeira vez nas Américas e *S. (D.) resticula* na América do Sul. Além destes, *Diplotriaena delirae* Pinto & Noronha, 1970 é reportado pela primeira vez em *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) (rolinha-roxa). Por fim, *Microtetrameres spiralis* (Seurat, 1915) é registrado em *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) (garça-vaqueira), expandindo sua área geográfica. A maior parte dos helmintos caracterizados são registrados pela primeira vez no estado de Minas Gerais, o que contribui para o avanço no conhecimento da diversidade de helmintos parasitos de aves no país.

Palavras-chave: helmintos; aves; taxonomia integrativa; Minas Gerais; cestódeos, trematódeos; nematoides.

ABSTRACT

Birds represent the group of vertebrates with the greatest diversity of helminths. In Brazil, although more than 800 species of these organisms have been reported in the most varied types of birds, the real diversity, hosts and distribution of these parasites are far from being completely known. Aiming to contribute to filling these gaps, the present study aimed to perform the taxonomic identification of helminths found in bird samples from the state of Minas Gerais. For this, previously collected samples and new samples from necropsied hosts between 2009 and 2022 were considered. The helminthological material obtained was processed by conventional techniques for each zoological group and subjected to morphological and morphometric characterization under a light microscope, followed by identification with the aid of taxonomic keys and descriptive articles. Additionally, genetic sequences were generated for some of the species and used in phylogenetic analyses. Helminths recovered from 18 bird specimens belonging to 11 species were examined in this study, and 10 families and 18 helminth species were identified. Among the representatives of the class Cestoda, *Valipora campylancristrota* (Wedl, 1855) is recorded for the first time in birds in Brazil and in a new definitive host, the ardeid *Nycticorax nycticorax* (Linnaeus, 1758) (savacu). In addition, *Paradilepis caballeroi* Rysavy & Macko, 1973, found in *Nannopterum brasilianus* (Gmelin, 1789) (cormorant), and *Drepanidotaenia* sp. in *Butorides striata* (Linnaeus, 1758) (socozinho) are recorded for the first time in Minas Gerais. Among members of the class Trematoda, molecular data obtained from *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) of *N. brasilianus* support the synonym of *A. ostrowskiae* Dronen, 2009. Likewise, molecular data obtained from *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) first recorded in *Falco sparverius* (quiriquiri) add evidence for the occurrence in birds and mammals and provide additional support for synonymies. *Tanaisia valida* Freitas, 1951 obtained from *Chrysomus ruficapillus* (garibaldi) is recorded for the first time in Minas Gerais. *Hysteromorpha* sp. nov. was also found in *N. brasilianus* and the molecular data obtained support previous studies that reveal that this is a species yet to be formally described, distinct from *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) until then considered as the species present in South America. *Drepanocephalus spathans* Dietz, 1909 of *N. brasilianus* is reported for the first time in Minas Gerais. The analysis of specimens obtained from *N. brasilianus* led to the reestablishment of *Ribeiroia insignis* Travassos, 1939 as the species found in South America. The study of a species found in *Megaceryle torquata* (Linnaeus, 1766) (kingfisher) allowed the identification of *Pulchrosoma reticulata* (Wright, 1879), a species currently

included in the family Echinostomatidae Looss 1899, but molecular analyses revealed that this genus should be transferred to the family Echinochasmidae Odhner, 1910. *Brachylecithum rarum* (Travassos, 1917) was recorded for the first time in Minas Gerais and in a new definitive host, *Tachyphonus coronatus* (Vieillot, 1822) (black tanager). Eight species of helminths of the phylum Nematoda were identified. *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819), *Synhimantus (Dispharynx) resticula* Canavan, 1929, *Cyrnea piayae* Sandground, 1929 and *Subulura halli* Barreto, 1918 are recorded for the first time in the migratory bird *Coccyzus americanus* (Linnaeus, 1758) (red-winged ground-eating dove). Although it is difficult to determine the precise geographic origin of the parasites, *S. halli* is reported for the first time in the Americas and *S. (D.) resticula* in South America. In addition to these, *Diplotriaena delirae* Pinto & Noronha, 1970 is reported for the first time in *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) (purple ground-eating dove). Finally, *Microtetrameres spiralis* (Seurat, 1915) is recorded in *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) (cattle egret), expanding its geographic range. Most of the characterized helminths are recorded for the first time in the state of Minas Gerais, which contributes to the advancement of knowledge on the diversity of helminth parasites of birds in the country.

Keywords: helminths; birds; integrative taxonomy; Minas Gerais; cestodes, trematodes; nematodes.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - <i>Paradilepis caballeroi</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil.....	53
Figura 2 - <i>Paradilepis caballeroi</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil.....	53
Figura 3 - Relação filogenética entre <i>Paradilepis caballeroi</i> obtida no presente estudo (em negrito) e outros táxons de Gryporhynchidae inferida pelas análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada na sequência do gene nuclear 28S.....	55
Figura 4 - <i>Valipora campylancristota</i> obtido de <i>Nycticorax nycticorax</i> em Lagoa Santa, MG, Brasil.....	58
Figura 5 - <i>Drepanidotaenia</i> sp. obtido de <i>Butorides striata</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	60
Figura 6 - <i>Austrodiplostomum compactum</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	63
Figura 7 - <i>Hysteromorpha</i> sp. nov. obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	67
Figura 8 – <i>Hysteromorpha</i> sp. nov. obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	67
Figura 9 - <i>Drepanocephalus spathans</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	70
Figura 10 - <i>Ribeiroia insignis</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil.....	73
Figura 11 - Relações filogenéticas entre <i>Ribeiroia</i> sp., obtidas no presente estudo (em negrito) e incluindo outros membros da superfamília Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank, inferidas a partir de sequências de ITS-2.....	74
Figura 12 - Relações filogenéticas entre <i>Ribeiroia</i> sp. obtidos no presente estudo (em negrito) e incluindo outras sequências disponíveis para comparação no GenBank, inferidas a partir de sequências de <i>Cox-1</i>	75
Figura 13 – <i>Pulchrosoma reticulata</i> obtido de <i>Megaceryle torquata</i> em Brumadinho, MG, Brasil.....	77
Figura 14 – Relação filogenética entre os táxons de Echinostomatoidea e a sequência obtida no presente estudo (em negrito) resultante de análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada nas sequências parciais dos genes nucleares 28S	79

Figura 15 – Relação filogenética entre os táxons de Echinostomatoidea e a sequência obtida no presente estudo (em negrito) resultante de análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada nas sequências parciais dos genes nucleares ITS-2.	80
Figura 16 – <i>Brachylecithum rarum</i> obtido de <i>Tachyphonus coronatus</i> em Mariana, MG, Brasil..	83
Figura 17 – Espécime imaturo de <i>Platynosomum illiciens</i> de <i>Falco sparverius</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil	84
Figura 18 – <i>Tanaisia valida</i> obtido de <i>Chrysomus ruficapillus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil.	87
Figura 19 – <i>Synhimantus</i> spp. obtido de <i>Coccyzus americanus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil..	91
Figura 20 – <i>Diplotriaena delirae</i> em <i>Columbina talpacoti</i>	94
Figura 21 – <i>Diplotriaena delirae</i> obtida de <i>Columbina talpacoti</i> em Januária, MG, Brasil	94
Figura 22 – <i>Cyrnea piayae</i> obtida de <i>Coccyzus americanus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil..	96
Figura 23 – <i>Microtetrames spiralis</i> obtido de <i>Bubulcus ibis</i> em Lavras, MG, Brasil	99
Figura 24 – <i>Microtetrames</i> sp. obtido de <i>Coccyzus americanus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil.....	100
Figura 25 – <i>Subulura halli</i> obtido de <i>Coccyzus americanus</i> em Belo Horizonte, MG, Brasil..	103

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Espécies de aves provenientes de diferentes localidades do estado de Minas Gerais avaliados no presente estudo entre os meses de agosto de 2009 e agosto de 2022.	41
Tabela 2 - Primers utilizados para a amplificação de fragmentos dos marcadores genéticos 28S, ITS, <i>Cox 1</i> e <i>Nad-1</i> de algumas amostras de platelmintos das classes Cestoda (C) e Trematoda (T).	46
Tabela 3 - Helmintos parasitos identificados em aves em Minas Gerais, Brasil associados aos respectivos hospedeiros e localidade	50
Tabela 4 - Dados morfométricos de ganchos rostelares de <i>Paradilepis caballeroi</i> obtido de <i>Nannopterum. brasilianus</i> no presente estudo e <i>P. scolecina</i> . Dados apresentados em µm, sendo fornecido o intervalo, seguido pela média entre parênteses.....	52
Tabela 5 - Dados morfométricos de ganchos rostelares de <i>Valipora campylancristrota</i> obtido de <i>Nycticorax nycticorax</i> no presente estudo e demais espécies de <i>Valipora</i> reportadas em ardeídeos nas Américas.....	57
Tabela 6 - Medidas morfométricas de <i>Drepanidotaenia</i> sp. obtido de <i>Butorides striata</i> no presente estudo e de outras espécies do gênero conhecidas nas Américas. Dados fornecidos em micrômetros.	59
Tabela 7 - Dados morfométricos (n=10) de <i>Austrodiplostomum compactum</i> obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> no presente estudo e demais descrições reportadas por diferentes autores. Dados apresentados em micrômetros, sendo fornecido a média e desvio-padrão, seguido pelo intervalo entre parênteses.	62
Tabela 8 – Dados morfométricos de <i>Hysteromorpha</i> sp. nov. obtido de <i>Nannopterum brasilianus</i> no presente estudo em relação a <i>H. triloba</i> e <i>H. corti</i> reportado por diferentes autores. Dados fornecidos em micrômetros.....	65
Tabela 9 - Medidas dos espinhos do colar cefálico em <i>Drepanocephalus spathans</i> de <i>Nannopterum brasilianus</i> . Dados fornecidos em micrômetros, sendo fornecido a média e desvio-padrão, seguido pelo intervalo entre parênteses.....	69
Tabela 10 - Dados morfométricos de <i>Ribeiroia</i> spp. (n=10) obtidos por diferentes autores. As medidas estão apresentadas em micrômetros, sendo fornecido a média, seguido do desvio-padrão e intervalo entre parênteses.	71

Tabela 11 – Dados morfométricos de <i>Pulchrosoma reticulata</i> obtido de <i>Megaceryle torquata</i> no presente estudo e em relação a demais descrições e a <i>Pulchrosoma pulchrosoma</i> . Dados fornecidos em micrômetros.....	76
Tabela 12 – Dados morfométricos de <i>Brachylecithum rarum</i> obtido de <i>Tachyphonus coronatus</i> no presente estudo e dados reportados por Travassos (1944). Dados fornecidos em micrômetros.	82
Tabela 13 – Dados morfométricos de <i>Tanaisia valida</i> obtido de <i>Chrysomus ruficapillus</i> no presente estudo e medidas obtidas por diferentes autores para a espécie e <i>T. fedtschenkoi</i> . Dados apresentados em micrômetros.	86
Tabela 14 – Dados morfométricos de <i>Synhimantus</i> spp. obtidos de <i>Coccyzus americanus</i> no presente estudo e medidas obtidas para as espécies. Dados apresentados em milímetros, salvo indicado o contrário, seguido do intervalo entre parênteses, quando aplicável.	89
Tabela 15 – Dados morfométricos (n=20) de <i>Diplotriaena delirae</i> obtido de <i>Columbina talpacoti</i> no presente estudo e medidas obtidas por diferentes autores para a espécie e outras relacionadas. Dados fornecidos em micrômetros, exceto quando indicado de outra forma	93
Tabela 16 – Dados morfométricos de <i>Cyrnea piayae</i> obtido de <i>Coccyzus americanus</i> no presente estudo e medidas obtidas para a espécie. Dados fornecidos em milímetros.....	96
Tabela 17 – Medidas morfométricas de machos de <i>Microtetrimeres spiralis</i> obtidos de <i>Bubulcus ibis</i> no presente estudo e demais espécies relacionadas. Dados apresentados em micrômetros, sendo fornecido a média, seguido do desvio-padrão e intervalo entre parênteses.	98
Tabela 18 – Dados morfométricos de <i>Subulura halli</i> obtidos no presente estudo e em relação as descrições realizadas e espécies intimamente relacionadas. Dados fornecidos em milímetros, exceto quando sinalizado de outra forma.....	102

LISTA DE ABREVIATURAS

AL: Alemanha	<i>Nad-I</i> : Nicotinamide Adenine
AR: Argentina	Dinucleotide Dehydrogenase Subunit-1
AS: África do Sul	NI: Nigéria
AUS: Austrália	NZ: Nova Zelândia
BH: Belo Horizonte	pb: pares de base
BIC: Bayesian information criterion	PCR: Reação em Cadeia da Polimerase
BM: Biologia molecular	PEG: Polietilenoglicol
BR: Brasil	PE: Peru
BG: Bulgária	PO: Polónia
CA: Canadá	KE: Quênia
C: Comprimento	rpm: rotações por minutos
CN: China	RT: República Tcheca
<i>Cox-I</i> : Citocromo oxidase subunidade 1	RU: Reino Unido
DNA: Ácido desoxirribonucleico	RUS: Rússia
DK: Dinamarca	SISGEN: Sistema Nacional de Gestão do
EG: Egito	Património Genético e do Conhecimento
ES: Espanha	Tradicional Associado
EUA: Estados Unidos da América	TAI: Tailândia
IT: Itália	UC: Ucrânia
ITS: Região espaçadora transcrita interna	VN: Vietnam
IS: Israel	ZW: Zimbabwe
JA: Japão	
L: Largura	
MEGA: Molecular Evolutionary Genetics	
Analysis	
MDG: Madagascar	
MG: Minas Gerais	
MV: Máxima verossimilhança	
MX: México	

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	21
1.1 Importância dos helmintos parasitos de aves.....	21
1.1.1 Importância ecológica	22
1.1.2 Patologia dos helmintos de aves	22
1.2. O conhecimento sobre a biodiversidade de helmintos de aves: breve histórico.....	25
1.3. Grupos de helmintos parasitos de aves	26
1.3.1. Classe Cestoda	27
1.3.2. Classe Trematoda	28
1.3.3 Filo Nematoda	28
1.3.4 Filo Acanthocephala.....	31
1.4 Taxonomia integrativa	31
1.4.1 Uso dos marcadores moleculares na taxonomia de helmintos	32
1.5 Helmintos parasitos de aves no Brasil: breve histórico e desafios.....	34
2. JUSTIFICATIVA	36
3. OBJETIVOS	37
3.1 Objetivo geral.....	37
3.2 Objetivos específicos	37
4. MATERIAL E MÉTODOS	38
4.1 Considerações éticas.....	38
4.2 Obtenção das amostras	38
4.2.1 Amostras de helmintos previamente coletadas	39
4.2.2 Amostras de helmintos obtidas através de necropsia (2019-2022)	39
4.3 Estudo morfológico	43
4.4 Estudo molecular	44
4.4.1 Extração e quantificação de DNA.....	44
4.4.2 Amplificação de DNA	44
4.4.3 Purificação dos produtos de PCR.....	48
4.4.4 Sequenciamento de DNA.....	48
4.4.5 Edição das sequências e análise filogenética	48
5. RESULTADOS.....	50
5.1 Novos registros de cestódeos em aves em Minas Gerais.....	51
<i>Paradilepis caballeroi</i> Rysavy & Macko, 1973	51

<i>Valipora campylancristrota</i> (Wedl, 1855).....	55
Gênero <i>Drepanidotaenia</i> Railliet 1892.....	58
5.2 Novos registros de trematódeos parasitos de aves em Minas Gerais.....	61
<i>Austrodiplostomum compactum</i> (Lutz, 1928).....	61
<i>Hysteromorpha</i> sp. nov.....	64
<i>Drepanocephalus spathans</i> Dietz, 1909.....	68
<i>Ribeiroia insignis</i> Travassos, 1939.....	71
<i>Pulchrosoma reticulata</i> (Wright, 1879).....	75
<i>Brachylecithum rarum</i> (Travassos, 1917).....	81
<i>Platynosomum illiciens</i> (Braun, 1901).....	83
<i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951.....	85
5.3 Novos registros de nematóides parasitos de aves em Minas Gerais.....	88
<i>Synhimantus (Dispharynx) nasuta</i> (Rudolphi, 1819).....	88
<i>Synhimantus (Dispharynx) resticula</i> Canavan, 1929.....	88
<i>Diplotriaena delirae</i> Pinto & Noronha, 1970.....	92
<i>Cyrnea piayae</i> Sandground, 1929.....	95
<i>Microtetrameres spiralis</i> (Seurat, 1915).....	97
<i>Microtetrameres</i> sp.....	99
<i>Subulura halli</i> Barreto, 1918.....	100
6. DISCUSSÃO.....	104
7. CONCLUSÕES.....	123
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	124
ANEXO 1: TABELA DE DIVERGÊNCIA.....	156
ANEXO 2: PRODUÇÃO BIBLIOGRÁFICA NO PERÍODO (2019-2024).....	158

1. INTRODUÇÃO

1.1 Importância dos helmintos parasitos de aves

Entre os diferentes grupos de patógenos aviários, os helmintos parasitos são ubíquos em aves, tanto nas domésticas quanto nas silvestres (WOBESER, 2008). A infecção por uma diversidade de espécies desses metazoários pode ocorrer nestes hospedeiros em diferentes tipos de ambiente (aquático ou terrestre) e fases da vida. Do ponto de vista das relações ecológicas, os helmintos parasitos são capazes de influenciar e regular a abundância e diversidade dos organismos no ambiente, assim como a dinâmica populacional das espécies hospedeiras (MINCHELLA & SCOTT, 1991; MARCOGLIESE & CONE, 1997).

As interações desses organismos com os hospedeiros podem acontecer de diferentes formas como: formando um importante componente da biomassa, impondo demandas energéticas, alterando o comportamento, aumentando a taxa de mortalidade e/ou diminuindo a natalidade, afetando o estado nutricional e crescimento dos hospedeiros (MINCHELLA & SCOTT, 1991). Além disso, podem aumentar a susceptibilidade do hospedeiro à predação, influenciar na escolha do parceiro, alterar a razão sexual da população hospedeira e interferir em processos de grande impacto na biodiversidade como competição, migração, especiação, que podem afetar a estabilidade dos ecossistemas (MINCHELLA & SCOTT, 1991; COMBES, 1996). Os efeitos patogênicos causados pelos helmintos em aves podem causar sérios problemas de saúde em indivíduos imunodeficientes, quando combinados a outros fatores ou estresse. As mudanças ambientais provenientes de ações antrópicas podem intensificar as lesões em hospedeiros silvestres (PINTO *et al.*, 2004a), assim como induzir efeitos diretos que podem afetar o desempenho do voo (TARELLO, 2006), eficácia predatória, além de predispor a traumas secundários (SANTORO *et al.*, 2010).

Classicamente, os parasitos atraem maior atenção quando integram associações ecológicas que resultam em alterações de importância médica ou veterinária, direcionando maior parte do investimento e de estudos (PERMIN *et al.*, 1999; MARCOGLIESE, 2004; CHARLIER *et al.*, 2014; SILVA *et al.*, 2016; MEHMOOD *et al.*, 2017; SHIFAW *et al.*, 2021). Por consequência, ocorre um conhecimento irregular e desproporcional da diversidade desses helmintos principalmente nos trópicos (POULIN, 2014). Diante disso, são necessários mais esforços relacionados às espécies de aves e de seus helmintos parasitos, indicadores

extremamente úteis como ferramenta de gerenciamento e conservação. (MARCOGLIESE, 2004; POULIN, 2014).

1.1.1 Importância ecológica

Os parasitos ocorrem em quase todos os ecossistemas e constituem uma relevante proporção da diversidade da vida na Terra (PRICE, 1980; MARCOGLIESE, 2004). Acredita-se que todas as espécies de metazoários hospedem pelo menos uma espécie de parasito (POULIN & MORAND, 2000). No que diz respeito aos helmintos em aves, estimativas realizadas apontam uma riqueza global de mais de 30.000 espécies (DOBSON *et al.*, 2008). No entanto, o conhecimento sobre essas espécies é bastante fragmentado. Segundo Marcogliese (2003; 2004), os parasitos são um importante componente de qualquer ecossistema, sendo capazes de regular a abundância ou densidade de populações de hospedeiros e de estruturar as comunidades de animais (MARCOGLIESE & KONE, 1997; POULIN & MORAND, 2004; DOBSON *et al.*, 2008). Todavia, a composição da fauna parasitária do hospedeiro é resultado de interações entre a história evolutiva e as características ecológicas dos hospedeiros, dentre outros fatores (POULIN, 1995).

Considerando todas essas questões, a pesquisa sobre parasitos pode fornecer diversas informações sobre seus hospedeiros e habitats e em vista disso, amplas abordagens podem ser aplicadas como ferramentas de gestão e conservação. Nesse sentido, a natureza destes organismos e seu envolvimento no ciclo de vida e de transmissão pode favorecer sua utilização como indicadores de estresse ambiental e alerta precoce de mudanças nas condições ambientais e saúde do ecossistema (MACKENZIE, 1999; LAFFERTY, 1997). Além disso, pode fornecer informações sobre o papel do hospedeiro na cadeia alimentar e a das relações predador-presa nas quais ele participa e da biodiversidade (MARCOGLIESE & KONE, 1997; MARCOGLIESE, 2004).

1.1.2 Patologia dos helmintos de aves

Os efeitos da infecção causada por helmintos em aves podem ser claros e profundos ou mais sutis. Contudo, associados a outros fatores ou eventos estressantes, nutricionais ou ambientais, infecções subclínicas causadas por helmintos aviários podem levar a casos graves (RICHARDSON & NICKOL, 2008; SANTORO *et al.*, 2010). Os danos provocados por helmintos estão intimamente relacionados ao sítio de infecção, podendo ocorrer diversos efeitos

patogênicos diretos ou induzidos, incluindo lesões devido a interação direta que resulta em dano tecidual e alterações patológicas mediadas pela resposta imune do hospedeiro (HUFFMAN, 2008).

A inflamação é considerada a resposta mais comum devido a infecção por helmintos (MCLAUGHLIN, 2008). Como exemplo, cestódeos adultos podem provocar irritação intestinal com danos extensos à mucosa, submucosa e camadas musculares provocados pela penetração dos escólices de espécies de *Schistotaenia* Cohn, 1900 e *Paradilepis* Hsü, 1935 (MCLAUGHLIN, 2008) e formação de nódulos intestinais por *Paradileps scolecina* (Rudolphi, 1819) em biguás (KARSTAD *et al.*, 1982). Além disso, pode ocorrer obstrução intestinal, a qual pode ser potencialmente fatal, como relatado na infecção por himenolepidídeos (JONES *et al.*, 1996).

Entre os trematódeos digeneicos, as alterações patológicas podem ser desencadeadas por mecanismos diferentes, seja pela interação direta hospedeiro-parasito, lesão mecânica resultando em dano tecidual ou por ingestão de tecidos do hospedeiro (HUFFMAN, 2008). Nesse sentido, algumas espécies de trematódeos de aves são capazes de causar quadros mais patogênicos como *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934), que pode provocar distensão de túbulos renais e espessamento de suas paredes, *Metorchis bilis* (Braun, 1790) registrado causando inflamação do epitélio e obstrução dos ductos hepáticos e favorecendo quadros de insuficiência parcial ou mesmo total das funções (KRONE *et al.*, 2006) e *Echinostoma* spp., que podem levar a quadros de enterite leve a grave (GRIFFITHS *et al.*, 1976).

Por outro lado, as espécies da família Schistosomatidae, importantes parasitos de aves, são frequentemente associados a quadros de dermatite cercariana ou “coceira do nadador” - erupções cutâneas causadas pela penetração cutânea de cercárias de espécies de *Gigantobilharzia* Odhner, 1910, *Ornithobilharzia* Odhner, 1912, *Trichobilharzia* Skrjabin & Zakharov, 1920 e *Austrobilharzia* Johnston, 1917. Entretanto, as lesões em aves incluem endoflebite obliterante (lesão veno-oclusiva) associado à presença dos esquistossomos adultos nas veias intestinais e porta, enterite linfocítica e granulocítica moderada a grave associada à liberação de ovos por vermes adultos (VAN BOLHUIS, 2004) e reações inflamatórias associadas à migração de larvas em uma variedade de tecidos, incluindo o sistema nervoso central (HUFFMAN & FRIED, 2008).

Boa parte da compreensão dos efeitos patológicos de alguns nematoides de aves foram avaliados em aves domésticas e de cativeiro, condição esta que pode aumentar a susceptibilidade e levar ao agravamento das infecções. Como exemplo, faisões infectados por *Heterakis gallinarum* (Schränk, 1788) apresentaram congestão, espessamento e hemorragias

petequiais de mucosa e abscessos e nódulos cecais (MENEZES *et al.*, 2003). Lesões ulcerativas foram associadas a fixação de vermes adultos e juvenis de diversas espécies de *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 (FAGERHOLM & OVERSTREET, 2008). Ademais, existem relatos de proventriculite e obstrução do trato digestório por *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819) que pode resultar em morte por fome devido a diminuição da capacidade digestiva (SCHULMAN *et al.*, 1992; CARRENO, 2008), bem como perfuração descrita em infecções por larvas de *Eustrongylides ignotus* Jägerskiöld, 1909 (SPALDING & FORRESTER, 1993; ZIEGLER *et al.*, 2000; PINTO *et al.*, 2004a).

A patogenicidade associada as infecções por *Microtetrameres* spp. e *Tetrameres* spp. estão relacionadas aos efeitos mecânicos causados pela localização das fêmeas, normalmente encontradas no interior das glândulas proventriculares (ELLIS, 1970; KINSELLA & FORRESTER, 2008). E de fato, a destruição das células secretoras e atrofia glandular no proventrículo é conhecida para *Microtetrameres centuri* Barus, 1966 e *M. nestoris* Black & Rutherford, 1979 (ELLIS 1970; CLARK *et al.*, 1979). Ademais, as infecções por *Tetrameres* spp. em que se verifica uma elevada carga parasitária caracterizam-se pelo alargamento do proventrículo e espessamento de suas paredes têm sido associadas ao emagrecimento, anemia e morte em patos e galinhas domésticas (KINSELLA & FORRESTER, 2008). Além destes, trauma, atrofia e interrupção da função cecal de perdizes em infecções de alta intensidade por *Trichostrongylus tenuis* (Mehlis, 1846) levando a perda da condição corporal, aumento da mortalidade (HUDSON, 1986; HUDSON *et al.*, 1992), diminuição da fecundidade e do desempenho reprodutivo (SHAW & MOSS, 1990; TOMPKINS, 2008).

Para os acantocéfalos, a evolução da patogênese das infecções pode ser influenciada pelo estado nutricional do hospedeiro e pelo estresse ambiental, mas em geral causam pouca patologia evidente em aves (RICHARDSON & NICKOL, 2008). No entanto, são capazes de causar alterações clínicas graves e mesmo a morte dos animais e em certas circunstâncias, podendo ser responsáveis por surtos (RICHARDSON & NICKOL, 2008). A natureza do órgão de fixação munido de ganchos, a probóscide dos acantocéfalos, pode levar a inflamação, necrose transmural aguda e enterite ulcerativa (RICHARDSON & NICKOL, 2008). De fato, a formação de nódulos protuberantes na superfície serosa do intestino foi relatada nas infecções por *Mediorhynchus centurorum* Nickol, 1969 em pica-pau-de-barriga-vermelha *Melanerpes carolinus* (Linnaeus, 1758) (NICKOL, 1969). Ocasionalmente, achados de necropsia revelaram acantocéfalos projetados na cavidade celomática após perfuração da parede intestinal, causando peritonite e resultando em mortalidade (CLARK *et al.*, 1958; SANFORD, 1978; THOMPSON-COWLEY *et al.*, 1979).

Apesar da ampla gama de helmintos parasitos em aves selvagens, a maioria não está associada a doenças significativas, embora a intensidade das infecções provavelmente desempenhe um importante papel na gravidade das lesões (HUFFMAN, 2008).

1.2. O conhecimento sobre a biodiversidade de helmintos de aves: breve histórico

Os estudos taxonômicos iniciados a cerca de dois séculos na Europa Central foram por um longo tempo restritos geograficamente e direcionados principalmente as ordens de relevância econômica, como Anseriformes e Galliformes (RAUSCH, 1983; BUSH, 1990). Em geral, há pouco ou nenhum conhecimento sobre os helmintos de uma considerável parcela das aves (RAUSCH, 1983). O primeiro registro do parasitismo em aves foi provavelmente de Demetrios Pepagomenos (século XIII) ao observar vermes sob a membrana nictitante de falcões usados na caça (RAUSCH, 1983). No entanto, somente cinco séculos depois, no final dos anos 1700 que estudos significativos sobre helmintos de aves começaram a surgir (RAUSCH, 1983; BUSH, 1990). Os estudos nesse período abordavam amplamente a classificação e taxonomia de helmintos em hospedeiros domésticos (BUSH, 1990). Até meados do século XIX, essa tendência na sistemática permaneceu com adições importantes sendo fornecidas: dados sobre animais selvagens, assim como dados sobre alguns ciclos de vida de helmintos (BUSH, 1990). Ainda assim, o conhecimento sobre o ciclo biológico é esclarecido para poucas espécies de helmintos das aves, bem como a das interações helminto-hospedeiro (RAUSCH, 1983). Numerosas espécies foram descritas nas publicações de Rudolphi (1819) e notáveis avanços da helmintologia das aves foram obtidas durante o início do século XX, os exemplos incluem também a monografia de Cram (1927) sobre nematoides e suas descrições detalhadas (1931) (RAUSCH, 1983; BUSH, 1990). Em seguida com o crescente aperfeiçoamento tecnológico e avanços na investigação experimental, esforços foram destinados ao estudo da anatomia e ciclos de desenvolvimento (RAUSCH, 1983).

Nos últimos anos, as pesquisas sobre a biodiversidade expandiram-se surpreendentemente, impulsionada pelo aumento de ameaça de destruição de habitat (TITLEY *et al.*, 2017) e outros diversos fatores prejudiciais as aves, o que pode impedir ou direcionar cada vez mais os estudos para determinados táxons, além de influenciar a sensibilização para a conscientização e o financiamento para determinados grupos (RAUSCH, 1983; TITLEY *et al.*, 2017). Nesse sentido, o esforço de pesquisa é notoriamente desigual entre as espécies conhecidas, recebendo maior atenção aquelas localmente abundantes, as quais são acessadas facilmente ou mantidas em cativeiro (POULIN *et al.*, 2023).

A riqueza global de helmintos parasitos de vertebrados é estimada em aproximadamente 77.000 espécies de endohelmintos (trematódeos, cestódeos, nematoides e acantocéfalos) (POULIN & MORAND, 2004). Essa foi considerada uma estimativa conservadora, comparado a outras que utilizaram metodologias semelhantes (POULIN, 2014) dentre as quais, Dobson *et al.* (2008) aumentaram esse número para 300.000 espécies de helmintos de vertebrados implementando uma correção aproximada para espécies crípticas. As aves foram classificadas como um dos grupos capazes de abrigar a maior diversidade de helmintos (mais de 24 mil espécies) (CARLSON *et al.*, 2020). Do ponto de vista da diversidade de hospedeiros, vale destacar que o Comitê de Registros Ornitológicos do Brasil lista 1971 espécies de aves ocorrendo no território brasileiro, das quais entre os principais táxons superiores, reconhecem-se 33 ordens, 102 famílias, 85 subfamílias e 732 gêneros (PACHECO *et al.*, 2021).

1.3. Grupos de helmintos parasitos de aves

Dentre os diferentes grupos de helmintos parasitos, existem aqueles incluídos no filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859 e pertencentes ao subfilo Neodermata Ehlers 1985, no qual estão alocadas as classes Cestoda Van Beneden, 1849, Monogenea Carus, 1863 e Trematoda Rudolphi, 1808 (OLSON *et al.*, 2001; CRIBB *et al.*, 2002; OLSON & TKACH, 2005). Este grupo de platelmintos são parasitos obrigatórios que evoluíram com modificações no tegumento (neoderme) ligado ao aspecto físico, bioquímico e imunológico e que contribui significativamente para o sucesso ligado ao parasitismo desses táxons (LITTLEWOOD *et al.*, 2001; CAIRA & LITTLEWOOD, 2013). Em sua maioria, estes invertebrados são achatados dorsoventralmente, geralmente hermafroditas, sem cavidade corporal, com tubo digestório presente ou ausente, geralmente simétricos bilateralmente e com sistemas circulatório e respiratório ausentes (TRAVASSOS, 1950).

As relações filogenéticas entre as classes de neodermatas, o grupo mais derivado e diversificado do filo Platyhelminthes (EGGER *et al.*, 2015; LAUMER *et al.*, 2015), têm sido intensamente discutidas. As características de estratégias de vida, do ciclo biológico e das fontes alimentares das principais linhagens deste subfilo agrega camadas a um cenário de inferências evolutivas conflitantes, carente de dados genômicos e que permanece molecularmente incerta (OLSON & TKACH, 2005; BRABEC *et al.*, 2023; CAÑA-BOZADA *et al.*, 2023).

Os helmintos parasitos de aves, objeto desse estudo pertencem ao filo Platyhelminthes (classes Cestoda e Trematoda) e ao filo Nematoda. Cestódeos e trematódeos compreendem

cerca de 56% das atuais 30.000 espécies de platelmintos conhecidas (CAIRA & LITTLEWOOD, 2013; LITTLEWOOD *et al.*, 2015), os quais são considerados entre os mais bem-sucedidos dos metazoários parasitos, expresso pela abundância numérica, alcance geográfico e diversidade de hospedeiros (LITTLEWOOD *et al.*, 2015). A estimativa global da riqueza de cestódeos em aves é de aproximadamente 14.000 espécies e quase 10.000 para os trematódeos (POULIN & MORAND, 2004). Dentre os nematoides, a estimativa global da riqueza em aves é de aproximadamente 9.000 espécies (POULIN & MORAND, 2004). O grupo é bastante diverso, tanto em tamanho corporal, habitat, quanto em história de vida. Tais variações na ecologia e história de vida podem influenciar as comunidades parasitárias destes hospedeiros (LEUNG & KOPRIVNIKAR, 2016).

1.3.1. Classe Cestoda

A classe Cestoda apresenta uma ampla variedade de formas corporais, histórias de vida e associações com hospedeiros, sendo sua maior diversificação encontrada entre os hospedeiros tetrápodes (KHALIL *et al.*, 1994; OLSON *et al.*, 2001). São hermafroditas, sem aparelho digestório, sistema osmorregulador do tipo protonefrídico caracterizado pela presença de células-flamas, de tamanho corporal variável e o corpo geralmente constituído por um segmento anterior com órgão de fixação (escólex), de morfologia muito variável entre as diversas ordens existentes, um pescoço (colo) e um corpo (estróbilo) composto de unidades repetidas (proglótides) que confere a aparência segmentada (TRAVASSOS, 1950; SCHMIDT, 1986; MCLAUGHLIN, 2008; CAIRA & LITTLEWOOD, 2013). Algumas ordens não possuem proglótides e apresentam apenas um único conjunto de órgãos reprodutivos masculinos e femininos (monozoicos); no entanto, a maioria carrega um ou mais conjuntos de órgãos reprodutivos (polizoicos) (SCHMIDT, 1986; CAIRA & LITTLEWOOD, 2013). O estróbilo consiste em três regiões: uma zona de proglótides imaturas, uma zona de proglotes sexualmente maduras com sistemas reprodutivos funcionais e uma zona pós-reprodutiva (grávida) composta por proglótides que contêm ovos que podem se desprender ou se desintegrar para dispersão (SCHMIDT, 1986; MCLAUGHLIN, 2008).

Dentre as 14 ordens reconhecidas por Jones *et al.* (1994), três (Tetraphylliida, Diphyllbothriida e Cyclophyllida) estão representadas na fauna de cestódeos de aves, considerada a mais diversificada entre todos os grupos de vertebrados (MCLAUGHLIN, 2008) e o segundo grupo dentre os platelmintos (CAIRA & LITTLEWOOD, 2013). A maioria das

espécies relatadas em aves pertencem a ordem Cyclophyllidea, e às famílias Hymenolepididae, Dilepididae e Davaineidae (MCLAUGHLIN, 2008). Esta ordem conta com mais de 3.000 espécies conhecidas que apresentam uma alta diversidade de hospedeiros mamíferos e aves, embora algumas espécies sejam registradas em anfíbios e répteis (SCHMIDT, 1986; MARIAUX *et al.*, 2017). O ciclo de vida de seus representantes inclui um ou dois hospedeiros intermediários, tipicamente invertebrados, raramente vertebrados (MARIAUX *et al.*, 2017). Na fase adulta, a maioria das espécies de cestódeos de aves infecta o intestino, ocasionalmente o ceco e a moela (MCLAUGHLIN, 2008). Apresentam ciclo de vida heteroxeno (um ou dois hospedeiros intermediários) que se completa inteiramente por transmissão trófica, sendo o desenvolvimento dos estágios larvais na musculatura, cavidade visceral e órgãos internos dos hospedeiros (MCLAUGHLIN, 2008; LITTLEWOOD *et al.*, 2015; JUSTO *et al.*, 2017). Segundo Schmidt (1986), quase todas as espécies de vertebrados examinadas são hospedeiras de uma ou mais espécies de cestódeos. Considerando-se um cenário em que cerca 60.000 espécies de vertebrados são conhecidas, mas menos de 4.000 espécies de cestódeos descritas, a diversidade de cestódeos pode ser considerada subestimada (CAIRA & LITTLEWOOD, 2013).

1.3.2. Classe Trematoda

Dentre os neodermatas, a classe Trematoda se caracteriza por agrupar vermes geralmente hermafroditas, com corpo foliáceo, ovoide ou cilíndrico e sem segmentação; tegumento não ciliado no adulto; ventosas quase sempre presentes, sistema circulatório ausente e tubo digestório incompleto, ovos geralmente elipsoides, quase sempre operculados (TRAVASSOS, 1950; PESSÔA & MARTINS, 1982; SOULSBY, 1982). Esta classe compreende duas subclasses, Aspidogastrea Faust & Tang, 1936 e Digenea Carus, 1963 (GIBSON *et al.*, 2002; KOSTADINOVA & PÉREZ-DEL-OLMO, 2014), estando os parasitos foco deste estudo alocados nesta última. Trata-se de um grupo extremamente diverso de platelmintos que podem infectar todos os grupos de vertebrados (PÉREZ-PONCE DE LEÓN & HERNÁNDEZ-MENA, 2019).

Os trematódeos digeneicos constituem o grupo mais diverso e numericamente abundante de metazoários parasitos, com aproximadamente 18.000 espécies alocadas em cerca de 2500 gêneros (GIBSON *et al.*, 2002; OLSON *et al.*, 2003; KOSTADINOVA & PÉREZ-DEL OLMO, 2014; LITTLEWOOD *et al.*, 2015). O ciclo de vida destes parasitos é caracterizado pela existência dos adultos, envolvidos na reprodução sexuada e encontrados nos

hospedeiros definitivos que inclui todos os grupos de vertebrados. As formas larvais, encontradas nos seus hospedeiros intermediários, que na maioria das vezes trata-se de um molusco como primeiro hospedeiro contudo, vários outros filos podem estar envolvidos como segundo hospedeiro intermediário (GALAKTIONOV & DOBROVOLSKIJ, 2003; OLSON *et al.*, 2003; POULIN & MORAND, 2004). Habitualmente, um terceiro hospedeiro intermediário ou hospedeiros paratênicos podem participar do ciclo desses parasitos (GALAKTIONOV & DOBROVOLSKIJ, 2003; BLASCO-COSTA *et al.*, 2017).

O estudo morfológico permanece sendo a base da sistemática de trematódeos, mas o uso das ferramentas moleculares que teve início na década de 1990 envolvendo as relações intrafamiliares e interfamiliares entre estes helmintos, tem sido fundamental na busca de uma classificação estável da subclasse e na delimitação mais precisa de espécies (PÉREZ-PONCE DE LEÓN & HERNÁNDEZ-MENA, 2019). Mais tarde, características morfológicas foram combinadas às informações sobre os ciclos de vidas e a dados genéticos para o estudo da evolução dos trematódeos (CRIBB *et al.*, 2003).

Além disso, novas hipóteses filogenéticas, cenários evolutivos e, em alguns casos, classificações revisadas têm sido propostas com base em dados moleculares (OLSON & TKACH, 2005). A classificação filogenética obtida por análises de sequências do DNA ribossomal demonstram que a subclasse Digenea é dividida em duas ordens: Diplostomida Olson, Cribb, Track, Bray & Littlewood, 2003, com uma subordem e três superfamílias, e Plagiorchiida La Rue, 1957, com 15 subordens e 21 superfamílias (OLSON *et al.*, 2003; PÉREZ-PONCE DE LEÓN & HERNÁNDEZ-MENA, 2019).

Contudo, sabe-se que uma ampla gama de trematódeos digenéticos ocorre em aves e embora a maioria não esteja associada a doenças significativas, algumas espécies são responsáveis por epizootias em grande escala em aves, como *Sphaeridiotrema globulus* (Psilostomatidae), *Cyathocotyle bushiensis* (Cyathocotylidae) e *Leyogonimus polyoon* (Lecithodeniidae) (HUFFMAN, 2008).

1.3.3 Filo Nematoda

O filo Nematoda Diesing, 1861 compreende o grupo de metazoários mais abundante na biosfera (BONGERS & BONGERS, 1998; SCHMIDT & ROBERTS, 2009; BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014) com mais de 28500 espécies e 3000 gêneros válidos (HODDA, 2022b). São amplamente distribuídos geograficamente, e cerca de 33% de todos os gêneros

descritos ocorrem como parasitos de vertebrados (ANDERSON, 2000). Apresentam simetria bilateral, corpo geralmente fusiforme, não-segmentado, tubo digestório completo e são geralmente dioicos, apresentando dimorfismo sexual, embora também ocorra hermafroditismo e paternogênese (TRAVASSOS, 1950). A parede corporal é constituída por uma cutícula não celular, hipoderme, seguida de uma camada muscular disposta longitudinalmente (TRAVASSOS, 1950; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

Ao longo dos anos diferentes sistemas de classificação foram propostos para os nematoides. Com base principalmente em caracteres morfológicos, foi proposta inicialmente a divisão do filo em duas Classes: Adenophorea (= Aphasmida) e Secernentea (= Phasmida) elaborada por Chitwood e Chitwood (1950), a qual se baseia as chaves de identificação de Yamaguti, (1961) e Anderson *et al.* (2009). Com isso, dados das filogenias dos nematoides consistiam em caracterização morfológica definida pela microscopia e muitas vezes, pelo esforço individual do taxonomista. Contudo o uso de novas abordagens auxiliou substancialmente na dinâmica da sistemática dos nematoides (BLAXTER *et al.*, 1998; DE LEY, 2006).

Mais tarde, um novo sistema de classificação suportado por filogenias inferidas pela análise da subunidade do DNA ribossomal (18S) com base no monofiletismo do grupo, De Ley & Blaxter (2002) propuseram resgatar um sistema de classificação previamente proposto por Inglis (1983), no qual os grupos de nematoides parasitos estão incluídos nas classes Chromadorea Inglis, 1983 e Enoplea Inglis, 1983. Desde então, diversos estudos filogenéticos foram publicados aperfeiçoando essa classificação (AHMED & HOLOVACHOV, 2021). Posteriormente, dados moleculares confirmaram a existência das subclasses: Chromadoria Pearse, 1942, Dorylaimia Inglis, 1983 e Enoplia Pearse, 1942 (DE LEY, 2006). Os avanços tecnológicos verificados nos últimos tempos possibilitaram uma nova compreensão da evolução desses organismos, da origem e das inter-relações dentro desse filo (AHMED & HOLOVACHOV, 2021). Ainda assim, é possível que estas estimativas estejam subestimadas diante das constantes descrições de novas espécies e à tendência crescente do uso das ferramentas moleculares que permitem maior robustez aos critérios de delimitação de espécies (NADLER & PÉREZ-PONCE DE LEÓN, 2011).

