



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA**

**TIAGO PAIXÃO MANGAS**

**HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA NO ESTADO  
DO PARÁ**

**BELÉM**  
**2020**

**TIAGO PAIXÃO MANGAS**

**HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA NO ESTADO  
DO PARÁ**

Tese apresentada à Universidade Federal Rural da  
Amazônia, como parte das exigências do Programa  
de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na  
Amazônia, para a obtenção do título de doutor.

Área de concentração: Saúde e Meio Ambiente

Orientador: Prof. Dr. Washington Luiz Assunção  
Pereira

Coorientadores: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Elane Guerreiro Giese /  
Prof. Dr. Raimundo Nonato  
Moraes Benigno

**BELÉM  
2020**

Dados Internacionais de Catalogação na  
Publicação (CIP) Bibliotecas da Universidade  
Federal Rural da Amazônia  
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

M277h Mangas, Tiago Paixão  
Helmintofauna gastrointestinal em aves de rapina no Estado do Pará / Tiago Paixão  
Mangas. - 2020. 140 f. : il. color.

Tese (Doutorado) - Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia  
(PPGSPAA), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém,  
2020.

Orientador: Prof. Dr. Washington Luiz Assunção Pereira  
Coorientador: Profa. Dra. Elane Guerreiro Giese.

1. nematódeos. 2. trematódeos. 3. acantocéfalos. 4. Amazônia Oriental.. I. Pereira, Washington  
Luiz Assunção, *orient.* II. Título

---

CDD 636.089696

**TIAGO PAIXÃO MANGAS**

**HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA NO ESTADO  
DO PARÁ**

Tese apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Doutorado em Saúde e Produção Animal na Amazônia, área de concentração Saúde e Meio Ambiente, para a obtenção do título de doutor.

Aprovado em 28 de fevereiro de 2020.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof. Dr. Washington Luiz Assunção Pereira - Orientador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Dr. Raul Henrique da Silva Pinheiro - 1º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO OESTE DO PARÁ

---

Prof. Dr. José Ledamir Sindeaux Neto - 2º Examinador  
UNIVERSIDADE DA AMAZÔNIA

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Lilian Cristina Macedo - 3º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Dr. David Marcial Fernandez Conga - 4º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Ellen Yasmin Eguchi Mesquita – 1º Suplente  
UNIVERSIDADE DA AMAZÔNIA

---

Prof. Dr. Ednaldo da Silva Filho – 2º Suplente  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por toda graça dispensada sobre mim durante estes três anos de doutorado. Sem Ele nada do que aqui foi apresentado seria possível. Glórias a Deus!

Faço aqui um agradecimento especial a minha esposa Priscila e ao meu filho Henrique, que tem demonstrado muita paciência e compreensão nas ausências, irritações e estresses. O apoio de vocês nestes últimos meses de doutorado foi fundamental para o progresso deste trabalho.

Agradeço também aos meus pais, que sem dúvida são as pessoas que a mais tempo batalham para que eu pudesse chegar até aqui. Também demonstraram imensa paciência nos momentos finais desta tese.

Não posso deixar de reconhecer a gentileza de meu orientador, Prof. Washington, que de muito bom grado me recebeu como orientado e acreditou (e acredita até hoje) no meu potencial como pesquisador. Estendo meus agradecimentos à toda equipe do LABOPAT que tem dado suporte a esta pesquisa.

Faço aqui menção especial aos meus coorientadores: Prof<sup>a</sup> Elane Giese, que me conduziu com primor nos caminhos da helmintologia. Devo (e muito!) o andamento deste projeto à sua dedicação em me ensinar. E ao meu segundo coorientador, Prof. Benigno, responsável pela minha iniciação no mundo da Parasitologia Veterinária, seja na graduação seja no mestrado.

Meus agradecimentos ao Dr. Henrique Pinheiro a me mostrar o que eu não conseguia enxergar nos meus helmintos e pelo grande auxílio na realização das análises de microscopia eletrônica. Muito obrigado por ser tão solícito.

Agradeço à equipe do Laboratório de Helmitologia/UFRA. Tornaram dias cansativos mais divertidos e menos pesados.

Agradeço também à Prof<sup>a</sup> Sílvia Ribeiro, à Prof<sup>a</sup> Érika Branco, à Prof<sup>a</sup> Ellen Eguchi e ao Dr. David Marcial pela doação dos animais objeto deste estudo. O apoio de vocês foi fundamental para a conclusão desta pesquisa. E agradeço a Ranna Sousa e Karolini Petrini pelo auxílio nas necropsias.

Outra menção especial vai para os professores Edilson Matos e Dráuzio Moraes. Suas palavras foram essenciais para que este trabalho tomasse rumo. Sem dúvida muito deste trabalho é devido a vocês.

E como não podia deixar de ser, agradeço aos servidores do IFPA Campus Breves, que entenderam minha situação e sempre que possível me liberavam para dar prosseguimento nesta pesquisa. Meu muito obrigado.

O fascínio pela vida é o que me move!  
Seja nos seus aspectos mais diminutos  
Seja nos seus aspectos mais grandiosos.

O autor

## RESUMO

Parasitas do trato digestório são frequentemente detectados nestas aves, porém o conhecimento da helmintofauna em aves de rapina no Brasil ainda é incipiente. Portanto, o objetivo deste trabalho é investigar a helmintofauna gastrointestinal de aves de rapina que ocorrem no Estado do Pará, Brasil. Foram utilizadas 33 carcaças e helmintos regurgitados por um indivíduo, totalizando 34 indivíduos de 14 espécies: *Megascops choliba* (n=10), *Rupornis magnirostris* (n=8), *Tyto furcata* (n=5), *Megascops usta* (n=1), *Athene cunicularia* (n=1), *Ibycter americanus* (n=1), *Asio clamator* (n=1), *Geranoaetus albicaudatus* (n=1), *Caracara plancus* (n=1), *Gampsonyx swainsonii* (n=1), *Buteogallus schistaceus* (n=1), *Micrastur ruficollis* (n=1), *Falco rufigularis* (n=1) e *Elanoides forficatus* (n=1). Foi verificado 73,5% (n=20) de parasitismo nos exemplares analisados. A helmintofauna gastrointestinal apresentou grande riqueza de espécies, totalizando 12 táxons: os nematódeos *Porrocaecum angusticolle* em *C. plancus*, *Subulura forcipata* e *Dispharynx* sp. em *M. choliba*, *Microtetrameres* sp. em *R. magnirostris* e *Procyrnea* sp. em *B. schistaceus*; os trematódeos *Platynosomum illiciens* em *M. choliba*, *T. furcata* e *G. swainsonii*, *Athesmia* sp. em *G. albicaudatus* e *Strigea* sp. em *R. magnirostris*; e os acantocéfalos *Centrorhynchus kuntzi* em *R. magnirostris*, *Centrorhynchus millerae* em *E. furficatus*, *Centrorhynchus guira* e *Centrorhynchus* sp. em *M. choliba*. Nenhum cestódeo foi encontrado. As carcaças de *M. usta*, *A. clamator*, *A. cunicularia*, *I. americanus*, *M. ruficollis* e *F. rufigularis* não apresentaram helmintos gastrointestinais. *C. guira* e *P. angusticolle* representam novas ocorrências no território brasileiro e no Estado do Pará, estendendo seu alcance geográfico. São considerados novos hospedeiros: *M. choliba* para *C. guira* e *S. forcipata*; *E. forficatus* para *C. millerae*; *B. schistaceus* para *Procyrnea* sp.; *C. plancus* para *P. angusticolle*; *G. albicaudatus* para *Athesmia* sp.; e *M. choliba* e *G. swainsonii* para *P. illiciens*. Estes resultados reforçam a necessidade de ampliar as pesquisas no campo da parasitologia de aves de rapina no Brasil e, particularmente, no Estado do Pará.

**Palavras-chave:** nematódeos; trematódeos; acantocéfalos; Amazônia Oriental.



## ABSTRACT

Parasites of digestive tract are frequently detected in these birds, but the knowledge of helminthofauna in birds of prey in Brazil is still incipient. Therefore the objective of this work is to investigate the gastrointestinal helminthofauna of birds of prey that occur in the State of Pará, Brazil. 33 carcasses and helminths regurgitated by one individual were used, totaling 34 individuals of 14 species: *Megascops choliba* (n = 10), *Rupornis magnirostris* (n = 8), *Tyto furcata* (n = 5), *Megascops usta* (n = 1), *Athene cunicularia* (n = 1), *Ibycter americanus* (n = 1), *Asio clamator* (n = 1), *Geranoaetus albicaudatus* (n = 1), *Caracara plancus* (n = 1), *Gampsonyx swainsonii* (n = 1), *Buteogallus schistaceus* (n = 1), *Micrastur ruficollis* (n = 1), *Falco rufigularis* (n = 1) and *Elanoides forficatus* (n = 1). There was 73.5% (n = 20) of parasitism in the analyzed specimens. The gastrointestinal helminthofauna presented a great richness of species, totaling 12 taxa: the nematodes *Porrocaecum angusticolle* in *C. plancus*, *Subulura forcipata* and *Dispharynx* sp. in *M. choliba*, *Microtetrameres* sp. in *R. magnirostris* and *Procyrnea* sp. in *B. schistaceus*; the trematodes *Platynosomum illiciens* in *M. choliba*, *T. furcata* and *G. swainsonii*, *Athesmia* sp. in *G. albicaudatus* and *Strigea* sp. in *R. magnirostris*; and the acanthocephalans *Centrorhynchus kuntzi* in *R. magnirostris*, *Centrorhynchus millerae* in *E. furficatus*, *Centrorhynchus guira* and *Centrorhynchus* sp. in *M. choliba*. No cestodes were found. The carcasses of *M. usta*, *A. clamator*, *A. cunicularia*, *I. americanus*, *M. ruficollis* and *F. rufigularis* did not show gastrointestinal helminths. *C. guira* and *P. angusticolle* represent new occurrences in the Brazilian territory and in the State of Pará, extending their geographic reach. New hosts are considered: *M. choliba* for *C. guira* and *S. forcipata*; *E. forficatus* for *C. millerae*; *B. schistaceus* for *Procyrnea* sp.; *C. plancus* for *P. angusticolle*; *G. albicaudatus* for *Athesmia* sp. ; and *M. choliba* and *G. swainsonii* for *P. illiciens*. These results reinforce the need to expand research in the field of birds of prey parasitology in Brazil and, particularly, in the State of Pará.

**Keywords:** nematodes; trematodes; acanthocephalans; Eastern Amazon.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 01	Locais de aquisição dos espécimes de aves de rapina necropsiados entre 2018 e 2019 no Laboratório de Patologia Animal/UFRA-Belém: Região Metropolitana de Belém (em amarelo) e município de Paragominas (em azul), estado do Pará, Brasil.....	25
Figura 02	Fotomicrografias de <i>Dispharynx</i> sp. coletado em <i>M. choliba</i> .....	37
Figura 03	Fotomicrografia de <i>Subulura forcipata</i> coletado em <i>M. choliba</i> .....	41
Figura 04	Microscopia eletrônica de varredura de <i>Subulura forcipata</i> coletado em <i>M. choliba</i> .....	43
Figura 05	Fotomicrografia de <i>Platynosomum illiciens</i> coletado em <i>M. choliba</i> .....	47
Figura 06	Fotomicrografia de <i>Centrorhynchus guira</i> coletado em <i>M. choliba</i> .....	50
Figura 07	Fotomicrografia de <i>Centrorhynchus</i> sp. coletado em <i>M. choliba</i> .	55
Figura 08	Fotomicrografia de <i>Microtetrameres</i> sp. coletado em <i>R. magnirostris</i> .....	59
Figura 09	Fotomicrografia de <i>Strigea</i> sp. coletado em <i>R. magnirostris</i> . Visão geral mostrando, do <i>forebody</i> para o <i>hindbody</i> , a ventosa oral (VO) seguida da faringe (F). Ao lado da ventosa oral a porção mais anterior do órgão tribocítico (OT). No terço médio do <i>forebody</i> encontra-se a ventosa ventral (VV) seguida da glândula proteolítica (GP). Os folículos vitelínicos (V) se estendem do <i>forebody</i> ao <i>hindbody</i> . Ovário (O) seguido pelos testículos (T) e vesícula seminal (VS). Bolsa copulatória na extremidade posterior do <i>hindbody</i> .....	63
Figura 10	Fotomicrografia de <i>Strigea</i> sp. coletado em <i>R. magnirostris</i> .....	65
Figura 11	Fotomicrografia de <i>Centrohynchus kuntzi</i> coletado em <i>R. magnirostris</i> .....	69
Figura 12	Fotomicrografia de <i>Centrohynchus kuntzi</i> coletado em <i>R. magnirostris</i>	71
Figura 13	Fotomicrografia de <i>Platynosomum illiciens</i> coletado em <i>T. furcata</i> .....	75
Figura 14	Fotomicrografia de <i>Platynosomum illiciens</i> coletado em <i>G. swainsonii</i> .....	79

Figura 15	Visão geral de <i>Athesmia</i> sp. coletada em <i>G. albicaudatus</i> , vista ventral. Bolsa do cirro (Ci), faringe (F), ovário (O), testículo (T), ventosa oral (VO) e ventosa ventral (VV).....	83
Figura 16	Fotomicrografia de <i>Porrocaecum angusticolle</i> coletado em <i>C. plancus</i> .....	86
Figura 17	Fotomicrografia de <i>Centrorhynchus millerae</i> coletado em <i>E. forficatus</i> .....	89
Figura 18	Fotomicrografia de <i>Procyrnea</i> sp. coletado em <i>B. schistaceus</i> .....	93

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	12
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	13
2.1 GERAL.....	13
2.2 ESPECÍFICOS.....	13
<b>3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	14
3.1 DIVERSIDADE E BIOLOGIA DE AVES DE RAPINA NO TERRITÓRIO BRASILEIRO.....	14
<b>3.1.1 Família Accipitridae</b> .....	15
<b>3.1.2. Família Pandionidae</b> .....	15
<b>3.1.3. Família Falconidae</b> .....	15
<b>3.1.4. Família Tytonidae</b> .....	15
<b>3.1.5. Família Strigidae</b> .....	16
3.2. HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA.....	16
<b>3.2.1. Filo Plathyhelminthes</b> .....	16
3.2.1.1. Classe Trematoda.....	16
3.2.1.2. Classe Cestoda.....	17
<b>3.2.3. Filo Acanthocephala</b> .....	17
<b>3.2.4. Filo Nematoda</b> .....	18
3.3 HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA NO BRASIL.....	18
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	25
4.1 OBTENÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DOS ESPÉCIMES HOSPEDEIROS.....	25
4.2 PESQUISA DE HELMINTOS.....	27
4.3 MICROSCOPIA DE CAMPO CLARO.....	27
4.4 TAXONOMIA.....	28
4.5 MICROSCOPIA ELETRÔNICA.....	28
4.6 TRATAMENTO ANALÍTICO DOS DADOS.....	28
4.7. ASPECTOS ÉTICOS.....	28
<b>5. RESULTADOS</b> .....	30
5.1. CORUJINHA-DO-MATO ( <i>Megascops choliba</i> ).....	31
<b>5.1.1. Nematoda</b> .....	31