Diante de um filo tão abundante e diverso, as particularidades do desenvolvimento e ciclo de vida trazem diferenças expressas entre vários grupos. Nesse sentido, os ovos ou larvas de nematoides no meio externo podem se desenvolver em ciclos monoxênicos, heteroxênicos, fases alternadas de vida livre e vida parasitária hermafrodita. Além disso, as larvas podem penetrar ativamente no hospedeiro ou passivamente realizando o ciclo pulmonar ou não

(ANDERSON, 2000). No entanto, o padrão geral é bastante conservado, em que quatro estágios larvais e um estágio adulto são separados da fase anterior por uma ecdise (muda de cutícula) (TRAVASSOS, 1950; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

1.3.4 Filo Acanthocephala

O filo Acanthocephala Kohlreuther, 1771 é um grupo comparativamente pequeno de endoparasitos obrigatórios que possui cerca de 1300 espécies, pertencentes a 125 gêneros e 19 famílias (KENNEDY, 2006; VERWEYEN *et al.*, 2011; AMIN, 2013). Os membros desse filo são caracterizados pela natureza do órgão de fixação, uma probóscide retrátil munida de ganchos, machos com glândulas de cimento de número e formas variadas e campânula uterina nas fêmeas (TRAVASSOS, 1950; VERWEYEN *et al.*, 2011). Apresentam simetria bilateral, corpo geralmente achatado lateralmente, dimorfismo sexual e ausência de aparelho digestório (TRAVASSOS, 1950). Possuem ampla distribuição e podem ser encontrados em hospedeiros marinhos, de água doce ou terrestres, em todos os biomas (KENNEDY, 2006). Atualmente dividido em quatro classes: Archiacanthocephala Meyer, 1931, Palaeacanthocephala Meyer, 1931, Eoacanthocephala Van Cleave, 1936 e Polyacanthocephala Amin, 1987 (AMIN, 1987; 2013). Essa classificação tem como base em características morfológicas, biológicas e ecológicas, como número e forma das glândulas de cimento, tamanho e disposição dos ganchos de probóscide, tipo de hospedeiro intermediário e definitivo e ecologia do hospedeiro (KENNEDY, 2006).

O ciclo de vida dos acantocéfalos é complexo e indireto, em que os adultos habitam o intestino de seus hospedeiros definitivos, geralmente um vertebrado e as formas larvais utilizam (como hospedeiros intermediários) artrópodes, comumente insetos (Coleoptera, Orthoptera) no ciclo terrestre e crustáceos (Amphipoda, Copepoda, Isopoda, Ostracoda) no ciclo em meio aquático (TRAVASSOS, 1950; SALGADO-MALDONADO & AMIN, 2009). Ocasionalmente, vertebrados (peixes, anfíbios, répteis) podem agir como hospedeiros paratênicos, nos quais as larvas (cistacantos) encistam até serem ingeridas pelo hospedeiro definitivo (SALGADO-MALDONADO & AMIN, 2009).

1.4 Taxonomia integrativa

A parasitologia é indiscutivelmente a mais transversal de todas as disciplinas biológicas, que fornece um paradigma que une ecologia, sistemática, evolução, biogeografia, comportamento e uma série de fenômenos biológicos desde o nível molecular até o nível do organismo e seus hospedeiros (BROOKS & HOBERG, 2000).

Diante desses aspectos, um número crescente de taxonomistas concorda que as espécies podem ser descobertas e documentadas de formas diferentes, preferencialmente combinando diversos tipos de evidências. Esse tipo de abordagem, nomeada como taxonomia integrativa, incorpora aos estudos taxonômicos perspectivas múltiplas e complementares de dados para caracterização e delimitação de espécies (DAYRAT, 2005; SANGSTER, 2018). De fato, a taxonomia integrativa é atualmente imprescindível para ampliar o conhecimento da biodiversidade (DAYRAT, 2005; WILL *et al.*, 2005; POULIN & PRESSWELL, 2016).

Ao longo do tempo, a compreensão da diversidade, sistemática e evolução dos helmintos tiveram um considerável progresso, proporcionado pela incorporação das técnicas moleculares. Eficientemente introduzida para alguns grupos de vertebrados, os estudos promovendo a taxonomia integrativa no estudo de helmintos avançaram significativamente na década de 1990 (CRIBB *et al* 2001; PÉREZ-PONCE DE LEÓN & HERNÁNDEZ-MENA, 2019). Atualmente tem sido uma abordagem frequente em trabalhos envolvendo os diferentes grupos de platelmintos parasitos, permitindo avanço na sistemática, taxonomia, classificação e compreensão de suas inter-relações e evolução (OLSON & TKACH, 2005; BLASCO-COSTA *et al.*, 2016). Para os nematoides, a sistemática molecular tem sido explorada há mais de 20 anos (BLAXTER *et al.*, 1998; KAMPFER *et al.*, 1998) e ainda que um importante avanço tenha sido gerado, a análise de novos dados genômicos tem sido utilizada na filogenia do grupo e revisões podem ser necessárias (BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014).

Num cenário de possíveis limitações ocorridas durante a identificação morfológica, devido a diferentes fatores como as condições da amostra ou ausência de características diagnósticas, as ferramentas moleculares podem auxiliar no melhor entendimento de aspectos fundamentais na sistemática desses parasitos, biologia, ciclos de vida, diagnóstico e controle (GASSER *et al.*, 2004). Atualmente, as tecnologias têm sido aprimoradas, buscando favorecer uma melhor compreensão das inter-relações, evolução e da diversidade do filo, além de proporcionar inferências mais robustas relacionadas a filogenia do grupo (BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014).

1.4.1 Uso dos marcadores moleculares na taxonomia de helmintos

A ascensão da biologia molecular acelerou o uso de marcadores genéticos nos campos da sistemática molecular e da taxonomia (GROVER & SHARMA 2016; CHAN *et al.*, 2021). Marcadores genéticos são segmentos de DNA do genoma que fornecem informações moleculares que permitem a diferenciação de táxons (PATWARDHAN *et al.*, 2014; GROVER & SHARMA 2016). Devido a sua estabilidade, fácil uso e relação custo-benefício, se tornaram uma ferramenta popular e de muitas aplicações (PATWARDHAN *et al.*, 2014; GROVER & SHARMA 2016). Contudo, a utilidade dessa abordagem depende do grau de variação da sequência, o que determina o tipo de aplicação para a qual são adequados (BLASCO-COSTA *et al.*, 2016). Nesse sentido, o DNA mitocondrial (mtDNA) evolui a um ritmo mais rápido do que os genes nucleares e, portanto, apresenta maior taxa evolutiva (grau de variação da sequência), o que o torna uma fonte potencialmente útil para solucionar níveis taxonômicos inferiores (HWANG & KIM, 1999; LE *et al.*, 2000; BLOUIN, 2002; ALLIO *et al.*, 2017; CHAN *et al.*, 2021). Alguns exemplos de marcadores mtDNA incluem os genes codificadores de proteínas dos genes da subunidade I do citocromo c oxidase (*Cox-I*) e da subunidade 1 da NADH desidrogenase (*Nad-I*) e os genes do RNA ribossômico (rRNA) 12S e 16S.

Por outro lado, o DNA nuclear (nDNA), particularmente os genes nucleares de rRNA, são mais conservados (de evolução lenta) que o mtDNA, sendo indicados para esclarecer níveis taxonômicos superiores (HWANG & KIM, 1999; PATWARDHAN *et al.*, 2014; CHOUDHARY *et al.*, 2015; CHAN *et al.*, 2021). O rRNA é considerado o melhor alvo para o estudo de relações filogenéticas porque é universal, composto por domínios altamente conservados e variáveis (PATWARDHAN *et al.*, 2014). Entre os mais comuns está o gene de rRNA (18S-ITS1-5.8S-ITS2-28S), com os marcadores da subunidade grande (LSU ou 28S) e da subunidade pequena (SSU ou 18S) e os espaçadores internos transcritos (ITS1 e ITS2) (BLASCO-COSTA *et al.*, 2016; CHAN *et al.*, 2021). As regiões espaçadoras transcritas internas (ITS) possuem maior grau de variabilidade genética do que os genes de rRNA nucleares, devido a uma taxa de substituição de nucleotídeos mais rápida (CHAN *et al.*, 2021).

No âmbito dos três principais grupos de helmintos parasitos (nematóides, cestódeos e trematódeos), diversos estudos têm utilizado marcadores genéticos na sistemática molecular e identificação. O gene nuclear 18S rRNA têm oferecido uma estrutura filogenética para classificar e compreender relações dentro dos helmintos (BLAXTER *et al.*, 1998; OLSON *et al.*, 2003; WAESCHENBACH *et al.*, 2007). Mais recentemente, Pérez Ponce de León & Hernández-Mena (2019) forneceram uma filogenia abrangente de Digenea a partir dos genes nucleares de rRNA. Ademais, inúmeros estudos demonstraram a aplicabilidade e confiabilidade da região ITS para a delimitação e identificação de espécies (MAURELLI *et al.*, 2007; ZHAO

et al., 2012; CHOUDHARY *et al.*, 2015). Adicionalmente, genes do mtDNA foram utilizados na identificação de espécies e caracterização de populações de helmintos (SORENSEN *et al.*, 1998; WICHT *et al.*, 2010; DUSITSITTIPON *et al.*, 2017) e úteis na discriminação interespecífica entre diversas espécies de helmintos (GASSER *et al.*, 1999; CALLEJÓN *et al.*, 2013; POON *et al.*, 2017). Inúmeros estudos têm empregado abordagem molecular usando mais de um marcador genético para investigar relações filogenéticas, o que se torna bastante vantajoso pela possibilidade de comparar a congruência entre as filogenias obtidas (CHAN *et al.*, 2021).

É importante ressaltar que a escolha dos marcadores mais adequados nos estudos moleculares de helmintos para fins de sistemática e identificação taxonômica deve ser fundamentada pelo conhecimento prévio acerca dos táxons em estudo ou entre os níveis taxonômicos estudados (CHAN *et al.*, 2021), decisão fundamentada pelos marcadores para os quais existem dados disponíveis nas bases de dados (BLASCO-COSTA *et al.*, 2016). Além disso, é válido se informar sobre as estimativas de distância genética, tanto no nível interespecífico quanto intraespecífico (CHAN *et al.*, 2021). Portanto, o uso das abordagens moleculares tem crescido muito nos últimos tempos e dos marcadores moleculares têm sido fundamentais na busca por um sistema de classificação estável e no estabelecimento de limites entre espécies de forma mais precisa (PÉREZ PONCE DE LEÓN & HERNÁNDEZ-MENA, 2019). Além disso, uma outra vantagem da abordagem molecular é a sua capacidade de vincular estágios evolutivos do ciclo de vida e de agregar informações sobre a variação geográfica (NOLAN & CRIBB, 2005).

1.5 Helmintos parasitos de aves no Brasil: breve histórico e desafios

As primeiras referências sobre helmintos parasitos de aves encontrados do Brasil foram de Rudolphi (1819) e Diesing (1850, 1851) e teve início a partir do estudo de material previamente coletado por naturalistas estrangeiros, especialmente por Johann Natterer entre 1817 e 1835 (REGO, 1982). Segundo Travassos (1965), o austríaco Johann Natterer pode ser considerado o pai da helmintologia brasileira devido a notável quantidade de material helmintológico coletado. Esses helmintos foram distribuídos entre os mais renomados helmintólogos europeus, como o sueco Karl Asmund Rudolphi, o austríaco Karl Moritz Diesing, e o suíço Otto Fuhrmann, dentre outros (TRAVASSOS, 1965; REGO, 1982). Posteriormente, Travassos (1913) foi o primeiro brasileiro a estudar nematoides parasitos de aves na sua tese sobre a subfamília Heterakinae Railliet & Henry, 1912. Nos anos seguintes,

diversos outros pesquisadores se envolveram nos estudos helmintológicos (TRAVASSOS, 1965; VICENTE *et al.*, 1995). Com isso, a parasitologia clássica brasileira consolidou especialistas em diferentes subáreas e até o final do século XX, o estudo dos platelmintos se baseou em estudos à campo, análises morfológicas e experimentações laboratoriais.

Diante da riqueza de espécies de aves conhecidas no Brasil, composta por mais de 1.900 espécies (PACHECO *et al.*, 2021), são relatados cerca de 200 registros em aves e destes, aproximadamente 20 registros no estado de Minas Gerais (JUSTO *et al.*, 2017). Portanto, esse cenário reflete a defasagem da diversidade pouco explorada dos cestódeos de aves observada para os vertebrados em todo o mundo. Na América do Sul, foram relatadas aproximadamente 350 espécies de trematódeos parasitando aves e destas, cerca de 200 no Brasil (FERNANDES *et al.*, 2015). No que se refere aos nematoides, Vicente *et al.* (1995) compilaram uma lista como cerca de 250 espécies parasitando aves no Brasil. Deste total, apenas 61 espécies foram relatadas em Minas Gerais.

Pouco se sabe sobre a diversidade de acantocéfalos em aves no território brasileiro. No entanto, a revisão de Travassos (1917) considerou a fauna de acantocéfalos brasileiros como uma das mais ricas do mundo. Embora o Brasil possua uma grande diversidade de espécies de aves, o número de espécies de acantocéfalos relatados nesses hospedeiros ainda é considerado baixo. De fato, as listas de espécies de acantocéfalos contam com pouco mais de 200 registros no país (TRAVASSOS, 1917; 1926) e precisa ser melhor detalhada e atualizada. No entanto, nos tempos atuais são poucos os grupos de pesquisa que se dedicam a conhecer a diversidade de helmintos de aves no país.

Do ponto de vista molecular, os estudos ainda são incipientes para os helmintos de aves no Brasil. Cerca de cinquenta estudos foram compilados numa pesquisa recente a base de dados. Dentre os nematoides, *Contracaecum* spp. (BORGES *et al.*, 2014; SARDELLA *et al.*, 2020; SANTANA *et al.*, 2023), *Diplotrriaena bargusina* Skrjabin, 1917 (VIEIRA *et al.*, 2017) *Physaloptera mirandai* (Lent & Freitas, 1937) (LOPES-TORRES *et al.*, 2019), *Baruscapillaria spiculata* (Freitas, 1933) (GARBIN *et al.*, 2021) e *Capillaria cairina* (CARVALHO *et al.*, 2023) estão entre os principais estudos. Cerca de 80% destes estudos abordam trematódeos, dos quais podemos citar as contribuições do nosso grupo de pesquisa, como os estudos envolvendo parasitos adultos encontrados em aves no estado de Minas Gerais, incluindo *Typhlocoelum cucumerinum* (Rudolphi, 1809) (ASSIS *et al.*, 2021); *Philophthalmus gralli* Mathis & Leger, 1910 (ASSIS *et al.*, 2022), *Postharmostomum commutatum* (Dietz, 1858) (VALADÃO *et al.*, 2018) e *Cyclocoelum mutabile* (Zeder, 1800) (ASSIS & PINTO., 2024). Além disso, estágios larvais de algumas espécies de trematódeos aviários puderam ser identificados pela primeira

vez no Brasil por abordagem molecular, como *Ribeiroia* sp. (PINTO *et al.*, 2013), *Drepanocephalus* spp. (PINTO *et al.*, 2016), *Posthodiplostomum nanum* Dubois, 1937 (LÓPEZ-HERNÁNDEZ *et al.*, 2019), *Clinostomum dimorphum* (Diesing, 1850) (SIMÕES *et al.*, 2022), *Crassiphiala* sp. (LÓPEZ-HERNÁNDEZ *et al.*, 2023) e *Tanaisia* sp. (ASSIS & PINTO, 2023). Em alguns destes casos, a identificação em nível específico aguarda a geração de dados genéticos para os respectivos parasitos adultos. Diante desse cenário, tornam-se necessários mais estudos que possibilitem ampliar o conhecimento sobre a biodiversidade de helmintos de aves no Brasil.

2. JUSTIFICATIVA

Estudos visando caracterizar a fauna helmintológica de aves, além de escassos no Brasil, sofreram ao longo do tempo notório direcionamento tanto em relação às espécies localmente abundantes e/ou economicamente relevantes quanto geográfico. Por outro lado, o cenário atual de avanço acelerado da urbanização, associado a pressão antrópica, intensificam o processo de degradação ambiental. Isso pode afetar a biodiversidade local, estando os helmintos sujeitos a serem extintos antes mesmo do conhecimento pela comunidade científica. Desse modo, esse estudo visa contribuir para o conhecimento sobre a diversidade de helmintos presentes nas aves de diferentes localidades de Minas Gerais. Os resultados gerados se propõem a contribuir para o entendimento de novas interações biológicas. Além disso, o estudo taxonômico proposto poderá contribuir para a ampliação do conhecimento da taxonomia e filogenia destes parasitos presentes na região.

3. OBJETIVOS

3.1 *Objetivo geral*

Realizar estudo taxonômico integrativo a partir de abordagem morfológica e em alguns casos molecular, de helmintos de aves obtidos em diferentes localidades do estado de Minas Gerais.

3.2 *Objetivos específicos*

- a) Identificar morfológicamente as espécies de helmintos encontrados em amostras de aves de diferentes localidades do Estado de Minas Gerais;
- b) Obter sequências genéticas moleculares (marcadores 28S, ITS1-5.8S-ITS2, *Cox-1* e *Nad-1*) para espécies de helmintos de aves oriundas do estado de Minas Gerais visando esclarecer a taxonomia e posição filogenética das espécies encontradas.
- c) Revalidar espécies de helmintos de aves e detectar espécies crípticas através da análise morfológica e molecular;
- d) Adicionar novos registros de parasitos, de hospedeiros e de distribuição geográfica das espécies de parasitos encontradas.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 *Considerações éticas*

Anteriormente ao desenvolvimento do projeto, um protocolo de autorização para atividades com finalidade científica em animais procedentes do Centro de Triagem de Animais Silvestres do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) em Belo Horizonte-CETAS/BH foi submetido e aprovado sob o número 001/2020.

Em conformidade com as normas legais e éticas, o estudo dos vertebrados foi submetido e aprovado para o aproveitamento dos vertebrados encontrados sem vida sob o código 65433-1 (ICMBio) e Comitê de Ética no Uso de Animais da UFMG (CEUA/UFMG - 254-2018). Ressalta-se que para o presente estudo não foi realizada a eutanásia de animais para a pesquisa de helmintos, mas apenas o aproveitamento de animais encontrados sem vida.

O acesso ao patrimônio genético foi cadastrado (A8BF69E) no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SISGEN).

4.2 *Obtenção das amostras*

As amostras avaliadas no presente estudo correspondem a helmintos encontrados em aves de diversas localidades do estado de Minas Gerais. Parte das amostras estudadas foram previamente coletadas e as demais obtidas através de necropsias realizadas para o presente estudo, conforme detalhado a seguir.

4.2.1 Amostras de helmintos previamente coletadas

O material foi composto por helmintos provenientes de 18 espécimes de aves pertencentes as famílias Ardeidae Leach, 1820, Columbidae Leach, 1820 e Falconidae Leach, 1820. Parte significativa deste material (6 amostras) foi encaminhada de um trabalho colaborativo com o Laboratório de Patologia Veterinária da Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais entre 2020 e 2022. As demais amostras foram obtidas durante estudos previamente desenvolvidos pela equipe do Laboratório de Biologia de Trematoda em diferentes localidades do estado de Minas Gerais. Informações detalhadas dos hospedeiros e posição taxonômica são apresentadas na Tabela 1.

4.2.2 Amostras de helmintos obtidas através de necropsia (2019-2022)

Esse conjunto de amostras é resultante da análise de 8 exemplares de aves encontradas na região metropolitana de Belo Horizonte entre 2019 e 2022. As aves encontradas foram transportadas ao Laboratório de Biologia de Trematoda do Departamento de Parasitologia, ICB/UFMG (LBT-UFMG). Certas circunstâncias exigiu uma avaliação pela equipe do CETAS/BH ou da Consominas Engenharia, empresa de consultoria ambiental responsável pelo recolhimento das aves na Lagoa da Pampulha e proximidades. Nesses casos, havendo o comprometimento da condição de sobrevivência dessa ave, a equipe responsável conduzia a eutanásia. Em casos de recolhimento das aves sem vida e os tecidos ainda preservados indicando morte recente, foram submetidas a necropsia e recuperação dos helmintos.

Algumas amostras foram obtidas através de uma colaboração com o Projeto Rio Doce, desenvolvido no Parque Nacional da Serra do Gandarela. Destas aves, o trato digestório, fígado e coração foram encaminhados ao LBT-UFMG para análise e processamento. Parte dos helmintos foram cedidos pelo Departamento de Patologia Veterinária da UFLA, estas amostras foram triadas pelos profissionais responsáveis no laboratório parceiro e encaminhadas ao LBT-UFMG para quantificação, sexagem e identificação taxonômica.

Durante o procedimento de necropsia, após análise do estado geral da ave como presença de lesões ou fraturas e escore corporal, a ave era colocada em decúbito dorsal. As penas foram umedecidas em solução de água e detergente para auxiliar a retirada, e posteriormente a pele era removida com auxílio de faca e tesoura, expondo a musculatura peitoral e cervical, traqueia e esôfago. A cavidade celomática foi exposta através da excisão do músculo peitoral a partir da borda ventral do esterno, seguidamente houve a identificação e seccionamento das vísceras com amarraduras de barbante, nas porções iniciais e finais de suas inserções a fim de impedir o extravasamento do conteúdo no lúmen. Prontamente realizou-se uma inspeção visual, à procura de parasitos ou qualquer anormalidade sugestiva de parasitismo, na pele, nos olhos, na superfície dos órgãos, no tecido muscular esquelético, no tecido subcutâneo e nas cavidades abdominal e torácica.

Os órgãos foram avaliados macroscopicamente quanto à presença de lesões e logo transferidos cuidadosamente para placas de Petri e refratários retangulares contendo solução fisiológica (NaCl 0,85%). Foram examinados esôfago, proventrículo, moela e o ingluvío (ou papo), quando presente, sacos aéreos, pulmões, coração, rins, fígado, intestino delgado, intestino grosso e cecos. O intestino delgado foi aberto longitudinalmente com auxílio de

tesouras e pinças para exposição do lúmen. Em seguida o conteúdo foi retirado e o lúmen completamente exposto. A mucosa foi então raspada com auxílio de uma tesoura ou estilete e o material examinados em microscópio estereoscópio para pesquisa de helmintos. Nas circunstâncias em que houve conteúdo intestinal volumoso, optou-se pela lavagem desse conteúdo em cálices de sedimentação e posterior análise do sedimento.

As demais vísceras como coração, fígado, rins e pulmões foram seccionadas e avaliadas macroscopicamente quanto a presença de helmintos, posteriormente transferida para placas de Petri com solução fisiológica. Quando necessário, estes conteúdos foram lavados em cálices de sedimentação e moderadamente transferidos para placas de Petri e examinados em microscópio estereoscópio. Os helmintos foram coletados com auxílio de uma pipeta de Pasteur ou pincéis e transferidos para placas de Petri contendo solução fisiológica. Em seguida, foram limpos com auxílio de pincéis e se necessário, realizou-se a troca da solução e posteriormente, devidamente quantificados, visando fornecer a intensidade de infecção que é expressa pelo número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito em um único hospedeiro infectado e por fim, sexados (quando pertinente).

Tabela 1 - Espécies de aves provenientes de diferentes localidades do estado de Minas Gerais avaliados no presente estudo entre os meses de agosto de 2009 e agosto de 2022.

Ordem	Família	Espécie	Nome comum	Cidade	Mês de coleta	Origem	Número avaliado
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina talpacoti</i>	rolinha-roxa	Januária	08/2009	EV UFMG	1
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus americanus</i>	papa-lagarta-de-asa-vermelha	Belo Horizonte	01/2020	CETAS BH	1
		<i>Nycticorax nycticorax</i>	socó-dorminhoco	Belo Horizonte e Lagoa Santa	03/2020; 12/2018	CETAS BH	3
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Butorides striata</i>	socozinho	Belo Horizonte	05/2010	Lagoa da Pampulha	1
		<i>Bubulcus ibis</i>	garça-vaqueira	Lavras	08/2022	PV UFLA	3
		<i>Ardea alba</i>	garça-branca-grande	Lavras	08/2022	PV UFLA	3
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco sparverius</i>	quiriquiri	Belo Horizonte	01/2021	EV UFMG	1
Suliformes	Phalacrocoracidae	<i>Nannopterum brasilianus</i>	biguá	Belo Horizonte	02/2022; 10/2021	Consominas	2
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Megaceryle torquata</i>	martim-pescador-grande	Brumadinho	05/2022	Projeto Peixes	1
Passeriformes	Icteridae	<i>Chrysomus ruficapillus</i>	garibaldi	Belo Horizonte	07/2022	Consominas	1

Thraupidae	<i>Tachyphonus</i>	tiê-preto	Mariana	05/2022	Projeto Rio Doce – Serra da Gandarela	1
	<i>coronatus</i>					
Total						18

Legenda: EV UFMG: Escola de Veterinária UFMG; PV UFLA: Patologia Veterinária UFLA

4.3 Estudo morfológico

Os helmintos recuperados fixados de acordo com as técnicas convencionais para cada grupo. Os trematódeos e cestódeos foram mortos em água a 70°C e fixados em formalina 10% (JUSTINE *et al.*, 2012). Os espécimes mais robustos foram levemente prensados entre lâminas de vidro e fixados por capilaridade em formalina 10%. Posteriormente, foram corados em carmim aceto-alúmen, desidratados em uma sequência crescente de etanol, diafanizados em creosoto de Faia e montados entre lâmina e lamínula com bálsamo do Canadá. Os nematoides coletados foram estendidos em água 80°C e em seguida, fixados em solução de formalina 10%. Posteriormente, as amostras foram diafanizadas em lactofenol de Amann e montados de forma não permanente entre lâmina e lamínula de vidro. Para melhor observação e caracterização das estruturas de importância morfológica, em especial estruturas cefálicas e da extremidade posterior dos machos de nematóides, alguns helmintos foram seccionados com auxílio de lâminas de aço inoxidável *Gillette®*, e montadas conforme as técnicas pertinentes ao grupo.

O estudo morfológico dos helmintos foi realizado em microscópio de luz com auxílio de ocular micrometrada para trematódeos menores. Já para espécimes maiores, foi utilizado microscópio de luz com auxílio de régua milimetrada. Registros fotográficos foram obtidos com câmera digital Leica ICC50 HD e analisados em software Leica Application Suite (LAZ EZ), versão 2.0. Os desenhos foram feitos com auxílio de câmera clara, usando um tubo acoplado ao microscópio de luz. As medidas foram geradas em micrometros, exceto quando indicado de outra forma. Para alguns echinostomatídeos foram calculadas as seguintes proporções segundo Kostadinova *et al.* (2002): BW (%), largura corporal máxima como proporção do comprimento corporal; FO (%), comprimento da porção anterior do corpo como proporção do comprimento do corpo; U (%), distância da ventosa ventral ao ovário como proporção do comprimento do corpo (usado como uma aproximação para o comprimento uterino); T (%), comprimento do campo pós-testicular como uma proporção do comprimento do corpo. Quando necessário, as imagens foram editadas sem comprometimento da caracterização dos exemplares pelo programa de edição de imagens Photoshop PSCS6®. A identificação taxonômica, até a menor categoria possível, foi realizada utilizando-se as chaves de identificação e listas de checagem, além de revisões taxonômicas e artigos descritivos publicados por diversos autores (FUHRMANN, 1906; CRAM 1927; ANDERSON *et al.*, 1974; VICENTE *et al.*, 1983a,b; SCHMIDT, 1986; KHALIL *et al.*, 1994; VICENTE *et al.*, 1995;

GIBSON *et al.*, 2002; BRAY *et al.*, 2005; JONES *et al.*, 2005; ANDERSON *et al.*, 2009; GIBBONS, 2010; FERNANDES *et al.*, 2015; JUSTO *et al.*, 2017).

No presente estudo, a apresentação dos resultados da caracterização morfológica se baseou, para a maioria das espécies, na demonstração das medidas em tabelas comparativas e na discussão dos caracteres diagnósticos relevantes que permitiram alcançar a identificação taxonômica. Essa abordagem foi adotada por se tratar de espécies já amplamente relatadas cuja redescrição foi considerada desnecessária. Em alguns casos, a descrição morfológica detalhada é apresentada.

4.4 Estudo molecular

4.4.1 Extração e quantificação de DNA

As amostras dos helmintos adultos provenientes das aves necropsiadas foram previamente fixadas em etanol 95% e acondicionadas em freezer a -20°C até o processamento. Determinadas amostras foram preparadas a partir do mesmo espécime, sendo um fragmento seccionado e utilizado para o estudo molecular, enquanto o restante, contendo a parte mais informativa taxonomicamente, destinado ao estudo morfológico. Estas amostras são denominadas hologenóforo. Para a extração de DNA foram utilizados dois kits comerciais, selecionados de acordo com quantidade de material disponível: *kit Wizard® Genomic DNA Purification* (para espécimes maiores, considerados com maior quantidade de DNA) e o *kit QIAamp® Qiagen®* (para amostras pequenas com menor quantidade de DNA). Ao iniciar a técnica de extração com os dois *kits*, as amostras foram transferidas para microtubos de 1,5 ml e lavados com água destilada três vezes consecutivas para retirada do etanol. As etapas da extração foram realizadas, conforme instruções dos fabricantes. O DNA extraído foi quantificado através da avaliação da absorbância em 260 nm em espectrofotômetro de microvolume NanoDrop™ Lite. Determinou-se a pureza do DNA extraído pela avaliação daa relação da absorbância obtida nos comprimentos de onda 260/280 nm.

4.4.2 Amplificação de DNA

A amplificação do DNA dos helmintos selecionados para o estudo molecular foi realizada pela técnica de PCR. Diferentes genes do DNA ribossômico (rDNA) e DNA

mitocondrial (mtDNA) amplamente adotados em estudos moleculares e inferências filogenéticas, foram selecionados como região alvo, conforme levantamento na literatura. Do rDNA, foram consideradas a região compreendida por ITS1-5.8S-ITS2 e a sequência parcial da subunidade 28S. Além destes, fragmentos de mtDNA *Cox-I* e (*Nad-I*) também foram avaliados. Os primers utilizados, as regiões genéticas, as condições de PCR e referências bibliográficas são apresentadas na Tabela 2.

As reações de PCR foram realizadas em um volume final de 25 µl que incluíram 12,5 µl de *Platinum Hot Start PCR Master Mix* (Invitrogen, EUA) ou *GoTaq Green Master Mix*® (Promega, EUA), 1,25 µl do mix de primer (10 µM), 8,75 µl de água ultrapura (Milli-Q) e cerca de 50 ng de DNA molde. As PCRs foram realizadas em um termociclador *Labcycler*® Basic. Após as amplificações, os produtos de PCR foram submetidos à eletroforese em gel de agarose 1% corado com *Unisafe Dye*® *Nucleic Acid Staining Solution* (20.000x) na quantidade de 1,5 µl para cada 30 ml de tampão Tri-acetato-EDTA(TAE) a 0,5M. A visualização das bandas foi realizada em câmara escura com luz ultravioleta.

Plat-DiploCOX1F Plat-DiploCOX1R	CGTTTTRAATTATACGGATC AGCATAGTAATMGCAGCAGC	T	~500	PCR/Seq PCR/Seq	94 °C por 2min; 35 ciclos: 94 °C por 30s, 50 °C por 30s, 72 °C por 60s	MOSZCZYNSKA <i>et al.</i> , 2009
JB3 COI-RTrema	TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTTAT CAACAAATCATGATGCAAAAGG	T	~800	PCR/Seq	94°C por 2 min; 35 ciclos: 94°C por 30s, 45°C por 30s, 72°C por 60s; 35 ciclos de 94°C por 60s; 72°C por 7 min.	MIURA <i>et al.</i> , 2005
DICE1-R BarCox	ATTAACCCTCACTAAATTWCNTTRGATCATAAG ATAAACCTCAGGATGCCCAAAAAA	T	~600	PCR/Seq	94°C por 2min; 3 ciclos de 94°C por 40s, 51°C por 40s, 72°C por 1min; 5 ciclos de touchdown: de: 94°C por 40s.	VAN STEENKISTE <i>et al.</i> , 2015 LÓPEZ- CABALLERO <i>et al.</i> , 2019
JB4.5	AGCACCTAAACTTAAAACATAATGAAA	C e T	~400	PCR/Seq	3 min a 94°C; 30 ciclos: 45 s 92°C, 45 s 45°C, e 1:30 s 72°C, 72°C por 10 min	MARTÍNEZ- SALAZAR <i>et al.</i> , 2016
<i>Nad-1</i>						
NDJ1 NDJ2	AGATTCGTAAGGGGCCTAATA CTTCAGCCTCAGCATAAT	T	~400	PCR/Seq	95°C por 5 min; 35 ciclos de 30s cada a 94°C; 48°C por 20s, 72°C por 45s, 72°C por 4 min.	MORGAN & BLAIR, 1998

4.4.3 Purificação dos produtos de PCR

Os produtos de PCR com as bandas de interesse no gel de agarose foram selecionados para purificação com polietilenoglicol (PEG) (20% PEG 8.000 em solução de NaCl 2,5M) (Promega, EUA). Os produtos de PCR (23 µl, 2 µl foram usados na eletroforese) foram transferidos para microtubos de 1,5 µl e em seguida, adicionou-se o mesmo volume de PEG. As amostras foram homogeneizadas em um vórtex e foram incubadas em banho seco a 37°C por 15 minutos. Posteriormente, as amostras foram centrifugadas por 15 min a 13.000 rpm e o sobrenadante foi cuidadosamente retirado com o auxílio de uma micropipeta. Prontamente, foram adicionados 125 µl de etanol a 80°C refrigerado aos microtubos, os quais foram centrifugados por 5 min a 13.000 rpm. Após esse processo, o sobrenadante foi descartado e repetiu-se etapa anterior. Em seguida, o sobrenadante foi descartado. Os microtubos foram expostos a 37°C ou estufa a 56°C por aproximadamente 30 minutos ou até a completa eliminação de qualquer vestígio do etanol. Após essa etapa, ressuspendeu-se o DNA em 20 µl água ultrapura (Milli-Q) e em seguida foi realizada a dosagem da concentração (ng de DNA/µl) e a determinação da pureza (relação entre a absorbância em 260 e 230 nm) em espectrofotômetro de microvolume *NanoDrop*TM Lite.

4.4.4 Sequenciamento de DNA

Os produtos da PCR purificados foram sequenciados com os mesmos primers (forward e reverse) listados para a amplificação na Tabela 2, com exceção do gene 28S, as quais foram sequenciadas tanto com os primers da PCR como os primers internos, 300F e ECD2R. As amostras foram preparadas para o sequenciamento segundo as determinações da empresa ACTGene (Alvorada, RS; <https://actgene.com.br/>). O sequenciamento ocorreu por eletroforese capilar como o sequenciador automático ABI-Prism 3500, utilizando polímero BigDye v3.1 e POP7.

4.4.5 Edição das sequências e análise filogenética

As sequências obtidas foram montadas e editadas utilizando o programa ChromasPro versão 2.0.1 (Technelysium Pty Ltd, Austrália). As sequências consenso obtidas foram inicialmente submetidas à uma pesquisa de similaridade utilizando o servidor Basic Alignment

Search Tools (BLAST) do *National Center for Biotechnology Information* (NCBI) (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>). Em seguida, foi realizado o alinhamento das sequências utilizando o algoritmo MUSCLE com as sequências depositadas no GenBank, através do programa MEGA X (KUMAR *et al.*, 2016). Foram selecionadas sequências congênicas e outras pertencentes a gêneros próximos. Para as análises filogenéticas, os modelos evolutivos de substituição nucleotídica foram determinados por Bayesian information criterion (BIC), implementado no MEGA X. Adicionalmente, divergências genéticas entre os isolados encontrados com as demais espécies incluídas nas análises filogenéticas foram calculadas das distâncias patrísticas (p) não-corrigidas no MEGA X. As árvores filogenéticas foram construídas pelos métodos de Máxima Verossimilhança (MV) e Inferência Bayesiana (IB), utilizando os programas MEGA X e MrBayes 3.2.6, respectivamente. A escolha dos grupos externos baseou-se nas filogenias publicadas por De Ley (2006), Pérez-Ponce de León & Hernández-Mena (2019) e Tkach *et al.* (2016). Na MV, a confiabilidade e robustez dos ramos das árvores geradas foi estimada pelo método de *bootstrap* com 1000 repetições. Na IB, o suporte dos nós foram fornecidos pelos valores de probabilidade posterior, os quais foram determinados utilizando a análise de Markov Monte Carlo (MCMC) executadas em duplicata, considerando-se quatro cadeias, 1.000.000 gerações e uma frequência de amostragem a cada 100 gerações. As árvores geradas foram visualizadas pelo programa Fig Tree 1.4.3 e editadas no Photoshop CC 2019 Adobe®. As sequências moleculares obtidas serão depositadas no GenBank quando da publicação dos artigos científicos.

5. RESULTADOS

O estudo morfológico e molecular dos helmintos obtidos possibilitou a identificação, até o menor nível taxonômico possível de 18 espécies de helmintos (3 cestódeos, 8 trematódeos e 7 nematoides) pertencentes a um total de 10 famílias, como descrito a tabela a seguir.

Tabela 3 - Helmintos parasitos identificados em aves em Minas Gerais, Brasil associados aos respectivos hospedeiros e localidade.

Espécies	Hospedeiro	Localidade
Cestoda		
<i>Paradilepis caballeroi</i>	<i>Nannopterum brasilianus</i> (Biguá)	Belo Horizonte
<i>Valipora campylancristrota</i>	<i>Nycticorax nycticorax</i> (Savacu)	Lagoa Santa
<i>Drepanidotaenia</i> sp.	<i>Butorides striata</i> (Socozinho)	Belo Horizonte
Trematoda		
<i>Austrodiplostomum compactum</i>		
<i>Hysteromorpha</i> sp. nov.		
<i>Drepanocephalus spathans</i>	<i>Nannopterum brasilianus</i> (Biguá)	Belo Horizonte
<i>Ribeiroia insignis</i>		
<i>Pulchrosoma reticulata</i>	<i>Megaceryle torquata</i> (Martim-pescador-grande)	Brumadinho
<i>Brachylecithum rarum</i>	<i>Tachyphonus coronatus</i> (tiê-preto)	Mariana
<i>Platynosomum illiciens</i>	<i>Falco sparverius</i> (quiriquiri)	Belo Horizonte
<i>Tanaisia valida</i>	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Garibaldi)	Belo Horizonte
Nematoda		
<i>Synhimantus (Dispharynx) nasuta</i>	<i>Coccyzus americanus</i> (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)	Belo Horizonte
<i>Synhimantus (Dispharynx) resticula</i>		
<i>Diplotriaena delirae</i>	<i>Columbina talpacoti</i> (Rolinha)	Januária
<i>Cyrnea piayae</i>	<i>Coccyzus americanus</i> (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)	Belo Horizonte
<i>Microtetrameres spiralis</i>	<i>Bubulcus ibis</i> (garca-vaqueira)	Lavras
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>Coccyzus americanus</i> (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)	Belo Horizonte
<i>Subulura halli</i>	<i>Coccyzus americanus</i> (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)	Belo Horizonte

Os dados moleculares aqui obtidos correspondem a quatro marcadores amplamente utilizados no estudo taxonômico dos helmintos [28S (2 sequências), ITS1-5.8S-ITS2 (3 sequências), *Cox-1* (5 sequências) e *Nad-1* (1 sequência)]. Os resultados foram organizados pelo grupo de helminto encontrado, como apresentado a seguir.

5.1 Novos registros de cestódeos em aves em Minas Gerais

Três espécies de duas famílias pertencentes a classe Cestoda foram identificadas no presente estudo:

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Subfilo Rhabditophora Ehlers, 1985

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Cestoda van Beneden, 1849

Subclasse Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900

Família Gryporhynchidae Spasskii & Spasskaya, 1973

Gênero *Paradilepis* Hsü, 1935

Paradilepis caballeroi Rysavy & Macko, 1973

Hospedeiro: *Nannopterum brasilianus* (Biguá)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: proventrículo e intestino delgado.

Intensidade de infecção: 10

Identificação taxonômica

As características morfológicas dos espécimes avaliados estão condizentes com a diagnose do gênero *Paradilepis*: aparato rostral padrão ciclusteróide; bolsa forte, grande e apresentando mínima cavidade quando o rostral está retraído; ganchos rostrais em dois círculos; estróbilo pequeno a grande; proglótides acraspedote, mais largo que longo; poros genitais unilaterais, esquerdo; vagina curta; geralmente quatro testículos (FIGURA 2 B)

(KHALIL *et al.*, 1994). O número, forma e tamanho dos ganchos rostelares, caracteres de extrema importância na identificação específica da família Gryporhynchidae (BONA, 1994; SCHOLZ & SALGADO-MALDONADO, 2001), estão compatíveis com o conhecido para *P. caballeroi* (FIGURA 1 A; TABELA 4). A morfologia dos ganchos rostelares de *P. caballeroi* é quase indistinguível de *P. scolecina* (Rudolphi, 1819), parasitos específicos de biguás e de distribuição cosmopolita (KHALIL *et al.*, 1994; SCHOLZ *et al.*, 2002). Contudo, os ganchos de *P. scolecina* medem 74-81 µm (distal) e 101-115 µm (proximal) (relação lâmina/cabo 0,91-1,13 e 1,12-1,23), enquanto no presente estudo, os ganchos mediam 82-90 µm (distal) (FIGURA 1 B) e 110-124 µm (proximal) (relação lâmina/cabo 1,0-1,20 e 0,94-1,17) (FIGURA 1 B). Além disso, o número de ganchos rostelares distribuídos por círculo, 20-22 em *P. scolecina* vs. 24 em *P. caballeroi* e pelo tamanho do escólex (FIGURA 2 A), que é maior em *P. caballeroi* (diâmetro do escólex 500-536 no presente estudo vs. 170-387 em *P. scolecina*). Portanto, este é o primeiro registro de *P. caballeroi* em Minas Gerais.

Tabela 4 - Dados morfométricos de ganchos rostelares de *Paradilepis caballeroi* obtido de *Namnopterus brasiliensis* no presente estudo e *P. scolecina*. Dados apresentados em µm, sendo fornecido o intervalo, seguido pela média entre parênteses.

Espécies	<i>Paradilepis caballeroi</i>		<i>Paradilepis scolecina</i>
Referência Localidade	Presente estudo Brasil	Scholz <i>et al.</i> , 2002 México	Scholz <i>et al.</i> , 2004 México
Gancho distal	87 (82-90)	98-119 (113)	74-81
Lâmina	42 (40-45)	52-59 (55)	38-41
Cabo	37 (35-40)	43-67 (58)	36-39
Relação (L/C)	1,12 (1-1,20)	0,85-1,2	0,91-1,13
Gancho proximal	119 (110-124)	75-88 (82)	101-115
Lâmina	58 (56-61)	35-41 (39)	55-60
Cabo	54 (50-59)	37-52 (44)	50-55
Relação (L/C)	1,08 (1-1,17)	0,75-1,05	1,12-1,23

Legenda: L= lâmina, C= cabo.

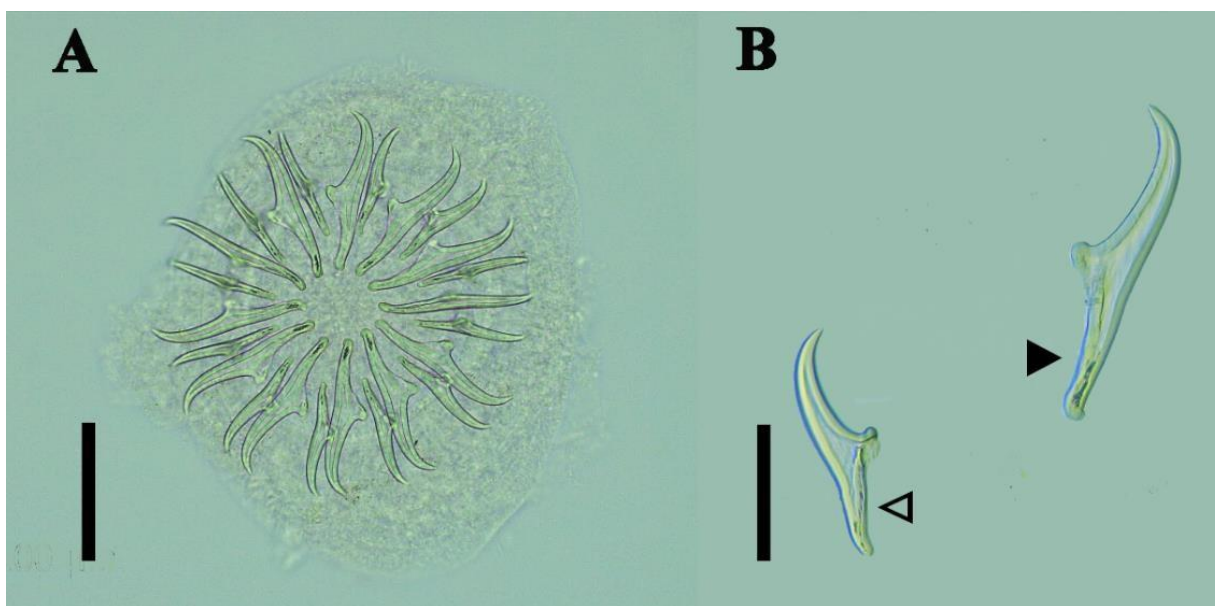


Figura 1 - *Paradilepis caballeri* obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil.