<b>5.1.2. Trematoda</b> .....	41
<b>5.1.3. Acanthocephala</b> .....	45
5.2. GAVIÃO-CARIJÓ ( <i>Rupornis magnirostris</i> ).....	53
<b>5.2.1. Nematoda</b> .....	53
<b>5.2.2. Trematoda</b> .....	57
<b>5.2.3. Acanthocephala</b> .....	63
5.3. SUINDARA ( <i>Tyto furcata</i> ).....	69
<b>5.3.1. Trematoda</b> .....	69
5.4. GAVIÃOZINHO ( <i>Gampsonyx swansonii</i> ).....	73
<b>5.4.1. Trematoda</b> .....	73
5.5. GAVIÃO-DE-RABO-BRANCO ( <i>Geranoaetus albicaudatus</i> ).....	77
<b>5.5.1. Trematoda</b> .....	77
5.6. CARCARÁ ( <i>Caracara plancus</i> ).....	81
<b>5.6.1. Nematoda</b> .....	81
5.7. GAVIÃO-TESOURA ( <i>Elanoides forficatus</i> ).....	84
<b>5.7.1. Acanthocephala</b> .....	84
5.8. GAVIÃO-AZUL ( <i>Buteogallus schistaceus</i> ).....	87
<b>5.8.1. Nematoda</b> .....	87
<b>6. DISCUSSÃO</b> .....	91
6.1. ANÁLISE TAXONÔMICA DOS HELMINTOS GASTROINTESTINAIS COLETADOS.....	91
<b>6.1.1. Nematódeos</b> .....	91
<b>6.1.2. Trematódeos</b> .....	95
<b>6.1.3. Acantocéfalos</b> .....	97
<b>7. CONCLUSÕES</b> .....	101
<b>BIBLIOGRAFIA</b> .....	102
<b>ANEXO 1</b> .....	110
<b>ANEXO 2</b> .....	111
<b>Artigo 1</b> .....	112
<b>Artigo 2</b> .....	123

## 1. INTRODUÇÃO

O Brasil apresenta o maior número de espécies de animais do planeta, abrigando entre 10% a 20% das espécies conhecidas mundialmente (SOUZA; VILELA; CÂMARA, 2014). Considerando a avifauna, são relatadas 1.919 espécies, das quais 91 são aves de rapina, denominação que é utilizada para designar um grupo de aves predadoras que se utilizam de seus bicos e garras fortes para obter alimento (CARVALHO, 2008; PIACENTINNI, 2015).

Estas aves possuem distribuição mundial e apresentam diferentes características biológicas de acordo com a região onde vivem. São controladoras de fauna, com ampla faixa de alimentação, consistindo em pequenos mamíferos, aves, anfíbios, artrópodes, moluscos, répteis e peixes (FILHO; CANUTO; ZORZIN, 2013). Estão divididas em três Ordens: Falconiformes, Accipitriformes e Strigiformes (PIACENTINNI, 2015).

Parasitas do trato digestório são frequentemente detectados em aves de rapina e pertencem aos Filos Acanthocephala (LUNASCHI; DRAGO, 2010; SMALES, 2013; GRANDÓN-OJEDA et al., 2019), Nematoda (PINTO; VICENTE; NORONHA, 1994; DÍAZ; DRAGO; NUÑESZ, 2017) e Platyhelminthes (GRANDÓN-OJEDA et al., 2018; ANDERY et al., 2013). Apesar disto, o conhecimento da helmintofauna em aves de rapina no Brasil ainda é incipiente. Nas últimas três décadas poucos trabalhos têm sido publicados acerca do assunto em território brasileiro (PINTO; VICENTE; NORONHA, 1994; ANDERY et al., 2013; MELO et al., 2013; OLINDA et al., 2015), sendo que parte dos trabalhos tem como metodologia o exame das fezes (SILVA et al., 2009; SILVA et al., 2014), o que possibilita apenas o diagnóstico genérico dos helmintos nestas aves.

Quando se considera o Estado do Pará, a produção científica é ainda menor, com pouco material bibliográfico disponível sobre o tema (BAHIA et al., 2010; PATITUCCI, 2015).

Portanto, é de grande importância a realização de estudos que envolvam a pesquisa de helmintos parasitos de aves de rapina, contribuindo para a produção de informações que auxiliem no manejo e conservação deste grupo de aves, bem como informações que acrescentem dados concernentes às relações ecológicas das espécies de parasitos com os seus respectivos hospedeiros e a descrição de espécies até então desconhecidas da ciência. Neste sentido, o objetivo da realização deste trabalho é identificar a helmintofauna de aves de rapinas de ocorrência no Estado do Pará.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1 GERAL**

Investigar a helmintofauna gastrointestinal de aves de rapina no Estado do Pará, Brasil.

### **2.2 ESPECÍFICOS**

- Caracterizar morfológicamente os helmintos gastrointestinais em aves de rapina no Estado do Pará, Brasil.
- Relatar novas ocorrências de helmintos gastrointestinais em aves de rapina no Estado do Pará, Brasil.
- Relatar a ocorrência de novos hospedeiros para as espécies de helmintos gastrointestinais em aves de rapina no Estado do Pará, Brasil.

### 3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1. DIVERSIDADE E BIOLOGIA DE AVES DE RAPINA NO TERRITÓRIO BRASILEIRO

Segundo o Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos – CBRO, no Brasil ocorrem 1.919 espécies de aves, divididas entre 33 ordens, 103 famílias e 705 gêneros (PIACENTINI et al., 2015). Destas, 91 espécies são de aves de rapina, distribuídas entre as ordens Strigiformes (23 espécies), Falconiformes (21 espécies) e Accipitriformes (47 espécies), conforme demonstrado abaixo:

##### Reino Animalia

Filo Chordata Haeckel, 1874

Classe Aves Linnaeus, 1758

Ordem Accipitriformes Forbes, 1884

Família Accipitridae Bonaparte, 1849

Família Pandionidae Vieillot, 1816

Ordem Falconiformes Boddaert, 1783

Família Falconidae Bonaparte, 1838

Ordem Strigiformes d'Orbigny & Lafresnaye, 1837

Família Strigidae d'Orbigny & Lafresnaye, 1837

Família Tytonidae Mathews, 1912

Apesar de serem considerados como aves de rapina por alguns autores não existe consenso sobre a Ordem Catharthiformes (urubus e condores) pertencer ao grupo (Sick, 1997; Menq; Delariva, 2015).

As ordens Accipitriformes e Falconiformes são compostas por aves de rapina diurnas que incluem os falcões, gaviões e águias. Já a ordem Strigiformes é composta pelas corujas, que são tipicamente predadores noturnos encontrados em todo o mundo (LOVETTE, 2016).



### 3.1.1 Família Accipitridae

Família grande e diversificada, abundantes na América do Sul e com muitos gêneros restritos ao continente americano. São predadoras ativas, atacando todos os tipos de presas, de insetos a macacos (LOVETTE, 2016). A maioria das espécies vive solitária ou em casais e poucas desenvolvem hábitos gregários. Usualmente nidificam em plataformas de galhos construídos sobre árvores, escarpas rochosas ou no solo, havendo pouca variação quanto aos padrões de nidificação.

### 3.1.2. Família Pandionidae

A Águia-pescadora *Pandion haliaetus* (Linnaeus, 1758) é uma única representante dessa família. É uma espécie cosmopolita ocorrendo por quase todo o planeta, também é migratória, indo da América do Norte até a Argentina e Chile. Espécie grande que quase nunca se afasta de vastas extensões de água. Sua dieta é constituída unicamente de peixes (SICK, 1997).

### 3.1.3. Família Falconidae

Família bastante numerosa e heterogênea, possuindo mais de 65 espécies no mundo, das quais 21 ocorrem no Brasil. Podem ser encontrados em florestas, savanas, áreas montanhosas e centros urbanos. Falcões e caracaras são uma família diversificada de aves de rapina diurnas. Recentemente descoberto que estão intimamente relacionados com papagaios e pássaros canoros, os falcões são encontrados em todo o mundo. A maioria dos falcões são predadores aéreos velozes que capturam suas presas em suas garras, geralmente no ar. Alimentam-se de serpentes, pupas, larvas etc. Caracarás são restritas ao Novo Mundo e são em grande parte catadores, aproveitando todas as fontes alimentares disponíveis, desde invertebrados, roedores e lagartos, até carcaças de animais atropelados (LOVETTE, 2016).