A) Vista apical do rostelo mostrando a distribuição da fileira dupla de ganchos rostelares. B) Em detalhe, gancho distal (ponta de seta vazada) e proximal (ponta de seta preenchida). Barras de escala: A- 100 μ m, B- 50 μ m.

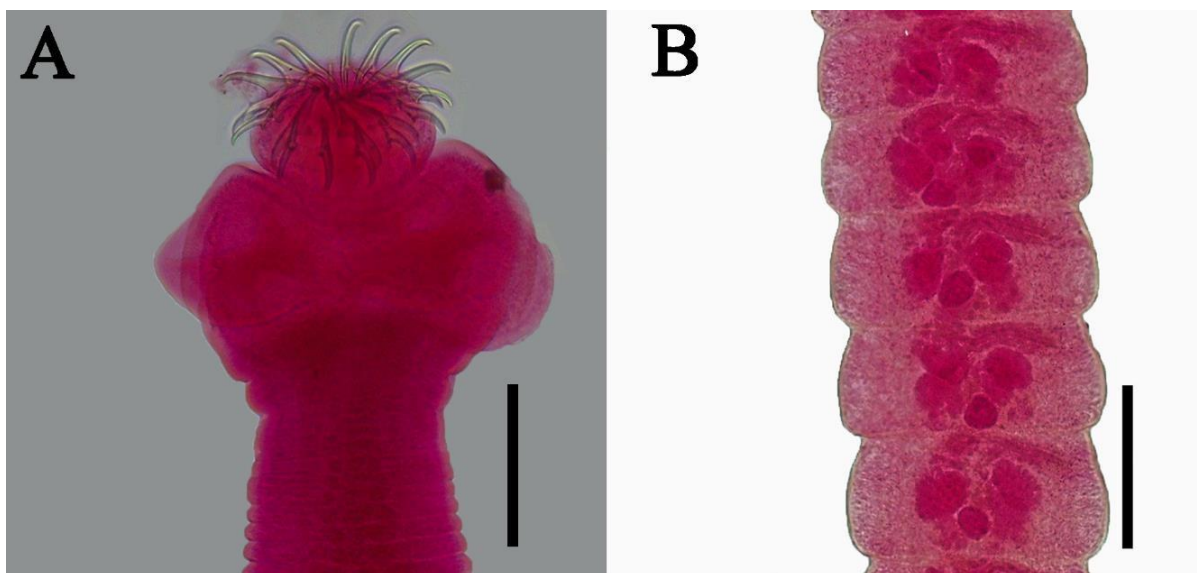


Figura 2 - *Paradilepis caballeri* obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista lateral do escólex B) Proglote madura. Barras de escala: A- 200 μ m, B- 200 μ m.

Estudo molecular

Um fragmento do gene nuclear 28S de 1175 pb foi obtido para os parasitos recuperados nos biguás, o qual foi utilizado para construção do alinhamento com as sequências disponíveis para a família Gryporhynchidae. Quando comparado aos gêneros da família (*Amirthingamia*, *Cycluster*, *Dendroterina*, *Glossocercus*, Gryporhynchidae gen. sp., *Neogryporhynchus*, *Neovalipora*, *Paradilepis*, *Parvitaenia* e *Valipora*), a divergência nucleotídica variou entre 8,4-23,2%. Já entre as espécies do gênero *Paradilepis*, a variação foi entre 9,3-19,6%. Foi verificada uma divergência de cerca de 12% em relação a dois isolados de *P. scolecina* (MH062155-56) (Anexo 1: Tabela 1). Vale salientar que as divergências nucleotídicas obtidas no presente estudo são altas comparadas ao reportado por Ortega-Olivares & García-Varela (2018), que encontraram de 3,1-11,6% entre os gêneros de Gryporhynchidae e de 1,3 a 6,1% para as três espécies de *Paradilepis* incluídas nas análises (*P. scolecina*, *P. maleki* e *Paradilepis* sp.).

As análises filogenéticas baseadas na sequência 28S realizadas por MV e BI resultaram em árvores com topologia semelhante e demonstraram o agrupamento de *P. caballeroi* em um clado bem suportado contendo *Paradilepis* spp. disponíveis para comparação. Além disso, a espécie do presente estudo agrupou-se como uma linhagem distinta das demais espécies do gênero (FIGURA 3).

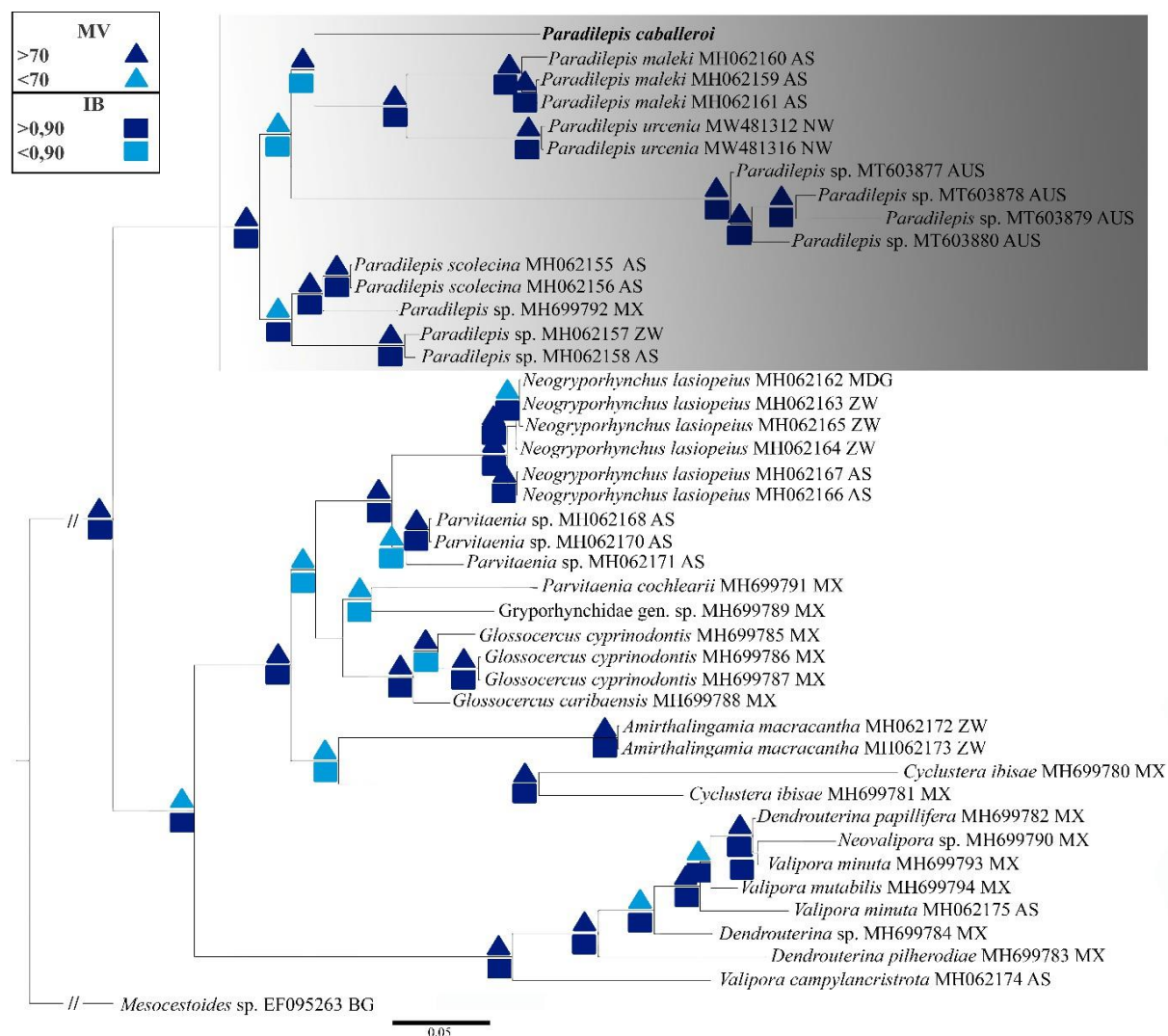


Figura 3 - Relação filogenética entre *Paradilepis caballeroi* obtida no presente estudo (em negrito) e outros táxons de Gryporhynchidae inferida pelas análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada na sequência do gene nuclear 28S. A árvore representada foi obtida utilizando o modelo GTR+G. A barra de escala indica o número de substituições por local. O suporte do nó é fornecido pelos valores de probabilidade posterior (■) e *bootstrap* (▲). *Mesocetoides* sp. foi utilizado como grupo externo.

Gênero *Valipora* Linton, 1927

Valipora campylancristrota (Wedl, 1855)

Hospedeiro: *Nycticorax nycticorax* (Savacu)

Localidade: Lagoa Santa, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: intestino delgado.

Intensidade de infecção: 5

Identificação taxonômica

Os dados morfológicos aqui avaliados são condizentes com os caracteres de diagnose para o gênero *Valipora* Linton, 1927, como: aparelho rostelar muscular; escólex pequeno; bolsa subesférica ou alongada; rostelo simples apresentando padrão valiporóide: ápice côncavo quando retraído; rostelo armado com dois círculos de 10 ganchos cada, usualmente pequenos com a ponta dos ganchos direcionados anteriormente, lâmina dos ganchos distais reta ou levemente curvada, de tamanho e formato muito diferente em cada coroa; proglotes craspedote, mais larga que longas; poro unilateral, direito; ovário bilobado; poucos testículos, raramente mais de 15 (SCHMIDT, 1986; KHALIL *et al.*, 1994).

A morfometria dos ganchos rostelares (n=3), bem como das porções destes (lâmina e cabo) e a razão obtida foram analisadas minuciosamente, as quais corroboraram as principais referências disponíveis na literatura. Os dados morfométricos obtidos são apresentados na Tabela 5. No entanto, com base na morfologia dos ganchos, *V. campylancristrota* se assemelha muito a *V. mutabilis* e em relação ao tamanho, estes se sobrepõem, como apresentado na Tabela 5. No que se refere a forma, são ligeiramente diferentes. Os ganchos distais de *V. mutabilis* são mais robustos e a ponta é mais curta portanto, não é direcionada anteriormente e côncavos como em *V. campylancristrota* (FIGURA 4 A). Os ganchos proximais de *V. mutabilis* possuem cabo curvo enquanto em *V. campylancristrota* é quase reto (FIGURA 4 A). Nesse sentido, essas duas espécies podem ser distinguidas pela forma dos ganchos ligeiramente diferentes e pelo número de testículos (9-16 em *V. mutabilis* e 7-8 em *V. campylancristrota*) (FIGURA 4 B). No presente estudo, foram encontrados 7 testículos, o que junto a morfologia dos ganchos permitem identificar *V. campylancristrota*. O savacu, *N. nycticorax*, é o novo hospedeiro definitivo aqui registrado para *V. campylancristrota*.

Tabela 5 - Dados morfométricos de ganchos rostellares de *Valipora campylancristrota* obtido de *Nycticorax nycticorax* no presente estudo e demais espécies de *Valipora* reportadas em ardeídeos nas Américas.

Espécies Referência	<i>Valipora campylancristrota</i>				<i>Valipora minuta</i>		<i>Valipora mutabilis</i>	
	Presente estudo	Ortega- Olivares <i>et al.</i> , 2008	Scholz & Salgado- Maldonado, 2001*	Coil, 1950	Ortega- Olivares <i>et al.</i> , (2008)	Pinto <i>et al.</i> , 2012	Scholz <i>et al.</i> , 2002	Ortega- Olivares <i>et al.</i> , 2008
Localidade	Brasil	México	México	EUA	México	Brasil	México	México
Hospedeiro	<i>Nycticorax nycticorax</i>	<i>Ardea alba</i>	<i>Girardinichthys multiradiatus</i> , <i>Chirostoma humboldtianum</i>	<i>Butorides virescens</i>	<i>B. virescens</i>	<i>B. striata</i>	<i>N. nycticorax</i>	<i>B. virescens</i>
Gancho distal								
Comprimento	28-30	24-27	23-30	35-40	37-40	37-43	27-31	28-31
Lâmina	11-12	9-11	9-14	—	16-18	16-20	11-15	12-14
Cabo	16	13 -17	14-18	—	22-24	20-25	15-19	14-17
Razão (L/C)	0,7-0,8	0,5-0,7	0.6-0.9	—	0,7-0,8	0,6-0,9	0,6-0,8	0,7-0,8
Gancho proximal								
Comprimento	16-18	11-12	12-16	17-20	18-24	20-23	11-14	12-14
Lâmina	5	4-5	3-6	—	6-9	8-9	4-6	4-5
Cabo	9	9-11	9-12	—	14-16	12-14	6-11	8-9
Razão (L/C)	0,6	0,4-0,55	0,3-0,6	—	0,5	0,5-0,7	0,5-0,8	0,4-0,6

Legenda: L= lâmina, C=cabo; *metacestódeos.

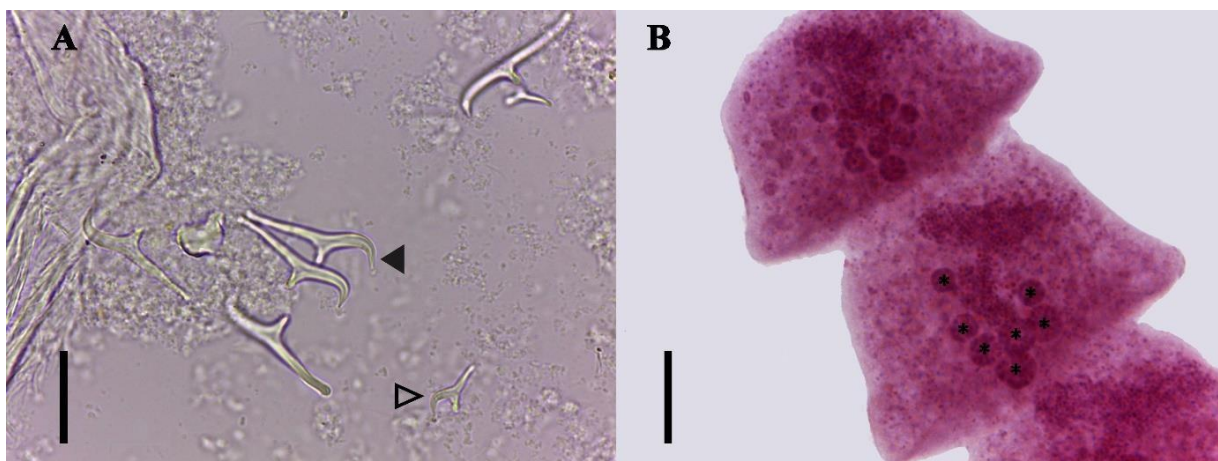


Figura 4 - *Valipora campylancristrota* obtido de *Nycticorax nycticorax* em Lagoa Santa, MG, Brasil. A) Gancho distal (ponta de seta preenchida) e proximal (ponta de seta vazada). B) Proglotes maduras evidenciando testículos (asterisco). Barras de escala: A- 20 µm, B- 50 µm.

Família Hymenolepididae Perrier, 1897

Gênero *Drepanidotaenia* Railliet 1892

Hospedeiro: *Butorides striata* (Socozinho)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: intestino delgado.

Intensidade de infecção: 2

Identificação taxonômica

Os membros do gênero *Drepanidotaenia* são reconhecidos por possuir um pequeno rostelo armado com oito a dez ganchos em um único círculo (FIGURA 5 A), estróbilo curto e proglotes mais largas que longas, apresentando ovários lobados antiporais e três testículos porais em fileira transversal (FIGURA 5 B) (SCHMIDT, 1986). Rego & Rolas (1972) descreveram a presença de 3-5 testículos por proglote, sendo o arranjo de três testículos o mais habitual. No presente estudo, foram observados três testículos porais em fileira transversal (FIGURA 5 B) e ovário antiporal (FIGURA 5 B). O material avaliado neste estudo já se encontrava em montagem permanente, o que dificultou a análise morfológica dos ganchos. No

entanto, foi possível caracterizar um pequeno rostelo e a coroa única contendo 10 ganchos rostelares (FIGURA 5 A). Algumas espécies do gênero têm escólex insuficientemente descrito, como *D. elongata* (Fuhrmann, 1906), que é única espécie descrita no Brasil a partir de exemplares jovens com escólex ausente. Assim, o estudo morfológico dos exemplares (n=2) recuperados possibilitaram a identificação até o nível genérico. Os dados morfométricos obtidos são apresentados na Tabela 6. Embora o registro desse gênero seja bastante comum em ardeídeos, inclusive em *Butorides*, esse é o primeiro registro de *Drepanidotaenia* sp. em Minas Gerais.

Tabela 6 - Medidas morfométricas de *Drepanidotaenia* sp. obtido de *Butorides striata* no presente estudo e de outras espécies do gênero conhecidas nas Américas. Dados fornecidos em micrômetros.

Espécie		<i>Drepanidotaenia</i> sp.	<i>D. elongata</i>	<i>D. ardeae</i>	<i>D. ardeae</i>
Referência		Presente estudo	Fuhrmann, 1906	Fuhrman, 1906	Linton, 1927
Localidade		Brasil	Brasil	Estados Unidos	Estados Unidos
Hospedeiro		<i>Butorides striata</i>	<i>Theristicus coerulescens</i>	<i>Butorides virescens</i>	<i>Butorides virescens</i>
Estróbilo	C	—	4000	10000	125000
	L		750	2300	3000
Escólex	D	—	240	350	350
Ventosa	D	90-100	—	—	80-90
Gancho	C	40	—	40	30
Proglote madura	C	310	—	—	—
	L	284	—	—	—
Bolsa do cirro	C	390	240	—	280
Cirro	C	130	—	50	90
	D	30	—	30	40
Testículo	D	140	100	140	—
Glândula vitelínica		—	—	250	—
Ovário	L	—	—	80	—

Legenda: C= comprimento, L= largura, D= diâmetro.

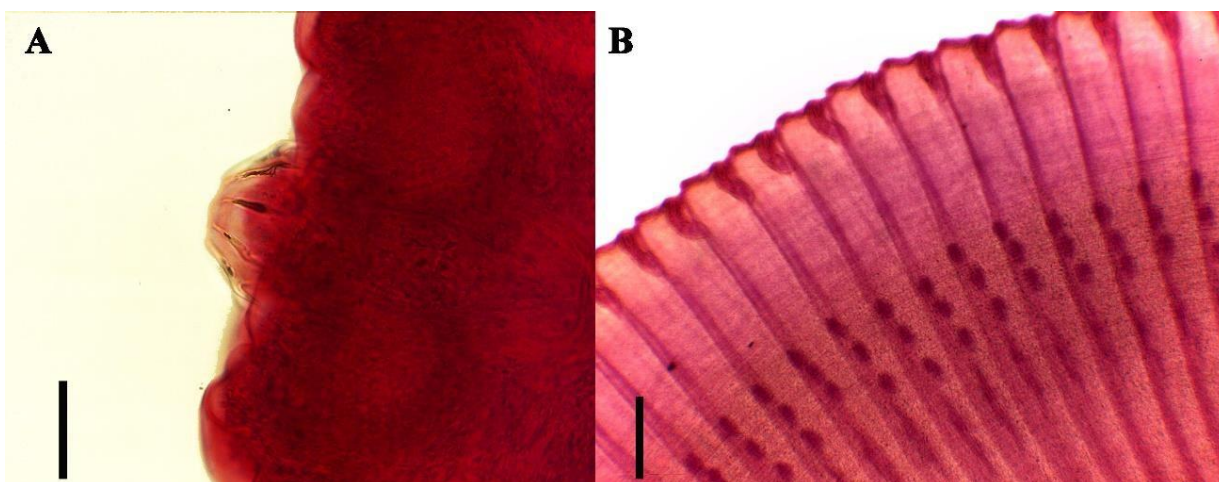


Figura 5 - *Drepanidotaenia* sp. obtido de *Butorides striata* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista lateral do escólex e da distribuição dos ganchos rostelares. B) Posição dos testículos e ovários nas proglotes. Barras de escala: A- 50 μ m, B- 500 μ m.

5.2 Novos registros de trematódeos parasitos de aves em Minas Gerais

No presente estudo, foram identificadas oito espécies pertencentes a quatro famílias, as quais são apresentadas a seguir.

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Ordem Diplostomida Olson, Cribb, Tkach, Bray & Littlewood, 2003

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Gênero *Austrodiplostomum* Szidat & Nani, 1951

Austrodiplostomum compactum (Lutz, 1928)

Hospedeiro: *Nannopterum brasilianus* (Biguá)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: intestino delgado

Intensidade de infecção: 95

Identificação taxonômica

O estudo morfológico e morfométrico se baseou em 10 espécimes, os quais apresentaram características em concordância com a diagnose do gênero *Austrodiplostomum* Szidat & Nani, 1951, dentre estas: corpo linguiforme indistintamente bipartido; *hindbody* pequeno e cônico; pseudoventosas presentes; ventosa oral e faringe bem desenvolvidas; órgão tribocítico oval; testículos em tandem, anterior assimétrico e posterior simétrico; ovário redondo; vitelária folicular e bolsa copulatória muito pequena com poro terminal (GIBSON *et al.*, 2002). Conforme a mais recente revisão do gênero, adultos de *A. compactum* podem ser diferenciados morfológicamente de *A. mordax* pelo tamanho corporal e pela relação entre a ventosa oral e o tamanho da faringe (FIGURA 6 B) (OSTROWSKI DE NÚÑEZ, 2017). Os espécimes analisados no presente estudo estão de acordo com estes caracteres diferenciais estabelecidos para *A. compactum*, diferindo de *A. mordax* no tamanho corporal= 960-1,15 vs 1,53-2,12 e relação entre a ventosa oral e o tamanho da faringe=1:0,6-0,9 (0,7) vs 1:0,9-1,4 (1,0). Os dados morfométricos obtidos são apresentados na Tabela 7.

Tabela 7 - Dados morfométricos (n=10) de *Austrodiplostomum compactum* obtido de *Nannopterum brasiliense* no presente estudo e demais descrições reportadas por diferentes autores. Dados apresentados em micrômetros, sendo fornecido a média e desvio-padrão, seguido pelo intervalo entre parênteses.

Espécie		<i>Austrodiplostomum compactum</i>		<i>Austrodiplostomum mordax</i>
Hospedeiro	Localidade	Presente estudo	Ostrowski de Núñez, 2017	Ostrowski de Núñez, 2017
		<i>Nannopterum brasiliense</i> Brasil	<i>Nannopterum brasiliense</i> Venezuela	<i>Nannopterum brasiliense</i> Argentina
Corpo	C	1839 ± 178 (1534-2118)	1248-1792 (1497)	960-1152 (1044)
	L	875 ± 67 (749-968)	432-800 (658)	352-400 (370)
Ventosa oral	C	95 ± 10 (78-113)	32-67 (43)	64-70 (68)
	L	82 ± 11 (70-104)	22-54 (42)	61-77 (67)
Faringe	C	89 ± 6 (75-99)	45-80 (55)	51-64 (55)
	L	84 ± 8 (73-96)	29-64 (47)	45-54 (47)
Razão VO/FA		1 ± 0,1 (0,9-1,4)	1:0,9-1,5(1,1)	1:0,6-0,9 (0,7)
Órgão tribocítico	C	354 ± 54 (274-438)	315-441 (378)	192-240 (210)
	L	312 ± 47 (237-383)	158-410 (235)	128-256 (177)
Testículo anterior	C	165 ± 24 (143-214)	112-176 (140)	80-118 (105)
	L	288 ± 44 (228-364)	122-224 (161)	115-173 (133)
Testículo posterior	C	152 ± 15 (129-171)	80-160 (114)	83-96 (91)
	L	366 ± 48 (264-428)	150-282 (212)	134-176 (158)
Ovário	C	125 ± 34 (71-193)	58-125 (76)	51-74 (63)
	L	139 ± 24 (107-193)	77-138 (97)	67-93 (78)
Ovo	C	96 ± 4 (99-92)	83-102 (94)	86-99 (94)
	L	53 ± 4 (49-57)	45-64 (52)	42-58 (47)

Legenda: C= comprimento; L= largura.; VO= ventosa oral; FA=faringe.

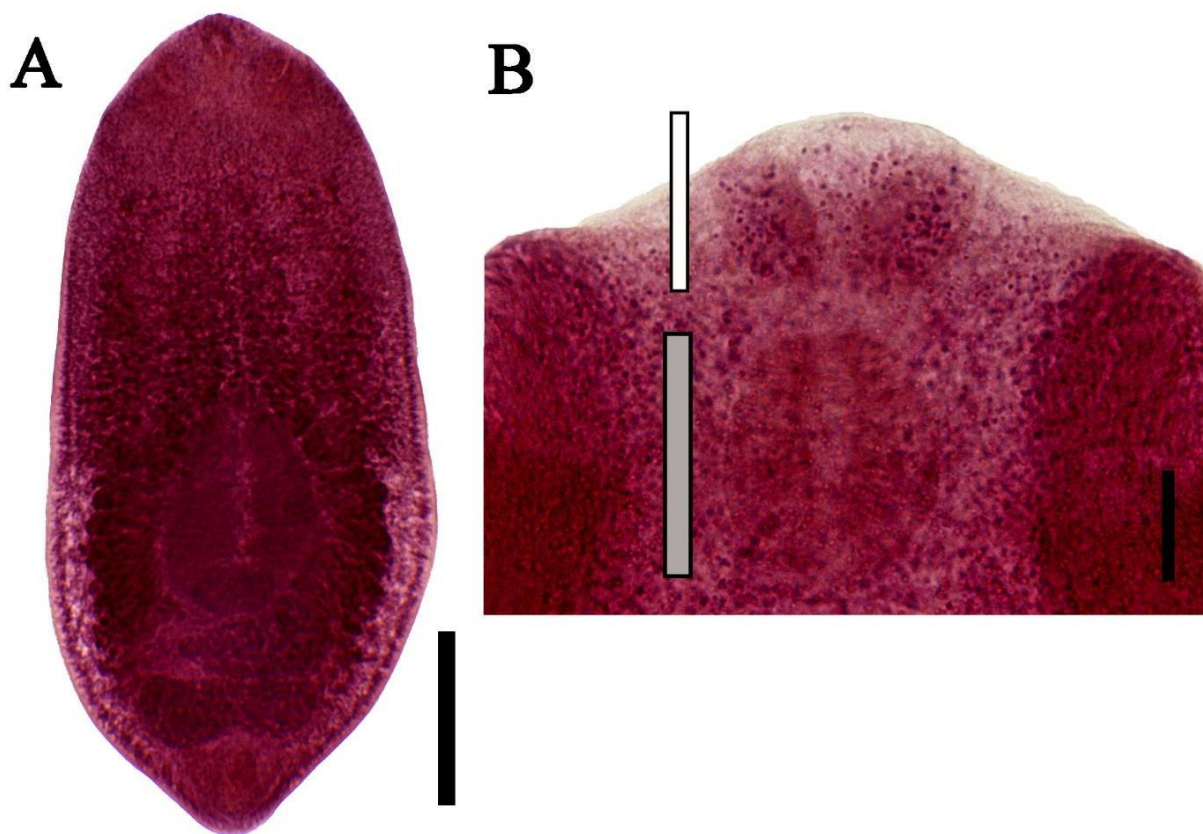


Figura 6 - *Austrodiplostomum compactum* obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista ventral. B) Extremidade anterior evidenciando ventosa oral (retângulo branco) menor que a faringe (retângulo cinza). Barras de escala: A- 500 µm, B- 50 µm.

Estudo molecular

Sequência parcial do gene mitocondrial *Cox-1* (região barcode) (450pb) foi obtida, a qual apresentou similaridade de 100% com metacercárias identificadas como *A. compactum* obtidas de *Thorichthys* sp. provenientes do México (SERENO-URIBE *et al.*, 2019) e de cercárias identificadas como *A. ostrowskiae* obtidas de *Biomphalaria obstructa* (Morelet, 1849) provenientes dos EUA (ROSSER *et al.*, 2016a). Divergências nucleotídicas que variaram entre 0,22 e 0,52% 0,44% foram observadas em relação a *A. compactum* de outros hospedeiros e localidades. Em relação a *A. mordax*, a divergência nucleotídicas foi de 10,67% (MH378895). Portanto, a análise molecular apoiou a identificação morfológica e mostrou a estreita relação que os espécimes obtidos no presente estudo apresentam com as sequências anteriormente disponíveis para *A. compactum*.

Gênero *Hysteromorpha* Lutz, 1931

Hysteromorpha sp. nov.

Hospedeiro: *Nannopterum brasiliensis* (Biguá)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: intestino delgado

Intensidade de infecção: 5

Identificação taxonômica

A caracterização morfológica dos espécimes analisados (n=3) foi consistente com a diagnose do gênero *Hysteromorpha*, o qual apresenta corpo piriforme ou subtriangular, indistintamente bipartido, corpo anterior em forma de bolsa, órgão de fixação grande e cone genital ausente (FIGURA 7 A,B) (GIBSON *et al.*, 2002). As espécies válidas conhecidas atualmente, *H. triloba* (Rudolphi, 1919), *H. platyleae* Dubinin & Dubinina, 1940 e *H. corti* (Hughes, 1929) são morfológicamente bastante similares, diferenciadas pelos tamanhos de ventosa oral e ventral e características da glândula vitelogênica e das metacercárias (DUBOIS, 1970; LOCKE *et al.*, 2018). Na tabela 8 são apresentadas a comparação morfométrica dos espécimes obtidos no presente estudo com *H. triloba* e *H. corti*.

De forma complementar, analisamos o material da descrição original do gênero obtido por Lutz (1924) (CHIOC 24913) (FIGURA 7 C), recuperado de *N. brasiliensis* no Brasil, o qual apresentou morfologia indistinguível dos parasitos encontrados na Lagoa da Pampulha. Além disso, a morfologia dos exemplares obtidos no presente estudo foi caracterizada no desenho do holótipo (FIGURA 8). A descrição formal da nova espécie já se encontra em andamento.

Tabela 8 – Dados morfométricos de *Hysteromorpha* sp. nov. obtido de *Nannopterum brasilianus* no presente estudo em relação a *H. triloba* e *H. corti* reportado por diferentes autores. Dados fornecidos em micrômetros.

		<i>H. triloba</i>						<i>H. corti</i>
		Presente estudo	Lutz, 1924	Ciurea, 1930	Dubois, 1970	Ostrowski de Nuñez, 1970	Sereno-Uribe <i>et al.</i> , 2019	Locke <i>et al.</i> , 2018
Localidade		<i>N. brasilianus</i>	<i>N. brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>N. auritus</i>	<i>N. brasilianus</i>	<i>N. brasilianus</i>	<i>N. auritus</i>
Hospedeiro		Brasil	Brasil	Europa	–	Argentina	México	Canadá
Corpo	C	1708-1906	1351-1552	780-1910	2170	851-1739	1068-1333	1052-1633
Forebody	C	303-379	236-336	390-1050	360-1250	–	441-616	490-762
	L	652-763	486-600	–	350-1090	–	566-754	404-707
Hindbody	C	1275-1471	1121-1242	340-620	250-1400	–	534-731	490-943
	L	817-837	393-443	–	220-860	–	407-540	381-636
Ventosa oral	C	98-133	75-84	77-130	34-130	52-104	72-88	50-107
	L	120-134	82-96	–	42-130	65-117	77-95	71-107
Ventosa ventral	C	95-133	70-96	111-167	60-167	52-117	80-100	36-107
	L	127-158	104-122	–	67-199	84-156	90-109	43-143
Pseudoventosa	C	–		55-170	–	–	–	47-129
Pseudoventosa esquerda	C	158	33-35	–	–	–	82-127	–
	L	52	45-52	–	–	–	90-142	–
Pseudoventosa direita	C	229	31-47	–	–	–	88-108	–
	L	75	42-57	–	–	–	98-168	–
Orgão tribocítico	C	379-501	286-371	220-340	180-418	260-585	184-376	142-321
	L	412-422	271-328	170-380	170-651	208-325	248-490	190-293
Gl. proteolítica	C	209-268	121	150-300	150-300	–	158-235	–
	L	147-208	179	210-270	180-270	–	162-250	–
Testículo anterior	C	164-166	104	–	120-300	130-260	130-194	107- 214

	L	183-217	94	—	120-450	156-338	134-227	107-250
Testículo posterior	C	248	139-169	80 - 240	80-330	117-299	136-369	143-229
	L	534	165-176	280 - 490	280-630	299-520	179-455	357-500
Ovário	C	133-135	70	40 - 120	40-176	65-130	104-179	71-100
	L	168-191	90	100 - 240	100-250	91-208	75-156	64-114
Ovos	C	122	101	97- 99	75-99	91-104	77-98	87-109
	L	88	48-50	55 - 62	48-75	52-78	46-63	44-66

Legenda: C= comprimento; L= largura.; Gl= glândula.

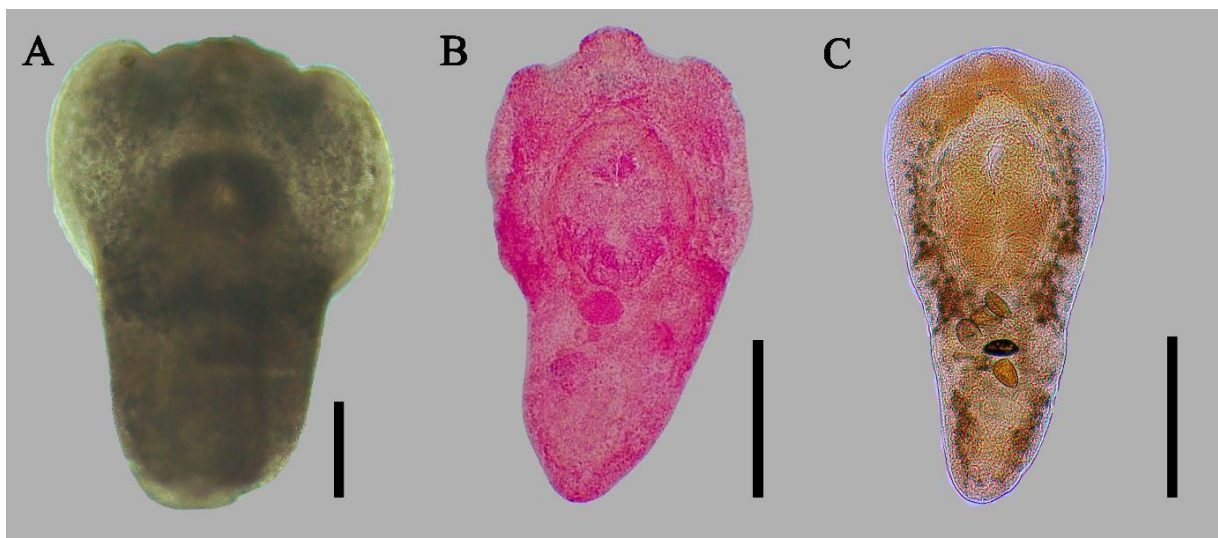


Figura 7 - *Hysteromorpha* sp. nov. obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Fotogenóforo. B) Vista ventral do verme inteiro (paragenóforo). C) Exemplar identificado por Lutz, 1924 (CHIOC 24913). Barras de escala: A- 200 μ m, B- 500 μ m, C- 500 μ m.

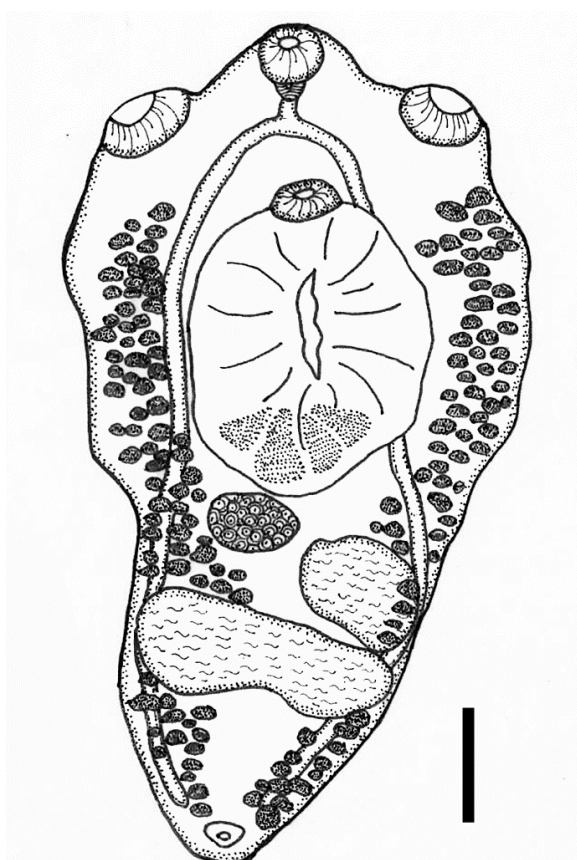


Figura 8 – *Hysteromorpha* sp. nov. obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. Barra de escala: 200 μ m.

Estudo molecular

Na análise molecular foram obtidas sequências para o marcador ribossomal ITS (1166 pb) e o marcador mitocondrial *Cox-1* (429 pb). Pelo marcador ITS, as análises corroboraram a identificação de *Hysteromorpha* sp., sendo verificada uma divergência nucleotídica que variou de 0,09-0,19%, em relação aos isolados de *Hysteromorpha* sp. do Brasil (estágios larvais), da América do Norte e Central (*H. corti*) e aos isolados da Europa (*H. triloba*). Na análise de sequências *Cox-1*, a amostra obtida em *N. brasiliensis* no presente estudo se demonstrou coespecífica com os isolados de *Hysteromorpha* sp. previamente caracterizados a partir de estágios larvais no Brasil (0,0%). Além disso, foram encontradas divergências que variaram entre 6,07-8,55% dos isolados do Canadá e México (*H. corti*) e 9,57-9,84% dos isolados da Itália (*H. triloba*). Portanto, os dados obtidos corroboram as observações de Locke *et al.* (2018) que sugeriram que os isolados sul-americanos seria uma espécie distinta dos isolados norte-americanos e europeus.

Superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899

Família Echinostomatidae Looss, 1899

Gênero *Drepanocephalus* Dietz, 1909

Drepanocephalus spathans Dietz, 1909

Hospedeiro: *Nannopterum brasiliensis* (Biguá)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil

Sítio de infecção: intestino delgado

Intensidade de infecção: 2

Identificação taxonômica

O material avaliado no presente estudo apresenta caracteres consistentes com a diagnose genérica, incluindo a presença de corpo alongado contendo uma incisão ventral rasa e uma crista ventral fraca, armado com 27 espinhos em fileira única (FIGURA 9 B), esôfago curto, faringe e ventosa oral em tamanho semelhante, testículos em tandem, contíguos profundamente lobulados e separados (FIGURA 9 E) e ovário pequeno, transversalmente oval

e pré-equatorial (FIGURA 9 D) (KOSTADINOVA *et al.*, 2002; KOSTADINOVA, 2005; HERNÁNDEZ-CRUZ *et al.*, 2017). Os espécimes avaliados neste estudo foram identificados como *D. spathans* por possuírem um colar cefálico falciforme com largura máxima ao nível do colar e O estudo morfológico e morfométrico do colar cefálico falciforme se baseou em 2 espécimes e dos seus respectivos espinhos: angulares (8), um par ventral e um dorsal em cada lapela (espinhos ventrais menores que os dorsais); espinhos laterais (8); e dorsais (11) que diminuem significativamente o tamanho em direção ao meio do colar. Os dados gerados são apresentados na Tabela 9.

Tabela 9 - Medidas dos espinhos do colar cefálico em *Drepanocephalus spathans* de *Nannopterum brasilianus*. Dados fornecidos em micrômetros, sendo fornecido a média e desvio-padrão, seguido pelo intervalo entre parênteses.

Hospedeiro		Presente estudo	Kostadinova <i>et al.</i> , 2002	Hernández-Cruz <i>et al.</i> , 2017
Localidade		Brasil	<i>N. brasilianus</i> Paraguai	<i>N. brasilianus</i> México
Espinhas angulares				
Primeiro par				
Ventral	C	260 ± 22 (228-279)	274 ± 28 (219-320)	258 ± 20 (238-276)
	L	59 ± 10 (50-71)	55 ± 6 (49-66)	60 ± 8 (51-68)
Dorsal	C	331 ± 36 (291-365)	324 ± 32 (246-384)	227 ± 15 (207-243)
	L	74 ± 17 (51-91)	64 ± 5 (58-72)	56 ± 7 (48-64)
Segundo par				
Ventral	C	248 ± 34 (202-283)	247 ± 25 (205-297)	209 ± 10 (202-224)
	L	60 ± 6 (52-64)	44 ± 4 (39-51)	48 ± 3 (45-51)
Dorsal	C	321 ± 25 (297-354)	302 ± 47 (256-402)	243 ± 72 (178-312)
	L	76 ± 4 (72-81)	55 ± 11 (43-78)	52 ± 13 (40-65)
Espinhas laterais				
Primeiro	C	128 ± 30 (97-170)	175 ± 19 (142-197)	108 ± 10 (97-121)
	L	40 ± 1 (39-41)	37 ± 5 (31-47)	40 ± 5 (34-46)
Remanescentes	C	109 ± 17 (69-133)	190 ± 27 (148-243)	113 ± 26 (84-154)
	L	46 ± 7 (42-67)	37 ± 5 (22-47)	41 ± 6 (32-48)
Espinhas dorsais	C	89 ± 26 (46-122)	171 ± 27 (135-225)	88 ± 21 (58-124)
	L	39 ± 7 (29-52)	35 ± 5 (25-40)	37 ± 5 (31-49)

Legenda: C= comprimento; L= largura.

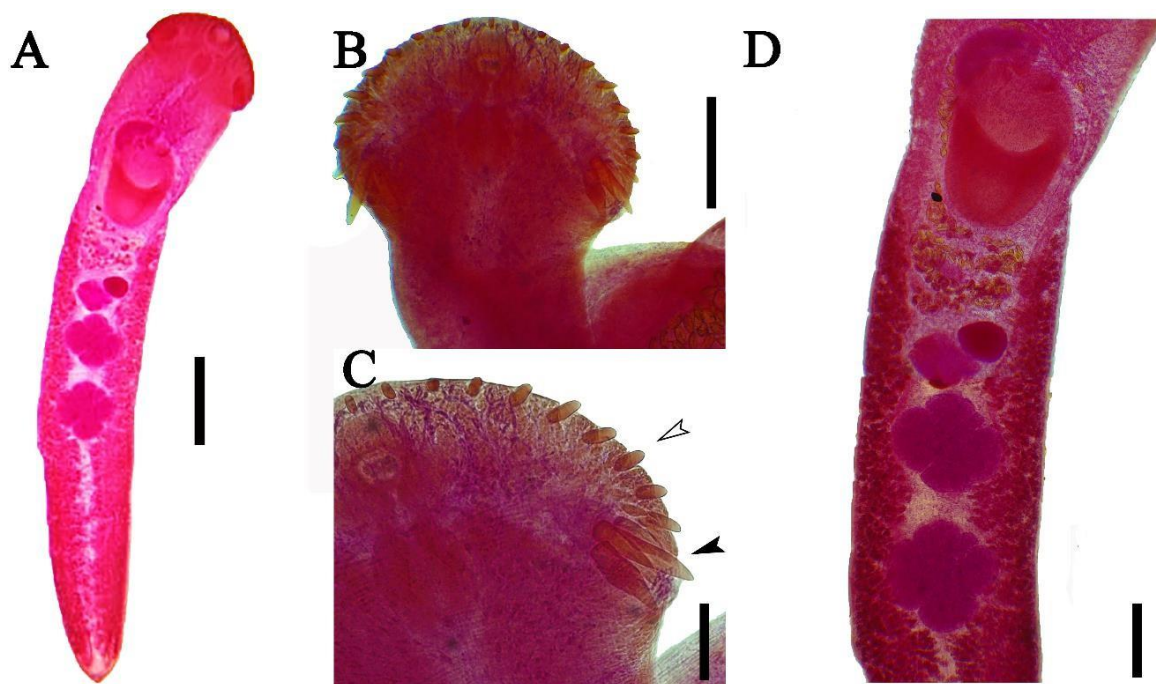


Figura 9 - *Drepanocephalus spathans* obtido de *Nannopterum brasilianus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista ventral do verme inteiro. B) Colar cefálico com 27 espinhos. C) Detalhe dos espinhos angulares (ponta de seta preenchida) e espinhos laterais (ponta de seta vazada). D) Vista ventral da extremidade posterior. Barras de escala: A- 1 mm; B- 500 µm; C- 200 µm; D- 500 µm.