### 3.1.4. Família Tytonidae

Com 19 espécies, sendo a Suindara *Tyto furcata* (Temminck, 1827) a única representante no Brasil. São aves esbeltas, possuem disco facial em forma de coração, tarsos

longos e fortes e garras afiadas. Come pequenos vertebrados: roedores, marsupiais, morcegos, anfíbios, répteis e pequenas aves (SICK, 1997).

### **3.1.5. Família Strigidae**

Família bastante numerosa, possuindo mais de 200 espécies no mundo, das quais 22 ocorrem no Brasil. Habita grande variedade de habitats arborizados, desde savanas e parques de cidades até florestas. Prefere mais habitats abertos que a maioria das outras corujas (PERLO, 2009). A dieta é variada, predominando insetos (gafanhotos, besouros, baratas etc.) mesmo em espécies maiores. Espécies de maior porte podem capturar roedores, marsupiais (gambás), morcegos, lagartos e rãs (SICK, 1997).

## **3.2. HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA**

### **3.2.1. Filo Plathyhelminthes**

#### **3.2.1.1. Classe Trematoda**

A classe Trematoda divide-se em duas subclasses: Aspidogastrea e Digenea. A subclasse Digenea compreende um grupo grande e diverso de platelmintos cosmopolitas que são parasitos obrigatórios, utilizando-se de um hospedeiro intermediário invertebrado e um hospedeiro definitivo vertebrado (KOSTADINOVA; PÉREZ-DEL-OLMO, 2014).

A lista elaborada por Fernandes et al. (2015) contabilizou 219 espécies de trematódeos parasitando aves no Brasil. Em aves de rapina foram diagnosticados trematódeos de dez famílias (quadro 01): Brachylaimidae Joyeux & Foley, 1930; Cyclocoelidae Stossich, 1902; Dicrocoeliidae Odhner, 1910; Diplostomidae Poirier, 1886; Echinostomatidae Looss, 1899; Eucotylidae Cohn, 1904; Heterophyidae Leiper, 1909; Leucochloridiidae Poche, 1907; Stomylotrematidae Poche, 1926; e Strigeidae Railliet, 1919.

### 3.2.1.2. Classe Cestoda

Todos os membros adultos desta classe vivem como parasitos no trato digestivo de vertebrados e suas formas larvais se desenvolvem em hospedeiros invertebrados, como insetos e artrópodes (MEHLHORN, 2008).

Espécies de três ordens de Cestodas estão representadas dentro da fauna parasitológica de aves: Pseudophyllidea, Tetrabothriidea e Cyclophyllidea (MACLAUGHLIN, 2009). Segundo Justo et al. (2017), foram descritas 432 espécies de cestodas no Brasil. Destas, apenas oito espécies, da ordem Cyclophyllidea, são relatadas parasitando aves de rapina, conforme a tabela 01.

### 3.2.3. Filo Acanthocephala

O Filo Acanthocephala possui mais de 1000 espécies descritas. É um grupo de parasitas do trato digestivo de vertebrados, de tamanho geralmente pequeno, mas que podem variar de alguns poucos milímetros até mais de um metro de comprimento (LASKOWSKI; ZDZITOWIECKI, 2017). Como o nome do filo sugere, os acantocéfalos têm uma probóscide anterior com ganchos que atua como um suporte retrátil, ancorando os adultos nos intestinos de seus hospedeiros vertebrados.

Entre os acantocéfalos parasitos de aves de rapina se destacam os do gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911, que são parasitos, em sua maioria, de aves de rapina, sendo conhecidas poucas espécies que parasitam aves de outros grupos (LISITSYNA; GREBEN, 2015; RICHARDSON; NICKOL, 2009). O levantamento realizado por Amim (2013) listou 98 espécies válidas dentro deste gênero. Desde então outras espécies foram descritas (SMALES, 2013; LISITSYNA; GREBEN, 2015; AMIN et al., 2015; SMALES, 2017; STEINAUER; FLORES; RAUQUER, 2019), fazendo deste o maior grupo dentro do Filo Acanthocephala.

Na Região Neotropical foram identificados 16 espécies de *Centrorhynchus*: *C. albidus* Meyer, 1932; *C. crotophagicola* Schmidt & Neiland, 1966; *C. geranoaeti* Smales, 2013; *C. giganteus* Travassos, 1919; *C. guira* Lunaschi & Drago, 2010; *C. kuntzi* Schmidt & Neiland, 1966; *C. microcephalus* (Bravo Hollis, 1947); *C. millerae* Smales, 2013; *C. nahuelhuapensis* Steinauer, Flores & Rauquer, 2019; *C. nicaraguensis* Schmidt & Neiland, 1966; *C. opimus* Travassos, 1921; *C. pitangi* Smales, 2013; *C. polymorphus* Travassos, 1925; *C. simplex* Meyer, 1932; *C. tumidulus* (Rudolphi, 1819); e *C. viarius* Smales, 2013. Destas, apenas *C.*

*giganteus*, *C. polymorphus*, *C. opimus* e *C. tumidulus* foram relatados no Brasil. Apesar disso, Smales (2013) afirma que as espécies de acantocéfalos em aves na América do Sul não têm sido extensivamente estudadas.

São relatadas a ocorrência de cinco espécies de *Centrorhynchus* no território brasileiro: *C. giganteus*, *C. tumidulus*, *C. polymorphus*, *C. millerae* e *C. kuntzi* (LUNASCHI; DRAGO, 2010; PATITUCCI, 2015). No entanto, existe controvérsia acerca da validade de *C. polymorphus*, uma vez que apresenta morfologia corporal diversa dos demais *Centrorhynchus* (SMALES, 2013)

#### **3.2.4. Filo Nematoda**

Os nematódeos são geralmente descritos como animais pequenos, não-segmentados, com corpos típicos parecidos com fios (*nema* = fio em grego). Os nematódeos podem ser encontrados em quase todos os órgãos de aves de rapina, mas são mais comuns no sistema digestivo e respiratório. As infecções não causam necessariamente sinais clínicos, dependendo em grande parte das espécies e do número de parasitas, sua localização e o estado de saúde do hospedeiro. Ciclos de vida de poucas espécies de nematodeos são conhecidos completamente (KRONE; COOPER, 2002).

Segundo Santos et al. (2015), os nematódeos frequentes em aves silvestres são os do gênero *Capillaria* (ordem Enoplida); *Ascaridia* e *Contracaecum* (ordem Ascaridida); *Physaloptera*, *Synhimantus*, *Tetrameres* e *Procyrnea* (ordem Spirurida).

### **3.3. HELMINTOFAUNA GASTROINTESTINAL EM AVES DE RAPINA NO BRASIL**

Desde o trabalho de Vicente et al. (1995) pouco se publicou sobre a helmintofauna gastrointestinal de aves de rapina (ANDERY et al., 2013; MELO et al., 2013; OLINDA et al., 2015). No Estado do Pará a produção científica é ainda menor com poucos registros neste mesmo período de tempo (BAHIA et al., 2010; PATITUCCI, 2015). O quadro 01 reúne as informações acerca da helmintofauna em aves de rapina no Brasil.

**Quadro 1:** Checklist dos helmintos de aves de rapina no Brasil.

CESTODA			
Parasito	Hospedeiro	Sítio de Infecção	Autor
<i>Choanotaenia trapezoides</i> (Fuhrmann, 1906) (sin. <i>Anomotaenia trapezoides</i> )	<i>Urubitinga urubitinga</i> (Gmelin, 1788) (sin. <i>Buteogallus urubitinga</i> )	-	Justo et al., 2017
<i>Culcitella bresslaui</i> Fuhrmann, 1927	<i>Parabuteo leucorrhous</i> (Quoy & Gaimard, 1824)	-	Fuhrmann, 1927
<i>Culcitella crassa</i> Fuhrmann, 1906	<i>Spizaetus ornatus</i> (Daudin, 1800)	-	Justo et al., 2017
<i>Culcitella rapacicola</i> Fuhrmann, 1906	<i>Buteo nitidus</i> (Latham, 1790)	-	Justo et al., 2017
	<i>Geranospiza caerulescens</i> (Vieillot, 1817)	-	
	<i>Ictinia plumbea</i> (Gmelin, 1788)	-	
<i>Dilepis oligorchida</i> Fuhrmann, 1906	<i>Busarellus nigricollis</i> (Latham, 1790)	-	Justo et al., 2017
<i>Oligorchis strangulatus</i> Fuhrmann, 1906	<i>Elanoides forficatus</i> (Linnaeus, 1758)	-	Justo et al., 2017
<i>Paruterina angustata</i> Fuhrmann, 1906	<i>Megascops guatemalae</i> (Sharpe, 1875)	-	Justo et al., 2017
	(Sin. <i>Scops brasilianus</i> )	-	Yamaguti, 1959
<i>Paruterina otidis</i> Baczynska, 1914	<i>Asio flammeus</i> (Pontoppidan, 1763) (Sin. <i>Otis brachyotus</i> )	-	Baczynska, 1914
<i>Unciunia trichocirrosa</i> Skrjabin, 1914	<i>Heterospizias meridionalis</i> (Latham, 1790) (sin. <i>Buteogallus meridionalis</i> )	Intestino	Pinto; Noronha, 1972
TREMATODA			
Parasito	Hospedeiro	Sítio de Infecção	Autor
<i>Amphimerus interruptus</i> (Braun, 1901)	<i>Rupornis magnirostris nattereri</i> (Sclater & Salvin, 1869)	Vesícula biliar	Fernandes et al., 2015
<i>Athesmia heterolecithodes</i> (Braun, 1899) Looss, 1899	<i>Milvago chimachima chimachima</i> (Vieillot, 1816)	-	Fernandes et al., 2015
	<i>Athene cunicularia grallaria</i> (Temminck, 1822)		
<i>Echinostoma erraticum</i> Lutz, 1924	<i>Herpetotheres cachinnans</i> (Linnaeus, 1758)		Noronha et al., 2009
<i>Lubens lubens</i> (Braun, 1901)	<i>Falco rufigularis</i> Daudin, 1800	Vesícula Biliar	Travassos; Freitas; Kohn, 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Glaucidium brasilianum brasilianum</i> (Gmelin, 1788)		
	<i>Harpagus diodon</i> (Temminck, 1823)		
	<i>Micrastur ruficollis</i> (Vieillot, 1817)		
	<i>Milvago chimachima chimachima</i>		
<i>Rupornis magnirostris magnirostris</i> (Gmelin, 1788)			
<i>Microparyphium asotum</i> Dietz, 1909	<i>Busarellus nigricollis</i>	Intestino	Travassos; Freitas; Kohn, 1969

Continuação do quadro 1: Checklist dos helmintos...

<i>Neodiplostomum conicum</i> Dubois, 1937	<i>Accipiter poliogaster</i> <i>Asio flammeus</i> <i>Strix hylophila</i> Temminck, 1825	Intestino	Dubois, 1937 Dubois, 1953 Dubois, 1953
<i>Neodiplostomum microcotyle</i> Dubois, 1937	<i>Micrastur semitorquatus</i> (Vieillot, 1817) <i>Urubitinga urubitinga</i> (Gmelin, 1788)	Intestino	Dubois, 1937
<i>Neodiplostomum (Neodiplostomum) biovatum</i> Dubois, 1937	<i>Parabuteo unicinctus</i> (Temminck, 1824)	Intestino	Dubois, 1938
<i>Neodiplostomum reflexum</i> Chandler & Rausch, 1947	<i>Bubo virginianus</i> (Gmelin, 1788)	Intestino	Gallas; Silveira, 2013
<i>Neodiplostomum travassosi</i> Dubois, 1937 (sin. <i>Neodiplostomum ramphasti</i> )	<i>Caracara plancus</i> (Miller, 1777) <i>Heterospizias meridionalis</i> <i>Lophostrix cristata</i> (Daudin, 1800) <i>Pulsatrix perspicillata</i> (Latham, 1790) <i>Strix</i> sp.	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Ophiosoma microcephalum</i> Szidat, 1928	<i>Circus cinereus</i> Vieillot, 1816 <i>Milvago chimango</i> (Vieillot, 1816) <i>Rupornis magnirostris</i> (Gmelin, 1788)	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Parastrigea cincta</i> (Brandes, 1888)	<i>Micrastur gilvicolis</i> (Vieillot, 1817)	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Paratanaisia</i> sp.	<i>Megascops choliba</i> (Vieillot, 1817)	Rim	De Santi et al., 2018
<i>Platynosomum illiciens</i> (Braun, 1901)	<i>Falco</i> sp. <i>Micrastur ruficollis</i> <i>Rupornis magnirostris nattereri</i> <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Tyto furcata</i> (Temminck, 1827)	Vesícula biliar, ductos hepático e fígado	Fernandes et al., 2015
<i>Platynosomum reficiens</i> (Braun, 1901)	<i>Buteo nitidus</i>	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Scaphiostomum illatabile</i> Braun, 1901	<i>Buteo nitidus</i>	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Skrjabinus delectans</i> (Braun, 1901)	<i>Athene cunicularia grallaria</i> <i>Falco sparverius cearae</i> (Cory, 1915)	Ductos biliares	Fernandes et al., 2015
<i>Spaniometra variolaris</i> (Fuhrmann, 1904) (sin. <i>Bothrigaster variolaris</i> )	<i>Rostrhamus sociabilis</i> (Vieillot, 1817)	Intestino	Fuhrmann, 1904
<i>Strigea bulbosa</i> (Brandes, 1888)	<i>Elanoides forficatus</i>	Intestino	Dubois, 1938
<i>Strigea caryophylla</i> (Diesing, 1850)	<i>Accipiter bicolor pileatus</i> (Temminck, 1823)	-	Dubois, 1968

Continuação do quadro 1: Checklist dos helmintos...

<i>Strigea elliptica</i> (Brandes, 1888)	<i>Bubo magellanicus</i> (Lesson, 1828) <i>Bubo virginianus nacurutu</i> (Vieillot, 1817) <i>Heterospizias meridionalis</i>	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Strigea falconis brasiliana</i> Szidat, 1929	<i>Caracara plancus</i> <i>Geranoaetus albicaudatus</i> (Vieillot, 1816) <i>Herpetotheres cachinnans</i> <i>Milvago chimachima</i> (Vieillot, 1816) <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Spizaetus ornatus</i>	Intestino	Fernandes et al., 2015 Olinda et al., 2015
<i>Strigea vaginata</i> (Brandes, 1888)	<i>Buteo</i> sp. <i>Caracara plancus</i> <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Spizaetus ornatus</i>	Intestino	Fernandes et al., 2015
<i>Urotrygma nanodes</i> Braun, 1901	<i>Buteo nitidus</i>	-	Fernandes et al., 2015
<b>NEMATODA</b>			
<b>Parasito</b>	<b>Hospedeiro</b>	<b>Sítio de Infecção</b>	<b>Autor</b>
<i>Contraecum caballeroi</i> Bravo-Hollis, 1939	<i>Urubitinga urubitinga</i> (sin. <i>Buteogallus urubitinga urubitinga</i> ) <i>Falco sparverius cearae</i> <i>Herpetotheres cachinnans cachinnans</i> (Linnaeus, 1758) <i>Milvago chimachima chimachima</i> <i>Rupornis magnirostris</i>	Intestino	Vicente et al. (1995)
<i>Habronema</i> sp.	<i>Falco sparverius</i> Linnaeus, 1758	-	Vicente et al. (1995)
<i>Hamatospiculum pauloi</i> (Rodriguez & Franco, 1964)	<i>Tyto furcata</i>	Cavidade celomática	Vicente et al. (1995)
<i>Oxyspirura altensis</i> Rodrigues, 1962	<i>Heterospizias meridionalis</i> (Latham, 1790)	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Oxyspirura brevisubalata</i> Molin, 1860	<i>Megascops choliba choliba</i> (Vieillot, 1817) (sin. <i>Otus choliba choliba</i> )	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Oxyspirura octopapillata</i> Caballero, 1942	Accipitridae sp.	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Pelecitus</i> sp.	<i>Milvago chimachima chimachima</i> <i>Athene cunicularia</i> (Molina, 1782)	Tendões do tarso Cavidade celomática	Vicente et al. (1995) Silva et al., 2014

Continuação do quadro 1: Checklist dos helmintos...