Os espécimes identificados mostraram variação intraespecífica em relação ao comprimento do corpo, largura na altura do colar e dimensões dos testículos. No entanto, variação apresentada foi demonstrada em relatos anteriores (KOSTADINOVA *et al.*, 2002; HERNÁNDEZ-CRUZ *et al.*, 2017). As proporções obtidas nos espécimes avaliados estão de acordo com a redescritção de Kostadinova *et al.* (2002).

Com base nisso, os espécimes obtidos no presente estudo foram identificados como *D. spathans* e por possuir um colar falciforme com largura máxima ao nível do colar. *Drepanocephalus spathans* difere de *D. olivaceus* por apresentar a porção anterior do corpo em proporções nitidamente mais longas (FO=33,6 vs 20%), campo uterino (U=4.4 vs 7%) e campo pós-testicular (T=27.4 vs 35%) inferiores. Enquanto em relação a *D. mexicanus* possui um colar cefálico em formato reniforme vs. falciforme em *D. spathans*, o primeiro par de espinhos angulares ventrais mais curto (102-167 vs. 228-279) e dorsais (100-171 vs. 291-365).

Gênero *Ribeiroia* Travassos, 1939

Ribeiroia insignis Travassos, 1939

Hospedeiro: *Nannopterum brasiliense* (Biguá)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: esôfago e proventrículo

Intensidade de infecção: 125

Identificação taxonômica

Ribeiroia spp. são caracterizadas por apresentar um par de divertículos esofágicos (FIGURA 10 A). Apesar disso, a identificação do ponto de vista morfológico é quase idêntica para todas as espécies descritas (JOHNSON *et al.*, 2004). No presente estudo foi calculada a proporção dada pela posição da ventosa ventral em relação ao comprimento total do corpo e comparado às descrições anteriores. Na análise morfológica e morfométrica, os espécimes avaliados foram indistinguíveis de *R. ondatrae* registrados em diferentes países do continente americano, inclusive no Brasil. A comparação dos dados morfométricos dos parasitos adultos (n=10) selecionados no presente estudo e dados reportados por outros autores, são mostrados na Tabela 10.

Tabela 10 - Dados morfométricos de *Ribeiroia* spp. (n=10) obtidos por diferentes autores. As medidas estão apresentadas em micrômetros, sendo fornecido a média, seguido do desvio-padrão e intervalo entre parênteses.

Espécie	<i>Ribeiroia insignis</i> Presente estudo	<i>Ribeiroia ondatrae</i> Price, 1931	<i>Ribeiroia insignis</i> Travassos, 1939	<i>Ribeiroia ondatrae</i> Ostrowski de Núñez, 1968	<i>Ribeiroia</i> sp. Pinto <i>et al.</i> , 2013
Hospedeiro	<i>Nannopterum brasiliense</i>	<i>Ondatra zibethicus</i> , <i>Larus californicus</i>	<i>Ardea alba</i>	<i>Nannopterum brasiliense</i>	<i>Cairina moschata</i>
Localidade	Brasil	Canadá, EUA	Brasil	Argentina	Brasil
Corpo	C 2044 ±184 (1662-2392)	1600-2000	3000-3200	806-1495	1410-1565
	L 671 ± 48 (548-785)	315-961	960-1000	351-650	481-653

Ventosa oral	C	196 ± 18 (162-268)	150-155	270-300	143-208	171-205
	L	179 ± 12 (148-197)	—	—	114-234	171-205
Faringe	C	94 ± 8 (75-106)	112-127	150-180	65-130	75-109
	L	76 ± 7 (64-90)	82-105	120	39-78	75-89
Ventosa ventral	C	242 ± 18 (207-271)	220-300	450	65-143	225-273
	L	248 ± 18 (214-286)	300-375	—	65-143	205-273
CT/VV (%)		48-54%	39%	40-46%	41%	46-51%
Ovário	C	112 ± 17 (73-148)	75	180	65-156	75-102
	L	125 ± 18 (89-183)	150	210	156-364	109-177
Testículo anterior	C	218 ± 39 (143-286)	262-375	300-540	65-182	157-205
	L	384 ± 48 (271-500)	412-712	450-600	117-312	225-478
Testículo posterior	C	213 ± 32 (136-286)	262-275	300-540	98-260	153-239
	L	351 ± 44 (250-457)	337-750	450-600	104-260	212-444
Ovos	C	85 ± 3 (80-90)	82-90	80-92	65-91	67-82
	L	49 ± 4 (40-59)	45-48	48-61	39-52	38-45

Legenda: C= comprimento, L= largura.

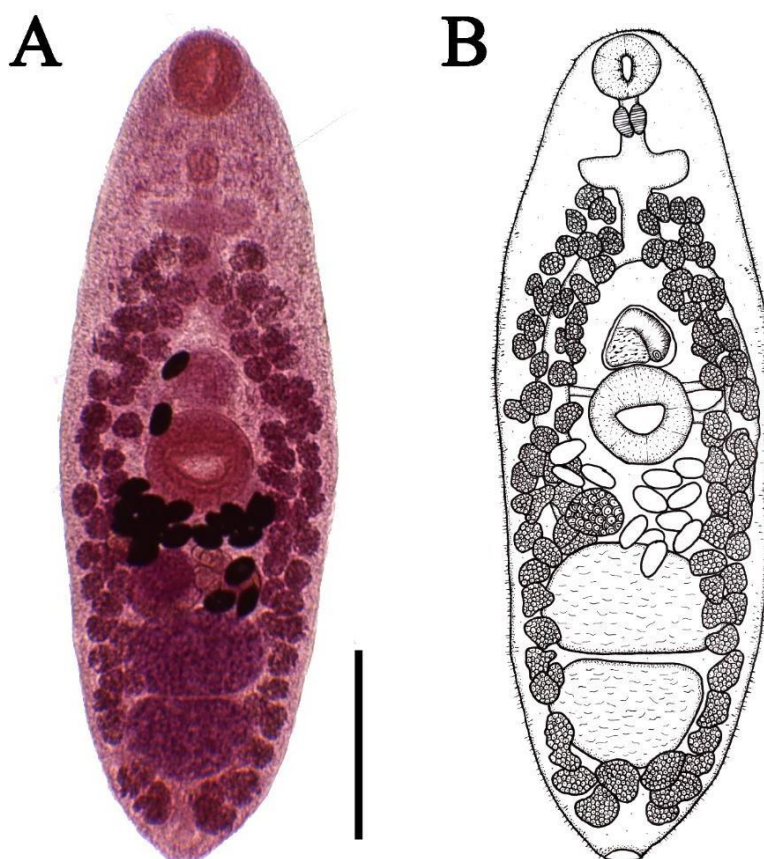


Figura 10 - *Ribeiroia insignis* obtido de *Nannopterum brasiliense* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista ventral. B) Desenho em câmara clara. Barras de escala: 500 μ m.

Estudo molecular

No presente estudo foram obtidas sequências parciais do gene mitocondrial *Cox-1* (344 pb) e da região nuclear ITS-2 (385 pb) de 3 parasitos, as quais foram comparadas a outros membros da superfamília Echinostomatoidea. Nas análises envolvendo a sequência do ITS-2, os parasitos aqui caracterizados não apresentaram divergências genéticas em relação a um isolado identificado como *Ribeiroia* sp. da Argentina, mas foi diferente de *R. marini* de Porto Rico e de *R. ondatrae* dos Estados Unidos (divergência genética de 0,53% e 1,06%, respectivamente). Do ponto de vista filogenético, as análises baseadas nas sequências ITS-2 realizadas por ML e BI (FIGURA 11) exibiram topologias semelhantes revelando o agrupamento do isolado deste estudo em um clado bem suportado com *Ribeiroia* spp.

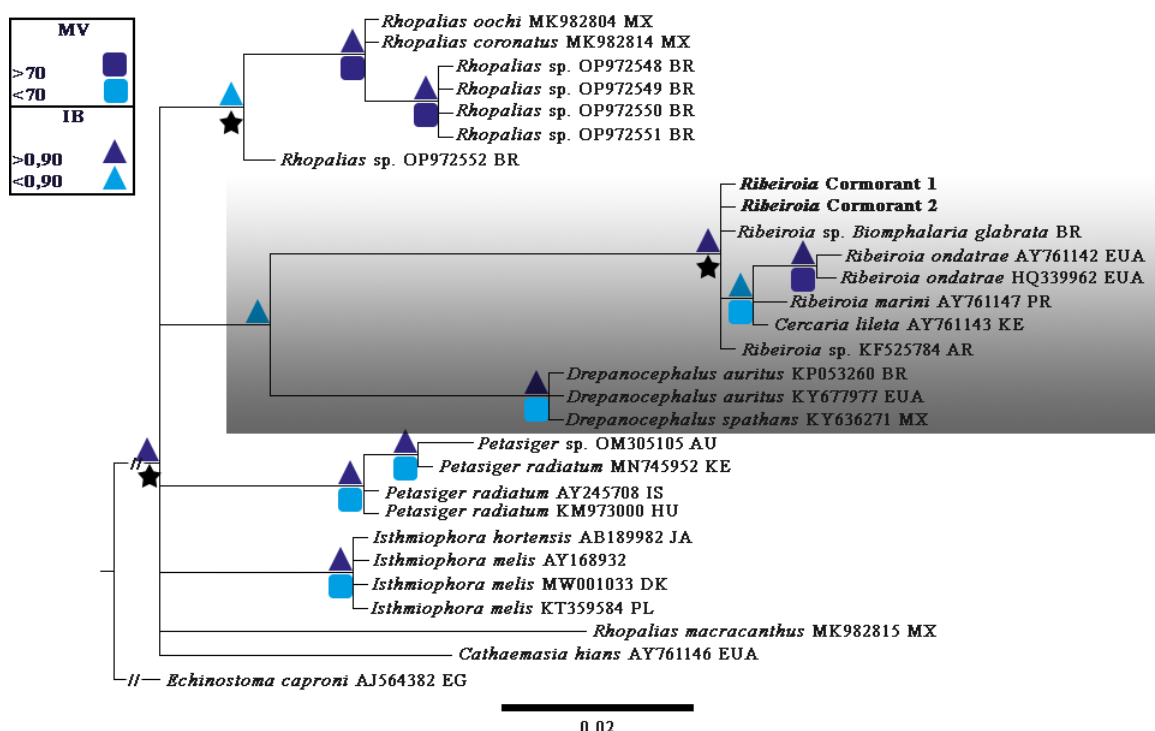


Figura 11 - Relações filogenéticas entre *Ribeiroia* sp., obtidas no presente estudo (em negrito) e incluindo outros membros da superfamília Echinostomatoidea com sequências disponíveis para comparação no GenBank, inferidas a partir de sequências de ITS-2 baseadas em análises de Inferência Bayesiana (BI) e Máxima Verossimilhança (ML).

As sequências de *Cox-1* do presente estudo revelaram diferenças relativamente altas (12,3-13,6%) em relação a *R. ondatrae* da América do Norte, indicando que são espécies distintas. As análises filogenéticas baseadas resultaram em árvores com topologia semelhante e demonstraram que os isolados brasileiros estão agrupados em um clado bem suportado e distinto de *R. ondatrae* dos EUA (FIGURA 12). Assim, a ocorrência de espécies crípticas em *Ribeiroia* é evidenciada aqui pela primeira vez. Além disso, a validade de *R. insignis* como espécie encontrada na América do Sul é restabelecida no presente estudo.

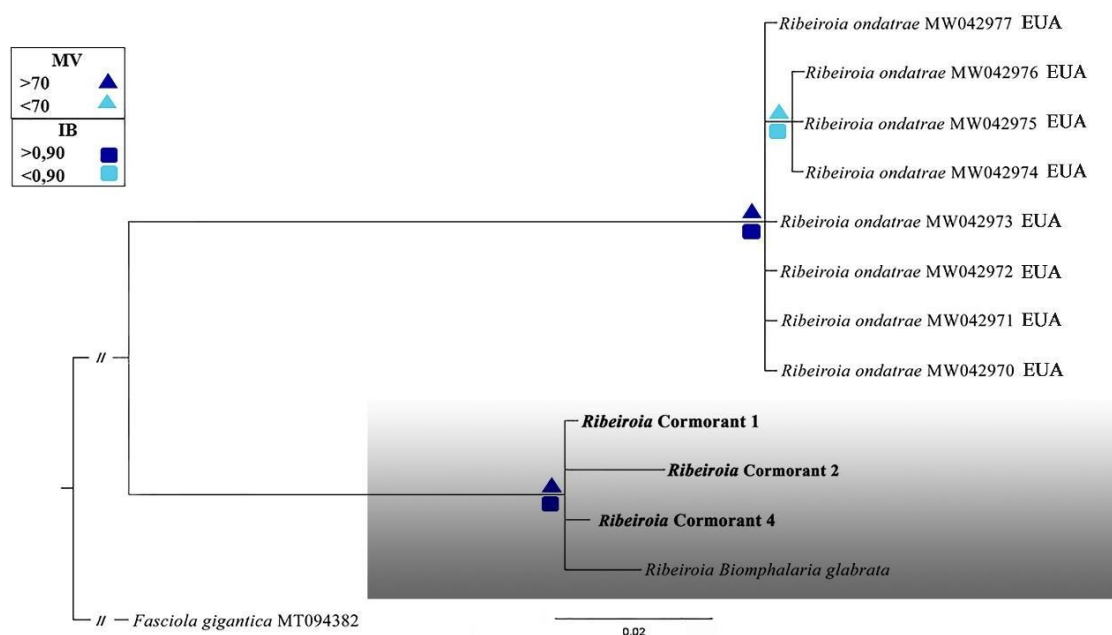


Figura 12 - Relações filogenéticas entre *Ribeiroia* sp. obtidos no presente estudo (em negrito) e incluindo outras sequências disponíveis para comparação no GenBank, inferidas a partir de sequências de Cox-1 com base em análises de Inferência Bayesiana (BI) e Máxima Verossimilhança (ML).

Gênero *Pulchrosoma* Travassos, 1916

Pulchrosoma reticulata (Wright, 1879)

Hospedeiro: *Megaceryle torquata* (Martim-pescador-grande)

Localidade: Brumadinho, MG, Brasil

Sítio de infecção: sacos aéreos

Intensidade da infecção: 1

Identificação taxonômica

O gênero *Pulchrosoma* caracteriza-se pela presença de cecos simples, vesícula seminal interna sacular bipartida e campos vitelinos confluentes no campo pós-testicular. Atualmente, compreende duas espécies, *P. pulchrosoma* Travassos, 1916 e *P. reticulata* (Wright, 1879). Segundo Travassos (1951) estas espécies são diferenciadas pela morfologia dos testículos, sua posição em relação aos cecos e distribuição das glândulas vitelínicas na área pós-testicular. O

espécime único recuperado de *M. torquata* apresentou caracteres morfológicos condizentes com a descrição de *P. reticulata*, possuindo poucos folículos vitelínicos e, portanto, área pós-testicular muito reduzida (FIGURA 13 B). A seguir, a comparação dos dados morfométricos obtidos no presente estudo com outras descrições são apresentados na Tabela 11. Este é o primeiro registro de *Pulchrosoma reticulata* em Minas Gerais.

Tabela 11 – Dados morfométricos de *Pulchrosoma reticulata* obtido de *Megaceryle torquata* no presente estudo e em relação a demais descrições e a *Pulchrosoma pulchrosoma*. Dados fornecidos em micrômetros.

Espécie	Presente estudo	<i>Pulchrosoma reticulata</i> Wright, 1879	<i>Pulchrosoma pulchrosoma</i> Travassos, 1916
Hospedeiro	<i>M. torquata</i>	<i>M. alcyon</i> ; <i>M. torquata</i>	<i>M. torquata</i> ; <i>Chloroceryle amazona</i>
Localidade		América do Norte e do Sul	América Central e do Sul
Corpo	C	12234	9200-18000
	L	5830	12000-26000
Ventosa oral	C	817	3400-8000
	L	1053	4000-8000
Faringe	C	560	700-1000
	L	681	640-900
Esôfago	C	800	900
	L	1761	470-480
Ventosa ventral	C	1761	410-580
	L	1972	300
Area testicular	6203 x 3600	7060 x 3770	900-1300
Ovário	C	997	—
	L	335	3370-7980 x 2000-4000
Bolsa do cirro	C	1691	760-1000
	L	400	300-610
Ovos	C	170-200	530-760
	L	87-107	380

Legenda: C= comprimento, L= largura.

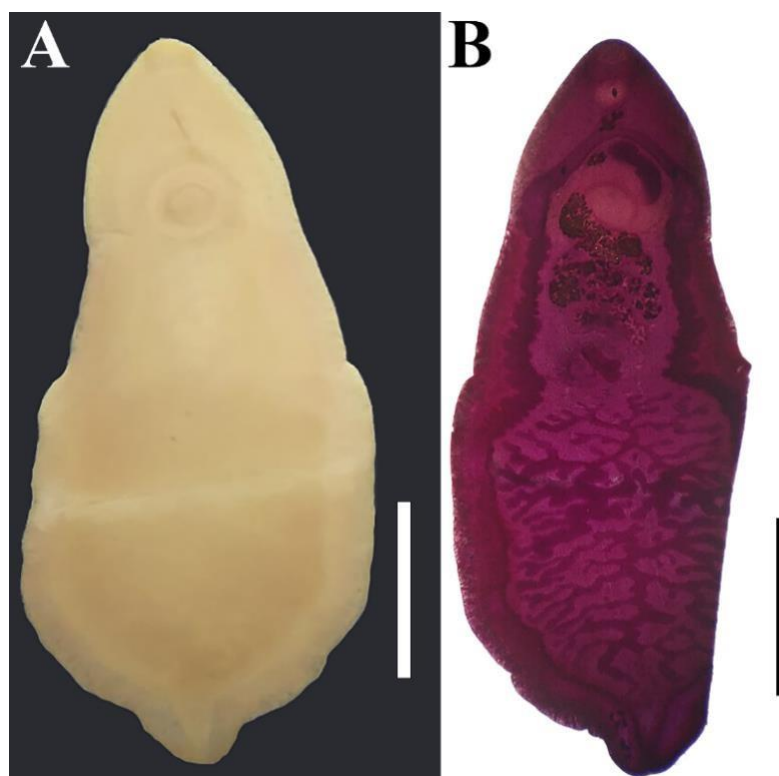


Figura 13 – A) *Pulchrosoma reticulata* obtido de *Megaceryle torquata* em Brumadinho, MG, Brasil. B) Hologenóforo preparado para o estudo morfológico. Barras de escala: 3mm.

Estudo molecular

No presente estudo, foram obtidas sequências dos marcadores nucleares (28S e ITS) e mitocondriais (*Cox-1* e *Nad-1*). Apesar dos recentes avanços alcançados na classificação de Echinostomatoidea, a falta de sequências moleculares para as espécies de *Pulchrosoma* dificultou a avaliação da posição filogenética deste gênero. Para tal, utilizamos as sequências do genoma nuclear e verificamos que as divergências interespecíficas em relação aos demais membros desta família (Echinochasmidae, *Echinochasmus* spp., *Stephanoprora* spp.) foram de 4,6-7,0%, 12,2-13,9% e 8,7-13,5% para 28S, ITS e ITS-2, respectivamente. A comparação com espécies de *Cathaemasia* Looss, 1899, gênero de equinostomatídeos anteriormente considerado relacionado a *Pulchrosoma*, revelou maiores divergências (28S: 11,7%; ITS-2: 23,9%).

Do ponto de vista molecular, as árvores filogenéticas obtidas revelaram para ambos os marcadores moleculares (FIGURA 14 A; B) que o espécime avaliado se enquadra em clados fortemente suportados dentro da família Echinochasmidae Odhner, 1910. Nas análises envolvendo sequências parciais dos genes nucleares 28S, o espécime aqui caracterizado

agrupou num clado contendo a espécie *Microparyphium facetum* (KT956933), porém, próxima ao clado de sequências identificadas como *Echinochasmidae* sp. Em relação à análise de sequências parciais dos genes nucleares ITS-2 houve agrupamento, bem suportado, com *Echinochasmus* spp. (KJ542641; MT268119; MW828605) e um outro subclado foi formado agrupando demais sequências disponíveis de *Echinochasmus* spp. e *Stephanoprora* spp.

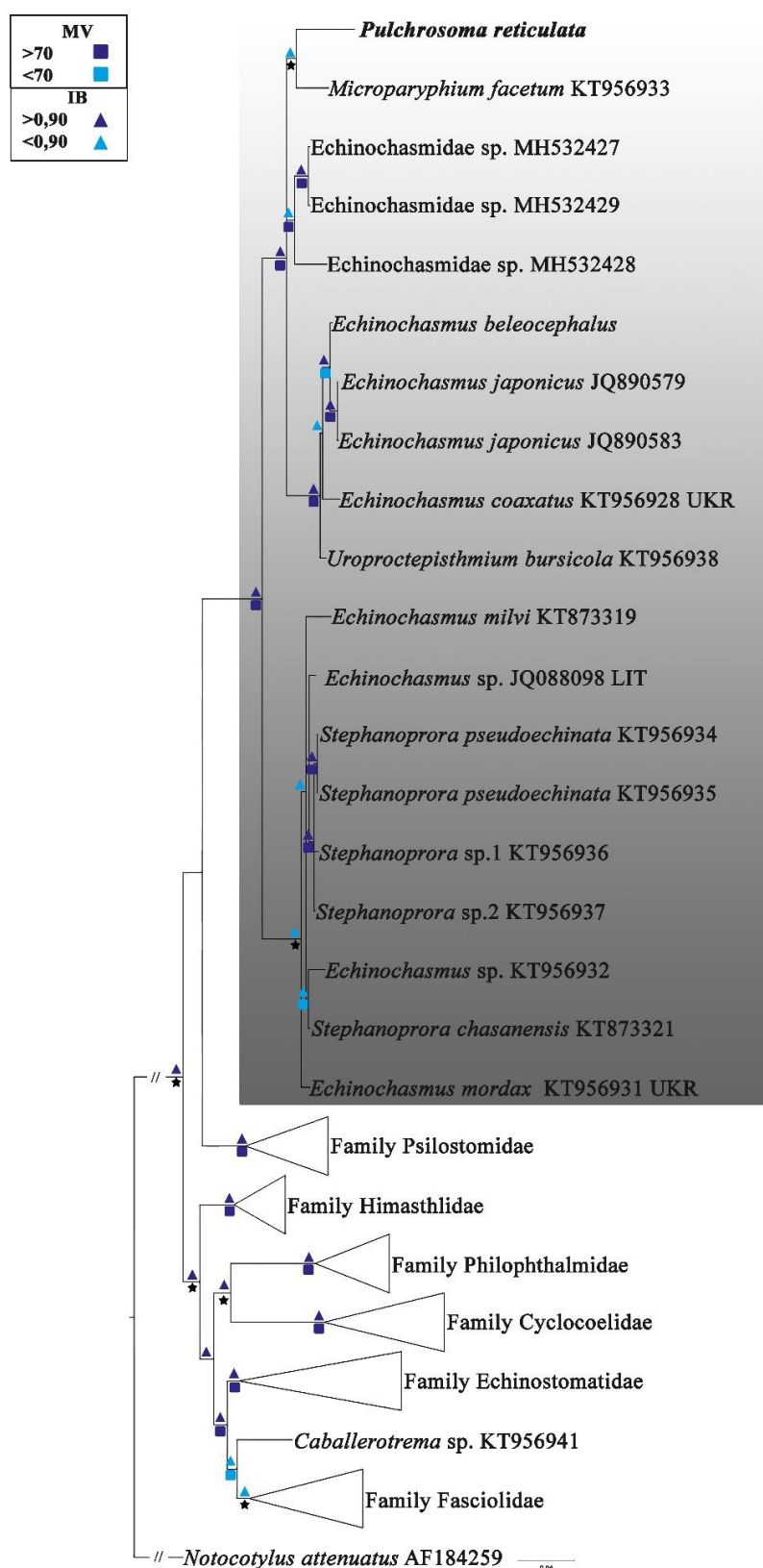


Figura 14 – Relação filogenética entre os táxons de Echinostomatoidea e a sequência obtida no presente estudo (em negrito) resultante de análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada nas sequências parciais dos genes nucleares 28S.

A árvore representada foi obtida por Inferência Bayesiana (IB) utilizando os modelos GTR+G+I (28S). A barra de escala indica o número de substituições por local. As sequências geradas no presente estudo (em negrito). O suporte do nó é fornecido pelos valores de probabilidade posterior (■), *bootstrap* (▲) e (★) representa clados que não houve concordância nas análises, conforme escala representada no canto superior esquerdo. *Notocotylus attenuatus* foi utilizado como grupo externo.

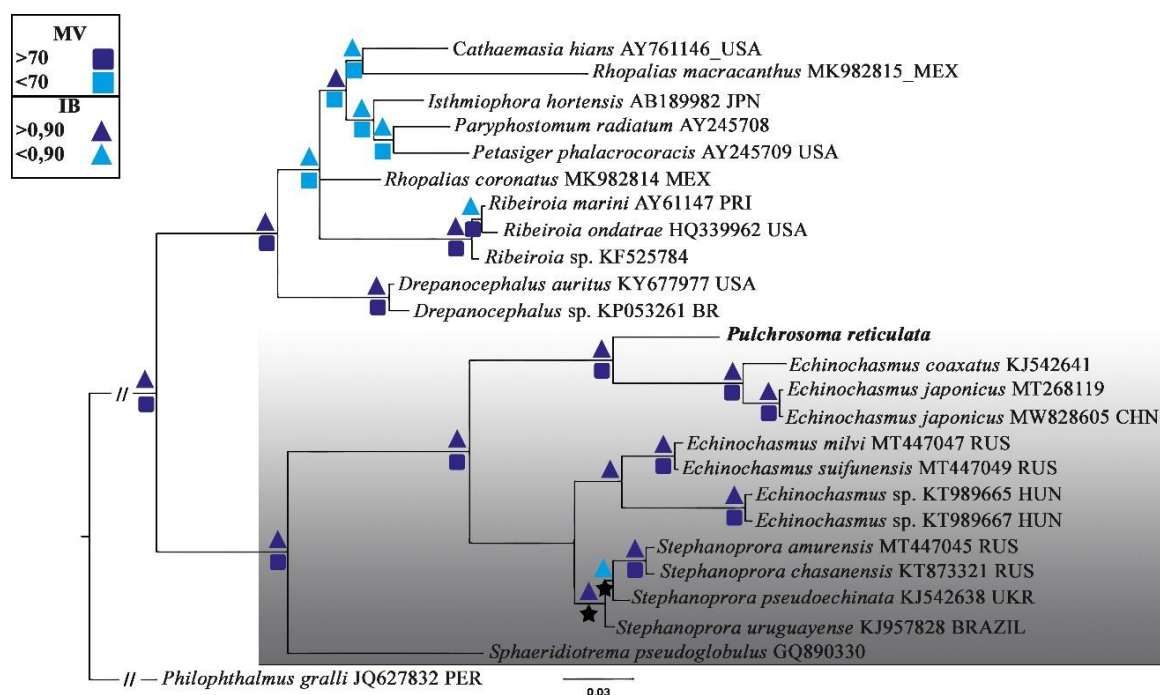


Figura 15 – Relação filogenética entre os táxons de Echinostomatoidea e a sequência obtida no presente estudo (em negrito) resultante de análises de inferência bayesiana (IB) e máxima verossimilhança (ML) baseada nas sequências parciais dos genes nucleares ITS-2. A árvore representada foi obtida por Inferência Bayesiana (IB) utilizando os modelos K2+G. A barra de escala indica o número de substituições por local. Os suportes nodais são fornecidos pelos valores de probabilidade posterior (■), *bootstrap* (▲) conforme escala representada no canto superior esquerdo. Clados não encontrados na análise por MV são indicados por estrela (★). *Philophthalmus gralli* (B) foi utilizado como grupo externo.

Ordem Plagiorchiida**Subordem Xiphidiata****Superfamília Plagiorchioidea Lühe, 1901****Família Dicrocoeliidae Odhner, 1910****Gênero *Brachylecithum* Shtrom, 1940***Brachylecithum rarum* (Travassos, 1917)Hospedeiro: *Tachyphonus coronatus* (tiê-preto)

Localidade: Mariana, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: vesícula biliar

Intensidade da infecção: 15

Identificação taxonômica

A análise morfológica dos espécimes recuperados permitiu a caracterização compatível a diagnose do gênero *Brachylecithum* estabelecida por Pojmańska (2008) que abrange: corpo alongado ou filiforme, ventosas subiguais, ambos testículos posteriores a ventosa ventral e vitelária formando duas faixas no terço médio do corpo composta por muitos folículos pequenos. Os exemplares obtidos neste estudo foram identificados como *B. rarum* considerando a semelhança morfológica, a morfometria dos ovos e a relação entre ventosas (FIGURA 16 B). Os dados morfométricos obtidos no presente estudo são mostrados na Tabela 12. Os exemplares avaliados apresentaram uma ligeira variação em relação à descrição de Travassos (1944). No entanto, vale ressaltar que tais espécimes foram recuperados de uma ave em óbito e não sofreram compressão. Esses fatores podem justificar a morfometria superior obtida por Travassos (1944), embora a morfometria dos ovos e a relação entre ventosas nos ofereça suporte à identificação. *Brachylecithum rarum* pode ser diferenciado de *B. grummti* Odening, 1963, espécie também descrita em Thraupidae no Brasil, pela ausência de papilas tegumentares (FIGURA 16 B), posição das glândulas vitelínicas (FIGURA 16 C), além do formato e posição dos testículos (FIGURA 16 C). Esse é o primeiro relato de *B. rarum* em Minas Gerais. O tiê-preto, *Tachyphonus coronatus*, é um novo hospedeiro definitivo aqui registrado.

Tabela 12 – Dados morfométricos de *Brachylecithum rarum* obtido de *Tachyphonus coronatus* no presente estudo e dados reportados por Travassos (1944). Dados fornecidos em micrômetros.

Espécie	Presente estudo		<i>Brachylecithum grummti</i> Odening, 1963	<i>Brachylecithum rarum</i> (= <i>Olssoniela rara</i>) Travassos, 1944
Hospedeiro	<i>Tachyphonus coronatus</i>		<i>Thraupis ornata</i>	<i>Celeus flavescens</i> ; <i>Dacnis cayana</i> ; <i>Tangara cyanocephala</i>
Localidade	Brasil		Brasil	Brasil
Corpo	C	2440-2730	1000-3200	4500-5200
	L	124-169	125-228	240-390
Ventosa oral	D	109-129	76-141	240-340
Faringe	D	38	28-48	30-38
Esôfago	C	—	—	117-281
Ventosa ventral	D	149-151	90-148	260-340
Relação entre ventosas		1:1,2	—	1:1,06-1,17
Testículo	D	106-122	100-193	280-330
Ovário	D	83-110	52-145	120-210
Bolsa do cirro	C	—	90-183	190-243
	L	—	38-67	68-106
Ovos	C	38-46	32-42	41-49
	L	19-26	18-25	26-30

Legenda: C=comprimento; L=largura; D=diâmetro

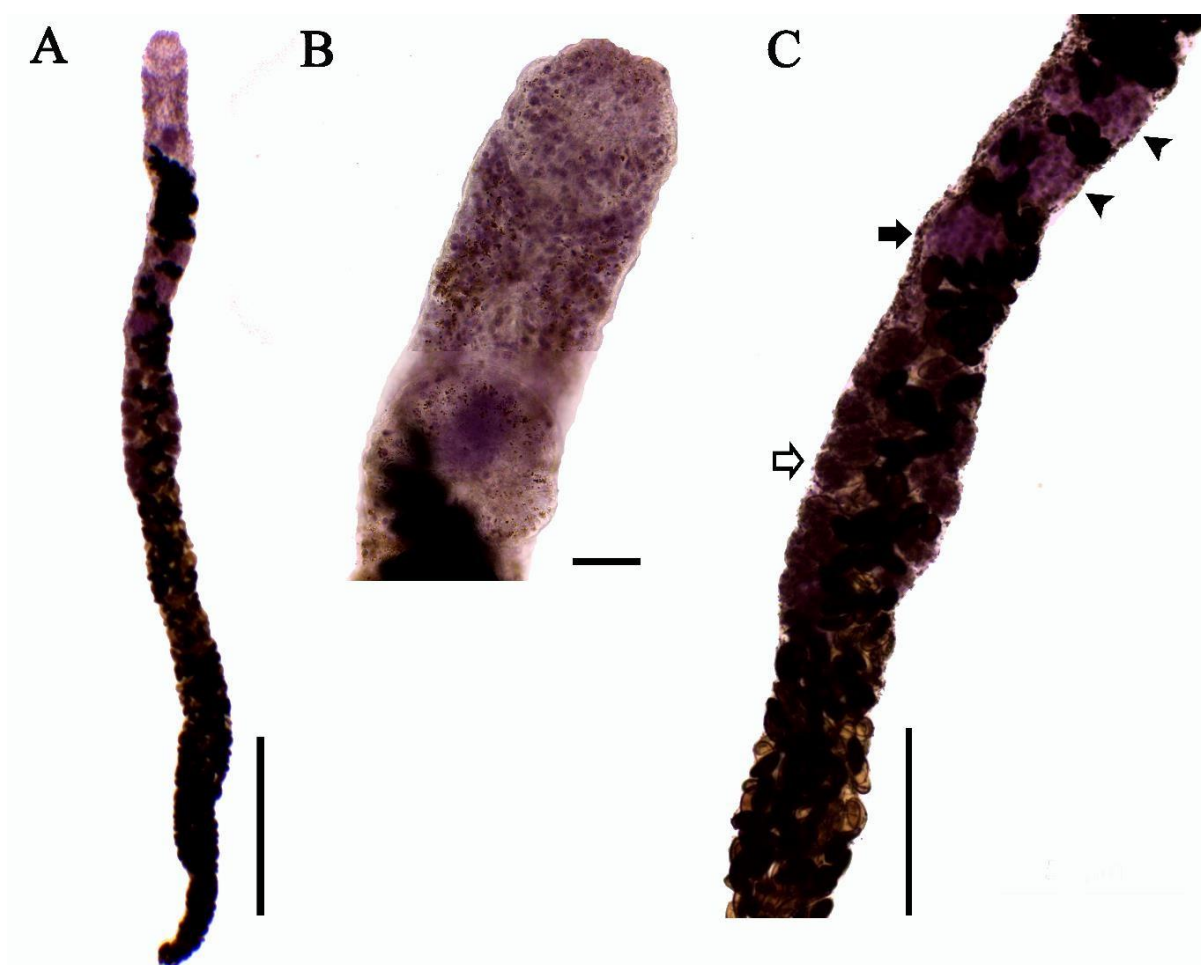


Figura 16 – *Brachylecithum rarum* obtido de *Tachyphonus coronatus* em Mariana, MG, Brasil. A) Vista ventral. B) Porção anterior evidenciando ventosa oral e ventosa ventral. C) Campo testicular (ponta de seta) e ovário (seta) seguido da vitelária folicular (seta vazada). Barras de escala: A- 500 μ m, B- 50 μ m, C- 50 μ m.

Gênero *Platynosomum* Looss, 1907

Platynosomum illiciens (Braun, 1901)

Hospedeiro: *Falco sparverius* (quiquiri)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: vesícula biliar

Intensidade da infecção: 6

Identificação taxonômica

A morfologia e morfometria do espécime estudado revelou imaturidade (FIGURA 17). Apesar disso, a forma do corpo, proporção do tamanho das ventosas, a posição do acetábulo, a forma e a posição relativa das gônadas são compatíveis morfologia geral do gênero *Platynosomum*. O encontro dos parasitos imaturos associados com as lesões macroscópicas sugere infecção aguda por *P. illiciens*. A infecção por *P. illiciens* em *F. sparverius* é relatado pela primeira vez no Brasil, previamente descrito em Cuba (GROSCHAFT *et al.*, 1975) e Estados Unidos (KINSELLA *et al.*, 1995). A taxonomia das espécies do gênero *Platynosomum* Loss, 1907 é complexa e a alta variabilidade morfológica intraespecífica associada a uma especificidade proposta para o hospedeiro definitivo (mamífero ou ave) pode ter estimulado o alto número de espécies descritas. Dentre as espécies do gênero, *P. illiciens* é a espécie com distribuição mais ampla, relatada em hospedeiros domésticos e selvagens. A espécie foi inicialmente descrita em aves, mas sinonimizada com espécies de hospedeiros mamíferos (*Platynosomum fastosum* Kossack, 1910; *Platynosomum amazonensis* Kingston e Cosgrove, 1967; *Platynosomum marmoseti* Kingston e Cosgrove, 1967) devido à ausência de diferenças morfológicas.

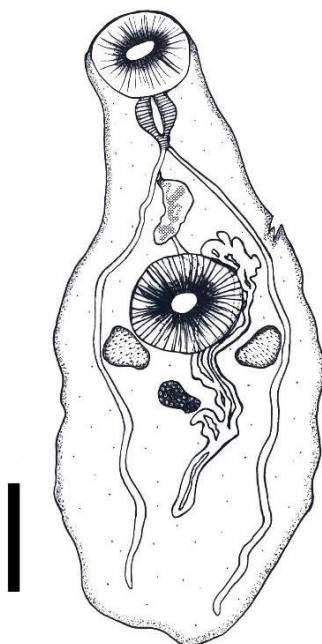


Figura 17 – Espécime imaturo de *Platynosomum illiciens* de *Falco sparverius* em Belo Horizonte, MG, Brasil. Barra de escala: 200 μ m

Estudo molecular

Para a análise molecular de *P. illiciens*, um fragmento de 848 pb do gene mitocondrial *Cox-1* foi obtido, o qual apresentou similaridade total (100%) com as seis sequências (342 pb) disponíveis para *P. illiciens* previamente descritas em diferentes hospedeiros (gatos, lagartos, saguis e camundongos) do Brasil.

Superfamília Microphaloidea Ward, 1901

Família Eucotylidae Cohn, 1904

Gênero *Tanaisia* Skrjabin, 1924

Tanaisia valida Freitas, 1951

Hospedeiro: *Chrysomus ruficapillus* (Garibaldi)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: rim

Intensidade de infecção: 1

Identificação taxonômica

O espécime avaliado foi identificado como *T. valida* considerando a presença de escamas no tegumento (FIGURA 18 C), ausência da ventosa ventral, testículos diagonais e lobulados e ovários laterais e lobulados (FIGURA 18 A). A diagnose da subfamília Tanaisiinae Freitas, 1951 estabelecida por Kanev *et al.* (2002) incluem testículos em tandem ou diagonal profundamente lobados e campos vitelínicos pós-ovarianos como mais importantes para caracterização do gênero *Tanaisia*. No entanto, *Tanaisia* spp. apresentam uma morfologia bastante uniforme e características sutis, dificilmente distinguíveis entre si (LUNASCHI *et al.*, 2015). Em suas considerações acerca da descrição original de *T. valida*, Freitas (1951) considerou muito próxima de *T. fedtschenkoi* Skrjabin, 1924 distinguindo essas duas espécies pelo tamanho dos ovos e distribuição geográfica. Contudo, a chave proposta por Lunaschi *et al.* (2015) difere *T. fedtschenkoi* de *T. valida* pela presença de espinhos no tegumento e da ventosa ventral e testículos ligeiramente diagonais. No Brasil, foram relatados *T. inopina* Freitas, 1951

e *T. oviaspera* Freitas, 1951 (syn. *T. freitasiana*) em icterídeos. No entanto, estas se diferem pelos testículos simétricos e lobados na borda externa e rugosidade na casca dos ovos, respectivamente.

O exemplar único recuperado apresentou uma ligeira diferença morfométrica em relação ao comprimento dos testículos e do ovário, considerando as descrições de Freitas (1951) e Rietschel & Werding (1978). Os dados morfométricos do exemplar obtido no presente estudo, e medidas realizadas por diferentes autores para *T. valida* e *T. fedtschenkoi* são apresentadas na Tabela 13. Esse é o primeiro registro de *Tanaisia valida* em Minas Gerais.

Tabela 13 – Dados morfométricos de *Tanaisia valida* obtido de *Chrysomus ruficapillus* no presente estudo e medidas obtidas por diferentes autores para a espécie e *T. fedtschenkoi*. Dados apresentados em micrômetros.

Espécie	<i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951			<i>Tanaisia fedtschenkoi</i>
	Presente estudo	Freitas, 1951	Rietschel & Werding, 1978	Byrd & Denton, 1950
Hospedeiro	<i>Chrysomus ruficapillus</i>	<i>Himantopus himantopus</i>	<i>Charadrius wilsonia</i>	<i>Tringa nebularia</i>
Localidade	Brasil	Brasil	Colômbia	Estados Unidos
Corpo	C	2666	3110-3450	3330-3810
	L	448	890-940	700-780
Ventosa oral	C	207	180-230	170-230
	L	243	200-250	190-280
Faringe	C	59	50-80	90
	L	104	80-90	100-120
Testículo direito	C	141	170-280	210-330
	L	167	250-310	300-330
Testículo esquerdo	C	139	230-280	230-280
	L	160	220-300	230-330
Ovário	C	139	200-270	230-280
	L	270	230-310	280-330
Ovo	C	31-35	31-40	31-34
	L	14-17	13-17	11-13

Legenda: C= comprimento, L= largura.

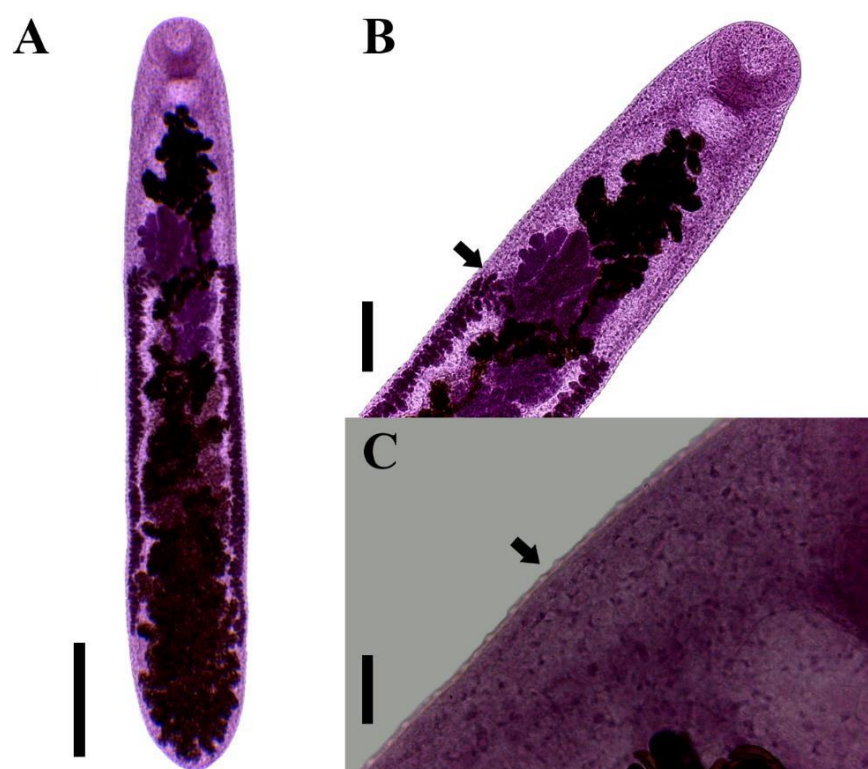


Figura 18 – *Tanaisia valida* obtido de *Chrysomus ruficapillus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista ventral B) Extremidade anterior evidenciando a distribuição dos campos vitelínicos (seta). C) Escamas do tegumento (seta). Barras de escala: A- 500 μm , B- 200 μm , C- 50 μm .

5.3 Novos registros de nematoides parasitos de aves em Minas Gerais

Foram identificadas, até a menor categoria taxonômica possível, um total de sete espécies de nematoides pertencentes a cinco famílias.

Filo Nematoda Cobb, 1932

Classe Chromadorea Inglis, 1983

Ordem Spirurida Railliet, 1915

Superfamília Acuarioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Família Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Subfamília Acuariinae Railliet, Henry & Sisoff

Gênero *Synhimantus* Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Synhimantus (Dispharynx) nasuta (Rudolphi, 1819)

Synhimantus (Dispharynx) resticula Canavan, 1929

Hospedeiro: *Coccyzus americanus* (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: proventrículo e moela

Intensidade de infecção: 4 para cada uma das espécies, *S. (D.) nasuta* (2M e 2F); *S. (D.) resticula* (4M)

Identificação taxonômica

A morfologia e os dados morfométricos obtidos de *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (n=4) e *Synhimantus (Dispharynx) resticula* (n=4) são compatíveis aos relatados por vários autores (CRAM, 1927; GOBLE & KUTZ, 1945; MACKO *et al.*, 1974a, 1974b; ZHANG *et al.*, 2004; BARTMANN & AMATO, 2009). Ambas as espécies se diferenciam pela relação entre os comprimentos da cápsula bucal (=faringe em alguns estudos) e do esôfago muscular (FIGURA 19 A, B), conforme proposto por Macko *et al.* (1974a, 1974b). Os dados morfométricos dos exemplares obtidos no presente estudo são apresentados na Tabela 14.

Os valores obtidos no presente estudo para *S. (D.) nasuta* (14–20%) e *S. (D.) resticula* (30–33%) são compatíveis com os dados publicados (14,4–24% e 33,2–46,8%,

respectivamente; Macko *et al.*, 1974a, 1974b). O tamanho e formato do espículo esquerdo verificados em ambas as espécies também são compatíveis (FIGURA 19, C-F), ou seja, levemente sinuoso e maior que 200 μm em *S. (D.) resticula* e curvada e medindo cerca de 160 μm em *S. (D.) nasuta* (MACKO *et al.*, 1974a, 1974b). Outras características morfológicas, como a posição do anel nervoso, a disposição dos cordões cutâneos e das papilas cervicais (deirídeos) e o número de papilas caudais, são semelhantes aos relatos anteriores para ambas as espécies.

Tabela 14 – Dados morfométricos de *Synhimantus* spp. obtidos de *Coccyzus americanus* no presente estudo e medidas obtidas para as espécies. Dados apresentados em milímetros, salvo indicado o contrário, seguido do intervalo entre parênteses, quando aplicável.

Espécie	<i>Synhimantus (D.) nasuta</i>		<i>Synhimantus (D.) resticula</i>		
	Presente estudo	Macko 1974a	Presente estudo	Macko 1974b	
Hospedeiro	<i>Coccyzus americanus</i>	<i>Gallus gallus</i>	<i>C. americanus</i>	<i>Crotophaga ani</i>	
Localidade	Belo Horizonte	Cuba	Belo Horizonte	Cuba	
♀					
Corpo	C	5,81; 6,54	4,47-6.81	10,19 (9,86-10,69)	6,92-8,99
	L	0,26; 0,30	0,24-0,34	0,30 (0,28-0,32)	0,28-0,34
Cápsula bucal (BC) (µm)	L	90; 110	75–123	180 (170-180)	169-255
Esôfago muscular (ME)	L	1,80; 1,90	0,467–0,682	0,58 (0,54-0,60)	0,47-0,62
Esôfago glandular	L	59	1,51-2,14	2,79 (2,62-2,98)	2,41-2,95
BC/ME (%)		14; 18	—	32 (30-33)	33-35
Anel nervoso *		0,16; 0,17	—	0,22	—
Poros excretor *		0,34; 0,35	—	0,59 (0,57-0,61)	—
Papilas caudais †		9 (4/5)	(4/5-6)	9 (4/5)	(4/5-6)
Papila cervical *		0,36	—	0,73 (0,67-0,77)	—
Cauda	L	0,34; 0,36	0,23-0,38	0,63 (0,54-0,71)	0,26-0,52
Espículo direito	L	0,51; 0,53	0,32-0,48	0,75 (0,66-0,79)	0,69-0,76
Espículo esquerdo	L	0,16	0,13-0,18	0,22 (0,19-0,26)	0,21-0,26

♂					
Corpo	C	7,13; 7,14	5,3-9,87	—	—
	L	0,50; 0,52	0,27-0,64	—	—
Cápsula bucal (BC) (µm)	L	120; 140	89-144	—	—
Esôfago muscular (ME)	L	0,43; 0,48	0,51-0,78	—	—
Esôfago glandular		1,94; 1,99	1,03-2,29	—	—
BC/ME (%)		16; 20	15-24	—	—
Anel nervoso *		0,16	—	—	—
Poros excretor *		0,35; 0,57	—	—	—
Papila cervical *		0,29; 0,46	—	—	—
Cauda		0,14; 0,17	0,12	—	—
Vulva ‡	L	1,66; 1,84	1,47	—	—
Ovos (µm)	C	30-40	—	—	—
	L	20	22	—	—

Legenda: C= comprimento, L= largura, *= Distância da extremidade posterior, †= Pares (pré-cloacal/pós-cloacal), ‡= Distância da extremidade posterior.

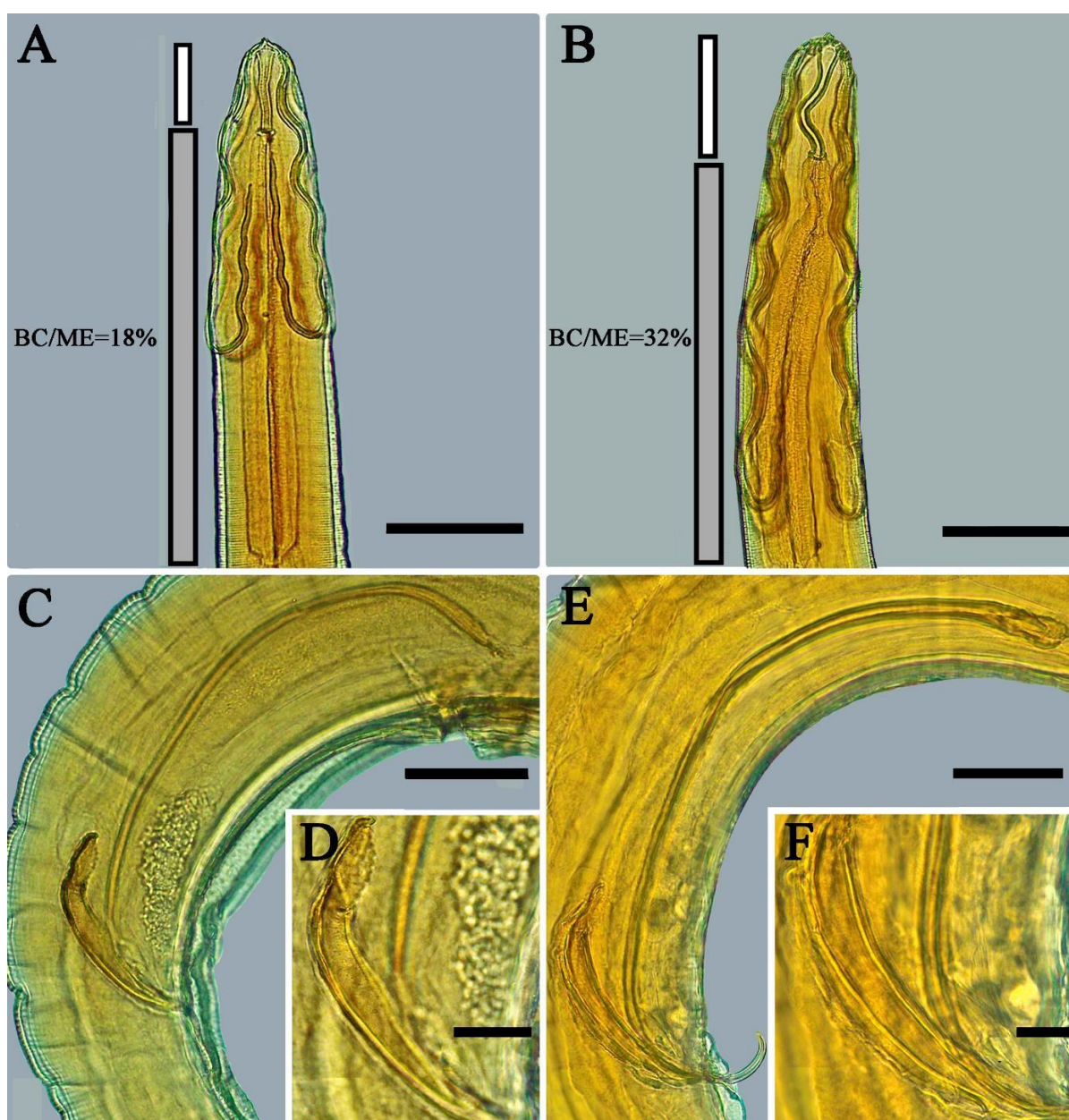


Figura 19 – *Synhimantus* spp. obtido de *Coccyzus americanus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Extremidade anterior de espécimes machos de *S. (D.) nasuta*; B) *S. (D.) resticula*; BC: cápsula bucal; as barras à esquerda representam o comprimento de BC (em branco) e ME: esôfago muscular (em cinza) evidenciando a diferença de proporção entre essas estruturas, um traço diferencial entre essas 2 espécies. C) Detalhe da extremidade posterior de um macho e D) Espículo esquerdo de *S. (D.) nasuta* em forma de cachimbo; E) Detalhe da extremidade posterior de um macho e F) do espículo esquerdo de *S. (D.) resticula*. Barras de escala: A- 200 μ m; B- 50 μ m; C- 100 μ m; D- 25 μ m; E- 100 μ m; F- 25 μ m.

Superfamília Diplotriaenoidea Skryabin, 1916

Família Diplotriaenidae Skryabin, 1916

Subfamília Diplotriaeninae Skryabin, 1916

Gênero *Diplotriaena* Railliet & Henry in Henry & O'Zoux, 1909

Diplotriaena delirae Pinto & Noronha, 1970

Hospedeiro: *Columbina talpacoti* (Rolinha)

Localidade: Januária, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: sacos aéreos (cervicais, torácicos, abdominais e interclaviculares) e cavidade celomática (FIGURA 20 A), bem como encontrados livres no tecido subcutâneo da região peitoral do hospedeiro, em contato íntimo com a musculatura peitoral (FIGURA 20 B).

Intensidade de infecção: 262 (108M, 154F). A massa total desses nematoides pesou 5,45 g, o que corresponde a 27% do peso da carcaça do hospedeiro.

Identificação taxonômica

O gênero *Diplotriaena* é morfologicamente caracterizado por possuir uma extremidade cefálica com 1 par de anfídeos associados a estruturas cuticularizadas protrusíveis em forma de tridentes (ANDERSON *et al.*, 2009). O tamanho, a textura e o formato do ápice dos tridentes (FIGURA 21 B, C) são características taxonômicas diferenciais para a identificação das espécies, juntamente com a forma e o tamanho dos espículos (FIGURA 21 D) e dos ovos (ANDERSON, 1959; VICENTE *et al.*, 1983b; ANDERSON *et al.*, 2009).

As espécies que mais se assemelham morfologicamente a *D. delirae* são *D. henryi* Blanc, 1919 e *D. zederi* Vicente, Pinto & Noronha, 1981, que também apresentam um tridente rugoso. No entanto, os espécimes encontrados no presente estudo diferem de *D. henryi* pelo comprimento do braço médio do tridente (0,21–0,30 mm vs. 0,11–0,14 mm), espículos maiores (direita: 0,66–0,75 mm vs. 0,38 mm; esquerda: 1,02–1,18 mm vs. 0,59 mm) e ovos menores (43–52 µm vs. 72–78 µm). *Diplotriaena zederi* possui espículos menores (0,42–0,49 mm e 0,64–0,81 mm) do que *D. delirae* (VICENTE *et al.*, 1983b, 1995). A seguir são apresentados os dados morfométricos dos espécimes avaliados no presente estudo na Tabela 15. Este é o primeiro relato de *D. delirae* no estado de Minas Gerais.

Tabela 15 – Dados morfométricos (n=20) de *Diplotriaena delirae* obtido de *Columbina talpacoti* no presente estudo e medidas obtidas por diferentes autores para a espécie e outras relacionadas. Dados fornecidos em micrômetros, exceto quando indicado de outra forma.

Espécie Referência		Presente estudo	<i>D. henryi</i> Pinto & Noronha 1972	<i>D. zederi</i> Pinto, Vicente & Noronha 1981
Hospedeiro		<i>Columbina talpacoti</i>	<i>Turdus amaurochalinus</i>	<i>Xiphocolaptes albicollis</i>
Localidade		Januária, MG	Minas Gerais e Mato Grosso do Sul	Rio de Janeiro
♂				
Corpo (mm)	C	34,31 (30,70-37,13)	29,30	19,55-32
	L	660 (600-720)	520	430-560
Tridente	C	240 (210-300)	110	180-190
Espiculo direito	C	700 (660-750)	590	640-810
Espiculo esquerdo	C	1060 (1020-1180)	380	420-490
♀				
Corpo (mm)	C	63,55 (55,69-84,25)	32,40-33,30	42,84-55
	L	750 (750-830)	590-620	570-700
Tridente	C	220 (210-230)	120-140	190-200
Ovos	C	48 (43-52)	72-78	57-61
	L	30 (28-32)	46	36

Legenda: C= comprimento, L= largura.

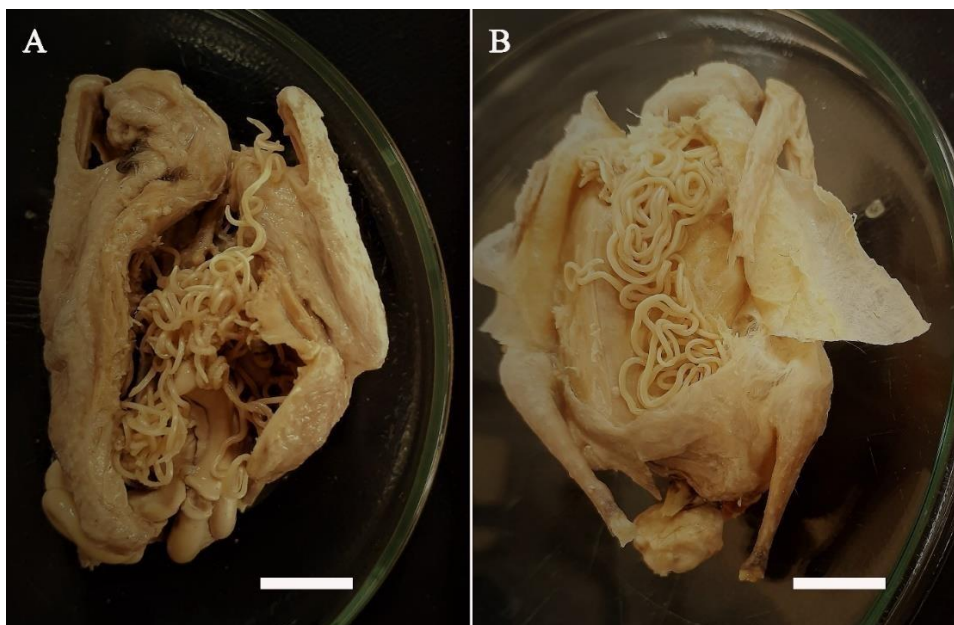


Figura 20 – *Diplotriaena delirae* em *Columbina talpacoti*. A) Vista ventral da cavidade celomática. B) Vista dorsal de vermes no tecido subcutâneo em contato com a musculatura peitoral. Barras de escala: 1 cm.

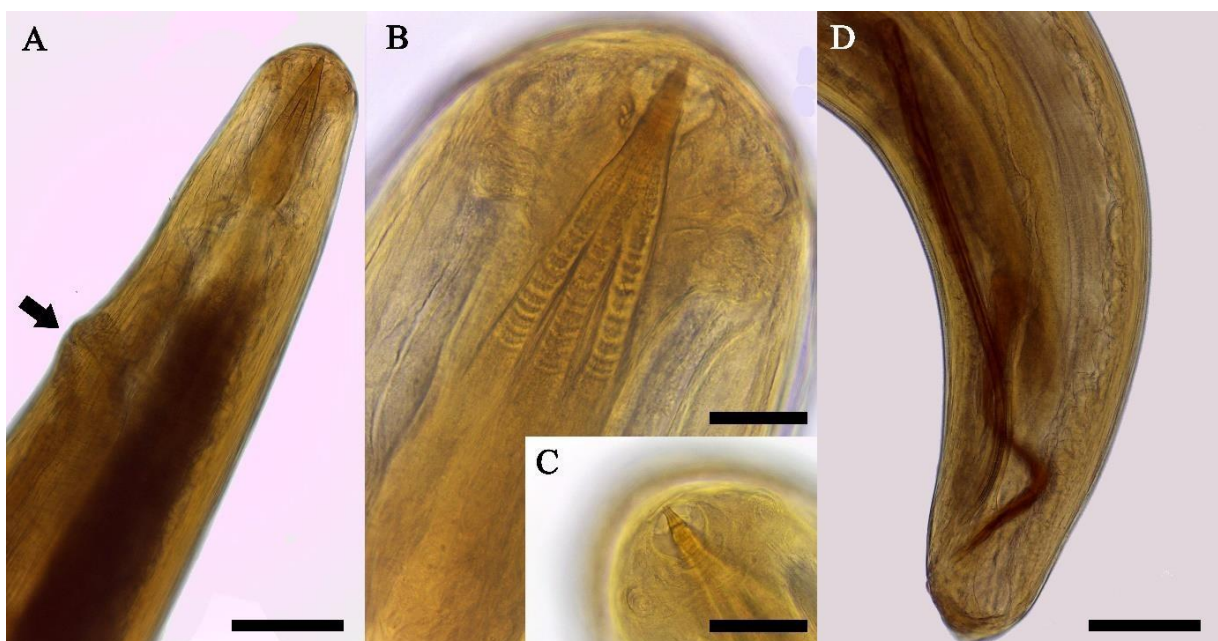


Figura 21 – *Diplotriaena delirae* obtida de *Columbina talpacoti* em Januária, MG, Brasil. A) Distância da vulva (seta) em relação à extremidade anterior. B) Tridente presente na extremidade anterior. C) Detalhe do ápice do tridente na extremidade cefálica. D) Vista lateral da extremidade posterior do macho. Barras de escala: A- 200µm, B- 50µm, C- 50µm, D- 200 µm.

Superfamília Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932

Família Habronematidae Chitwood & Wehr, 1932

Subfamília Habronematinae Chitwood & Wehr, 1932

Gênero *Cyrnea* Seurat, 1914

Cyrnea piayae Sandground, 1929

Hospedeiro: *Coccyzus americanus* (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: ventrículo

Intensidade de infecção: 2 fêmeas

Identificação taxonômica

Os parasitos pertencentes ao gênero *Cyrnea* são caracterizados pela presença de dois lábios laterais bem desenvolvidos com espessamentos dentiformes internos em cada um deles, vestibulo cilíndrico fortemente esclerotizado (FIGURA 22 A), esôfago longo, fêmeas com vulva posterior e distante consideravelmente da metade do corpo (FIGURA 22 B) (VICENTE *et al.*, 1995). A caracterização morfológica e morfométrica dos espécimes obtidos estão de acordo com a descrição original de *Cyrnea piayae* Sandground, 1929, descrita a partir do cuculídeo *Piaya cayana thermophila* (P. L. Sclater, 1860) no México (Sandground, 1929). Os espécimes aqui avaliados podem ser diferenciados de *C. semilunaris* Molin, 1860 pela posição da vulva (1,95–2,21 vs. 1,28–1,30 distante da extremidade posterior) (FIGURA 22 B) e pelo tamanho dos ovos (35 x 16 vs. 41–45 x 25) (CRAM, 1927; SANDGROUND, 1929; LENT *et al.*, 1945). Os dados morfométricos dos espécimes avaliados no presente estudo são apresentados na Tabela 16. Esse é o primeiro relato de *C. piayae* na América do Sul e *C. americanus* é reportado como um novo hospedeiro para a espécie.

Tabela 16 – Dados morfométricos de *Cyrnea piayae* obtido de *Coccyzus americanus* no presente estudo e medidas obtidas para a espécie. Dados fornecidos em milímetros.

Espécie		Presente estudo	Sandground, 1929
Localidade		Belo Horizonte	México
Corpo	C	19,36; 19,50	16,4
	L	0,49; 0,44	0,56
Cápsula bucal	C	0,05; 0,06	0,06
	L	0,03	0,02
Esôfago muscular	C	0,42; 0,51	—
Esôfago glandular	C	4,23; 4,47	—
Anel nervoso *	C	0,28; 0,29	—
Poros excretor *	C	0,38; 0,36	—
Papila cervical *	C	0,36; 0,37	—
Anus		0,17; 0,18	0,16
Vulva ‡	C	2,21; 1,95	1,92
Ovos	C	0,04 (0,03-0,04)	0,04
	L	0,02 (0,01-0,02)	0,02

Legenda: C= comprimento, L= largura, * Distância da extremidade posterior, ‡ Distância da extremidade posterior.

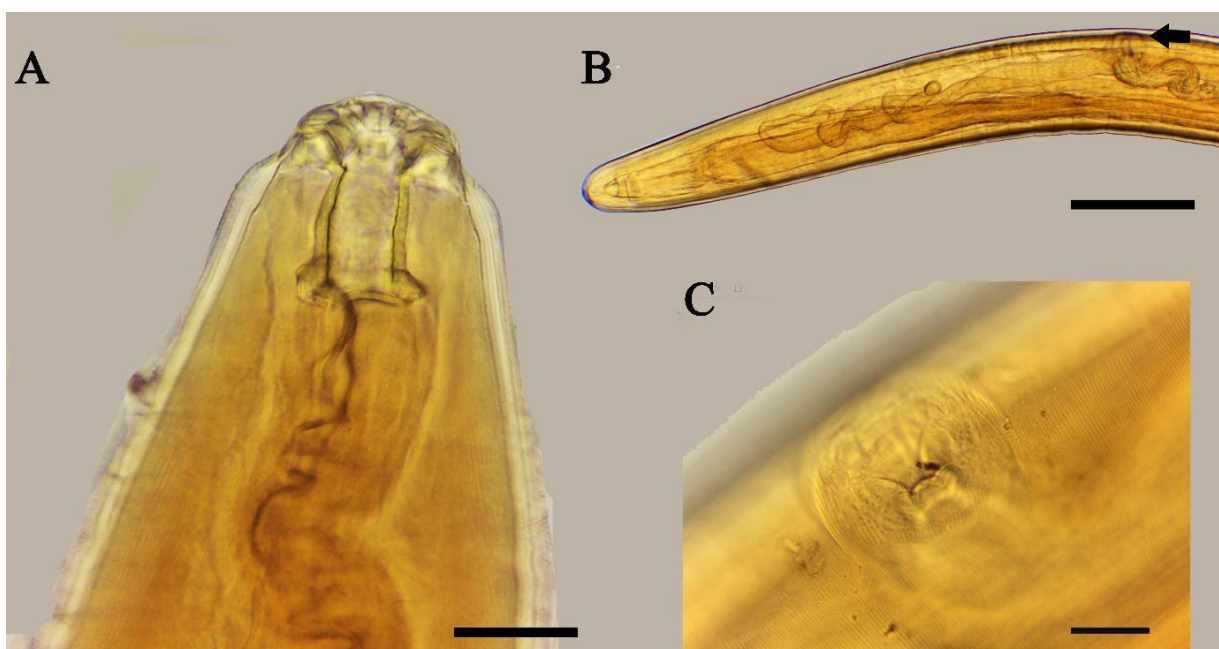


Figura 22 – *Cyrnea piayae* obtida de *Coccyzus americanus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Extremidade anterior evidenciando a cápsula bucal. B) Extremidade posterior da fêmea mostrando a posição da vulva (seta). C) Detalhe da abertura da vulva. Barras de escala: A- 500 μ m, B- 500 μ m, C- 50 μ m.

Família Tetrameridae Travassos, 1914

Subfamília Tetramerinae Travassos, 1914

Gênero *Microtetrameres* Travassos, 1915

Microtetrameres spiralis (Seurat, 1915)

Hospedeiro: *Bubulcus ibis* (garça-vaqueira)

Localidade: Lavras, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: moela

Intensidade de infecção: 17 (10M, 7F); 2 (M); 17 (9M, 8F)

Identificação taxonômica

O gênero *Microtetrameres* inclui espécies de notável dimorfismo sexual, distinguidos pela ausência de espinhos nos campos laterais nos machos e pela morfologia do corpo das fêmeas que se apresentam torcidas em espiral (FIGURA 23 C) (ANDERSON *et al.*, 2009). Além disso, são caracterizados por apresentar espículos desiguais, sendo o maior medindo cerca de 2/3 do comprimento total do corpo (FIGURA 23 A) e o menor, em tamanho muito reduzido e pouco quitinizado (FIGURA 23 D) (TRAVASSOS, 1915).

A chave de identificação proposta por Cram (1927) diferencia as espécies do gênero pelo tamanho corporal, posição do ânus e pelo tamanho dos espículos. Desse modo, os espécimes avaliados no presente estudo estão de acordo com a descrição de *M. spiralis* baseado no pelo tamanho dos espículos (FIGURA 23 A; D), tamanho da cápsula bucal, nos machos e fêmeas, dos ovos e pelo número de papilas caudais (FIGURA 23 E) (CRAM, 1927; MAWSON, 1977).

Esta espécie se difere de *M. egretes* Rasheed, 1960, espécie também relatada em *B. ibis* pela presença de gubernáculo e tamanho do espículo direito e de *M. inermis* (Linstow, 1879), listada de acordo com a chave de Mawson (1977) como intimamente relacionada a *M. spiralis* pela presença da papila mediana pré-cloacal, tamanho corporal e do espículo direito. Contudo, o tamanho da cápsula bucal dos espécimes diferiu brevemente da descrição de Cram (1927) (30 vs. 26 – 29 μm) e está de acordo com a descrição de Abou Shafeey (2019) (23 – 29 μm).

A seguir são apresentados os dados morfométricos dos espécimes avaliados no presente estudo na Tabela 17.

Tabela 17 – Medidas morfométricas de machos de *Microtetrameres spiralis* obtidos de *Bubulcus ibis* no presente estudo e demais espécies relacionadas. Dados apresentados em micrômetros, sendo fornecido a média, seguido do desvio-padrão e intervalo entre parênteses.

Espécie		<i>M. spiralis</i>		<i>M. cruzi</i>	<i>M. micropenis</i>	<i>M. minima</i>	<i>M. pusilla</i>
Referência		Presente estudo	Seurat, 1915	Travassos 1914	Travassos 1915	Travassos 1914	Travassos 1915
Hospedeiro		<i>Bubulcus ibis</i>	<i>B. ibis</i>	<i>Notharchus swainsoni</i> ; <i>Melanerpes flavifrons</i>	<i>Nyctanassa violacea</i>	<i>Islerothraupis cristata brunnea</i>	<i>Turdus rufiventris</i> , <i>T. flavipes</i>
Localidade		Lavras, MG	África	Brasil	Brasil	Brasil	Brasil
♂							
Corpo	C	3733 ± 119 (3589-3894)	4750	1170-1400	4000-5000	1400	3500-4000
	L	163 ± 12 (136-189)	130	85	120	—	100-120
Cápsula bucal	C	27 ± 1 (26-29)	—	12	28	—	17
	D	8 ± 1 (6-9)	—	4-5	—	—	7
Esôfago		940 ± 104 (744-1128)	—	383	1300	—	900
Esôfago muscular		262 ± 33 (192-320)	—	93	—	—	300
Esôfago glandular		678 ± 83 (526-835)	—	290	—		600
Espículo esquerdo		2397 ± 126 (2196-2637)	2300	651-787	355	990	1320
Espículo direito		160 ± 14 (139-179)	145	82	56	100	85
Cauda		274 ± 35 (213-334)	—	132	184	—	170

Legenda: C= comprimento, L= largura, D= diâmetro.

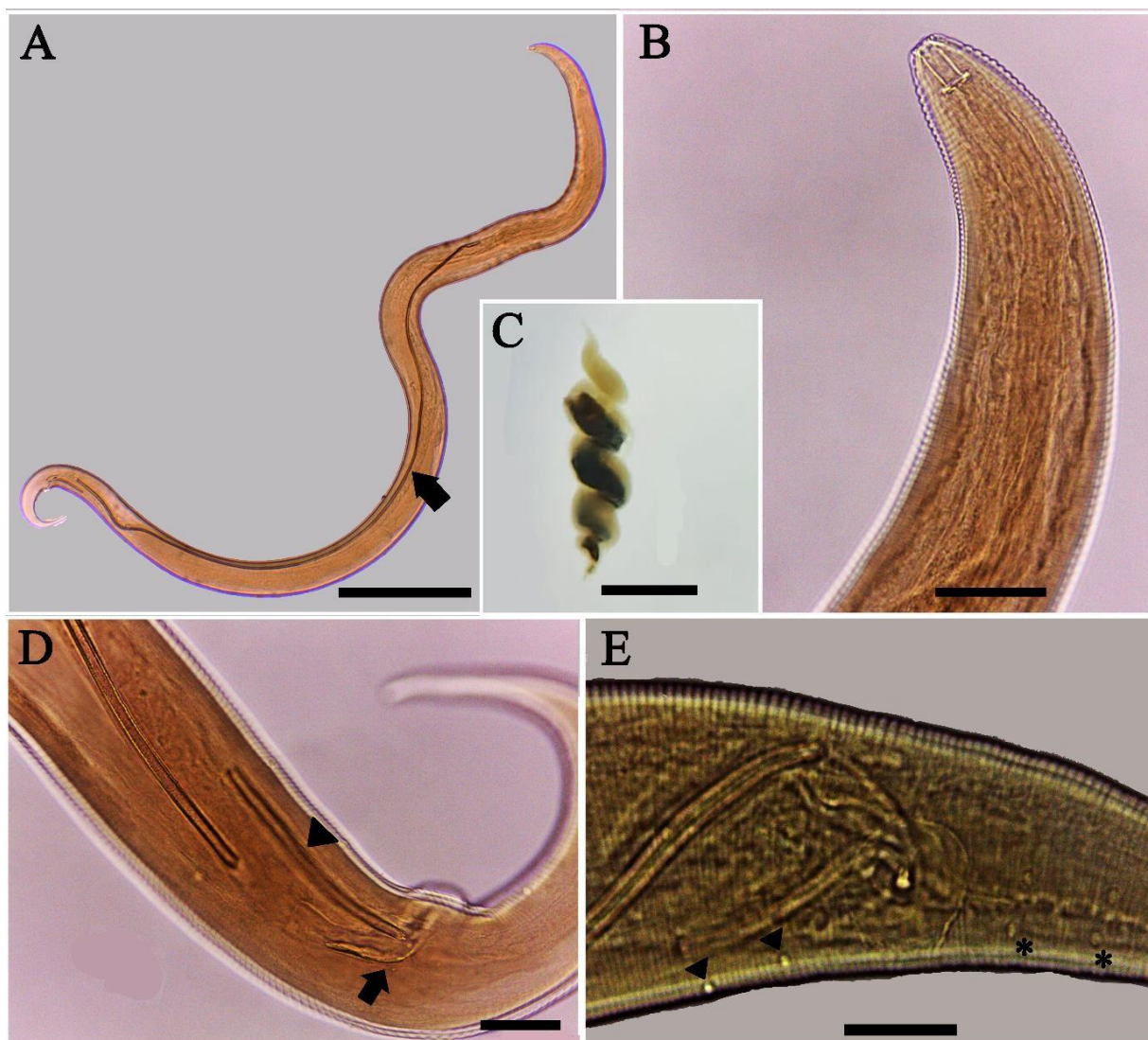


Figura 23 – *Microtetrameres spiralis* obtido de *Bubulcus ibis* em Lavras, MG, Brasil. A) Vista lateral do macho evidenciando espículo esquerdo (seta). B) Vista lateral da extremidade anterior mostrando a cápsula bucal. C) Vista lateral da fêmea mostrando aspecto helicoidal. D) Vista lateral da extremidade posterior do macho mostrando o espículo direito (ponta de seta) e gubernáculo (seta). E) Vista ventral da extremidade posterior do macho indicando a distribuição de papilas caudais: pré-cloacais (asterisco) e pós cloacais (ponta de seta). Barras de escala: A- 500 μ m, B-50 μ m, C- 1mm, D- 50 μ m, E- 50 μ m.

Microtetrameres sp.

Hospedeiro: *Coccyzus americanus* (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: moela

Intensidade de infecção: 1 macho

Identificação taxonômica

O espécime macho de *Microtetrameres* sp. obtido no presente estudo apresentou caracteres compatíveis com o gênero, ou seja, espículo longo ocupando cerca de dois terços do comprimento total do corpo (FIGURA 24 A) e ausência de espinhos no corpo (TRAVASSOS, 1914; ANDERSON *et al.*, 2009). De acordo com a chave proposta por Mawson (1977), o espécime aqui relatado é semelhante a *M. spiralis*. No entanto, *Microtetrameres* sp. difere desta espécie pelo comprimento do corpo (3,09 mm *vs.* 4,75 mm), distância das papilas cervicais (deirídeos) à região anterior (0,14 mm *vs.* 0,30 mm) e tamanho dos espículos (1,91 mm *vs.* 2,30 mm) (FIGURA 24 B) (CRAM, 1927). Essas características também diferem nosso espécime de outras espécies relatadas em aves do Brasil (*Microtetrameres cruzi* Travassos, 1914, *Microtetrameres micropenis* Travassos, 1915, *Microtetrameres minima* Travassos, 1914 e *Microtetrameres pusilla* Travassos, 1915) (VICENTE *et al.*, 1995).

anterior mostrando o posicionamento dos deirídeos (papilas cervicais). Barras de escala: A- 500 µm, B- 50 µm.

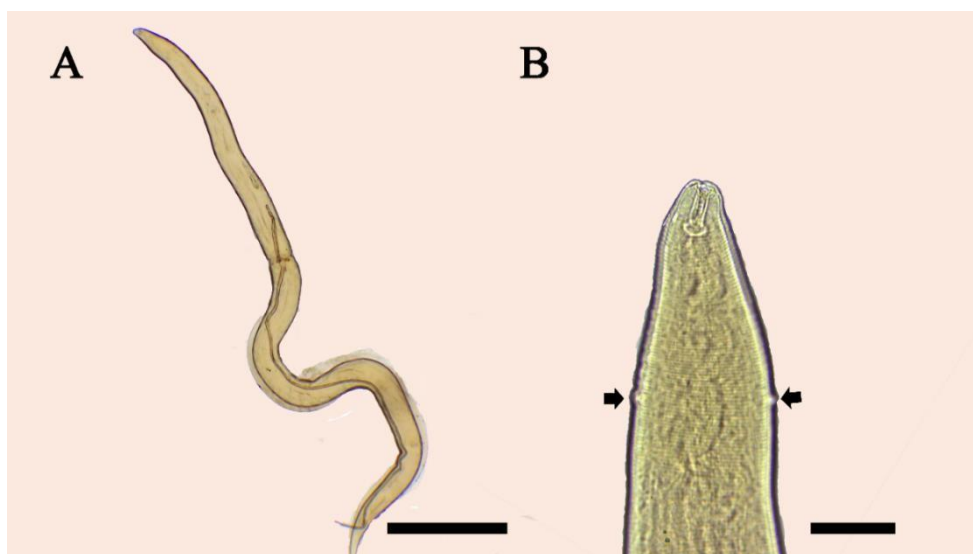


Figura 24 – *Microtetrameres* sp. obtido de *Coccyzus americanus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Verme inteiro mostrando espículo longo e ausência de espinhos. B) Extremidade

Superfamília Subuluroidea Travassos, 1914

Família Subuluridae Travassos, 1914

Subfamília Subulurinae Travassos, 1914

Gênero *Subulura* Molin, 1860

Subulura halli Barreto, 1918

Hospedeiro: *Coccyzus americanus* (Papa-lagarta-de-asa-vermelha)

Localidade: Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

Sítio de infecção: intestino delgado

Intensidade de infecção: 3 (2M, 1F)

Identificação taxonômica

O gênero *Subulura* inclui mais de 70 espécies, muitas das quais foram consideradas espécies *incertae sedis* (termo designado a um grupo taxonômico que tem uma posição problemática ou indefinida), devido ao pouco conhecimento das estruturas cefálicas presentes nas descrições (DU *et al.*, 2014). A comparação com espécies de *Subulura* de Cuculiformes nas regiões neotropicais suficientemente bem descritas revelou que os espécimes encontrados em *C. americanus* diferem principalmente na posição da vulva, no tamanho do corpo, no tamanho da cauda e dos espículos (BARRETO, 1919; LI, 1933; DU *et al.*, 2014). A morfometria comparativa dos espécimes recuperados é apresentada na Tabela 18.

Os espécimes avaliados diferem de *S. forcipata* (Rudolphi, 1819) devido ao comprimento do esôfago (1,28 mm vs. 1,03 mm), à posição da cloaca (0,33 mm vs. 0,21 mm da extremidade posterior) e ao comprimento das espículos (1,60 mm; 1,58 mm vs. 0,67 mm) (FIGURA 24 A). Comparado com *S. reclinata*, previamente relatada em *C. americanus* (ver Forrester & Spalding, 2003), a espécie aqui identificada, *S. halli*, possui espículos de tamanho quase igual (1,60 mm; 1,58 mm), enquanto *S. reclinata* apresenta espículos nitidamente desiguais (1,10; 1,51) (BARRETO, 1919). A maioria dos dados morfológicos e morfométricos, especialmente a distribuição das papilas caudais (FIGURA 24 B, C), são semelhantes aos relatados para *S. halli* por Barreto (1919) e Du *et al.* (2014).

Uma variação na distância da vulva à extremidade posterior (6,32 mm vs. 7,8 mm) e no comprimento da cauda (0,90 mm vs. 1,42–1,57 mm) da fêmea foi encontrada em comparação com os dados fornecidos a *S. halli* por Du *et al.* (2014). Consideramos que essas diferenças morfométricas encontradas no presente estudo podem ser provenientes da análise de um único espécime e podem estar relacionadas a uma variação intraespecífica induzida pelo hospedeiro. Até o momento, esta espécie foi relatada apenas em Gruiformes da Argélia e da China (BARRETO, 1919; CRAM, 1927; DU *et al.*, 2014). Portanto, este é o primeiro relato de *S. halli* nas Américas, o que amplia significativamente a área de ocorrência da espécie.

Tabela 18 – Dados morfométricos de *Subulura halli* obtidos no presente estudo e em relação as descrições realizadas e espécies intimamente relacionadas. Dados fornecidos em milímetros, exceto quando sinalizado de outra forma.

Espécie		<i>Subulura halli</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Subulura reclinata</i> (Rudolphi, 1819)
Referência	Presente estudo	Du <i>et al.</i> , 2014	Barreto, 1919
Hospedeiro	<i>Coccyzus americanus</i>	<i>Otis tarda</i>	<i>Crotophaga ani</i> e <i>Crotophaga major</i>
Localidade	Brasil	China	Brasil
♂			
Corpo	C	9,65; 9,82	11
	L	0,34; 0,39	0,36
Cápsula bucal (BC) (µm)	L	40	25-39
Esôfago muscular (ME)	L	1,27; 1,29	1,52-1,92
Bulbo esofágico	L	240	0,19-0,31
Anel nervoso *		0,19; 0,20	0,21-0,37
Poros excretor *		0,47; 0,49	0,49-0,64
Papilas caudais †		11	11
Pseudoventosa precloacal	L	0,25	0,14
Cauda	L	0,33	0,33-0,41
Espículo direito	L	1,57; 1,64	1,35-1,52
Espículo esquerdo	L	1,54; 1,63	1,35-1,52
Gubernáculo		0,15	0,13-0,17
♀			
Corpo	C	11,06	12,3-14,3
	L	0,46	0,47-0,49
Cápsula bucal (BC) (µm)	L	—	0,29-0,39
Esôfago muscular (ME)	L	1,45	1,47-0,91
Cauda		0,9	1,42-1,57
Vulva ‡	L	6,32	5,34-6,17
Ovos	C	81 (72-95)	44-64
	L	51 (38-69)	39-49

Legenda: C= comprimento, L= largura, * Distância da extremidade posterior, † Pares (pré-cloacal/pós-cloacal), ‡ Distância da extremidade posterior.

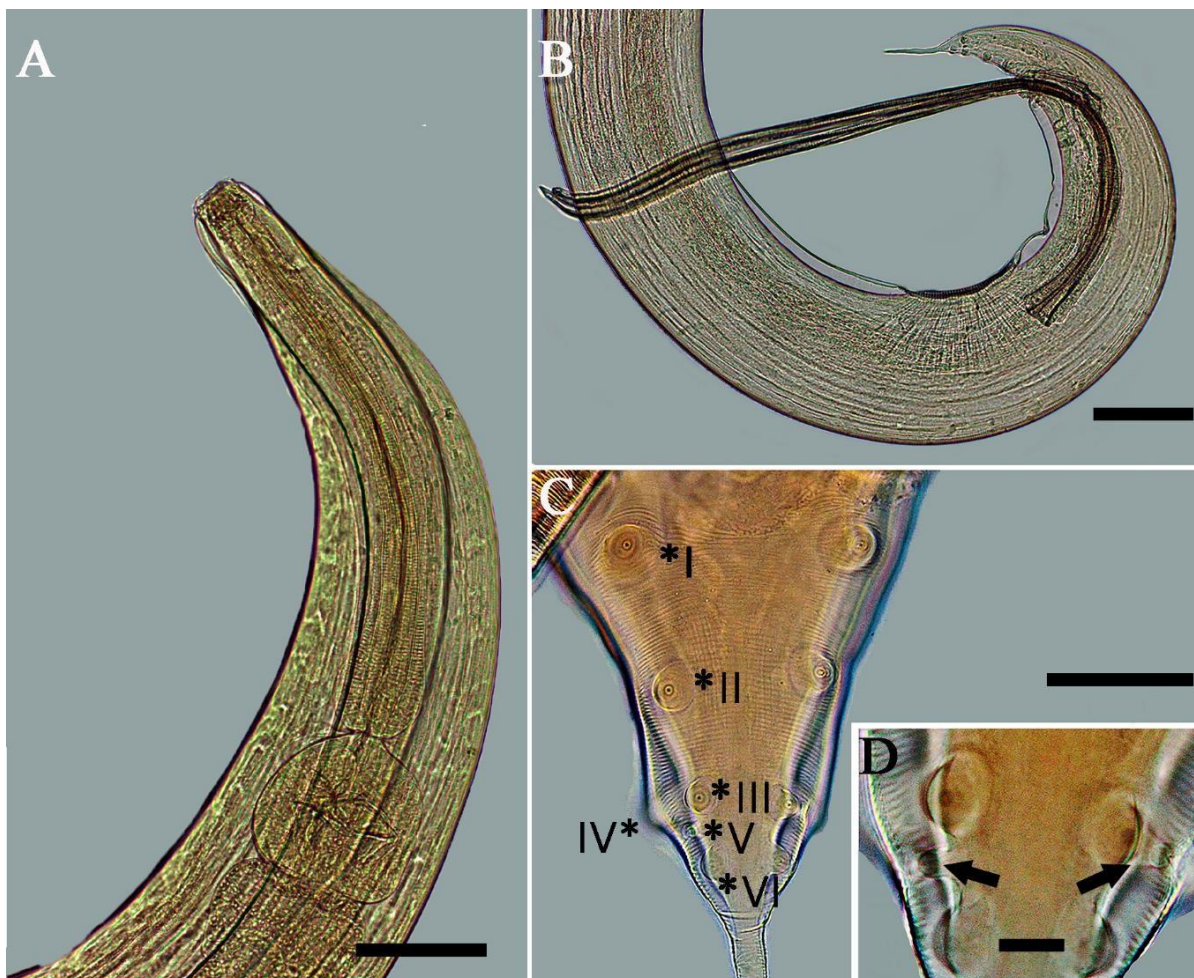


Figura 25 – *Subulura halli* obtido de *Coccyzus americanus* em Belo Horizonte, MG, Brasil. A) Vista lateral da extremidade anterior. B) Vista lateral da extremidade posterior do macho mostrando espículos subiguais. B) Vista ventral da extremidade posterior do macho mostrando as papilas pós-cloacais (asteriscos). C) Detalhe do par V de pequenas papilas pós-cloacais (setas). Barras de escala: A- 200 μ m, B- 200 μ m, C- 100 μ m, D- 10 μ m.

6. DISCUSSÃO

No Brasil, os estudos sobre a helmintofauna de aves se iniciaram no início do século XIX (TRAVASSOS; 1917; 1926; REGO, 1982) e cerca de 800 espécies de helmintos já foram registradas infectando estes vertebrados (VICENTE *et al.*, 1995; FERNANDES *et al.*, 2015; JUSTO *et al.*, 2017). Contudo, essa diversidade já reportada pode ser considerada apenas uma pequena parcela diante da diversa fauna de aves que ocorre no território brasileiro (1.900 espécies) (PACHECO *et al.*, 2021) e da estimativa global de mais 30.000 espécies de helmintos destes hospedeiros em todo o mundo (DOBSON *et al.*, 2008). Nesse sentido, o presente estudo fornece informações relevantes sobre a taxonomia de alguns helmintos ocorrentes em aves de Minas Gerais. Além disso, evidencia a contribuição da abordagem taxonômica integrativa na obtenção de sequências e avaliação da posição filogenéticas de alguns desses helmintos. Assim, no presente estudo, uma diversidade de helmintos composta por 18 espécies pertencentes a 10 famílias foi registrada em 11 espécies de aves de diferentes localidades do estado mineiro.