<i>Physaloptera</i> sp.	<i>Leptodon cayanensis</i> (Latham, 1790) (sin. <i>Odontriorchis palliatus palliatus</i> ) <i>Rupornis magnirostris</i>	-	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera acuticauda</i> Molin, 1860	<i>Accipiter bicolor pileatus</i> <i>Urubitinga urubitinga</i> <i>Buteo swainsoni</i> Bonaparte, 1838 <i>Geranospiza caerulensis gracilis</i> (Temminck, 1821) <i>Harpagus diodon</i> <i>Herpetotheres cachinnans cachinnans</i> <i>Parabuteo unicinctus</i> (sin. <i>Falco unincinctus</i> ) <i>Urubitinga coronata</i> (Vieillot, 1817) (sin. <i>Harpyhaliaetus coronatus</i> )	Esôfago Ventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera alata</i> Rudolphi, 1819	<i>Buteo swainsoni</i> <i>Urubitinga urubitinga</i> <i>Herpetotheres cachinnans cachinnans</i> <i>Parabuteo unicinctus</i> <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Rupornis magnirostris magniplumis</i>	Ventrículo Intestino	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera inflata</i> (Molin, 1860)	<i>Parabuteo unicinctus</i>	Esôfago Proventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera losseni</i> Ortlepp, 1937	<i>Leptodon forbesi</i> (Swann, 1922)	Faringe	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera saginata</i> Rudolphi, 1819	<i>Elanoides forficatus</i> (syn. <i>Falco furcatus</i> ) <i>Glaucidium brasilianum brasilianum</i>	Intestino	Vicente et al. (1995)
<i>Physaloptera subalata</i> Schneider, 1866	<i>Accipiter bicolor pileatus</i> <i>Falco</i> sp.	Esôfago Proventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Porrocaecum</i> sp.	<i>Caracara plancus</i> <i>Rupornis magnirostris</i>	-	Joppert, 2007 Andery et al., 2013



Continuação do quadro 1: Checklist dos helmintos...

<i>Procyrnea leptoptera</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Caracara plancus</i> (sin. <i>Polyborus plancus plancus</i> ) <i>Falco sparverius cearae</i> <i>Geranospiza caerulensis caerulensis</i> (Vieillot, 1817) <i>Harpagus diodon</i> <i>Heterospizias meridionalis meridionalis</i> <i>Milvago chimachima chimachima</i> <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Rupornis magnirostris nattereri</i>	Ventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Procyrnea mansioni</i> (Seurat, 1914)	<i>Rupornis magnirostris</i>	Ventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Serratospiculum verrucosum</i> (Molin, 1858)	<i>Buteo swainsoni</i>	Cavidade celomática	Vicente et al. (1995)
<i>Skrjabinura spiralis</i> Genedina, 1933	<i>Falco rufigularis rufigularis</i> Daudin, 1800 <i>Milvago chimachima chimachima</i>	Proventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Streptocara penihamata</i> (Molin, 1860)	<i>Asio flammeus</i> <i>Glaucidium brasilianum brasilianum</i> <i>Strix huhula albomarginata</i> (Spix, 1824)	Ventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Subulura acutissima</i> Molin, 1860	<i>Glaucidium brasilianum brasilianum</i>	Intestino	Vicente et al. (1995)
<i>Subulura alfenensis</i> Pinto, 1968	<i>Athene cunicularia gralaria</i>	Intestino	Vicente et al. (1995)
<i>Synhimantus rectus</i> (Molin, 1860) Gendre, 1920	<i>Falco femoralis</i> Temminck, 1822 <i>Heterospizias meridionalis meridionalis</i> <i>Parabuteo unicinctus</i> <i>Rupornis magnirostris</i> <i>Milvago chimachima chimachima</i>	Proventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Tetrameres</i> sp.	<i>Rupornis magnirostris</i>	Proventrículo	Vicente et al. (1995)
<i>Thelazia</i> sp.	<i>Buteo nitidus nitidus</i> <i>Ibycter americanus</i> (Boddaert, 1783) (sin. <i>Daptrius americanus</i> ) <i>Leptodon cayanensis</i> (sin. <i>Odontriorchis palliatus palliatus</i> ) <i>Milvago chimachima chimachima</i> <i>Rupornis magnirostris</i>	Olho	Vicente et al. (1995)

**Continuação do quadro 1: Checklist dos helmintos...**

<i>Thelazia aquilina</i> Baylis, 1934	<i>Accipiter bicolor pileatus</i> <i>Caracara plancus</i> <i>Harpagus diodon</i> <i>Milvago chimachima chimachima</i>	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Thelazia campanulata</i> (Molin, 1858)	<i>Rupornis magnirostris</i>	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Thelazia cholodkowskii</i> Skrjabin, 1922	<i>Megascops choliba decussatus</i> (Lichtenstein, 1823)	-	Vicente et al. (1995)
<i>Thelazia papilosa</i> (Molin, 1858) Railliet & Henry, 1910	<i>Geranospiza caeruleus gracilis</i> <i>Harpia harpyja</i> (Linnaeus, 1758) (sin. <i>Thrasaetus harpia</i> )	Olho	Vicente et al. (1995)
<i>Thelazia pittae</i> Johnston & Mawson, 1941	<i>Spizaetus melanoleucus</i> (Vieillot, 1816) (sin. <i>Spizastur melanoleucus</i> )	Olho	Vicente et al. (1995)
<b>ACANTHOCEPHALA</b>			
<b>Parasito</b>	<b>Hospedeiro</b>	<b>Sítio de Infecção</b>	<b>Autor</b>
<i>Centrorhynchus giganteus</i> Travassos, 1919	<i>Heterospizias meridionallis</i> (Latham, 1790) <i>Leptodon cayanensis</i>	Intestino	Travassos (1926)
<i>Centrorhynchus polymorphus</i> Travassos, 1925	<i>Micrastur ruficollis</i>	Intestino	Travassos (1926)
<i>Centrorhynchus tumidulus</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Rupornis magnirostris</i> <i>Rupornis magnirostris magniplumis</i> (Bertoni, 1901) <i>Rupornis magnirostris nattereri</i> <i>Heterospizias meridionalis</i> <i>Pseudastur albicollis</i> (Latham, 1790) <i>Megascops choliba</i> <i>Tyto furcata pratincola</i> (Bonaparte, 1838)	Intestino	Machado Filho (1940) Machado Filho (1941) Travassos (1923, 1926) Machado Filho (1941) Travassos (1926) Travassos (1926) Travassos (1926)
<i>Centrorhynchus millerae</i> Smales, 2013	<i>Megascops watsonii</i> (Cassin 1849)	Intestino	Patitucci, 2015

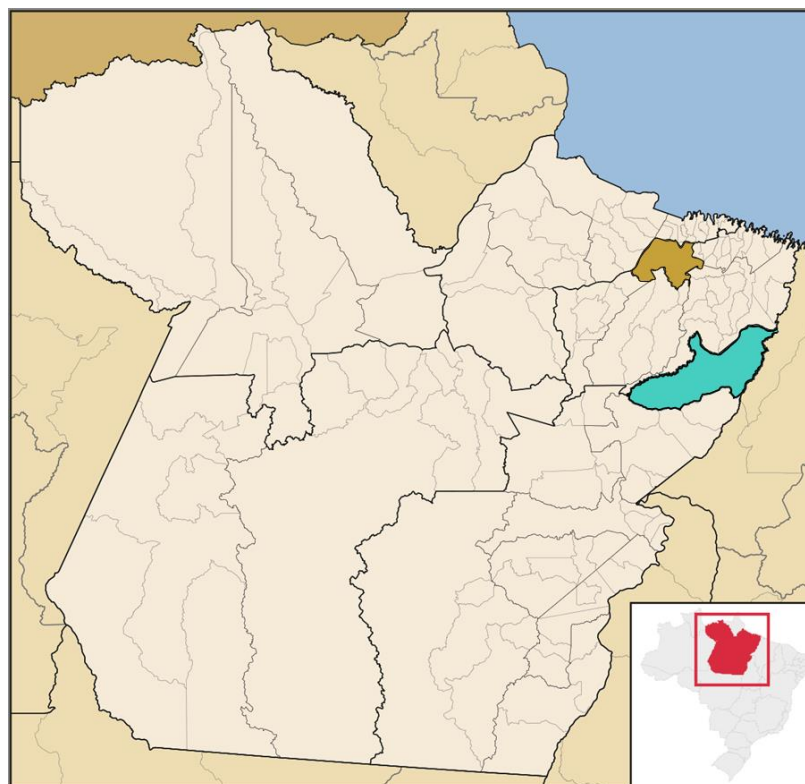
## 4. MATERIAL E MÉTODOS

Este é um trabalho taxonômico, de caráter transversal e prospectivo, organizado da seguinte forma:

### 4.1. OBTENÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DOS ESPÉCIMES HOSPEDEIROS

Entre 2018 e 2019 foram necropsiados no Laboratório de Patologia Animal da Universidade Federal Rural da Amazônia (LABOPAT/UFRA), campus Belém, 33 carcaças de aves de rapina obtidas por doação de quatro diferentes fontes: a) Bosque Rodrigues Alves (n=1), localizado no município de Belém; b) Museu Paraense Emílio Goeldi (n=1), localizado no município de Belém; c) Ambulatório de Animais Silvestres da UFRA/Belém (n=15); d) e da empresa Mineração Paragominas S/A – Hydro Paragominas (n=16), localizada no município de Paragominas.

**FIGURA 01:** Locais de aquisição dos espécimes de aves de rapina necropsiados entre 2018 e 2019 no Laboratório de Patologia Animal/UFRA-Belém: Região Metropolitana de Belém (em amarelo) e município de Paragominas (em azul), estado do Pará, Brasil.



Fonte: adaptado de <https://upload.wikimedia.org>.

Nenhuma ave de rapina foi eutanasiada para esta pesquisa. Todos os animais foram encontrados mortos em ambiente natural (no município de Paragominas) ou vieram a óbito durante internação/tutela em instituições com estes fins, com exceção de uma ave (*Buteogallus schistaceus*) que regurgitou helmintos durante internamento no Ambulatório de Animais Silvestres/UFRA. Estes foram coletados e adicionados aos dados desta pesquisa, totalizando 34 aves utilizadas, sendo: *Megascops choliba* (n=10), *Rupornis magnirostris* (n=8), *Tyto furcata* (n=5), *Megascops usta* (n=1), *Athene cunicularia* (n=1), *Ibycter americanus* (n=1), *Asio clamator* (n=1), *Geranoaetus albicaudatus* (n=1), *Caracara plancus* (n=1), *Gampsonyx swainsonii* (n=1), *Buteogallus schistaceus* (n=1), *Micrastur ruficollis* (n=1), *Falco ruficularis* (n=1) e *Elanoides forficatus* (n=1).

As aves foram registradas em ficha própria, com campos para anotações de identificação, biometria, lesões externas e internas e helmintos coletados (localização, quantidade e táxon). A identificação das aves foi realizada com auxílio de literatura especializada e de pessoal especializado do Ambulatório de Animais Silvestres/UFRA (SIGRIST, 2015).

Com relação à origem, somente as carcaças oriundas do município de Paragominas possuem precisão quanto a localização geográfica de sua obtenção, já que são de aves encontradas mortas no ambiente natural e recolhidas por funcionários da empresa. Já as carcaças oriundas dos demais locais possuem origem incerta já que, nestes, as aves de rapina são recebidas após apreensão no município de Belém ou em outros municípios por órgãos fiscalizadores do meio ambiente, sendo encaminhadas para tratamento, no caso do Ambulatório de Animais Silvestres/UFRA, ou para tutela, nos casos do Museu Paraense Emílio Goeldi e Bosque Rodrigues Alves. Com exceção de *Buteogallus schistaceus* (tabela 01), capturado nas dependências da UFRA/Campus Belém.

Com relação ao aspecto sanitário, as aves de rapina internadas no Ambulatório de Animais Silvestres/UFRA passam por protocolo de vermifugação que consiste na administração de Praziquantel, Pamoato de Pirantel e Pamoato de Oxantel em associação, duas aplicações com intervalo de 15 dias. Para as demais aves de rapina esta informação é inexistente ou o procedimento não é realizado.

## 4.2. PESQUISA DE HELMINTOS

O acesso ao sistema digestório das aves foi realizado a partir de necropsias realizadas segundo o protocolo do Laboratório de Patologia Animal, ISPA/UFRA, como segue: identificação fotográfica do animal, biometria, abertura corporal com exposição das cavidades torácicas e abdominais, retirada do sistema digestório (da língua à cloaca), individualização dos órgãos em placa de Petri e dissecação dos mesmos com a coleta dos helmintos parasitos.

Após a coleta os helmintos foram lavados em água destilada e fixados com solução fixadora AFA (2% de ácido acético glacial, 3% de formol a 37% e 95% de álcool etílico a 70%). O processamento geral dos parasitos ocorreu de acordo com a sua posição taxonômica, segundo Amato e Amato (2010) para posterior análise e identificação taxonômica.

Os exemplares pertencentes ao Filo Acanthocephala foram conservados em AFA e após clarificação em Lactofenol 50%, identificados, fotografados e/ou desenhados em microscópio de campo claro.

Os exemplares do Filo Nematoda foram fixados em AFA e clarificados em Lactofenol 20% para identificação e desenho em microscópio de campo claro.

Os exemplares da Classe Trematoda foram fixados em AFA, com ou sem compressão, por no mínimo 24 horas, sendo então corados pelo carmim clorídrico, desidratados em série alcoólica crescente e clarificados com salicilato de metila. Após clarificação foram montadas lâminas permanentes com o uso de Entelan®.

As carcaças utilizadas foram acondicionadas em sacos de descarte de material biológico e recolhido por empresa especializada para incineração.

## 4.3. MICROSCOPIA DE CAMPO CLARO

A análise morfométrica dos helmintos foi realizada após montagem provisória ou permanente, entre lâmina e lamínula. As observações ocorreram por meio de microscopia de campo claro, em microscópio LEICA DM2500 com câmara clara acoplada sem *zoom*, sendo desenhados para obtenção dos dados morfométricos dos helmintos.

As fotomicrografias foram realizadas em microscópio LEICA Leica ICC50 HD com sistema de captura de imagem.

Os exemplares de nematódeos utilizados para a microscopia de campo claro foram armazenados em álcool glicerinado para posterior destinação a coleções helmintológicas.