Dentre as famílias dos cestódeos identificados neste estudo está Gryporhynchidae Spasskii & Spasskaya, 1973, representada por duas espécies pertencentes aos gêneros *Paradilepis* e *Valipora*. Cestódeos griporrinquídeos são endoparasitos obrigatórios com ciclo de vida complexos e usam crustáceos (copépodes) como primeiros hospedeiros intermediários, peixes teleósteos como segundo hospedeiros intermediários e aves piscívoras como hospedeiros definitivos (SCHOLZ *et al.*, 2004; ORTEGA-OLIVARES *et al.*, 2014). A identificação taxonômica desse grupo se baseia principalmente na morfologia do aparato rostral, dos ganchos e do estróbilo (distribuição das gônadas, posição dos gonóporos e estrutura da genitália terminal) (MARIAUX *et al.*, 2017; ORTEGA-OLIVARES & GARCÍA-VARELA, 2018).

Esta família era anteriormente referida como uma subfamília da família Dilepididae, tendo em conta a semelhança de seu escólex e morfologia do estróbilo (BAER & BONA, 1960). Mais tarde, a subfamília Gryporhynchinae foi elevada ao nível de família por Spassky & Spasskaya (1980) com base no ciclo de vida com três hospedeiros, no uso de crustáceos como primeiro hospedeiro intermediário, de peixes de água doce como segundo e aves piscívoras como Pelecaniformes, Anseriformes, Gruiformes, Suliformes e Accipitriformes como hospedeiros definitivos (MARIAUX *et al.*, 2017). É importante mencionar que a maioria dos estudos tem sido registrados com estágios larvais (metacestódeos) em peixes de água doce e salobra, os quais a morfologia dos acúleos tem sido utilizada para a identificação em nível de gênero e em alguns casos, espécies (SCHOLZ *et al.*, 1996, 2004; SCHOLZ & SALGADO-

MALDONADO, 2001; SALGADO-MALDONADO *et al.*, 2001, 2004, 2005). No Brasil, 4 gêneros e 7 espécies de Gryporhynchidae já foram registradas, em sua maioria apenas em seu estágio larval em peixes.

O gênero *Paradilepis* inclui atualmente mais de 20 espécies descritas infectando, quando adultos, aves das ordens Ciconiiformes, Pelecaniformes e Accipitriformes (SCHMIDT, 1986; CAIRA, 2022). Dentre os vários grupos de cestódeos parasitos de aves, destaca-se que *Paradilepis* spp. têm sido relatados como causadoras de alterações patológicas ou mortalidade em aves silvestres (MCLAUGHLIN, 2008). A espécie identificada no presente estudo, *P. caballeroi*, única espécie do gênero encontrada na região neotropical, parece ter uma especificidade para os biguás. De fato, foi descrita de *Nannopterum auritus floridanus* em Cuba por Rysavy & Macko (1971), sendo posteriormente registrada em *N. brasilianus* nos EUA (FEDYNICH *et al.*, 1997), México (SCHOLZ *et al.*, 2002), Brasil (MONTEIRO *et al.*, 2011; CARVALHO *et al.*, 2023) e Chile (GONZÁLEZ-ACUÑA *et al.*, 2020).

Scholz *et al.* (2002) discutiram a validade de *P. caballeroi*, que difere de *P. scolecina* (Rudolphi, 1819) apenas no maior número de ganchos rostelares (12 em cada fileira, ou seja, 24 no total vs. 10 em cada fileira, totalizando 20 em *P. scolecina*). Tal estudo avaliou minuciosamente adultos e metacestódeos de *P. caballeroi* encontrado no México e de *P. scolecina* da República Tcheca, Itália e Irlanda. Estes autores ao analisarem o material tipo, notaram diferenças consideráveis no tamanho do escólex conforme o método de fixação adotado (sob compressão ou não). Desse modo concluíram que a única diferença entre essas espécies está no número de ganchos e confirmaram a validade de *P. caballeroi*. A morfologia geral e os dados morfométricos dos ganchos dos exemplares avaliados no presente estudo estão de acordo com os registros prévios da espécie.

Os dados genéticos obtidos representam a primeira sequência molecular (28S) para a espécie e a análise filogenética realizada confirma que se trata de uma espécie distinta de *P. scolecina*. Este é o primeiro relato de *P. caballeroi* para o estado de Minas Gerais. Já as espécies pertencentes ao gênero *Valipora* ocorrem principalmente em garças (Ardeidae), sendo descritas cerca de 15 espécies que apresentam distribuição cosmopolita (BAER & BONA, 1960; SCHMIDT, 1986; BONA, 1994). Durante o ciclo de vida desses cestódeos, os metacestódeos se desenvolvem em peixes (segundo hospedeiro intermediário) que ao serem ingeridos por aves piscívoras transmite o parasito que se tornam então adultos no intestino das aves (SCHOLZ *et al.*, 2004). No Brasil, foram relatados em ardeídeos as seguintes espécies do gênero: *V. minuta* (Coil, 1950) registrada em *B. striata* (PINTO *et al.*, 2012); *V. mutabilis* Linton, 1927 em

Nycticorax nycticorax e *Ardea alba* Linnaeus, 1758 (PINTO, 2004a); *V. spinosa* (Fuhrmann, 1908) descrita em *Cochlearius cochlearius* (Linnaeus, 1758) e *Valipora* sp. relatado em *Pilherodius pileatus* (ARRUDA *et al.*, 2001).

A espécie identificada no presente estudo, *V. campylancristrota*, foi até o momento relatada em garças exclusivamente na Europa, em contraste com a ampla distribuição de metacestódeos relatados na Europa, Ásia, América do Norte e do Sul (SCHOLZ *et al.*, 2004). A morfologia geral dos espécimes adultos avaliados neste estudo foi indistinguível dos registros prévios realizados por diferentes autores (SCHOLZ *et al.*, 2004; ORTEGA-OLIVARES *et al.*, 2008). Nesse sentido, vale destacar que o presente estudo representa o primeiro registro de adultos de *V. campylancristrota* no Brasil, embora metacestódeos desta espécie tenham sido relatados em peixes nas Américas, incluindo o Brasil (REGO *et al.*, 1999; SCHOLZ & SALGADO-MALDONADO, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2004; LIZAMA *et al.*, 2005, 2006; TAKEMOTO *et al.*, 2009; BELLAY *et al.*, 2012). O savacu (*Nycticorax nycticorax*) é um novo hospedeiro definitivo aqui registrado para *V. campylancristrota*. Estudos genéticos futuros são necessários para se confirmar a ampla distribuição dessa espécie ou se a diversidade relacionada a estes parasitos pode estar subestimada.

A família Hymenolepididae Perrier, 1897 é reconhecida como um grupo diverso de cestódeos, com mais de 130 gêneros e 930 espécies válidas descritas parasitando quase todas as ordens de aves aquáticas e terrestres e muitos grupos de mamíferos (SCHMIDT, 1986; MARIAUX *et al.*, 2017). Parte significativa dos registros ocorre em aves aquáticas das ordens Anseriformes, Charadriiformes, Ciconiiformes e Pelecaniformes (FUHRMANN, 1909; KHALIL *et al.*, 1994; DIMITROVA *et al.*, 2019). A maioria dos himenolepidídeos possuem dois hospedeiros no ciclo de vida, um hospedeiro intermediário invertebrado e um hospedeiro definitivo vertebrado (MARIAUX *et al.*, 2017). A larva cisticercoide é encontrada geralmente em artrópodes ou anelídeos para táxons terrestres, e em crustáceos aquáticos, insetos ou anelídeos para táxons aquáticos (MARIAUX *et al.*, 2017). Os caracteres importantes que morfologicamente identificam esta família incluem o aparelho rostelar em forma de saco, tipicamente com uma, ou excepcionalmente duas fileiras de ganchos rostelares (embora o rostelo possa estar ausente ou de forma rudimentar), proglotes geralmente mais largas que longas, poros genitais tipicamente unilaterais, presença de um único ou raramente duplo conjunto de órgãos reprodutivos por proglote, tipicamente um a quatro testículos, e a presença de vesículas seminais internas e externas (MARIAUX *et al.*, 2017). Entre os gêneros registrados

em aves aquáticas, encontra-se *Drepanidotaenia*, cuja uma espécie indeterminada foi encontrada em *B. striata* no presente estudo

Os membros do gênero *Drepanidotaenia* são cestódeos intestinais cosmopolitas que compreendem mais de 50 espécies descritas infectando Anseriformes, Ciconiformes, Podicipediformes, Charadriiformes e Primatas (SCHMIDT, 1986; CAIRA, 2022). Este gênero teve sua validade questionada, sendo por um período considerado como sinônimo de *Hymenolepis* (FUHRMANN, 1906; LINTON, 1927; FUHRMANN, 1924; HUGHES, 1941; SCHILLER 1951, 1952). Contudo, a sua validade foi proposta por Fuhrmann (1932). No Brasil, são descritas *D. elongata* e *D. ardeae* (FUHRMANN, 1906; REGO & ROLAS, 1972) e *Drepanidotaenia* sp. foi registrado no Mato Grosso do Sul e Rio de Janeiro (ARRUDA *et al.*, 2001).

Dentre os caracteres taxonômicos relevantes propostos pela chave de Prestwood & Reid (1966) na identificação das espécies de *Drepanidotaenia* sp. estão: número de ganchos; presença de saco acessório, ventosas e cirro armado ou não, formato dos testículos, largura dos escólex e comprimento do estróbilo. No entanto, um fator limitante para o avançar da identificação dos espécimes obtidos neste estudo foi a escassez da caracterização taxonômica presente em algumas descrições contidas na literatura, que por vezes não trazem informações taxonômicas relevantes. Apesar disso, os espécimes aqui obtidos se assemelham a descrição da proglote madura de *D. elongata*. Contudo, um estudo mais detalhado, incluindo a caracterização dos acúleos rostelares, são necessários para se avançar na identificação. O presente estudo registra pela primeira vez *Drepanidotaenia* sp. em Minas Gerais.

Em relação aos trematódeos, foram identificadas duas espécies da família Diplostomidae que compreende parasitos de várias ordens de aves e mamíferos (NIEWIADOMSKA, 2002). Recentes contribuições à compreensão da diversidade, evolução e interação parasito-hospedeiro desse grupo têm sido publicadas ao longo do tempo (revisado por BLASCO-COSTA & LOCKE, 2017). Contudo, o foco desses estudos tem sido a fauna destes trematódeos encontrados principalmente na região paleártica, deixando importante lacuna no conhecimento, sobretudo na região neotropical. Alguns representantes desta família têm como sítio de infecção, durante a fase larval, olhos e cérebro de peixes (segundo hospedeiro intermediário), podendo causar deficiência visual ou cegueira, inclusive a morte dos hospedeiros (ROSSER *et al.*, 2016b; BLASCO-COSTA & LOCKE, 2017). Ademais, o encistamento de alguns diplostomídeos está associado à doença dos pontos pretos nos peixes e os processos patológicos associados além de causar danos ao peixe, resultam em prejuízos à

piscicultura (LANE & MORRIS, 2000; THATCHER, 2006; LOPEZ-HERNÁNDEZ *et al.*, 2023). Entre os gêneros registrados no Brasil estão *Austrodiplostomum* e *Hysteromorpha*, encontrados em biguás no presente estudo.

As espécies do gênero *Austrodiplostomum* parasitam exclusivamente aves siluriformes do gênero *Nannopterum* Brisson, 1760 (= *Phalacrocorax*) no continente americano (DUBOIS, 1970; NIEWIADOMSKA, 2002). O ciclo de vida desses parasitos envolve moluscos planorbídeos do gênero *Biomphalaria* Preston, 1910 como hospedeiros intermediários, dos quais emergem as cercárias que se desenvolvem em metacercárias em peixes; biguás atuam como hospedeiros definitivos (OSTROWSKI DE NÚÑEZ, 1970, 2017; DRONEN, 2009; O'HEAR *et al.*, 2014; GARCÍA-VARELA *et al.*, 2016). Atualmente, o gênero abriga duas espécies válidas, *Austrodiplostomum mordax* Szidat & Nani, 1951 (espécie-tipo) e *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (OSTROWSKI DE NÚÑEZ, 2017). No entanto, o status taxonômico das espécies tem sido controverso. Dubois (1970) em revisão do gênero, alocou *A. compactum* no gênero *Diplostomum* von Nordmann 1832, de modo que *Austrodiplostomum* foi designado como um subgênero e considerou *A. mordax* como sinônimo de *A. compactum*. Entretanto, Niewiadomska (2002) avaliou o status taxonômico de *Austrodiplostomum* e o reatribuiu ao nível de gênero. Alguns anos depois, Dronen (2009) descreveu uma nova espécie, *Austrodiplostomum ostrowskiae* de *Nannopterum auritus* (Lesson, 1831) nos Estados Unidos, considerando *A. compactum* como sinônimo de *A. mordax*. Recentemente, Ostrowski de Núñez (2017) em revisão do gênero *Austrodiplostomum* reavaliou morfológicamente a posição taxonômica das três espécies e propôs a sinonímia de *A. ostrowskiae* com *A. compactum*.

Os isolados previamente sequenciados por Locke *et al.* (2015) (KR271029–32), por Rosser *et al.* (2016a; b) (KT728789; KT728785; KU707940–45) e por Sereno-Uribe *et al.*, (2019) (MH378928–39) identificados como *Austrodiplostomum* sp. 1 e *Austrodiplostomum* sp. 2 apresentaram divergência de 8,91-10,24% no gene COI, o que indica que esses isolados possivelmente tratam-se de possíveis novas espécies. No Brasil, *A. compactum* foi reportado parasitando *N. brasiliensis* por vários autores (NORONHA *et al.*, 2009; FERNANDES *et al.*, 2015; ACHATZ *et al.*, 2022). Além disso, essa espécie é reportada infectando os olhos de dezenas de espécies de peixes no país (YAMADA *et al.*, 2008; SANTOS *et al.*, 2012; LOCKE *et al.*, 2015; RAMOS *et al.*, 2016; VITAL *et al.*, 2017; CRACCO *et al.*, 2022). Informações moleculares para essa espécie no Brasil são relativamente recentes e baseadas na análise de cercárias e metacercárias (LOCKE *et al.*, 2015; LOPEZ-HERNANDEZ *et al.*, 2019; CRACCO

et al., 2022). Os resultados obtidos apoiam a identificação morfológica e fornecem suporte a sinonímia com *A. ostrowskiae* proposta por Ostrowski de Núñez (2017).

Hysteromorpha é um gênero de parasitos de aves piscívoras amplamente distribuído (DUBOIS, 1970; OSTROWSKI DE NUÑEZ, 1970; NIEWIADOMSKA, 2002). Abrigava até recentemente as espécies *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) (espécie-tipo) descrita na Europa e considerada até recentemente cosmopolita (DUBOIS, 1970; DRAGO *et al.*, 2011; SERENO-URIBE *et al.*, 2019) e *H. plataleae* Dubinin & Dubinina, 1940 descrita na Rússia (DUBOIS, 1970). *Hysteromorpha triloba* tem sua história taxonômica complexa desde sua ereção, sendo descrita inicialmente como *Distomum trilobum* e mais tarde transferida para os gêneros *Hemistomum* e *Proalaria* (DUBOIS, 1970). Lutz (1931) avaliou caracteres morfológicos com base em seu ciclo de vida e os transferiu para o novo gênero por ele descrito, *Hysteromorpha*.

Estudos recentes revelaram que isolados de *Hysteromorpha* da Europa e América do Norte apresentam diferenças genéticas (*Cox-1* e ITS) e na morfologia das metacercárias, o que apoiou a distinção de *H. triloba* e isolados da América do Norte descritos como *Hysteromorpha corti* (Hughes, 1929) (LOCKE *et al.*, 2018). Além disso, as faixas dos hospedeiros definitivos dessas duas espécies não se sobrepõem, sugerindo um longo isolamento geográfico (LOCKE *et al.*, 2018). Com relação aos isolados da América do Sul, dados genéticos obtidos a partir de estágios larvais apontaram diferenças genéticas relevantes em relação aos isolados de *Hysteromorpha* spp. obtidos no Hemisfério Norte (LOCKE *et al.*, 2018; LÓPEZ-HERNÁNDEZ *et al.*, 2019). No presente estudo, os dados moleculares obtidos para um isolado de *Hysteromorpha* em estágio adulto recuperado de biguá confirmaram que se trata de uma espécie distinta, corroborando as observações de Locke *et al.* (2018) que sugeriram que os isolados sul-americanos (LUTZ, 1931; LUNASCHI *et al.*, 2007) seriam uma espécie distinta dos isolados norte-americanos e europeus. Morfologicamente, o novo isolado é indistinguível do material estudado por Lutz (1931) e de *H. corti*, sendo provavelmente uma espécie críptica. A descrição formal desta espécie encontra-se em andamento.

No que se refere a família Echinostomatidae, o presente estudo registra três espécies: *Drepanocephalus spathans*, *Ribeiroia insignis* e *Pulchrosoma reticulata*. Os membros desta família possuem distribuição cosmopolita, infectando aves, répteis, peixes e mamíferos (KOSTADINOVA & JONES, 2005; TKACH *et al.*, 2016). Destes, o gênero *Drepanocephalus* inclui endoparasitos de aves piscívoras das famílias Phalacrocoracidae e Sulidae nas Américas (KOSTADINOVA *et al.*, 2002; KUDLAI *et al.*, 2015; HERNÁNDEZ-CRUZ *et al.*, 2017). O

ciclo biológico dos parasitos membros desse gênero envolve moluscos planorbídeos como primeiros hospedeiros intermediários, peixes como segundos e aves piscívoras como hospedeiros definitivos (GRIFFIN *et al.*, 2012; PINTO *et al.*, 2016; ALBERSON *et al.*, 2022). Atualmente, três espécies desse gênero são consideradas válidas: *D. spathans* Dietz, 1909 (espécie-tipo) amplamente distribuído pelas Américas, *D. mexicanus* Lamothe-Argumedo & Pérez Ponce de León, 1989 reportada no México e no Brasil e *D. olivaceus* Nasir & Marval, 1968 encontrada na Venezuela e no Brasil (MONTEIRO *et al.*, 2011; HERNÁNDEZ-CRUZ *et al.*, 2017). É importante mencionar que o status taxonômico de uma dessas espécies, *D. mexicanus*, tem sido controverso. Em revisão do gênero realizada por Kostadinova *et al.* (2002), a espécie estava alocada no gênero *Paryphostomum*. Contudo, mais recentemente Tkach *et al.* (2016) transferiu as espécies pertencentes a *Paryphostomum* para *Petasiger* Dietz, 1909 com base em análises filogenéticas baseadas em sequências parciais de 28S. Um ano depois, Hernández-Cruz *et al.* (2017), com base na análise morfológica e molecular, realocaram *P. mexicanus* no gênero *Drepanocephalus*. Além disso, estes autores demonstram que observações morfológicas dos caracteres adotados por Kudlai *et al.* (2015) para distinguir *D. auritus* de *D. spathans* se enquadram na faixa de variação de *D. spathans*. Essas observações foram corroboradas pelo estudo molecular que também apontaram que essas espécies são indistinguíveis e, portanto, deviam ser consideradas sinônimas.

Na América do Sul, a ocorrência de *Drepanocephalus* spp. em biguás foi relatada pela primeira vez por Dietz (1909), que descreveu *D. spathans* em *N. brasiliensis* no Brasil. Desde então, este trematódeo tem sido relatado parasitando *N. brasiliensis* em várias localidades da Argentina, Brasil, Colômbia, Paraguai e Venezuela (KOSTADINOVA *et al.*, 2002; DRAGO *et al.*, 2011; FERNANDES *et al.*, 2015), e em *Sula leucogaster* (Boddaert, 1783) na Colômbia (RIETSCHER & WERDING, 1978). Até o momento, no Brasil foram descritas as espécies *D. olivaceus* e *D. spathans*, (DIETZ, 1909; MONTEIRO *et al.*, 2011; FERNANDES *et al.*, 2015). Segundo Hernández-Cruz *et al.* (2017), o isolado identificado por Pinto *et al.* (2016) como *Drepanocephalus* sp. na Lagoa da Pampulha em Belo Horizonte, MG corresponde a *D. mexicanus*, espécie ainda não reportada em aves no Brasil. Do ponto de vista morfológico, os espécimens avaliados estão com morfológica compatível com a conhecida para *D. spathans*. O presente estudo registra pela primeira vez a ocorrência de *D. spathans* em Minas Gerais.

Outro Echinostomidae encontrado em biguás no presente estudo foi identificado como uma espécie do gênero *Ribeiroia*. Estes trematódeos são reportados parasitando o esôfago e proventrículo de aves piscívoras (Ciconiiformes, Pelecaniformes, Charadriiformes,

Falconiformes, Coraciiformes) e estômago de roedores semiaquáticos (*Ondatra zibethicus*) na América do Norte, do Sul e na África (JOHNSON *et al.*, 2004; KOSTADINOVA, 2005). O gênero *Ribeiroia* foi estabelecido por Travassos (1939) quando da descrição de *Ribeiroia insignis* (espécie-tipo) a partir de espécimens encontrados em garças no Brasil. Pouco tempo depois, Price (1942) considerou esta espécie sinônima de *Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931) descrita anteriormente na América do Norte. Posteriormente, Dollfus (1950) descreveu *Ribeiroia congolensis* da África e Basch & Sturrock (1969) elucidaram o ciclo de uma espécie descrita como *Ribeiroia marini* (Faust & Hoffman, 1934) da América Central (JOHNSON *et al.*, 2004). Mais recentemente, Johnson *et al.* (2004) consideraram 3 espécies válidas no gênero: *R. ondatrae* (= *R. insignis*), *R. marini* e *R. congolensis*. Com relação às categorias supragenéricas, destaca-se que o gênero *Ribeiroia* foi descrito originalmente como pertencente à família Psilostomidae. No entanto, Tkach *et al.* (2016) na mais recente revisão da superfamília Echinostomatoidea, determinaram a partir de análises filogenéticas a sua inclusão na família Echinostomatidae.

Durante seu ciclo biológico *Ribeiroia* spp. utilizam moluscos planorbídeos como primeiros hospedeiros intermediários e após a emergência das cercárias, estas se desenvolve em metacercárias em um peixe ou larvas de anfíbios, que agem como segundo hospedeiros intermediários (JOHNSON *et al.*, 2004). Desde o final do século passado, estes parasitos têm ganhado notória importância, tendo em vista que a infecção por *R. ondatrae* está associada a ocorrência de malformações em população de anfíbios na América do Norte, levando ao declínio populacional ou até mesmo extinção local de espécies destes vertebrados (JOHNSON *et al.*, 1999, 2002, 2004; BLAUSTEIN & JOHNSON, 2003).

Desde a descrição de *R. insignis*, outros autores relataram a ocorrência destes parasitos, identificados como *R. ondatrae* em diferentes países da América do Sul, como Argentina, Brasil, Venezuela (FERNANDES *et al.*, 2015). A análise dos marcadores molecular (ITS, *Nad-I* e *Cox-I*) tem sido uma alternativa que pode contribuir para o conhecimento da diversidade de espécies de *Ribeiroia* existente nas Américas. Contudo, sequências moleculares da região neotropical são escassas, evidenciando a clara necessidade de estudos adicionais. Até o presente existiam apenas sequências genéticas para o marcador ITS-2 obtidos para um isolado de estágio larval obtido da Argentina (DAVIES *et al.*, 2015) e ITS-1 para o Brasil (PINTO *et al.*, 2014). Estes resultados revelam diferenças que apontavam para a possibilidade de tratar de outra espécie. Os dados aqui obtidos para o marcador *Cox-I* revelam que a espécie encontrada é geneticamente distinta de *R. ondatrae* da América do Norte, apesar da similaridade

morfológica. Assim, este resultado demonstra pela primeira vez a ocorrência de espécies crípticas no gênero *Ribeiroia*, permitindo se reestabelecer a validade de *R. insignis* como espécie encontrada na América do Sul.

Espécies do gênero *Pulchrosoma* são trematódeos parasitos de sacos aéreos de aves da família Alcedinidae (martim-pescadores) nas Américas (KOSTADINOVA, 2005). O ciclo de vida de *Pulchrosoma* sp. é desconhecido, sendo proposto que peixes sejam os segundos hospedeiros intermediários envolvidos na transmissão (VAN DEN BROEK, 1963). A posição taxonômica das duas espécies válidas do gênero, *Pulchrosoma pulchrosoma* Travassos, 1916 (espécie-tipo) e *Pulchrosoma reticulata* (Wright, 1879), tem sido debatida ao longo do tempo (TRAVASSOS, 1951; CABALLERO & FLORES, 1948; MANTER, 1949; TKACH *et al.*, 2016). Embora alguns autores tenham considerado *Pulchrosoma* sinônimo de *Cathaemasia* (CABALLERO & FLORES, 1948; MANTER, 1949), Travassos (1951), fundamentado pela caracterização morfológica, considerou estes táxons como gêneros separados. Além disso, discordando da sinonimização das espécies do gênero *Pulchrosoma* proposta por Caballero & Flores (1948), considerou *P. pulchrosoma* e *P. reticulata* como espécies distintas e válidas. Anos depois, Van Den Broek (1963) listou a distribuição como a característica mais marcante de diferenciação entre os dois gêneros, sendo *Cathaemasia* distribuído pela África e Índia, ocasionalmente reportado na Europa e *Pulchrosoma* pela América do Norte e Sul. No entanto, *Cathaemasia callis* Freitas, 1941 considerado por Kostadinova (2005) como sinônimo de *Cathaemasioides* foi relatada no Mato Grosso do Sul, Brasil (TRAVASSOS, 1951) e na Argentina (BOERO *et al.*, 1972) parasitando o esôfago de *Ciconia maguari*. O uso de hospedeiros não relacionados taxonomicamente e evidentes diferenças morfológicas, especialmente a posição relativa do ovário, testículos, vitelária, bem como a distância entre as ventosas em relação ao comprimento do corpo, foram propostos com características indicativas de que *Cathaemasia* e *Pulchrosoma* deviam ser considerados como gêneros distintos (TRAVASSOS, 1951; VAN DEN BROEK, 1963).

Anteriormente, o gênero *Pulchrosoma* esteve alocado na família Cathaemasiidae Fuhrmann, 1928 (KOSTADINOVA, 2005). Contudo, a mais recente revisão da superfamília Echinostomatoidea resultou em sua transferência para Echinostomatidae Looss, 1899 (TKACH *et al.*, 2016). Apesar desse recente avanço, do ponto de vista molecular, a ausência de sequências referências do gênero era um empecilho para avaliação da posição filogenética de *Pulchrosoma*. No presente estudo, a posição filogenética de uma espécie de *Pulchrosoma* foi avaliada pela primeira vez. Os resultados obtidos neste estudo exigem a transferência do gênero

Pulchrosoma para a família Echinochasmidae. Além disso, revela de maneira inequívoca que trata-se de um gênero distinto de *Cathaemasia*. No Brasil, foram registrados *P. pulchrosoma* e *P. reticulata* sendo este último relatada em São Paulo (TRAVASSOS, 1951). Assim sendo, este é o primeiro registro desta espécie em Minas Gerais. Até o presente, nenhum ciclo biológico de *Pulchrosoma* é conhecido. A geração das primeiras sequências para estes parasitos poderá permitir a futura identificação de seus estágios larvais.

Duas espécies da família Dicrocoeliidae foram encontradas neste estudo. Esta família é constituída por uma diversidade de espécies que parasitam os ductos biliares e vesícula biliar (raramente ductos pancreáticos e intestino) de aves e mamíferos (POJMAŃSKA, 2008). O ciclo de vida das diferentes espécies ocorre em ambiente terrestre, na maioria dos casos utilizando dois hospedeiros intermediários, moluscos, principalmente pulmonados e artrópodes, em alguns casos anfíbios ou répteis podem estar envolvidos como hospedeiro paratênicos ou terceiro hospedeiro intermediário (POJMAŃSKA, 2008). A família possui mais de 400 espécies descritas em todo o mundo, demonstrando um alto nível de variedade morfológica (POJMAŃSKA, 2008; HILDEBRAND *et al.*, 2016). Pojmańska (2008) ao revisar o grupo afirmou que a grande variação corporal, tamanho e topografia dos órgãos internos dificultou a proposição de um sistema de classificação e consequentemente, muitos autores propuseram diversos arranjos taxonômicos e modificações em diferentes ocasiões. No presente estudo, *Brachylecithum rarum* e *Platynosomum illiciens* foram registradas em novos hospedeiros, *Tachyphonus coronatus* (tiê-preto) e *Falco sparverius* (falcãozinho), respectivamente.

O gênero *Brachylecithum* apresenta mais de 90 espécies descritas em diferentes partes do mundo. Entretanto, vale salientar que algumas descrições se basearam em espécimes únicos de uma única localidade, sendo a especificidade foi um critério comum na descrição de novas espécies (HILDEBRAND *et al.*, 2016). Os estudos anteriores sobre o desenvolvimento do ciclo de vida de *Brachylecithum* spp. foram realizados em condições experimentais, e revelaram que cercárias são eliminadas junto ao muco de moluscos terrestres, que agem como primeiros hospedeiros intermediários; artrópodes são os prováveis segundos hospedeiros intermediários (HILDEBRAND *et al.*, 2016). No Brasil, quatro espécies de *Brachylecithum* sp. são relatadas: *Brachylecithum grummti* Odening, 1963, *Brachylecithum lari* (Travassos, 1917), *Brachylecithum transversum* (Travassos, 1917) e *Brachylecithum rarum* (Travassos, 1917). Estas duas últimas foram reportadas em Thraupidae, mesma família encontrada infectada no presente estudo. Travassos (1917) registrou *B. rarum* em Angra dos Reis, RJ, portanto esse é o primeiro registro em Minas Gerais é o novo hospedeiro definitivo aqui registrado.

Os representantes do gênero *Platynosomum* Looss, 1907 ocorrem no fígado, vesícula biliar e pâncreas de aves e mamíferos distribuídos pela Europa, África, Ásia e pelas Américas (POJMAŃSKA, 2008). Os ciclos de vida conhecidos envolvem moluscos terrestres como primeiros hospedeiros intermediários, artrópodes como segundos e lagartos como hospedeiros paratênicos (ou terceiros intermediários) (POJMAŃSKA, 2008). A taxonomia das espécies do gênero *Platynosomum* é complexa e a alta variabilidade morfológica intraespecífica associada a uma especificidade proposta para o hospedeiro definitivo (mamífero ou aves) pode ter inflado o número de espécies descritas. *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) é a espécie mais amplamente relatada e distribuída, relatada em hospedeiros domésticos e selvagens de todos os seis continentes não-Antárticos (TRAVASSOS, 1944; RODRIGUES, 1963; BASU & CHARLES, 2014; PINTO *et al.*, 2018). Desde a sua descrição, *P. illiciens* foi relatada em mais de 20 espécies de várias ordens da classe Aves, incluindo aves domésticas e selvagens (Passeriformes, Psittaciformes, Galliformes, Strigiformes, Accipitriformes e Falconiformes), de diferentes países das Américas e Europa (TRAVASSOS *et al.*, 1927; TRAVASSOS, 1944; DENTON & RAUSCH, 1949; BRENES-MADRIGAL & ARROYO-SANCHO, 1962; RODRIGUES, 1963; FERRER *et al.*, 2004; PINTO *et al.*, 2022). Inicialmente descrita em aves (*Rupicola rupicola* e *Rhamphastus* sp.) do Brasil (Braun, 1901), a espécie foi sinonimizada com espécies descritas a partir de hospedeiros mamíferos (*Platynosomum fastosum* Kossack, 1910; *Platynosomum amazonensis* Kingston & Cosgrove, 1967; *Platynosomum marmoseti* Kingston & Cosgrove, 1967) devido à ausência de diferenças morfológicas (RODRIGUES, 1963; PINTO *et al.*, 2017).

O ciclo de vida de *P. illiciens* é complexo, envolvendo caramujos terrestres como primeiros hospedeiros intermediários, isópodes como segundos hospedeiros intermediários e lagartos ou sapos como hospedeiros paratênicos. A doença causada por essa espécie é conhecida como platinosomose, acomete o trato biliar de vertebrados de sangue quente (felinos, primatas, marsupiais e aves) e apresenta relevante importância veterinária, principalmente em felinos e primatas não humanos (BASU & CHARLES, 2014; MATI *et al.*, 2021; PINTO *et al.*, 2022). No Brasil, além de *P. illiciens* foram relatadas em aves *P. deflectens* (Rudolphi, 1819) e *P. reficiens* (Braun, 1901) (FERNANDES *et al.*, 2015). Neste estudo, a obtenção de sequências genéticas foi imprescindível para a identificação dos parasitos encontrados, que ainda estavam imaturos. A sequência genética obtida para o marcador *Cox-1* foi idêntica à obtida para outros isolados de *P. illiciens* previamente caracterizados pelo grupo de pesquisa (PINTO *et al.*, 2018). Do ponto de vista molecular, o presente estudo adiciona pela primeira vez evidências

moleculares sobre a ocorrência da mesma espécie, *P. illiciens*, em aves e mamíferos, o que pode ser considerado um suporte adicional para os sinônimos previamente propostos por Rodrigues (1963).

Os trematódeos da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 são encontrados nos túbulos renais de aves com distribuição cosmopolita (FREITAS, 1951; KANEV *et al.*, 2002), caracterizados morfologicamente pela presença de espessamento cervical anular em forma de cone ou triângulo na extremidade anterior; testículos simétricos e pré-equatoriais; cecos simples e não unidos posteriormente; e poro genital mediano, entre o ovário e a bifurcação cecal (KANEV *et al.*, 2002). Atualmente, cinco gêneros são considerados válidos: *Eucotyle* Cohn, 1904 e *Neoeucotyle* Kanev, Radev & Fried, 2002 (Eucotylinae) e *Paratanaisia* Freitas, 1959, *Tanaisia* Skrjabin, 1924 e *Tamerlania* Skrjabin, 1924 (Tanaisiinae) (KANEV *et al.*, 2002; LUNASCHI *et al.*, 2015). Destes, o gênero *Tanaisia* compreende um numeroso grupo de parasitos renais de aves amplamente distribuído (BYRD & DENTON, 1950; FREITAS, 1951; RIETSCHER & WERDING, 1978; LUNASCHI *et al.*, 2015). Freitas (1951) considerou a presença de espinhos ou escamas no tegumento, bem como a forma destas um importante caráter de diagnóstico específico. Entretanto Odening (1963) ressaltou a necessidade de uma minuciosa análise das escamas ou espinhos dos eucotilídeos, o que muitas vezes até mesmo essa distinção é deficiente na literatura. Em função disso, algumas descrições são incompletas, que torna a morfologia do grupo considerada complexa. Vale salientar que Rietscher & Werding (1978) observaram que a forma das escamas parece ter baixo valor taxonômico para *T. valida*, tendo em vista a variabilidade inerente a este caracter.

Na América do Sul mais de 15 espécies foram registradas, sendo 13 registradas no Brasil: *Tanaisia angusta* Franco, 1965; *Tanaisia dubia* Freitas, 1951; *Tanaisia exigua* Freitas, 1951; *Tanaisia freitasiana* Odening, 1963; *Tanaisia incerta* Freitas, 1951; *Tanaisia inopina* Freitas, 1951; *Tanaisia magnicola* Freitas, 1951; *Tanaisia minax* Freitas, 1951; *Tanaisia oviaspera* Freitas, 1951; *Tanaisia parva* Freitas, 1951; *Tanaisia precaria* Freitas, 1951; *Tanaisia similis* Freitas, 1951 e *Tanaisia valida* Freitas (FREITAS, 1951; FERNANDES *et al.*, 2017). Destas, *T. inopina* e *T. oviaspera* foram descritas de espécies de Icteridae, mesma família de ave encontrada infectada no presente estudo (FERNANDES *et al.*, 2017). Até então, os registros de *T. valida* no Brasil ocorreram em *Himantopus melanurus* (Charadriiformes) (Freitas, 1951) no Rio de Janeiro, em *Paroaria coronata* (Passeriformes) e em *Chrysomus ruficapillus* no Rio Grande do Sul (MASCARENHAS *et al.*, 2009; BERNARDON *et al.*, 2018). Portanto, o presente relato de *T. valida* em Minas Gerais amplia o conhecimento sobre a

distribuição geográfica da espécie. Recentemente, formas larvais de uma espécie identificada por abordagem molecular como *Tanaisia* sp. foi verificada na mesma área de estudo (ASSIS *et al.*, 2023), sendo possível que se tratam da mesma espécie, o que poderá ser confirmado em estudos futuros.

No que se refere aos nematoides, o presente estudo registrou sete espécies de pertencentes a cinco famílias. Muitas espécies de parasitos deste filo apresentam grande importância ecológica e econômica, tendo em vista que interagem com muitos organismos em muitas cadeias alimentares (HODDA, 2022a; 2022b). Dentre as famílias aqui registradas se destaca Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912, cujos membros são caracterizados pela presença de estruturas cefálicas na forma de cordões que se estendem pela extremidade cefálica ou restritos à extremidade anterior ou ornamentos cefálicos modificados e parasitam o trato alimentar superior principalmente de aves (ANDERSON, 2000).

O presente estudo registra a coinfeção de *C. americanus* por duas espécies do gênero *Synhimantus* encontrados no proventrículo da ave. Embora mais de 40 espécies de *Synhimantus* tenham sido descritas em aves de diferentes ordens em todo o mundo (ANDERSON *et al.*, 2009; HODDA, 2022b), os relatos de coinfeções são escassos. *Synhimantus* (D.) *nasuta* foi relatado em um amplo espectro de hospedeiros (aves das ordens Galliformes, Gruiformes, Charadriiformes, Columbiformes, Psittaciformes, Cuculiformes, Coraciiformes, Piciformes e Passeriformes), exibindo uma distribuição cosmopolita (GOBLE & KUTZ, 1945; MAWSON, 1982; ZHANG *et al.*, 2004; ZHANG & BEVERIDGE, 2007). O ciclo de vida destes parasitos requer o desenvolvimento das larvas em isópodes terrestres como hospedeiros intermediários que ao serem ingeridos contendo a larva no estágio infectante estabelecem a infecção no proventrículo dos hospedeiros definitivos (CRAM, 1927, 1931; PERMIN & HANSEN, 1998; ANDERSON, 2000; CARRENO, 2008).

No Brasil, *S. (D.) nasuta* foi registrado em diversas espécies de aves domésticas e selvagens (VICENTE *et al.*, 1995; MENEZES *et al.*, 2001; PINTO *et al.*, 2004b), incluindo 2 espécies de Cuculiformes, *Guira guira* Gmelin, 1788 e *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758 (BARTMANN & AMATO, 2009). *Synhimantus* (D.) *resticula*, por sua vez, também foi descrito a partir de um cuculiforme, *Crotophaga sulcirostris* (Swainson, 1827), nos Estados Unidos (CANAVAN, 1929). Décadas depois, a espécie foi relatada novamente em *C. ani* em Cuba, onde a coinfeção com *S. (D.) nasuta* foi descrita como comum (MACKO *et al.*, 1974b). Tendo em vista que faltam dados morfométricos na maioria dos relatos de *S. (D.) nasuta*, a ocorrência de coinfeções ou mesmo infecções exclusivamente por *S. (D.) resticula* pode estar

sendo subestimada e não detectada. Portanto, análise morfométrica detalhada é encorajada aqui para a identificação precisa de casos de coinfeção envolvendo *Synhimantus* spp. Apesar de *S. (D.) nasuta* ser altamente comum em aves em todo o mundo, o presente estudo representa a primeira ocorrência em *C. americanus* e registra *S. (D.) resticula* pela primeira vez na América do Sul, o que estende significativamente a área geográfica de ocorrência conhecida para esse nematoide. Além disso, este representa o primeiro registro de *S. (D.) resticula* em *C. americanus*.

Os representantes da família Diplotriaenidae Skryabin, 1916 são nematoides de aves tipicamente encontrados parasitando sacos aéreos abdominais e torácicos (ANDERSON, 2000). Também são relatados na cavidade celômica, no entanto tais registros foram considerados errôneos por alguns autores (ANDERSON, 2000). No presente estudo uma espécie do gênero *Diplotriaena* Railliet & Henry, 1909 foi encontrada em *C. talpacoti*. Mais de 60 espécies deste gênero foram relatadas parasitando Anseriformes, Apodiformes, Galliformes, Charadriiformes, Columbiformes, Piciformes e Passeriformes em todo o mundo (STERNER & COLE, 2008; HONG *et al.*, 2019; HODDA, 2022b). Os ciclos de vida das espécies de *Diplotriaena* são indiretos e incluem uma variedade de espécies de aves como hospedeiro definitivo e gafanhotos (ordem Orthoptera), como hospedeiros intermediários (ANDERSON, 2000; STERNER & COLE, 2008).

Na América do Sul, a maioria dos relatos de *Diplotriaena* spp. são no Brasil, onde 12 espécies foram reportadas infectando aves [*Diplotriaena agelaius* (Walton, 1927); *Diplotriaena americana* Walton, 1927; *Diplotriaena microspiculum* Pinto & Noronha, 1971; *Diplotriaena ursulae* Pinto & Noronha, 1971; *D. delirae*; *Diplotriaena zederi* Pinto, Vicente & Noronha, 1981; *Diplotriaena ozouxi* Railliet & Henry, 1909; *Diplotriaena bargusina* Skryabin, 1917; *Diplotriaena falconis* (Connal, 1912); *Diplotriaena sylvinae* Pinto & Noronha, 1970; *Diplotriaena henryi* Blanc, 1919; *Diplotriaena attenuata-verrucosa* (Molin, 1858)] (VICENTE *et al.*, 1995; PINTO *et al.*, 1997; BERNARDON *et al.*, 2016; MORAIS *et al.*, 2018; SANTOS *et al.*, 2021). No entanto, apesar de sua ampla distribuição, o conhecimento sobre potenciais hospedeiros de *Diplotriaena* spp. e o impacto desses parasitos na saúde aviária e implicações clínicas não são totalmente conhecidos. *Diplotriaena delirae* é aqui relatada pela primeira vez em *C. talpacoti*, anteriormente descrita em *Pitangus sulphuratus* (Linnaeus, 1766) do Rio de Janeiro (PINTO & NORONHA, 1970) e relatada neste mesmo hospedeiro aviário dos estados de Espírito Santo e Mato Grosso do Sul (VICENTE *et al.*, 1983b). Esta espécie também foi encontrada em *Myiarchus tyrannulus* (Müller, 1776) no Peru (HONG *et al.*, 2013). Mais

recentemente, foi encontrado no hospedeiro-tipo no Rio Grande do Sul (MORAIS *et al.*, 2018) e em *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1891) no estado da Bahia (SANTOS *et al.*, 2021). Portanto, este é o primeiro registro de *D. delirae* em Minas Gerais.

No que diz respeito a alta carga (262 nematoídeos) encontrada em *C. talpacoti*, relatos anteriores de *Diplotrriaena* spp. na América do Sul apresentam uma intensidade média de infecção inferior a 20 exemplares. Uma exceção é o achado de um exemplar de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) infectado com 106 exemplares de *D. bargusina* (VIEIRA *et al.*, 2017). A intensidade da infecção relatada aqui (262) (FIGURA 19) é mais que o dobro da relatada por Vieira *et al.* (2017). A análise do impacto do parasitismo e das alterações patológicas neste hospedeiro altamente infectado não foi avaliada neste estudo. Apesar da carga de infecção (27% do peso da carcaça do animal), o hospedeiro foi capturado vivo e voando. No entanto, não podemos descartar que o alto nível de infecção não tenha tido um impacto negativo no comportamento do hospedeiro (como forrageamento, acasalamento e fuga de predadores).

Quanto a superfamília Habronematoidea sabe-se que é constituída por um grupo biologicamente diverso que inclui parasitos de aves e mamíferos (VICENTE *et al.*, 1995; ANDERSON, 2000). Inclui grupos economicamente importantes e bem estudados, como patógenos de aves e de equinos (ANDERSON, 2000). Esta superfamília é constituída por quatro famílias, nomeadas Hedruridae (Railliet, 1916), Tetrameridae Travassos, 1914, Cystidicolidae (Skrjabin, 1946) e Habronematidae, caracterizada pela presença de lábios dividido em lobos (ANDERSON *et al.*, 2009). O presente estudo registra a infecção de aves por espécies dos gêneros *Cyrnea* Seurat, 1914 e *Microtetrameres* Travassos, 1915.

Os representantes do gênero *Cyrnea* parasitam o lúmen do proventrículo de aves em todo o mundo, incluindo cerca de 30 espécies (HODDA, 2022b), das quais 10 são descritas nas Américas (CRAM, 1927; ANDERSON, 2000; BUSHRA *et al.*, 2017). Durante o ciclo biológico destes parasitos, o estágio larval se desenvolve na hemocele e tecidos de insetos ortópteros (gafanhotos e grilos), podendo ou não se encapsular. Habitualmente, as larvas realizam duas mudas durante seu desenvolvimento antes de se tornar infectante e ser capaz de infectar o hospedeiro definitivo, o que ocorre após a ingestão do inseto infectado (ANDERSON, 2000).

Do ponto de vista da classificação taxonômica dos Habronematinae, uma mudança importante verificada no passado foi a elevação dos subgêneros *Cyrnea* e *Procyrnea* (estabelecidos conforme inserção dos dentes nos pseudolábios por Chabaud (1958) ao nível de gênero) (ANDERSON *et al.*, 1974; ZHANG *et al.*, 2004; ANDERSON *et al.*, 2009). Até o

momento, *Cyrnea semilunaris* (Molin, 1860), registrada em cuculídeos [*Guira guira* (Gmelin, 1788) e *Crotophaga major* Gmelin, 1788] e trogonídeos [*Trogon collaris* Vieillot, 1817 e *Trogon melanurus melanurus* (Swainson, 1838)], é a única espécie do gênero identificada em nível específico na América do Sul (SEURAT, 1914; CRAM, 1927; VICENTE *et al.*, 1995). Além disso, existem no Brasil registros de espécies identificadas apenas em nível de gênero (*Cyrnea* sp.), incluindo dois registros de parasitos que foram encontradas em cuculídeos *Crotophaga ani* e *Piaya cayana cabanisi* Allen, 1893 no Mato Grosso (VICENTE *et al.*, 1995). As medias da espécie aqui registrada estão de acordo com a descrição original de *C. piayae*, também descrita em cuculídeos no México (SANDGROUND, 1929). De fato, o avanço a identificação específica a partir de duas fêmeas foi suportada pelo posicionamento da vulva e tamanho dos ovos, que difere de *C. semilunaris*. Portanto, o presente estudo registra pela primeira vez a ocorrência de *C. piayae* neste subcontinente e em *C. americanus*.

Ainda sobre a superfamília Habronematoidea, foram encontrados representantes da família Tetrameridae que inclui parasitos com dimorfismo sexual frequentemente acentuado (ANDERSON *et al.*, 2009). As fêmeas dos gêneros *Tetrameres* e *Microtetrameres* são tipicamente encontradas embebidas nas glândulas gástricas do proventrículo e os machos podem estar associados às fêmeas ou livres no lúmen (KINSELLA & FORRESTER, 2008). O gênero *Microtetrameres* Travassos, 1915 possui cerca de 28 espécies nominais (HODDA, 2022b), as quais foram descritas parasitando aves em todo o mundo (MAWSON, 1977; CLARK *et al.*, 1979; MARTÍNEZ GÓMEZ *et al.*, 1982; MAHDY & EL-GHAYSH, 1998; DÍAZ *et al.*, 2018). A distribuição destes nematoides é cosmopolita e geralmente parasitam aves terrestres com a vasta maioria das espécies relatadas em Passeriformes, Accipitriformes e Strigiformes, com exceção de *M. spiralis* e *M. egretes* encontradas em ardeídeos, *Bubulcus ibis*, espécie que se alimenta principalmente em pastagens (KINSELLA & FORRESTER, 2008). Para completar o ciclo de vida as espécies de *Microtetrameres* utilizam crustáceos aquáticos, insetos e isópodes terrestres como hospedeiros intermediários (ANDERSON, 2000).

A taxonomia do gênero *Microtetrameres* está intimamente relacionada à do gênero *Tetrameres*, existindo inclusive, opiniões divergentes referentes ao status taxonômico relacionadas a esses dois gêneros (ELLIS, 1967). O gênero *Tropisurus* foi proposto para incluir nematoides de aves brasileiras coletados por Johann Natterer, o qual foi dado designação adequada por Wiegman (1835) para *Tropidusus* (ELLIS, 1967). No entanto, *Tropidusus* não estava disponível por ser um gênero de réptil e Creplin (1846) renomeou o gênero *Tetrameres* com ampla aceitação (ELLIS, 1967). Mais tarde, Rasheed (1960) dividiu *Microtetrameres* sp.

em dois subgêneros, *Microtetrameres* e *Gubernacules* baseado na presença de um gubernáculo. No entanto Anderson *et al.* (2009) comentam que essa subdivisão pode conter erros e tem pouca significância filogenética. O gênero *Microtetrameres* foi considerado por alguns autores como subgênero de *Tetrameres* (TRAVASSOS, 1915; ANDERSON *et al.*, 2009), mas as diferenças na morfologia do adulto e do estágio larval justificam seu reconhecimento como um gênero distinto (CRAM, 1927; ANDERSON, 2000).

Até o momento, foram descritas no Brasil três espécies de *Microtetrameres*: *Microtetrameres cruzi* Travassos, 1914 em Piciformes; *Microtetrameres minima* Travassos, 1914 e *Microtetrameres pusilla* (Travassos, 1915) em Passeriformes (VICENTE *et al.*, 1995). Vale ressaltar que o tamanho dos espículos de *M. spiralis* distingue facilmente essa espécie de todas as relatadas no Brasil. *Microtetrameres spiralis* é um parasito comumente relatado em *Bubulcus ibis*, descrito anteriormente nos Estados Unidos (STUART *et al.*, 1972), na Espanha (NOGUESEROLA *et al.*, 2002) e no Egito (SALAH ELDEIN *et al.*, 2015; ABOU SHAFEEY, 2019). É importante mencionar que *B. ibis* é nativa da África tropical e subtropical, sul da Europa e oeste da Ásia (MORALEZ-SILVA & DEL LAMA, 2014) e durante o século XX expandiu sua distribuição, alcançando as Américas (DELLA BELLA & AZEVEDO-JUNIOR, 2004). Habitam principalmente pastagens e forrageia em estrita relação com o rebanho de bovinos e outros animais de tração (DELLA BELLA & AZEVEDO-JUNIOR, 2004; MORALEZ-SILVA & DEL LAMA, 2014), obtendo uma variedade de grupos alimentares como invertebrados aquáticos, pequenos anfíbios e répteis, mamíferos, aves e peixes (LOWE-MCCONNELL, 1967; FOGARTY & HETRICK, 1973; GASSET *et al.*, 2000).

Do ponto de vista morfológico, o presente estudo registra a presença de um gubernáculo fracamente desenvolvido em *M. spiralis*. A ocorrência do gubernáculo em *Microtetrameres* spp. é considerada por Mawson (1977) como esporádica, distribuído irregularmente em alguns espécimes de algumas espécies obtidas de aves australianas e presente em outras espécies do gênero. Ressalta ainda que este pode se tratar da observação de um processo de quitinização da ponta do espículo esquerdo. Assim, o presente estudo contribui para o conhecimento de *M. spiralis* no Brasil, expandindo sua área geográfica. Ademais, o registro de *Microtetrameres* sp. em *C. americanus* no qual a avaliação de um único exemplar e a ausência de caracterização morfológica dos machos para a maioria das espécies do gênero nos impedem de identificar este táxon ao nível de espécie, podendo até representar uma espécie nova. Esta suposição é reforçada pelo fato de que a maioria das espécies de *Microtetrameres* descritas em Cuculiformes [*Microtetrameres coracinae* Mawson, 1977 em *Cuculus pallidus*

(Latham, 1802); *Microtetrameres cacomantis* Mawson, 1977 em *Cacomantis variolosus* (Vigors & Horsfield, 1827); e *Microtetrameres* sp. em *Cacomantis pyrrhophanus* (Vieillot, 1817)] demonstraram um grau aparentemente alto de especificidade do hospedeiro (MAWSON, 1977), embora estudos envolvendo esses tetramerídeos em aves sejam escassos.

Já a família Subuluridae Travassos, 1914 inclui parasitos de aves e mamíferos constituída de cinco subfamílias, 13 gêneros e 109 espécies (VICENTE *et al.* 1995; HODDA, 2022b). Dentre os gêneros da família Subuluridae está *Subulura* Molin, 1860, cujos membros parasitam o trato gastrointestinal principalmente de aves e mamíferos, existindo uma espécie descrita parasitando lagartos (BARRETO, 1919; CRAM, 1927; VICENTE *et al.*, 2000). As espécies deste gênero apresentam baixa especificidade para os seus hospedeiros intermediários invertebrados, que são insetos das ordens Dermaptera, Blattaria, Orthoptera e Coleoptera (ANDERSON, 2000; BARUŠ *et al.*, 2013). Mais de 60 espécies deste gênero foram descritas em todo o mundo (HODDA, 2022b), das quais sete (*Subulura acutissima* Molin, 1860, *Subulura carlosi* Barreto, 1919, *Subulura forcipata* (Rudolphi, 1819), *Subulura reclinata*, *Subulura rudolphii* Santos, 1970, *Subulura samanamudi* Ibáñez, 1969 e *Subulura travassosi* Barreto, 1919) foram relatados em espécies de Cuculiformes na região Neotropical (VICENTE *et al.*, 1995; BARUŠ *et al.*, 2013). Vale salientar que algumas descrições morfológicas de *Subulura* spp. são muito curtas, com poucos caracteres morfológicos avaliados, o que levou a uma taxonomia complicada do gênero.

No presente estudo, *S. halli* é reportada pela primeira vez no continente americano, o que expande consideravelmente a distribuição geográfica da espécie. Além disso, *C. americanus* é reportado como um novo hospedeiro. É importante enfatizar que *C. americanus* é uma ave migratória que realiza migrações por longas distâncias, o que pode aumentar a disseminação global de patógenos e facilitar a transmissão entre espécies (LEUNG & KOPRIVNIKAR, 2016). Além disso, a demanda por adaptações migratórias e mudanças fisiológicas relacionadas a esse processo pode aumentar a suscetibilidade a helmintos, bem como a morbidade e mortalidade devido à infecção (ALTIZER *et al.*, 2011; GUTIÉRREZ *et al.*, 2017), embora a migração também possa gerar mecanismos para evitar parasitos, por exemplo, “*migration culling*” e “*migration scape*” (ALTIZER *et al.*, 2011). De fato, estudos recentes indicam que evitar o parasitismo pode atuar como uma força motriz para a migração que, em última análise, reduz o risco de infecção ou atenua seus efeitos (ALTIZER *et al.*, 2011; POULIN *et al.*, 2012). Uma questão que pode ser levantada, mas permanece sem resposta, é onde o espécime de *C. americanus* avaliado no presente estudo foi infectado. Estudos futuros,

incluindo a caracterização molecular desses parasitos, podem expandir a compreensão da dinâmica de infecção em aves migratórias e seu papel na dispersão de helmintos entre diferentes continentes. Poulin *et al.* (2012) enfatizam a importância de incluir parasitas em estudos sobre migração animal porque esses simbiossiontes podem desempenhar um papel fundamental no comportamento migratório. Estudos adicionais sobre a dinâmica de helmintos de aves migratórias podem esclarecer o risco de transbordamento de patógenos para animais selvagens e humanos e os distúrbios potenciais causados por mudanças globais.

Apesar do conhecimento sobre a fauna de nematoides de aves ser ainda altamente fragmentado, os novos registros realizados neste estudo contribuem para ampliar o conhecimento sobre 18 espécies de helmintos encontrados em aves do estado de Minas Gerais. Ainda assim, presume-se que a maioria das interações envolvendo aves e helmintos permaneça desconhecida. Portanto, as ameaças constantes que contribuem para a vulnerabilidade das espécies de aves podem causar alterações na população de parasitos e perda dessa diversidade um tanto negligenciada. No contexto das aves migratórias, estudos sobre a dinâmica destes helmintos podem esclarecer o risco de transbordamento de patógenos para animais selvagens e humanos e os distúrbios potenciais causados por mudanças globais. Nesse sentido, esforços adicionais visando inventariar a fauna de helmintos parasitos de aves e a caracterização molecular desses parasitos são ainda necessários, tanto no contexto regional quanto nacional.

7. CONCLUSÕES

O estudo taxonômico de helmintos parasitos de aves do estado de Minas Gerais possibilitou realizar novos registros da ocorrência destes helmintos, além da caracterização molecular e da elucidação da posição filogenética de algumas espécies. A maior parte dos helmintos caracterizados (7 das 18 espécies identificadas) são registrados pela primeira vez no estado de Minas Gerais. Com isso, foi possível obter as seguintes conclusões:

- Em Minas Gerais ocorrem: *Paradilepis caballeroi*, *Drepanidotaenia* sp., *Drepanocephalus spathans*, *Pulchrosoma reticulata*, *Brachylecithum rarum*, *Tanaisia valida* e *Diplotriaena delirae*.
- Adultos de *Valipora campylancristrota* são identificados pela primeira vez no Brasil e um novo hospedeiro, *Nycticorax nycticorax*, é registrado para a espécie.
- Os dados moleculares de *Austrodiplostomum compactum* apoiam a sinonímia de *A. ostrowskiae*.
- Os dados moleculares suportaram a identificação de uma espécie distinta do gênero *Hysteromorpha* ocorrendo na América do Sul.
- O estudo morfológico e molecular revela a ocorrência de espécies crípticas no gênero *Ribeiroia*.
- A validade de *Ribeiroia insignis* é restabelecida, sendo a espécie existente na América do Sul.
- *Pulchrosoma reticulata* pertence à família Echinochasmidae.
- *Tachyphonus coronatus* é o novo hospedeiro definitivo para *Brachylecithum rarum*.
- Os dados moleculares adicionam evidências sobre a ocorrência *P. illiciens* em aves e mamíferos.
- *Falco sparverius* é o novo hospedeiro definitivo de *Platynosomum illiciens*.
- Os nematoides *Synhimantus (Dispharynx) resticula* e *Cyrnea piayae* ocorrem na América do Sul.
- *Coccyzus americanus* é o novo hospedeiro definitivo de *Synhimantus (Dispharynx) nasuta*, *S. (D.) resticula*, *Cyrnea piayae* e de *Subulura halli*.
- *Pitangus sulphuratus* é o novo hospedeiro definitivo de *Diplotriaena delirae*.
- *Microtetrameres spiralis* é identificado pela primeira vez no Brasil.
- *Subulura halli* ocorre no continente americano.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abou Shafeey HE (2019) Scanning electron microscopy of *Microtetrameres spiralis* (Nematoda, family Tetrameridae) parasitising cattle egret “*Ardeola ibis ibis*” in Egypt. *Egyptian Journal of Zoology*, 72: 57-67.

Achatz TJ, Martens JR, Kostadinova A, Pulis EE, Orlofske SA, Bell JA, Fecchio A, Oyarzún-Ruiz P, Syrota YY, Tkach VV (2022) Molecular phylogeny of *Diplostomum*, *Tylodelphys*, *Austrodiplostomum* and *Paralaria* (Digenea: Diplostomidae) necessitates systematic changes and reveals a history of evolutionary host switching events. *International Journal for Parasitology*, 52(1): 47-63.

Ahmed M, Holovachov O (2021) Twenty years after De Ley and Blaxter—how far did we progress in understanding the phylogeny of the phylum Nematoda? *Animals*, 11(12):1-17.

Alberson NR, Rosser TG, King DT, Woodyard ET, Khoo LH, Baumgartner WA, Griffin MJ (2022) Experimental elucidation of the life cycle of *Drepanocephalus spathans* (Digenea: Echinostomatidae) with Notes on the morphological plasticity of *D. spathans* in the United States. *Journal of Parasitology*, 108: 141-158.

Allio R, Donega S, Galtier N, Nabholz B (2017) Large variation in the ratio of mitochondrial to nuclear mutation rate across animals: implications for genetic diversity and the use of mitochondrial DNA as a molecular marker. *Molecular Biology and Evolution*, 34(11): 2762-2772.

Altizer S, Bartel R, Han BA (2011) Animal migration and infectious disease risk. *Science*, 331: 296–302.

Amato JFR, Amato SB (2010) Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: Von Matter S, Straube FC, Accordi IA, Piacentini VQ, Cândido JF Jr, eds. *Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. 1. ed. Rio de Janeiro: Technical Books; 2010. p. 369-393.

Amin OM (1987) Key to the families and subfamilies of Acanthocephala, with the erection of a new class (Polyacanthocephala) and a new order (Polyacanthorhynchida). *Journal of Parasitology*, 73(6): 1216-1219.

- Amin OM (2013) Classification of the Acanthocephala. *Folia Parasitologica*, 60 (4): 273-305.
- Anderson RC (1959) Preliminary revision of the genus *Diplotriaeana* Henry and Ozoux, 1909 (Diplotriaeidae: Diplotriaeinae). *Parassitologia*, 1(3): 195-307.
- Anderson RC (2000) *Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission*. CAB International, Wallingford, UK. 650pp.
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S (2009). *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates*. Archival Volume. CAB International, Wallingford, UK, 463pp.
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, Bureaux CA (1974) *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates*. Commonwealth Institute of Helminthology, Farnham Royal, England. 506pp.
- Arruda VSD, Pinto RM, Muniz-Pereira LC (2001) New host and geographical records for helminths parasites of Ardeidae (Aves, Ciconiiformes) in Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 18: 225-232.
- Assis JC, Pinto HA (2023) *Biomphalaria straminea* as an intermediate host of a renal trematode species of the genus *Tanaisia* (Trematoda: Eucotylidae) in Brazil. *Acta Parasitologica*, 68 (1): 282-287.
- Assis JC, Pinto HA (2024) The natural infection of freshwater snails with the avian air sac fluke, *Cyclocoelum mutabile* (Trematoda: Cyclocoelidae) in Brazil. *Diversity*, 16 (422): 1-13.
- Assis JCA, López-Hernández D, Favoretto S, Medeiro LB, Melo AL, Martins NR, Pinto HA (2021) Identification of the avian tracheal trematode *Typhlocoelum cucumerinum* (Trematoda: Cyclocoelidae) in a host–parasite–environment system: diagnosis, life cycle and molecular phylogeny. *Parasitology*, 148(11): 1383-1391.
- Assis JCA, Pulido-Murillo E, Melo AL, Martins NRS, Pinto HA (2022) *Philophthalmus gralli* in domestic waterfowl: An environmental study in an urban area from Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 29: 100701.
- Baer JG, Bona F (1960) Révision des cestodes Dilepididae Fuhrm. 1907 des Ardéiformes. Note préliminaire. *Bollettino dell' Instituto e Museo di Zoologia dela Università di Torino*, 6: 1-53.

- Barreto ALB (1919) Sobre as espécies brasileiras da subfamília Subulurinae Travassos, 1914. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 2: 10-70.
- Bartmann A, Amato SB (2009) *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) em *Guira guira* e *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Ciência Rural*, 39: 1141-1147.
- Baruš V, Mašová Š, Koubková B, Sitko J (2013) *Subulura mackoi* n. sp. (Nematoda: Subuluridae) and the zoogeography of subulurids parasitizing birds. *Helminthologia*, 50: 46-56.
- Basu AK, Charles RA (2014) A review of the cat liver fluke *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). *Veterinary Parasitology*, 200: 1-7.
- Bellay S, Ueda BH, Takemoto RM, Lizama MAP, Pavanelli GC (2012) Fauna parasitária de *Geophagus brasiliensis* (Perciformes: Cichlidae) em reservatórios do estado do Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências*, 10: 74-78.
- Bernardon FF, Pesenti TC, Silva RZ, Pereira JJ, Müller G (2018) Helminths assemblage of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) in southern Brazil. *Neotropical Helminthology*, 12(2): 161-178.
- Bernardon FF, Soares TDAL, Vieira TD, G. Müller (2016) Helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southernmost Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25: 279-285.
- Blasco-Costa I, Cutmore SC, Miller TL, Nolan MJ (2016) Molecular approaches to trematode systematics: ‘best practice’ and implications for future study. *Systematic Parasitology* 93: 295-306.
- Blasco-Costa I, Locke SA (2017) Life history, systematics and evolution of the Diplostomoidea Poirier, 1886: progress, promises and challenges emerging from molecular studies. *Advances in Parasitology*, 98: 167-115.
- Blaustein AR Johnson PTJ (2003) The complexity of deformed amphibians. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 1: 87-94.

- Blaxter M, Koutsovoulos G (2014) The evolution of parasitism in Nematoda. *Parasitology*, 142: 26-39.
- Blaxter ML, De Ley P, Garey JR, Liu LX, Scheldeman P, Vierstraete A, Vanfleteren JR, Mackey LY, Dorris M, Frisse LM, Vida JT, Thomas, WK (1998) A molecular evolutionary framework for the phylum Nematoda. *Nature*, 392: 71-75.
- Blouin MS (2002) Molecular prospecting for cryptic species of nematodes: mitochondrial DNA versus internal transcribed spacer. *International Journal for Parasitology*, 32(5): 527-531.
- Boero JJ, Led JE, Brandetti E (1972) Algunos parásitos de la avifauna argentina. *Analecta Veterinaria*, 4(1): 17-34.
- Bona FV (1994) Family Dilepididae Railliet & Henry, 1909. In: Khalil LF, Jones A, Bray RA, eds. *Keys to the Cestode parasites of vertebrates*, CAB International, Wallingford, Oxon. p. 443-554.
- Bongers T, Bongers M (1998) Functional diversity of nematodes. *Applied Soil Ecology*, 10(3): 239-251.
- Borges JN, Santos HLC, Brandão ML, Santos EGND, Miranda DFD, Balthazar DDA, Luque JL, Santos CP (2014) Molecular and morphological characterization of *Contraecaecum pelagicum* (Nematoda) parasitizing *Spheniscus magellanicus* (Chordata) from Brazilian waters. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23: 74-79.
- Brabec J, Salomaki ED, Kolísko M, Scholz T, Kuchta R (2023) The evolution of endoparasitism and complex life cycles in parasitic platyhelminths. *Current Biology*, 33: 4269-4275.
- Bray RA, Gibson DI, Jones A (2005) *Keys to the Trematoda Volume 3*. CABI Publishing, Wallingford & The Natural History Museum, London, UK. 799pp.
- Brenes RR, Arroyo G (1962) Helmintos de la República de Costa Rica XX. Algunos tremátodos de aves silvestres. *Revista de Biología Tropical*, 10(2): 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*, Chapman and Hall, London, UK. p. 197-232.

- Bushra S, Das SN, Ghazi RR, Khan A (2017) *Cyrnea columbi* sp. n. (Nematoda: Spiruroidea) first and new report of the genus from an avian host *Columba livia* (domestic pigeon) in Sindh, Pakistan. *Pakistan Journal of Parasitology*, 63: 15-31.
- Byrd EE, Denton JF (1950) The helminth parasites of birds. I. A review of the trematode genus *Tanaisia* Skrjabin, 1924. *American Midland Naturalist*, 43(1): 32-57.
- Caira JN, Jensen K, Barbeau, E (2022) *Global Cestode Database*. World Wide Web electronic publication. Disponível em: www.tapewormdb.uconn.edu (Acesso 10 maio 2023).
- Caira JN, Littlewood DTJ (2013) Worms, Platyhelminthes. *Encyclopedia of Biodiversity*, 7: 437-469.
- Callejón R, Nadler S, De Rojas M, Zurita A, Petrášová, J, Cutillas C (2013) Molecular characterization and phylogeny of whipworm nematodes inferred from DNA sequences of *cox1* mtDNA and 18S rDNA. *Parasitology Research*, 112: 3933-3949.
- Caña-Bozada V, Robinson MW, Hernández-Mena DI, Morales-Serna FN (2023) Exploring evolutionary relationships within Neodermata using putative orthologous groups of proteins, with emphasis on peptidases. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 8: 1-20.
- Canavan, WPN (1929) Nematode parasites of vertebrates in the Philadelphia Zoological Garden and vicinity. *Parasitology*, 21: 63-102.
- Carlson CJ, Dallas TA, Alexander LW, Phelan AL, Phillips AJ (2020) What would it take to describe the global diversity of parasites? *Proceedings of the Royal Society*, 287(1939): 20201841.
- Carreno RA (2008) *Dispharynx*, *Echinuria*, and *Streptocara*. In: Atkinson CT, Thomas NJ, & Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India. John Wiley & Sons; 2010. p. 326-342.
- Carvalho ELD, Santana RLS, Gonçalves EC, Sindeaux Neto JL, Silva MVOD, Giese EG (2023). Systematic and parasite-host relationship by *Baruscapillaria appendiculata* in *Phalacrocorax brasilianus* collected from Marajó Island, State of Pará, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 32(3): e007423.

- Chabaud AG (1958). Essai de classification des nematodes Habronematinae. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparee*, 33: 445-508
- Chan AHE, Chaisiri K, Saralamba S, Morand S, Thaenkham U (2021) Assessing the suitability of mitochondrial and nuclear DNA genetic markers for molecular systematics and species identification of helminths. *Parasites & Vectors*, 14(1): 1-13.
- Charlier J, Vercruysse J, Morgan E, Van Dijk J, Williams DJL (2014) Recent advances in the diagnosis, impact on production and prediction of *Fasciola hepatica* in cattle. *Parasitology*, 141(3): 326-335.
- Choudhary K, Verma AK, Swaroop S, Agrawal, N (2015) A review on the molecular characterization of digenean parasites using molecular markers with special reference to ITS region. *Helminthologia*, 52(3): 167-187.
- Clark GM, O'meara D, Van Weelden JW (1958) An epizootic among eider ducks involving an acanthocephalid worm. *Journal of Wildlife Management*, 22(2): 204-205.
- Clark WC, Black H, Rutherford DM (1979) *Microtetrameres nestoris* n. sp. (Nematoda: Spirurida), a parasite of the North Island kaka, *Nestor meridionalis septentrionalis* (Aves: Psittaciformes). *New Zealand Journal of Zoology*, 6: 1-5.
- Combes C (1996) Parasites, biodiversity and ecosystem stability. *Biodiversity & Conservation*, 5: 953-962.
- Cracco ADF, Scorsim B, Oliveira AVD, Takemoto RM (2022) Morphological and molecular characterization of *Austrodiplostomum compactum* metacercariae in the eyes and brains of fishes from the Ivaí River, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 31, e021421.
- Cram EB (1927) *Bird parasites of the Nematode suborders Strongylata, Ascaridata, and Spirurata*. Bulletin of the U.S. National Museum, Washington, 140: 1-465.
- Cribb TH, Bray RA, Littlewood DTJ, Pichelin S, Herniou EA (2001) The Digenea. In Littlewood DTJ, Bray RA (Eds) *Interrelationships of the Platyhelminthes*. London, Taylor and Francis. p. 168-185.
- Cribb TH, Bray RA, Olson PD, Littlewood (2003) Life cycle evolution in the Digenea: a new perspective from phylogeny. *Advances in Parasitology*, 54: 197-254.

- Cribb TH, Chisholm LA, Bray RA (2002) Diversity in the Monogenea and Digenea: does lifestyle matter? *International Journal for Parasitology*, 32(3): 321-328.
- Davies D, Davies C, Lauthier JJ, Hamann M, Ostrowski de Núñez M (2015) Morphological and ITS2 molecular characterization of *Ribeiroia* Cercariae (Digenea: Psilostomidae) from *Biomphalaria* spp. (Gastropoda: Planorbidae) in Northern Argentina. *Journal of Parasitology*, 101(5):549-555.
- Dayrat B (2005) Towards integrative taxonomy. *Biological Journal of the Linnean Society*, 85: 407-415.
- De Ley P (2006) A quick tour of nematode diversity and the backbone of nematode phylogeny. In: The *C. elegans* Research Community. *WormBook*. 1-8. <https://doi.org/10.1895/wormbook.1.41.1>.
- De Ley P, Blaxter M (2002) Systematic position and phylogeny. In: Lee DL ed. *The Biology of Nematodes*. Taylor & Francis, London, p. 1–30.
- Della Bella S, Azevedo-Junior SMD (2004) Considerações sobre a ocorrência da garça-vaqueira, *Bubulcus ibis* (Linnaeus) (Aves, Ardeidae), em Pernambuco, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 21: 57-63.
- Denton JF, Rausch R (1949) The Occurrence of *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) in a North American Hawk. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 16(1): 7-9.
- Díaz MD, Drago FB, Nunez V (2018) A new species of *Microtetrameres* (Nematoda, Tetrameridae) parasitizing *Buteogallus urubitinga* (Aves, Accipitridae) from northeastern Argentina. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 90: 2967-2976.
- Diesing KM (1850) *Systema Helminthum*, Vol. I. Vindobonae: Wilhelmum Braumüller. 679 pp.
- Diesing KM (1851) *Systema Helminthum*, Vol. II. Vindobonae: Wilhelmum Braumüller. 588 pp.
- Dietz E (1909) Die Echinostomiden der Voegel. *Zoologischer Anzeiger*, 34 (6): 180-192.

Dimitrova YD, Georgiev BB, Mariaux J, Vasileva GP (2019) Two new cestode species of the family Hymenolepididae Perrier, 1897 (Cyclophyllidea) from passerine birds in Ethiopia, with the erection of *Citrilolepis* ng. *Systematic Parasitology*, 96: 279-297.

Dobson A, Lafferty KD, Kuris AM, Hechinger RF, Jetz W (2008) Homage to Linnaeus: how many parasites? How many hosts? *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105(1): 11482-11489.

Dollfus RP (1950) Trematodes récoltés au Congo Belge par le Professeur Paul Brien. *Annales du Musée du Congo Belge Série*, 1(1):1-136.

Drago FB, Lunaschi LI, Schenone M (2011) Digenean parasites of the neotropic cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves: Phalacrocoracidae) from Argentina: distribution extension and new host records. *Check List*, 7: 871-875.

Dronen NO (2009) *Austrodiplostomum ostrowskiae* n. sp. (Digenea: Diplostomidae: Diplostominae) from the double-crested cormorant, *Phalacrocorax auritus* (Phalacrocoracidae) from the Galveston, Texas area of the Gulf of Mexico, USA. *Comparative Parasitology*, 76 (1): 34-39.

Du LQ, Xu Z, Li SC, Li L (2014) *Subulura halli* (Ascaridida: Subuluridae) from the endangered great bustard *Otis tarda* Linnaeus (Aves: Gruiformes) in China. *Folia Parasitologica*, 61: 69-75.

Dubois G (1970) Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). Première Partie. *Mémoires de la Société des Sciences Naturelles de Neuchâtel* 10: 1-727.

Dusitsittipon S, Criscione CD, Morand S, Komalamisra C, Thaenkham U (2017) Cryptic lineage diversity in the zoonotic pathogen *Angiostrongylus cantonensis*. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 107: 404-414.

Egger B, Lapraz F, Tomiczek B, Müller S, Dessimoz C, Girstmair J, Skunca N, Rawlinson KA, Cameron CB, Beli E, Todaro MA, Gammoudi M, Noreña C, Maximilian JT (2015) A transcriptomic-phylogenomic analysis of the evolutionary relationships of flatworms. *Current Biology*, 25(10): 1-7

- Ellis CJ (1967) Biology of *Microtetrameres sturnellae* n. sp. (Nematoda: Tetrameridae). Iowa State University.
- Ellis CJ (1970) Pathogenicity of *Microtetrameres centuri* Barus, 1966 (Nematoda: Tetrameridae) in meadowlark. *Journal of Nematology*, 2(1): 33-35.
- Fagerholm HP, Overstreet RM (2008) Ascaridoid Nematodes: *Contracaecum*, *Porrocaecum*, and *Baylisascaris*. In: Atkinson CT, Thomas NJ & Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons; 2008. p.413-433.
- Fedynich AM, Pence DB, Bergan JF (1997) Helminth community structure and pattern in sympatric populations of double-crested and Neotropic cormorants. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 64(2): 176-182.
- Fernandes BMM, Justo CN, Cárdenas MQ, Cohen SC (2015) *South American Trematodes Parasites of Birds and Mammals*. Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 516pp.
- Ferrer D, Molina R, Adelantado C, Kinsella JM (2004). Helminths isolated from the digestive tract of diurnal raptors in Catalonia, Spain. *Veterinary Record*, 154(1): 17-20.
- Fogarty MJ, Hetrick WM (1973) Summer foods of cattle egrets in North Central Florida. *The Auk*, 90(2): 268-280.
- Forrester DJ, Spalding MG (2003) *Parasites and Diseases of Wild Birds in Florida*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 1024 pp.
- Freitas JFT (1951) Revisão da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 49: 33-271.
- Fuhrmann O (1906) Die *Hymenolepis*-Arten der Vögel. *Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten I*, 41: 440-452.
- Fuhrmann O (1909) Neue Davaineiden. *Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten. I Abt. Originale*, 49(1): 94-124.
- Fuhrmann O (1924) Two new species of reptilian cestodes. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 18(4): 505-513.
- Fuhrmann O (1932) Les ténias des oiseaux. *Memories de l'Université de Neuchatel*. 382pp.

Galaktionov KV, Dobrovolskij AA (2003) The Trematode life cycle as a system of adaptations. In: Fried B, Graczyk TK, eds. *The biology and Evolution of Trematodes*. Springer. Dordrecht, Netherlands. p. 1-215.

Garbin LE, Digiani MC, Robles MR, Montes MM, Knoff M, Fuchs D, Montalti D, Diaz JI (2021) Redescription and molecular characterization of *Baruscapillaria spiculata* (Nematoda: Capillariidae) parasitizing the Neotropic cormorant *Phalacrocorax brasilianus* from two Argentinian lagoons. *Parasitology Research*, 120: 1637-1648.

García-Varela M, Sereno-Urbe AL, Pinacho-Pinacho CD, Domínguez-Domínguez O, Pérez-Ponce de León G (2016) Molecular and morphological characterization of *Austrodiplostomum ostrowskiae* Dronen, 2009 (Digenea: Diplostomatidae), a parasite of cormorants in the Americas. *Journal of Helminthology*, 90 (2): 174-185.

Gasser RB, Hung GC, Chilton NB, Beveridge, I (2004) Advances in developing molecular-diagnostic tools for strongyloid nematodes of equids: fundamental and applied implications. *Molecular and Cellular Probes*, 18(1): 3-16.

Gasser RB, Zhu X, McManus DP (1999) NADH dehydrogenase subunit 1 and cytochrome c oxidase subunit I sequences compared for members of the genus *Taenia* (Cestoda). *International Journal for Parasitology*, 29(12): 1965-1970.

Gassett JW, Folk TH, Alexy KJ, Miller KV, Chapman BR, Boyd FL, Hall DI (2000) Food habits of cattle egrets on St. Croix, US Virgin Islands. *The Wilson Bulletin*, 112(2): 268-271.

Gibbons LM (2010) *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates: Supplementary Volume*. CAB International, Oxford, UK. 416pp.

Gibson, DI, Jones A, Bray RA (2002) *Keys to the Trematoda Volume 1*. CABI Publishing, Wallingford & The Natural History Museum, London, UK. 521pp.

Goble FC, Kutz HL (1945) The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in galliform and passeriform birds. *Journal of Parasitology*, 31: 323-331.

González-Acuña D, Llanos-Soto S, Oyarzún-Ruiz P, Kinsella JM, Barrientos C; Thomas R, Cicchino A, Moreno L (2020) Parasites of the neotropic cormorant *Nannopterum*

(*Phalacrocorax*) *brasilianus* (Aves, Phalacrocoracidae) in Chile. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 29(3): e003920.

Griffin MJ, Khoo LH, Quiniou SM, O'Hear MM, Pote LM, Greenway TE, Wise DJ (2012) Genetic sequence data identifies the cercaria of *Drepanocephalus spathans* (Digenea: Echinostomatidae), a parasite of the double-crested cormorant (*Phalacrocorax auritus*), with notes on its pathology in juvenile channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *Journal of Parasitology*, 98: 967-972.

Griffiths HJ, Gonder E, Pomeroy BS (1976) An outbreak of trematodiasis in domestic geese. *Avian Diseases*, 20 (3): 604-606.

Groschaft J, Tenora F, Valle MT (1975) Trematodes of the family Dicrocoeliidae Odhner, 1911 from Cuban birds. *Acta Universitatis Agriculturae*, 23: 579-597.

Grover A, Sharma PC (2016) Development and use of molecular markers: past and present. *Critical Reviews in Biotechnology*, 36(2): 290-302.

Gutiérrez 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(5): 1137-1147.

Hernández-Cruz E, Hernández-Orts JS, Sereno-Uribe AL, Pérez-Ponce de León G, García-Varela M (2017) Multilocus phylogenetic analysis and morphological data reveal a new species composition of the genus *Drepanocephalus* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae), parasites of fish-eating birds in the Americas. *Journal of Helminthology*, 92 (5): 572-595.

Hildebrand J, Sitko J, Zaleśny G, Jeżewski W, Laskowski Z (2016) Molecular characteristics of representatives of the genus *Brachylecithum* Shtrom, 1940 (Digenea, Dicrocoeliidae) with comments on life cycle and host specificity. *Parasitology Research*, 115: 1417-1425.

Hodda M (2022a) Phylum Nematoda: trends in species descriptions, the documentation of diversity, systematics, and the species concept. *Zootaxa*, 5114 (1): 290-317.

Hodda M (2022b) Phylum Nematoda: a classification, catalogue and index of valid genera, with a census of valid species. *Zootaxa*, 5114(1): 1-289.

- Hon, YEO, Iannacone J, Sánchez L (2013) Nemátodos en aves silvestres del área de conservación privada “Gotas de Agua” Jaén, Cajamarca, Perú. *Neotropical Helminthology*, 7: 289-310.
- Hong EJ, Ryu SY, Chae JS, Kim HC, Park J, Cho JG, K. Choi S, Yu DH, Park BK (2019) Description of *Diplotrriaena manipoli* (Nematoda: Diplotrriaenoidea) detected in the body cavity of *Garrulus glandarius brandtii* from Republic of Korea. *Journal of Veterinary Clinics*, 36: 133-138.
- Hudson PJ (1986) The effect of a parasitic nematode on the breeding production of red grouse. *Journal of Animal Ecology*, 55(1): 85-92.
- Hudson PJ, Newborn D, Dobson AP (1992) Regulation and stability of a free-living host-parasite system: *Trichostrongylus tenuis* in red grouse. 1. Monitoring and parasite-reduction experiments. *Journal of Animal Ecology*, 61(2): 477-486.
- Huffman JE (2008) Trematodes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons; 2008. p. 225-245.
- Huffman JE, Fried B (2008) Schistosomes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons; 2008. p. 246-260.
- Hughes RC (1941) A key to the species of tapeworms in *Hymenolepis*. *Transactions of the American Microscopical Society*, 60(3): 378-414.
- Hwang UW, Kim W (1999) General properties and phylogenetic utilities of nuclear ribosomal DNA and mitochondrial DNA commonly used in molecular systematics. *Korean Journal of Parasitology*, 37(4): 215-28.
- Johnson PT, Sutherland DR, Kinsella JM, Lunde KB (2004) Review of the trematode genus *Ribeiroia* (Psilostomidae): Ecology, life history and pathogenesis with special emphasis on the amphibian malformation problem. *Advances in Parasitology*, 57: 191-253.
- Johnson PTJ, Lunde KB, Ritchie EG, Launer AE (1999) The effect of trematode infection on amphibian limb development and survivorship. *Science*, 284, 802-804.

Johnson PTJ, Lunde KB, Thurman EM, Ritchie EG, Wray SW, Sutherland DR, Kapfer JM, Frest TJ, Bowerman J, Blaustein AR (2002) Parasite (*Ribeiroia ondatrae*) infection linked to amphibian malformations in the western United States. *Ecological Monographs*, 72: 151-168.

Jones A, Bailey TA, Nicholls PK, Samour JH, Naldo J (1996) Cestode and acanthocephalan infections in captive bustards: new host and location records, with data on pathology, control, and preventive medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27 (2): 201-208.

Jones A, Bray RA, Gibson DI (2005) *Keys to the Trematoda Volume II*. CABI Publishing, Wallingford & The Natural History Museum, London, UK. 729pp.

Jones A, Bray RA, Khalil LF (1994) Keys to the orders of Cestoda. In: Khalil LF, Jones, Bray RA, (eds) *Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates*, CAB International, Wallingford, CT, p. 1-2.

Justine JL, Briand MJ, Bray RA (2012) A quick and simple method, usable in the field, for collecting parasites in suitable condition for both morphological and molecular studies. *Parasitology Research*, 111: 341-351.

Justo MCN, Fernandes BMM, Knoff M, Cárdenas MQ, Cohen SC (2017) Checklist of Brazilian Cestoda. *Neotropical Helminthology*, 11(1): 187-282.

Kampfer S, Sturmbauer C, Ott J (1998) Phylogenetic analysis of rDNA sequences from adenophorean nematodes and implications for the Adenophorea-Secernentea controversy. *Invertebrate Biology*, 29-36.

Kanev I, Radev V, Pried B (2002) Family Eucotylidae In: Gibson DI, Jones A, Bray RA. *Keys to the Trematoda Volume I*. Wallingford & The Natural History Museum, London, UK. CABI Publishing, p.147-152.

Karstad L, Sileo L, Okech G (1982) Pathology of *Paradilepis scolecina* (Cestoda: Dipilepididae) in the white-necked cormorant (*Phalacrocorax carbo*). *Journal of Wildlife Diseases*, 18 (4): 507-509.

Kennedy CR (2006) *Ecology of the Acanthocephala*. Cambridge University Press. 260pp.

Khalil LF, Jones A, Bray RA (1994) *Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates*. CAB International, Wallingford, Oxon. 768pp.

- Kinsella JM, Forrester DJ (2008) Tetrameridosis. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons; 2008. p. 376-383.
- Kinsella JM, Foster GW, Forrester DJ (1995) Parasitic helminths of six species of hawks and falcons in Florida. *Journal of Raptor Research*, 29(2): 117-122.
- Kostadinova A (2005) Family Echinostomatidae Looss, 1899. In: Jones A, Gibson DI & Bray R (Eds), *Keys to the Trematoda. Volume 2*. London, UK: CABI Publishing and The Natural History Museum. p. 9-64.
- Kostadinova A, Jones A (2005) Superfamily Echinostomatoidea Looss, 1899. In: Jones A, Gibson DI & Bray R, eds. *Keys to the Trematoda. Volume 2*. London, UK: CABI Publishing and The Natural History Museum. pp. 5-64.
- Kostadinova A, Pérez-del Olmo A (2014) The systematics of the Trematoda. In: Toldedo R, Fried B (Eds) *Digenetic trematodes*. Advances in experimental medicine and biology. New York, Springer Science+Business Media pp. 21-44.
- Kostadinova A, Vaucher C, Gibson DI (2002) Redescription of two echinostomes from birds in Paraguay, with comments on *Drepanocephalus* Dietz, 1909 and *Paryphostomum* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). *Systematic Parasitology*, 53: 147-158.
- Krone O, Stjernberg T, Kenntner N, Tataruch F, Koivusaari J, Nuuja I (2006) Mortality factors, helminth burden, and contaminant residues in white-tailed sea eagles (*Haliaeetus albicilla*) from Finland. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 35 (3): 98-104.
- Kudlai O, Kostadinova A, Pulis EE, Tkach VV (2015) A new species of *Drepanocephalus* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae) from the double-crested cormorant *Phalacrocorax auritus* (Lesson) (Aves: Phalacrocoracidae) in North America. *Systematic Parasitology*, 90: 221-230.
- Kumar S, Stecher G, Tamura K (2016) MEGA 7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0 for Bigger Datasets. *Molecular Evolutionary Genetics Analysis*, 33: 1870-1874.
- Lafferty KD (1997) Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitology Today*, 13 (7): 251-255.

- Lane RL & Morris JE 2000. Biology, prevention and effects of common grubs (digenetic trematodes) in freshwater fish. *Ames: Department of Animal Ecology/Iowa State University, Technical Bulletins Series 115*: 1-6.
- Laumer CE, Hejnol A, Giribet G (2015) Nuclear genomic signals of the ‘microturbellarian’ roots of platyhelminth evolutionary innovation. *Elife*, 4: e05503.
- Le TH, Blair D, McManus DP (2000) Mitochondrial genomes of human helminths and their use as markers in population genetics and phylogeny. *Acta Tropica*, 77(3): 243-256.
- Lent H, Freitas JFT, Proença MC (1945) Alguns helmintos de aves colecionadas no Paraguai. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 43: 271-285.
- Leung TL, Koprivnikar J (2016) Nematode parasite diversity in birds: the role of host ecology, life history and migration. *Journal of Animal Ecology*, 85 (6): 1471-1480.
- Li HC (1933) Report on a collection of parasitic nematodes mainly from North China. Pt. III. Oxyuroidea. *Chinese Medical Journal*, 47: 1307-1325.
- Linton E (1927) Notes on cestode parasites of birds. *Proceedings of the United States National Museum* 70 (2656): 1-73.
- Littlewood DTJ, Bray RA, Waeschenbach A (2015) Phylogenetic patterns of diversity in the cestodes and trematodes. In: Morand S, Krasnov BR, Littlewood DTJ (Eds) *Parasite Diversity and Diversification: Evolutionary Ecology Meets Phylogenetics*. Cambridge, Cambridge University Press. 503pp.
- Littlewood DTJ, Cribb TH, Olson PD, Bray RA (2001) Platyhelminth phylogenetics – a key to understanding parasitism? *Belgian Journal of Zoology*, 131: 35-46.
- Littlewood DTJ, Olson P (2001) Small subunit rDNA and the Platyhelminthes: signal, noise, conflict and compromise. In: Littlewood D & Bray R (Eds.). *Interrelationships of the Platyhelminthes*. CRC Press, London, UK. p. 1-33.
- Littlewood DTJ, Rohde K, Clough KA (1997) Parasite speciation within or between host species? Phylogenetic evidence from site-specific polystome monogeneans. *International Journal for Parasitology*, 27: 1289-1297.

Lizama MAP, Takemoto RM, Pavanelli GC (2005) Influence of host sex and age on infracommunities of metazoan parasites of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Prochilodontidae) of the upper Paraná River floodplain, Brazil. *Parasite*, 12: 299-304.

Lizama MAP, Takemoto RM, Pavanelli GC (2006) Parasitism influence on the hepato, splenosomatic and weight/length relation and relative condition factor of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Prochilodontidae) of the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 15: 116-122.

Locke SA, Al-Nasiri FS, Caffara M, Drago F, Kalbe M, Lapierre AR, McLaughlin DJ, Nie P, Overstreet RM, Souza GTR, Takemoto RM, Marcogliese DJ (2015). Diversity, specificity and speciation in larval Diplostomidae (Platyhelminthes: Digenea) in the eyes of freshwater fish, as revealed by DNA barcodes. *International Journal for Parasitology*, 45(13): 841-855.

Locke SA, Van Dam A, Caffara M, Pinto HA, López-Hernández D, Blonar CA (2018) Validity of the Diplostomoidea and Diplostomida (Digenea, Platyhelminthes) upheld in phylogenomic analysis. *International Journal for Parasitology*, 48(13): 1043-1059.

Lopes-Torres EJ, Girard-Dias W, Mello WN, Simões RO, Pinto IS, Maldonado A, De Souza W, Miranda K (2019) Taxonomy of *Physaloptera mirandai* (Nematoda: Physalopteroidea) based in three-dimensional microscopy and phylogenetic positioning. *Acta Tropica*, 195: 115-126.

López-Caballero J, Mata-López R, Pérez Ponce de León G (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-Hernández D, Leibowitz MP, Pinto HA, Leal CAG (2023) First report of *Crassiphiala* sp. (Trematoda: Diplostomidae) as an etiological agent of black spot disease in commercial ornamental fish from Brazil. *Parasitology Research*, 122 (4): 1037-1042.

López-Hernández D, Locke SA, de Assis JCA, Drago FB, de Melo AL, Rabelo ÉML, Pinto HA (2019) Molecular, morphological and experimental-infection studies of cercariae of five species in the superfamily Diplostomoidea (Trematoda: Digenea) infecting *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) in Brazil. *Acta Tropica*, 199: 105082.

- Lowe-McConnell RH (1967) Biology of the immigrant cattle egret *Ardeola ibis* in Guyana, South America. *Ibis*, 109(2): 168-179.
- Lunaschi LI, Drago F B, 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 de Biodiversidad*, 86(4): 888-895.
- Luton K, Walker D, Blair D (1992) Comparisons of ribosomal internal transcribed spacers from two congeneric species of flukes (Platyhelminthes: Trematoda: Digenea). *Molecular and Biochemical Parasitology*, 56: 323-328.
- Lutz A 1931. Contribuição ao conhecimento da ontogenia das Strigeidas I. Ontogenia de *Hemistomum trilobum* (Rudolphi, 1819). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 25: 333-342.
- Mackenzie K (1999) Parasites as pollution indicators in marine ecosystems: a proposed early warning system. *Marine Pollution Bulletin*, 38(11): 955-959.
- Macko JK, Birová V, Hovorka J (1974a) On the variability of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in Cuba. *Helminthologia*, 15: 881-903.
- Macko JK, Birová V, Hovorka J (1974b). The distribution of *Dispharynx nasuta* and the morphology of *D. resticula* in free-living birds in Cuba. *Helminthologia*, 15: 865-880.
- Mahdy, O. A., El-Ghaysh A (1998) Spiruroid parasites of buff backed heron (*Ardeola ibis ibis*) with a new species of *Cordonema* and *Microtetrameres* together with a key to the genera of Acuariidae (Seurat, 1915). *Journal of the Egyptian German Society of Zoology*, 27: 73-89.
- Marcogliese DJ (2003) Food webs and biodiversity: are parasites the missing link. *Journal of Parasitology*, 89(6): 106-113.
- Marcogliese DJ (2004) Parasites: small players with crucial roles in the ecological theater. *EcoHealth*, 1 (2): 151-164.
- Marcogliese DJ, Cone DK (1997) Food webs: a plea for parasites. *Trends in Ecology & Evolution*, 12 (8): 320-325.
- Mariaux J, Tkach VV, Vasileva GP, Waeschenbach A, Beveridge I, Dimitrova YD, Haukisalmi V, Greiman SE, Littlewood DTJ, Makarikov AA, Phillips AJ, Razafiarisolo T, Widmer V,

- Georgiev BB (2017) Cyclophyllidea. In: Caira J, Jensen K, eds. *Planetary Biodiversity Inventory (2008–2017): Tapeworms from Vertebrate Bowels of the Earth*. Special Publication No. 25. Lawrence, KS, USA; University of Kansas, Natural History Museum. p. 77-148.
- Martínez Gómez F, Navarrete I, Gutiérrez Palomino PN (1982) *Microtetrameres corderoi* n. sp. (Nematoda: Spiruridae) parasito de la urraca *Pica pica* (Passeriformes: Corvidae). *Revista Iberica de Parasitologia*, 42: 133-142.
- Martínez-Salazar EA, Rosas-Valdez, Gregory TR, Violante-González J (2016) Molecular phylogenetic analysis of *Infidum similis*, including morphological data and estimation of its genome size. *Journal of Parasitology*, 102: 468-475.
- Mascarenhas CS, Krüger C, Müller G (2009) The helminth fauna of the red-crested cardinal (*Paroaria coronata*) Passeriformes: Emberizidae in Brazil. *Parasitology Research*, 105: 1359-1363.
- Mati, VLT, Pinto HA, Melo AL (2021) Treatment of primate platynosomosis: a word of caution about the use of praziquantel in marmosets. *Journal of Medical Primatology*, 50(1): 60-66.
- Maurelli MP, Rinaldi L, Capuano F, Perugini AG, Veneziano V, Cringoli G (2007) Characterization of the 28S and the second internal transcribed spacer of ribosomal DNA of *Dicrocoelium dendriticum* and *Dicrocoelium hospes*. *Parasitology Research*, 101:1251-1255.
- Mawson PM (1977) The genus *Microtetrameres* Travassos (Nematoda, Spirurida) in Australian birds. *Records of the South Australian Museum*, 17: 239-259.
- Mawson, PM (1982) Some Acuariinae (Nematoda) from Australian birds. *Transactions of the Royal Society of South Australia*, 106: 19-30.
- McLaughlin JD (2008) Cestodes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic diseases of wild birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons: 2008. p. 261-275.
- Mehmood K, Zhang H, Sabir AJ, Abbas RZ, Ijaz M, Durrani AZ, Saleem MH, Rehman MU, Iqbal MK, Wang Y, Ahmad HI, Abbas T, Hussain R, Ghori MT, Ali S, Khan AU, Li J (2017) A review on epidemiology, global prevalence and economical losses of fasciolosis in ruminants. *Microbial Pathogenesis*, 109: 253-262.

Menezes RC, Mattos JR DG, Tortelly R (2001) Frequência e patologia das infecções causadas por nematóides e cestóides em galinhas-d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Ciência Veterinária*, 8: 35-39.

Menezes RC, Tortelly R, Gomes DC, Pinto RM (2003) Nodular typhlitis associated with the nematodes *Heterakis gallinarum* and *Heterakis isolonche* in pheasants: frequency and pathology with evidence of neoplasia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 98 (8): 1011-1016.

Minchella DJ, Scott ME (1991) Parasitism: a cryptic determinant of animal community structure. *Trends in Ecology & Evolution*, 6 (8): 250-254.

Miura O, Kuris AM, Torchin ME, Hechinger RF, Dunham EJ, Chiba S (2005) Molecular genetic analyses reveal cryptic species of trematodes in the intertidal gastropod, *Batillaria cumingi* (Crosse). *International Journal for Parasitology*, 35: 793-780.

Monteiro CM, Amato JFR, Amato SB (2011) Helminth parasitism in the Neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in Southern Brazil: effect of host size, weight, sex, and maturity state. *Parasitology Research*, 109: 849-855.

Morais JC, Souza DMF, Gallas M, Silveira EF, Périgo E (2018) *Diplotrriaena delirae* Pinto & Noronha, 1970 (Nematoda, Diplotrriaenidae) in *Pitangus sulphuratus* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes, Tyrannidae) from southern Brazil. *Check List*, 14: 823-826.

Moralez-Silva E, Del Lama SN (2014) Colonization of Brazil by the cattle egret (*Bubulcus ibis*) revealed by mitochondrial DNA. *NeoBiota*, 21: 49-63.

Morgan JA, Blair D (1998) Mitochondrial ND1 gene sequences used to identify echinostome isolates from Australia and New Zealand. *International Journal for Parasitology* 28: 493-502.

Moszczyńska A, Locke SA, McLaughlin JD, Marcogliese DJ, Crease TJ (2009) Development of primers for the mitochondrial cytochrome c oxidase I gene in digenetic trematodes (Platyhelminthes) illustrates the challenge of barcoding parasitic helminths. *Molecular Ecology Resources*, 9: 75-82.

- Nadler SA, Hudspeth DS (1998) Ribosomal DNA and phylogeny of the Ascaridoidea (Nemata: Secernentea): implications for morphological evolution and classification. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 10(2): 221-236.
- Nadler SA, Pérez-Ponce de León G (2011) Integrating molecular and morphological approaches for characterizing parasite cryptic species: implications for parasitology. *Parasitology*, 138(13): 1688-1709.
- Nickol BB (1969) Acanthocephala of Louisiana Picidae with description of a new species of *Mediorhynchus*. *Journal of Parasitology*, 55(2): 324-328.
- Niewiadomska K (2002) Family Diplostomidae Poirier, 1886. In: Gibson DI; Jones A; Bray RA, eds. *Keys to the Trematoda, Volume 1*. Wallingford: CABI Publishing, p.167-196.
- Nogueserola ML, Navarro P, Lluch J (2002) Helmintos parásitos de Ardeidae en Valencia (España). In: *Anales de Biología*, Servicio de Publicaciones de la Universidad de Murcia, 24:139-144.
- Noronha D, Sá MR, Knoff M, Muniz-Pereira LC, Pinto RM (2009). *Adolpho Lutz e a Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*. Rio de Janeiro: Museu Nacional. 154 pp.
- Odening K (1963) Zwei neue Nierentrematoden der Unterordnung Eucotylata (Digenea, Sporocystoidei) aus Singvögeln Brasiliens und Vietnams. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 23: 491-503.
- O'Hear M, Pote L, Yost M, Doffitt C, King T, Panuska C (2014) Morphologic and molecular identifications of digenetic trematodes in double-crested cormorants (*Phalacrocorax auritus*) from the Mississippi Delta, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, 50(1): 42-49.
- Olson PD, Cribb TH, Tkach VV, Bray RA, Littlewood DTJ (2003) Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). *International Journal for Parasitology*, 33(7): 733-755.
- Olson PD, Littlewood DTJ, Bray RA, Mariaux J (2001) Interrelationships and evolution of the tapeworms (Platyhelminthes: Cestoda). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 19 (3): 443-467.

- Olson PD, Tkach VV (2005) Advances and trends molecular systematics of the parasitic Platyhelminthes. *Advances in Parasitology*, 60: 165-243.
- Ortega-Olivares MP, Barrera-Guzmán AO, Haasová I, Salgado-Maldonado G, Guillén-Hernández S, Scholz T (2008) Tapeworms (Cestoda: Gryporhynchidae) of fish-eating birds (Ciconiiformes) from Mexico: new host and geographical records. *Comparative Parasitology*, 75(2): 182-195.
- Ortega-Olivares MP, Garcia-Prieto L, Garcia-Varela M (2014) Gryporhynchidae (Cestoda: Cyclophyllidae) in Mexico: species list, hosts, distribution and new records. *Zootaxa*, 3795(2): 101-125.
- Ortega-Olivares MP, García-Varela M (2018) Phylogenetic relationships of the family Gryporhynchidae (Cestoda: Cyclophyllidae) inferred through SSU and LSU rDNA sequences. *Journal of Helminthology*, 93(6): 763-771.
- Ostrowski de Núñez, M (1970) Estudios sobre la fauna parasitaria del biguá. II. Trematodes pertenecientes a la familia Diplostomatidae. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia Zoología* 10: 199-214
- Ostrowski de Núñez, M (2017) Redescription of *Austrodiplostomum compactum* (Trematoda: Diplostomidae) from its type host and locality in Venezuela, and of *Austrodiplostomum mordax* from Argentina. *Journal of Parasitology*, 103(5): 497-505.
- Pacheco JF, Silveira LF, Aleixo A, Agne CE, Bencke GA, Bravo GA, Brito GRR, Cohn-Haft M, Maurício GN, Naka LN, Olmos F, Posso S, Lees AC, Figueiredo LFA, Carrano E, Guedes RC, Cesari E, Franz I, Schunck F, Piacentini VQ (2021) Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee – second edition. *Ornithology Research*, 29 (2): 1-123.
- Patwardhan A, Ray S, Roy A (2014) Molecular markers in phylogenetic studies-a review. *Journal of Phylogenetics & Evolutionary Biology*, 2(2): 1-9.
- Pérez-Ponce de León G, Hernández-Mena D (2019) Testing the higher-level phylogenetic classification of Digenea (Platyhelminthes, Trematoda) based on nuclear rDNA sequences before entering the age of the ‘next-generation’ Tree of Life. *Journal of Helminthology*, 93 (3): 260-276.

Permin A, Bisgaard M, Frandsen F, Pearman M, Kold J, Nansen P (1999) Prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. *British Poultry Science*, 40(4): 439-443.

Pessôa SB, Martins AV (1982) *Pessôa Parasitologia Médica*. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 872pp.

Pinto HA, Cruz OMS, López-Hernández D, Mati VL, Martins NR (2022) Acute infection with *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) as a clinically relevant and potentially fatal disease in *Falco sparverius* (Aves: Falconidae) in Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 31: 100726.

Pinto HA, Griffin MJ, Quiniou SM, Ware C, Melo AL (2016) *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) as an intermediate host of *Drepanocephalus* spp. (Trematoda: Echinostomatidae) in Brazil: a morphological and molecular study. *Parasitology Research*, 115: 51-62.

Pinto HA, Jadin RC, Orlofske SA, Johnson PTJ, Melo AL (2013) *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae) as an intermediate host of *Ribeiroia* sp. (Trematoda: Psilostomidae) in Brazil. *Journal of Parasitology*, 99(5): 914-918.

Pinto HA, Mati V, Melo A (2012) *Valipora minuta* (Coil, 1950) (Cyclophyllidae: Gryporhynchidae) in *Butorides striata* (Linnaeus, 1758) (Aves: Ardeidae): The first record from Brazil and a new definitive host record. *Check List*, 8(5): 914-916.

Pinto HA, Mati VL, Melo AL (2014) Metacercarial infection of wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Brazil. *The Scientific World Journal*, 2014(1): 807492.

Pinto HA, Mati VL, Pujoni DG, Melo AL (2017) *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) in captive black-tufted marmoset *Callithrix penicillata* (Primates: Cebidae) from Brazil: a morphometric analyses with taxonomic comments on species of *Platynosomum* from nonhuman primates. *Journal of Parasitology*, 103(1): 14-21.

Pinto HA, Pulido-Murillo EA, Braga RR, Mati VL, Melo AL, Tkach VV (2018) DNA sequences confirm low specificity to definitive host and wide distribution of the cat pathogen *Platynosomum illiciens* (= *P. fastosum*) (Trematoda: Dicrocoeliidae). *Parasitology Research*, 117: 1975-1978.

- Pinto RM, Barros LA, Tortelly L, Teixeira RF, Gomes DC (2004a) Prevalence and pathology of helminths of ciconiiform birds from the Brazilian swamplands. *Journal of Helminthology*, 78 (3): 259-264.
- Pinto RM, Menezes RC, Gomes DC (2004b) First report of five nematode species in *Phasianus colchicus* Linnaeus (Aves, Galliformes, Phasianidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 21: 961-970.
- Pinto RM, Noronha D (1970) Sobre uma nova espécie do gênero *Diplotrriaena* Railliet & Henry, 1909 (Nematoda, Filarioidea) *Diplotrriaena delirae* sp. n. *Atas da Sociedade de Biologia*, 14: 55-57.
- Pinto RM, Vicente JJ, Noronha D (1997) Nematode Parasites of Brazilian Corvid Birds (Passeriformes): a general survey with a description of *Viktorocara brasiliensis* n. sp. (Acuariidae, Schistorophinae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 92: 209-214.
- Pojmańska T (2008) Family Dicrocoeliidae Looss, 1899. In: Bray RA, Gibson DI, Jones A, eds. *Keys to the Trematoda, Volume 3*. Wallingford UK: CABI; p. 233-260.
- Poon RW, Tam EW, Lau SK, Cheng VC, Yuen KY, Schuster RK, Woo PC (2017) Molecular identification of cestodes and nematodes by *cox1* gene real-time PCR and sequencing. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 89(3): 185-190.
- Poulin R (1995) Phylogeny, ecology, and the richness of parasite communities in vertebrates. *Ecological Monographs*, 65 (3): 283-302.
- Poulin R (2014) Parasite biodiversity revisited: frontiers and constraints. *International Journal for Parasitology*, 44 (9): 581-589.
- Poulin R, Closs GP, Lill AWT, Hicks AS, Herrmann KK, Kelly DW (2012) Migration as an escape from parasitism in New Zealand galaxiid fishes. *Oecologia*, 169: 955–963. doi:10.1007/s00442-012-2251-x.
- Poulin R, Morand S (2000) The Diversity of Parasites. *The Quarterly Review of Biology*, 75(3): 277–293.
- Poulin R, Morand S (2004) *Parasite Biodiversity*. Smithsonian Books, Washington DC. 216pp.

- Poulin R, Presswell B (2016) Taxonomic quality of species descriptions varies over time and with the number of authors, but unevenly among parasitic taxa). *Systematic Biology*, 65: 1107-1116.
- Poulin R, Presswell B, Bennett J, de Angeli Dutra D, Salloum PM (2023) Biases in parasite biodiversity research: why some helminth species attract more research than others. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 21: 89-98.
- Prestwood AK, Reid WM (1966) *Drepanidotaenia watsoni* sp. n. (Cestoda, Hymenolepididae) from the Wild Turkey of Arkansas. *Journal of Parasitology*, 432-436.
- Price PW (1980) Evolutionary Biology of Parasites, *Monographs in Population Biology* 15: 1-237.
- Price, EW (1931) Four new species of trematode worms from the muskrat, *Ondrata zibethica* with a key to the trematode parasites of the muskrat. *Proceedings of the United States National Museum*, 79: 1-13.
- Price, EW (1942) A new trematode of the family Psilostomidae from the lesser scaup duck, *Marila affinis*. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 9: 30-31.
- Ramos IP, Franceschini L, Zago AC, Zica EDOP, Wunderlich AC, Lima FPD, Silva RJD (2016) *Austrodiplostomum compactum* metacercariae (Digenea: Diplostomidae) in *Schizodon intermedius* (Characiformes: Anostomidae) from Jurumirim reservoir, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25(2): 240-243.
- Rasheed S (1960) The nematode parasites of the birds of Hyderabad (India). *Biologia Lahore*, 6: 1-16.
- Rausch RL (1983) The biology of avian parasites: helminths. In: Farner, DS, King, JR, Parkes, KC. (Eds.) *Avian Biology*. Academic Press. New York. p. 367-432.
- Rego A (1982) Expedições e coletas helmintológicas no Brasil. *Ciência e Cultura*, 34(4): 507-510.
- Rego AA, Chubb JC, Pavanelli GC (1999) Cestodes in South American freshwater teleost fishes: keys to genera and brief description of species. *Revista Brasileira de Zoologia*, 16: 299-367.

Rego AA, Rolas FJT (1972) Cestóides parasitos de *Butorides virescens* (L.). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 16(1): 35-37.

Richardson DJ, Nickol BB (2008) Acanthocephala. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. John Wiley & Sons. New Delhi, India. p. 277-288.

Rietschel G, Werding B (1978) Trematodes of birds from northern Columbia. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 57: 57-82.

Rodrigues HO (1963) Contribuição ao estudo do gênero *Platynosomum* Looss, 1907 (Trematoda, Dicrocoeliidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 61: 507-551.

Rosser TG, Alberson NR, Khoo LH, Woodyard ET, Pote LM, Matt JG (2016b) Characterization of the life cycle of a fish eye fluke, *Austrodiplostomum ostrowskiae* (Digenea: Diplostomidae), with notes on two other diplostomids infecting *Biomphalaria havanensis* (Mollusca: Planorbidae) from catfish aquaculture ponds in Mississippi, USA. *Journal of Parasitology*, 102(2): 260-274.

Rosser TG, Baumgartner WA, Alberson NR, Woodyard ET, Reichley SR, Wise DJ, Pote LM, Griffin, MJ (2016a) *Austrodiplostomum* sp., *Bolbophorus* sp. (Digenea: Diplostomidae), and *Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) metacercariae in inland silverside *Menidia beryllina* from catfish aquaculture ponds, with notes on the infectivity of *Austrodiplostomum* sp. cercariae in channel catfish *Ictalurus punctatus*. *Parasitology Research*, 115: 4365-4378.

Rudolphi KA (1819) *Entozoorum Synopsis cui Accedunt Mantesia Duplex et Indices Locupletissimi*. Berolini. 811 pp.

Salah Eldein A, El-Aal A, Kamel A, Gamal Eldein M, Dessouki A (2015) Prevalence of nematode parasites in cattle egret (*Bubulcus ibis*) in Egypt. *Suez Canal Veterinary Medical Journal*, 20(2), 107-122.

Salgado-Maldonado G, Aguilar-Aguilar R, Cabanas-Carranza G, Soto-Galera E, Mendoza-Palmero C (2005) Helminth parasites in freshwater fish from the Papaloapan river basin, Mexico. *Parasitology Research*, 96: 69-89.

Salgado-Maldonado G, Amin, OM (2009) Acanthocephala of the Gulf of Mexico. In: Felder DL, Camp DK. (Eds.), *Gulf of Mexico. Origin, Waters, and Biota*. Vol. 1, Biodiversity. Texas University Press, Corpus Christi, Texas, p.539-552

Salgado-Maldonado G, Cabañas-Carranza G, Caspeta-Mandujano JM, Soto-Galera E, Mayén-Peña E, Brailovsky D, Báez-Valé R (2001) Helminth parasites of freshwater fishes of the Balsas River drainage basin of southwestern Mexico. *Comparative Parasitology*, 68(2): 196-208.

Salgado-Maldonado G, Mercado-Silva N, Cabañas-Carranza G, Caspeta-Mandujano JM, Aguilar-Aguilar R, Iñiguez-Dávalos LI (2004) Helminth parasites of freshwater fishes of the Ayuquila River, Sierra de Manantlan Biosphere Reserve, west central Mexico. *Comparative Parasitology*, 71(1): 67-72.

Sandground JH (1929) Some new parasitic nematodes from Yucatan (Mexico), including a new genus of Strongyle from cattle. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 69: 513-524.

Sanford SE (1978) Mortality in mute swans in Southern Ontario associated with infestation with the thorny-headed worm, *Polymorphus boschadis*. *Canadian Veterinary Journal*, 19: 234-236.

Sangster G (2018) Integrative taxonomy of birds: the nature and delimitation of species. In: Tietze DT (Ed) *Bird Species: How they arise, modify and vanish*. Springer International Publishing, Heidelberg, Germany. p. 9-37.

Santana RLS, Carvalho ELD, Sindeaux JL, Silva MVOD, Pinheiro RHDS, Gonçalves EC, Giese EG (2023) Morphological and molecular characterization of *Contracaecum australe* (Nematoda: Anisakidae) parasitizing *Phalacrocorax brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae) on the north coast of Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 32(2): e003723.

Santoro M, Tripepi M, Kinsella JM, Panebianco A, Mattiucci S (2010) Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. *Veterinary Journal*, 186 (1): 119-122.

Santos IS, Tavares KS, Teixeira RER, Oliveira MS, Prado IS, Antonio ES, Neto AIS, dos Anjos MS, Tomazi L, Nishiyama PB, da Silva MB, Fraga RE (2021) Helminthofauna de *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1758) oriundos do tráfico de animais silvestres. *Research, Society and Development*, 10: 1-8.

- Santos RS, Marchiori N, Santarem VA, Takahashi HK, Mourino JLP, Martins ML (2012) *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Digenea, Diplostomidae) in the eyes of fishes from Paraná River, Brazil. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 34(2): 225-231.
- Sardella CJ, Mancini M, Salinas V, Simões RO, Luque JL (2020) A new species of *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) found parasitizing *Nannopterum brasilianus* (Suliformes: Phalacrocoracidae) and *Hoplias argentinensis* (Characiformes: Erythrinidae) in South America: morphological and molecular characterization of larval and adult stages. *Journal of Helminthology*, 94: e184.
- Schmidt GD (1986) *CRC Handbook of Tapeworm Identification*. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. 675 pp.
- Schmidt GD, Roberts, LS (2009) *Foundations of Parasitology*. 8th ed., McGraw-Hill New York. 691 pp.
- Scholz T, Bray RA, Kuchta R, Řepová R (2004) Larvae of gryporhynchid cestodes (Cyclophyllidae) from fish: a review. *Folia Parasitologica*, 51: 131-152.
- Scholz T, Kuchta R, Salgado-Maldonado G (2002) Cestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) from fish-eating birds in Mexico: a survey of species. *Systematic Parasitology*, 52: 171-182.
- Scholz T, Salgado-Maldonado G (2001) Metacestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) parasitising fishes in Mexico. *Systematic Parasitology*, 49: 23-39.
- Scholz T, Vargas-Vázquez J, Moravec F, Vivas-Rodríguez C, Mendoza-Franco E (1996) Cestoda and Acanthocephala of fishes from cenotes (=sinkholes) of Yucatan, Mexico. *Folia Parasitologica*, 43: 141-152.
- Schulman FY, Montali RJ, Citino SB (1992) Pathology, diagnosis, and treatment of *Synhimantus nasuta* infection in African jacanas (*Actophilornis africana*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 23(3): 313-317.
- Sereno-Uribe AL, López-Jimenez A, Andrade-Gómez L, García-Varela M (2019) A morphological and molecular study of adults and metacercariae of *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819), Lutz 1931 (Diplostomidae) from the Neotropical region. *Journal of Helminthology*, 93(1): 91-99.

- Seurat LG (1914) Sur quelques *Heterakis* d'oiseaux. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 6: 195-202.
- Shaw JL, Moss R (1990) Effects of the caecal nematode *Trichostrongylus tenuis* on egg-laying by captive red grouse. *Research in Veterinary Science*, 48(1): 59-63.
- Shifaw A, Feyera T, Walkden-Brown SW, Sharpe B, Elliott T, Ruhnke I (2021) Global and regional prevalence of helminth infection in chickens over time: a systematic review and meta-analysis. *Poultry Science*, 100(5): 1-10.
- Silva GS, Romera DM, Fonseca LEC, Meireles MV (2016) Helminthic parasites of chickens (*Gallus domesticus*) in different regions of São Paulo State, Brazil. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 18: 163-168.
- Simões MB, Alves PV, López-Hernández D, Couto EA, Moreira NI, Pinto HA (2022) Size does not matter: molecular phylogeny reveals one of the largest trematodes from vertebrates, the enigmatic *Ithyoclinostomum dimorphum*, as a species of *Clinostomum* (Trematoda: Clinostomidae). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 19: 84-88.
- Sørensen E, Drew AC, Brindley PJ, Bøgh HO, Gasser RB, Qian BZ, Chiping Q, McManus DP (1998) Variation in the sequence of a mitochondrial NADH dehydrogenase I gene fragment among six natural populations of *Schistosoma japonicum* from China. *International Journal for Parasitology*, 28(12): 1931-1934.
- Soulsby EJJ (1982) *Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals*. Baillière Tindall, London. 809pp.
- Spalding MG, Forrester DJ (1993) Pathogenesis of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Dioctophymatoidea) in Ciconiiformes. *Journal of Wildlife Diseases*, 29 (2): 250-260
- Sterner MC, Cole RA (2008) *Diplotrriaena*, *Serratospiculum*, and *Serratospiculoides*. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB (Eds) *Parasitic Diseases of Wild Birds*. John Wiley & Sons, Ames, Iowa. p. 434-438.
- Stuart JJ, Dismukes JF, Dixon CF (1972) Endoparasites of the cattle egret (*Bubulcus ibis*) in Alabama. *Journal of Parasitology*, 58(3):518.

Takemoto RM, Pavanelli GC, Lizama MAP, Lacerda ACF, Yamada FH, Moreira LHA, Ceschini TL, Bellay S (2009) Diversity of parasites of fish from the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 69: 691-705.

Tarello W (2006) Serratospiculosis in falcons from Kuwait: incidence, pathogenicity and treatment with melarsomine and ivermectin. *Parasite* 13(1): 59-63.

Thatcher VE (2006) *Amazon Fish Parasites*. 2nd ed. Sofia-Moscow, Pensoft Publishers. 508pp.

Thompson-Cowley LL, Helfer DH, Schmidt GD, Eltzroth EK (1979) Acanthocephalan parasitism in the western bluebird (*Sialia mexicana*). *Avian Diseases*, 23 (3):768-771.

Titley MA, Snaddon, JL, Turner EC (2017) Scientific research on animal biodiversity is systematically biased towards vertebrates and temperate regions. *PloS One*, 12 (12): e0189577.

Tkach VV, Kudlai O, Kostadinova A (2016) Molecular phylogeny and systematics of the Echinostomatoidea Looss, 1899 (Platyhelminthes: Digenea). *International Journal for Parasitology*, 46(3): 171-185.

Tkach VV, Littlewood TJ, Olson PD, Kinsella M, Swiderski Z (2003) Molecular phylogenetic analysis of the Microphalloidea Ward, 1901 (Trematoda: Digenea). *Systematic Parasitology*, 56: 1-15.

Tompkins DM (2008) *Trichostrongylus* In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, eds. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1. ed. New Delhi, India: John Wiley & Sons; 2008. p. 316-325.

Travassos L (1913) Sobre as espécies brasileiras da subfamília Heterakinae Railliet & Henry. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 5(3): 271-318.

Travassos L (1914) Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 6: 150-161.

Travassos L (1915) Sobre as espécies brasileiras de gênero "*Tetrameres* Clipin", 1846: nota prévia. *Brazil-Medico*, 38: 297-298.

Travassos L (1917) Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira, XVII. Revisão dos acantocefalos brasileiros. Parte I. Fam. Gigantorhynchidae Hamann, 1982 sub-fam Centrorhynchinae Travassos, 1919. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 9: 5-62.

Travassos L (1926) Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira, XX. Revisão dos acanthocephalos brasileiros. Parte II. Família Echinorhynchidae Hamann *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 19: 31-125.

Travassos L (1939) Um novo trematodeo parasito de garças: *Ribeiroia insignis* n. g., n. sp. *Boletim Biologico*, 4: 301-304.

Travassos L (1950) *Introdução ao Estudo da Helminthologia*. Rio de Janeiro: Revista Brasileira de Biologia. 173pp.

Travassos L (1951) O Gênero *Pulchrosoma* Travassos, 1916 e sua situação no sistema de Trematodeos. *Arquivos de Zoologia*, 7: 465-492.

Travassos L (1965) *Contribuição para o Inventário Crítico da Zoologia no Brasil. Fauna Helminológica: Considerações Preliminares - Cestódeos*. Rio de Janeiro: Publicações Avulsas do Museu Nacional. 84 pp.

Travassos L, Pinto C, Muniz J (1927) Excursão científica ao Estado de Matto Grosso na zona do Pantanal (Margens dos Rios S. Lourenço e Cuyabá) realizada em 1922. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 20: 249-269.

Travassos, L. (1944). Revisão da familia Dicrocoeliidae Odhner, 1910. In: *Revisão da família Dicrocoeliidae Odhner, 1910*. Monografias do Instituto Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro. p. 197-217.

Valadão MC, Silva BC, López-Hernández D, Araújo JV, Locke SA, Pinto HA (2018) A molecular phylogenetic study of the caecal fluke of poultry, *Postharmostomum commutatum* (= *P. gallinum*) (Trematoda: Brachylaimidae). *Parasitology Research*, 117: 3927-3934.

Van Bolhuis GH, Rijks JM, Dorrestein GM, Rudolfova J, Van Dijk M, Kuiken T (2004) Obliterative endophlebitis in mute swans (*Cygnus olor*) caused by *Trichobilharzia* sp. (Digenea: Schistosomatidae) infection. *Veterinary Pathology*, 41 (6): 658-665.

- Van den Broek E (1963) Considerations on the taxonomy of the genus *Cathaemasia* Looss 1899 (Trematoda, Cathaemasiidae). *Archives Neerlandaises de Zoologie*, 15(4): 472-490.
- Van Steenkiste N, Locke SA, Castelin M, Marcogliese DJ, Abbott CL (2015) New primers for DNA barcoding of digeneans and cestodes (Platyhelminthes). *Molecular Ecology Resources*, 15: 945-952.
- Verweyen L, Klimpel S, Palm HW (2011) Molecular phylogeny of the Acanthocephala (class Palaeacanthocephala) with a paraphyletic assemblage of the orders Polymorphida and Echinorhynchida. *PLoS One*, 6 (12): e28285.
- Vicente JJ, Pinto RM, Noronha D (1983a) *Skrjabinoclava tupacincal* Freitas, Vicente & Ibañez, 1970 in Brazil and some other helminths from Tyrannidae birds. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 78: 95-100.
- Vicente JJ, Pinto RM, Noronha D (1983b) Estudo das espécies brasileiras do gênero *Diplotrriaena* Henry & Ozoux, 1909 (Nematoda, Filarioidea). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 78: 165-182.
- Vicente JJ, Rodrigues HDO, Gomes DC, Pinto RM (1995) Nematóides do Brasil. Parte IV: nematóides de aves. *Revista Brasileira de Zoologia*, 12: 1-273.
- Vicente JJ, Van Sluys M, Fontes AF, Kiefer MC (2000) *Subulura lacertilia* sp. n. (Nematoda, Subuluridae) parasitizing the Brazilian lizard *Tropidurus nanuzae* Rodrigues (Lacertilia, Tropiduridae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 17: 1065-1068.
- Vieira TD, de Macedo MRP, Bernardon FF, Müller G (2017) Morphological, molecular and phylogenetic analyses of *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae). *Parasitology International*, 66 (5): 555-559.
- Vital JF, Morey GAM, Pereira NB, Malta, JCO (2016) Metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) em peixes de lagos de várzea da Amazônia Brasileira. *Folia amazônica*, 25(2): 153-158.
- Wicht B, Ruggeri-Bernardi N, Yanagida T, Nakao M, Peduzzi R, Ito A (2010) Inter-and intra-specific characterization of tapeworms of the genus *Diphyllbothrium* (Cestoda:

Diphyllbothriidea) from Switzerland, using nuclear and mitochondrial DNA targets. *Parasitology International*, 59(1): 35-39.

Will KW, Mishler BD, Wheeler QD (2005) The perils of DNA barcoding and the need for integrative taxonomy. *Systematic Biology*, 54: 844-851.

Wobeser GA (2008) Parasitism: costs and effects. In Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB (Eds) *Parasitic Diseases of Wild Birds*. John Wiley & Sons. New Delhi, India. 595pp.

Yamada FH, Moreira LHDA, Ceschini TL, Takemoto RM, Pavanelli GC (2008) Novas ocorrências de metacercária de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes: Digenea) parasito de olhos de peixes da bacia do rio Paraná. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 17: 163-166.

Yamaguti S (1961) *Systema helminthum*. Vol. III, pts. I-II. *The Nematodes of Vertebrates*. Interscience Publishers, New York. 1261 pp.

Zhang L, Beveridge I (2007) Description of *Synhimantus (Dispharynx) mawsonae* n. sp. and a redescription of *Procyrnea dollfusi* (Mawson, 1968) (Nematoda: Spirurida) from the southern boobook owl, *Ninox boobook* (Latham, 1802) (Aves: Strigidae). *Transactions of the Royal Society of South Australia* 131: 152-159.

Zhang L, Brooks DR, Causey D (2004) Two species of *Synhimantus (Dispharynx)* Railliet, Henry and Sisoff, 1912 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae), in passerine birds from the area de conservacion guanacaste, Costa Rica. *Journal of Parasitology*, 90(5): 1133-1138.

Zhao GH, Li J, Mo ZH, Li XY, Lin RQ, Zou FC, Weng YB, Song HQ, Zhu XQ (2012) The second transcribed spacer rDNA sequence: an effective genetic marker for inter-species phylogenetic analysis of trematodes in the order Strigeata. *Parasitology Research*, 111:1467-1472.

Ziegler AF, Welte SC, Miller EA, Nolan TJ (2000) Eustrongylidiasis in eastern great blue herons (*Ardea herodias*). *Avian Diseases*, 44: 443-448.

ANEXO 1: TABELA DE DIVERGÊNCIA

TABELA 1- Estimativas de divergência evolutiva (distância p não-corrigida, expressa em porcentagem) entre sequências parciais do gene 28S de *Paradilepis caballeroi* obtidas no presente estudo (em negrito) e sequências de outros Gryporhynchidae disponíveis no GenBank.

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43				
1	<i>Paradilepis caballeroi</i>																																															
2	<i>Paradilepis maleki</i> MH062160 AS	14																																														
3	<i>Paradilepis maleki</i> MH062159 AS	14	1,																																													
4	<i>Paradilepis maleki</i> MH062161 AS	13	2,	0,																																												
5	<i>Paradilepis scolecina</i> MH062155 AS	12	11	12	10																																											
6	<i>Paradilepis scolecina</i> MH062156 AS	11	11	12	10	0,																																										
7	<i>Paradilepis urcenia</i> MW481312 NZ	15	11	11	11	13	13																																									
8	<i>Paradilepis urcenia</i> MW481316 NZ	15	10	10	10	12	12	0,																																								
9	<i>Paradilepis</i> sp. MH062157 ZW	13	13	13	13	7,	7,	15	14																																							
10	<i>Paradilepis</i> sp. MH062158 AS	13	13	13	13	7,	7,	15	14	1,																																						
11	<i>Paradilepis</i> sp. MH699792 MX	9,	8,	8,	8,	3,	3,	8,	7,	6,	6,																																					
12	<i>Paradilepis</i> sp. MT603877 AUS	3	5	8	7	1	1	0	4	3	0																																					
13	<i>Paradilepis</i> sp. MT603878 AUS	18	18	18	17	17	17	19	19	17	17	11																																				
14	<i>Paradilepis</i> sp. MT603879 AUS	19	18	19	18	17	17	20	20	17	17	11	3,																																			
15	<i>Paradilepis</i> sp.MT603880 AUS	6	9	7	1	5	5	8	3	7	7	5																																				
16	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062162 MDG	18	19	19	18	16	16	19	19	16	16	13	20	21	21	20																																
17	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062163 ZW	9	4	4	7	5	5	3	0	3	3	7	7	8	1	4																																
18	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062164 ZW	17	17	18	18	15	15	19	19	15	15	12	18	19	21	18	0,	0,																														
19	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062165 ZW	5	9	4	7	2	2	3	0	0	5	5	5	5	4	1	0																															
20	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062167 AS	17	18	18	18	15	15	19	19	15	15	12	18	19	21	18	0,	0,	0,	0,																												
21	<i>Neogryporhynchus lasiopeius</i> MH062166 AS	6	0	5	9	7	7	6	3	5	6	0	0	9	6	7	7	6	8	0																												
22	<i>Amirthalingamia macracantha</i> MH062172 ZW	21	20	21	22	19	26	26	19	19	14	21	23	24	21	15	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	14	
23	<i>Amirthalingamia macracantha</i> MH062173 ZW	9	9	9	4	1	1	5	0	8	5	6	8	4	9	8	8	5	4	6	2	2	0																									
24	<i>Cyclustera ibisae</i> MH699780 MX	21	19	19	21	19	27	27	19	19	19	21	21	27	21	18	17	17	17	17	17	17	19	19																								

ANEXO 2: PRODUÇÃO BIBLIOGRÁFICA NO PERÍODO (2019-2024)

Artigos publicados

Cruz, O. M. S., Do Val H. G. P., Alves P. V., de Lima G. M. N., Zucherato M. C. de P., Sa F. de S., Barreto C., Teixeira E. P. T., Stehling T. L., Martins N. R. S., Pinto H. A. 2021. New records of nematodes in the yellow-billed cuckoo *Coccyzus americanus* (Cuculiformes: Cuculidae) based on a migrant specimen found in Brazil. *The Journal of Parasitology*, 107(6), 855-862.

Pinto, H. A., **Cruz, O. M. S.**, López-Hernández, D., Mati, V. L., & Martins, N. R. 2022. Acute infection with *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) as a clinically relevant and potentially fatal disease in *Falco sparverius* (Aves: Falconidae) in Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 31, 100726.

Cruz, O. M. S., de Melo, A. L., & Pinto, H. A. 2023. *Columbina talpacoti* (Aves: Columbidae) as a New Host for *Diplotrriaena delirae* (Nematoda: Diplotrriaenidae) in Brazil: A Case Based on an Extremely High Worm Burden. *Comparative Parasitology*, 90(2), 78-81.

Artigo em fase final de elaboração

Cruz, O. M. S.; López-Hernández, D.; Johnson, P. T. J., Tkach, V. V., Pinto, H. A. Similar yet different: reestablishment of *Ribeiroia insignis* (Trematoda: Echinostomatidae) based on molecular phylogenetic data from parasites found in cormorants and snails from Brazil.

Artigo em produção

Phylogenetic position of *Pulchrosoma reticulata* (Trematoda: Echinostomatidae) found in *Megaceryle torquata* (Aves: Alcedinidae) from Brazil: an integrative taxonomic study pointing to the need for changes in the classification.

Resumos publicados em anais de eventos

Cruz, O. M. S., Do Val H. G. P., Alves P. V., de Lima G. M. N., Zucherato M. C. de P., Sa F. de S., Barreto C., Teixeira E. P. T., Stehling T. L., Martins N. R. S., Pinto H. A. 2021.

Helminthos gastrointestinais encontrados em *Coccyzus americanus* (Linnaeus, 1758) em Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. Anais do XXVII Congresso Brasileiro de Ornitologia, formato online.

Cruz, O. M. S.; López-Hernández, D.; Pinto, H. A. Restabelecimento de *Ribeiroia insignis* (Trematoda: Echinostomatidae) a partir do estudo morfológico e molecular de parasitos recuperados de *Nannopterum brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae) no Brasil. Anais do XII Encontro de Pesquisa em Parasitologia. Belo Horizonte (MG). Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG, 2022.

Cruz, O. M. S.; López-Hernández, D.; Pinto, H. A. Phylogenetic position of *Pulchrosoma reticulata* (Trematoda: Echinostomatidae) found in *Megaceryle torquata* (Aves: Alcedinidae) from Brazil: an integrative taxonomic study pointing to the need for changes in the classification. Anais do XXVIII Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia. Aracaju (SE) Universidade Tiradentes - Unit, 2023.