#### 4.4. TAXONOMIA

Para a identificação de helmintos foram utilizados catálogos, chaves de identificação, livros e artigos científicos com descrições originais e redescrição de espécies.

A descrição da morfometria dos helmintos seguiu a realizada pela literatura recente relativa a cada táxon. Em síntese: valores de menor e maior medida separada por hífen e, entre parêntese, média aritmética das medições seguida de desvio padrão. A unida de medida adotada será micrometros a menos que seja indicada de outra forma.

#### 4.5. MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA

Amostras de helmintos colhidas e fixadas em AFA também foram destinadas para microscopia eletrônica de varredura visando à descrição das características ultraestruturais de superfície do helminto de acordo com a metodologia descrita a seguir: os exemplares foram lavados em água destilada por 02 (duas) horas sendo então pós-fixados em tetróxido de ósmio a 1% por 02 horas, desidratados em série etanólica crescente por 01 (uma) hora em cada banho, secos ao ponto crítico de CO<sub>2</sub>, montados em suportes metálicos (*stubs*) e metalizados com ouro. Depois da preparação, os *stubs* foram mantidos em câmara dessecadora.

As análises ultra-estruturais foram realizadas em microscópio eletrônico de varredura VEGA 3 LMU/TESCAN no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura, ISPA/UFRA, campus Belém, estado do Pará, Brasil.

#### 4.6. TRATAMENTO ANALÍTICO DOS DADOS

Os dados obtidos foram tratados de acordo com Bush et al. (1997) e Amato e Amato (2010) para a obtenção dos valores de prevalência, abundância parasitária média, intensidade parasitária média e amplitude.

#### 4.7. ASPECTOS ÉTICOS

A pesquisa foi aprovada pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) e obedece aos preceitos da lei Federal 11.794 de 8 de outubro de 2008 que estabelece os procedimentos para uso científico de

animais, assim como os princípios éticos do Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA), sendo aprovado com o número de protocolo: 034/2014, e 23084-022512 (UFRA), além do parecer do IBAMA com o número: 39285-2

## 5. RESULTADOS

Das 34 aves analisadas, 73,5% (n=20) encontravam-se parasitadas por algum helminto, pertencentes ao Filo Plathyhelminthes e Classe Trematoda, ao Filo Acanthocephala e ao Filo Nematoda. Em nenhum dos animais pesquisados foram encontrados parasitos da Classe Cestoda. Trematódeos foram encontrados no fígado, vesícula biliar e intestino delgado. Acanhocéfalos no intestino delgado e nematódeos na faringe, proventrículo, intestino delgado e cecos. Nenhum helminto foi coletado de *M. usta*, *A. clamator*, *A. cunicularia*, *I. americanus*, *M. ruficollis* e *F. rufigularis*. A tabela 01 sintetiza os dados dos helmintos identificados neste trabalho.

**Tabela 01:** Helmintos coletados do sistema digestório de aves de rapina necropsiadas entre 2018 e 2019 no Laboratório de Patologia Animal/UFRA. I.M.: intensidade média de infecção; A.M.: abundância média de infecção; N: número de animais positivos/total de animais pesquisados; P: prevalência.

Espécies	Hospedeiro	Sítio de infecção	I.M.	A.M.	N (P%)
<b>Nematoda</b>					
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>R. magnirostris</i>	P	15,0	1,87	1/8 (12,5%)
<i>Porrocaecum angusticolle</i>	<i>C. plancus</i>	ID	1,0	1,0	1/1 (100%)
<i>Subulura forcipata</i>	<i>M. choliba</i>	C	3,0	0,3	1/10 (10%)
<i>Dispharynx</i> sp.	<i>M. choliba</i>	Far	1,0	0,1	1/10 (10%)
<i>Procyrnea</i> sp.	<i>B. schistaceus</i>	*	9,0	9,0	1/1 (100%)
<b>Trematoda</b>					
<i>Platynosomum illiciens</i>	<i>M. choliba</i>	F / VB	7,0	1,4	2/10 (20%)
	<i>T. furcata</i>	F / VB	5,3	3,2	3/5 (60%)
	<i>G. swainsonii</i>	VB	1,0	1,0	1/1 (100%)
<i>Athesmia</i> sp.	<i>G. albicaudatus</i>	ID	1,0	1,0	1/1 (100%)
<i>Strigea</i> sp.	<i>R. magnirostris</i>	ID	77,0	19,25	2/8 (25%)
<b>Acanthocephala</b>					
<i>Centrorhynchus kuntzi</i>	<i>R. magnirostris</i>	ID	6,0	0,85	1/8 (12,5%)
<i>Centrorhynchus millerae</i>	<i>E. furficatus</i>	ID	1,0	1,0	1/1 (100%)
<i>Centrorhynchus guira</i>	<i>M. choliba</i>	ID	1,0	0,1	1/10 (10%)
<i>Centrorhynchus</i> sp.	<i>M. choliba</i>	ID	9,8	9,8	10/10 (100%)

\*regurgitado

Siglas: C: ceco; F: fígado; Far: faringe; ID: intestino delgado; P: proventrículo; VB: vesícula biliar.

A seguir, são destacadas as principais características taxonômicas dos helmintos estudados neste trabalho, separadas por hospedeiro.



## 5.1. CORUJINHA-DO-MATO (*Megascops choliba*)

### 5.1.1. Nematoda

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Acuárioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Família Acuáriidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Subfamília Acuáriinae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Gênero *Dispharynx* Railliet, Henry & Sisoff, 1912

*Dispharynx* sp.

(Figura 02)

#### **DESCRIÇÃO** (baseado em um macho):

Corpo filiforme, com cutícula estriada transversalmente, medindo 8,12 mm de comprimento, 226 de largura. Quatro cordões distintos, pouco ondulados, quase retilíneos, recorrentes, não anastomosados, iniciando na superfície dorsal e ventral da abertura oral, estendendo-se até a porção anterior do esôfago muscular, medindo 253 de comprimento no ramo descendente. Anel nervoso localizado no primeiro terço do esôfago muscular, com a sua borda anterior ao nível da extensão posterior dos córdons, distando 260 da extremidade anterior. Poro excretor após o anel nervoso, aproximadamente no início do esôfago glândular, distando 306 da extremidade anterior. Deirídios tricúspides, após o poro excretor, o direito mais longe da extremidade anterior que o esquerdo, distando 403 e 390, respectivamente. Distância entre o início do esôfago muscular e a papila cervical, 65 – 212,50 (132,73 ± 46,79; 22). Lábios pequenos e cônicos. Cápsula bucal longa, 183 de comprimento. Esôfago dividido em duas porções: anterior muscular, 490 de comprimento por 33 de largura; e posterior glandular 2,0 mm de comprimento por 100 de largura, respectivamente. Extremidade caudal enrolada, com a abertura da cloaca distando 303 da extremidade posterior do corpo. Asa caudal medindo 763 de comprimento. Nove pares de papilas caudais pedunculadas, sendo quatro pares pré-cloacais e cinco pares pós-cloacais. Distância entre a cloaca e o primeiro par de papilas pós-cloacais 100; entre o primeiro par de papilas pós-cloacais e o segundo 57,50; entre o segundo par e o terceiro par de papilas 137,50; entre o terceiro e o quarto par de papilas 50; entre o quarto e o quinto par de papilas 92,50; e entre o quinto par de papilas pós-

cloacais e a extremidade posterior da cauda 45. Espículos desiguais e dissemelhantes; espículo esquerdo maior e mais fino, 626 de comprimento; espículo direito menor e mais largo, em forma de “canoa”, 201 de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: Corujinha-do-mato (*Megascops choliba*)

Local de Infecção: Faringe.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém

Prevalência: 10%

Intensidade Média de Infecção: 1,0 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,1 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1,0 helminto/hospedeiro

**FIGURA 02:** Fotomicrografia de *Dispharynx* sp. coletado em *M. choliba*.

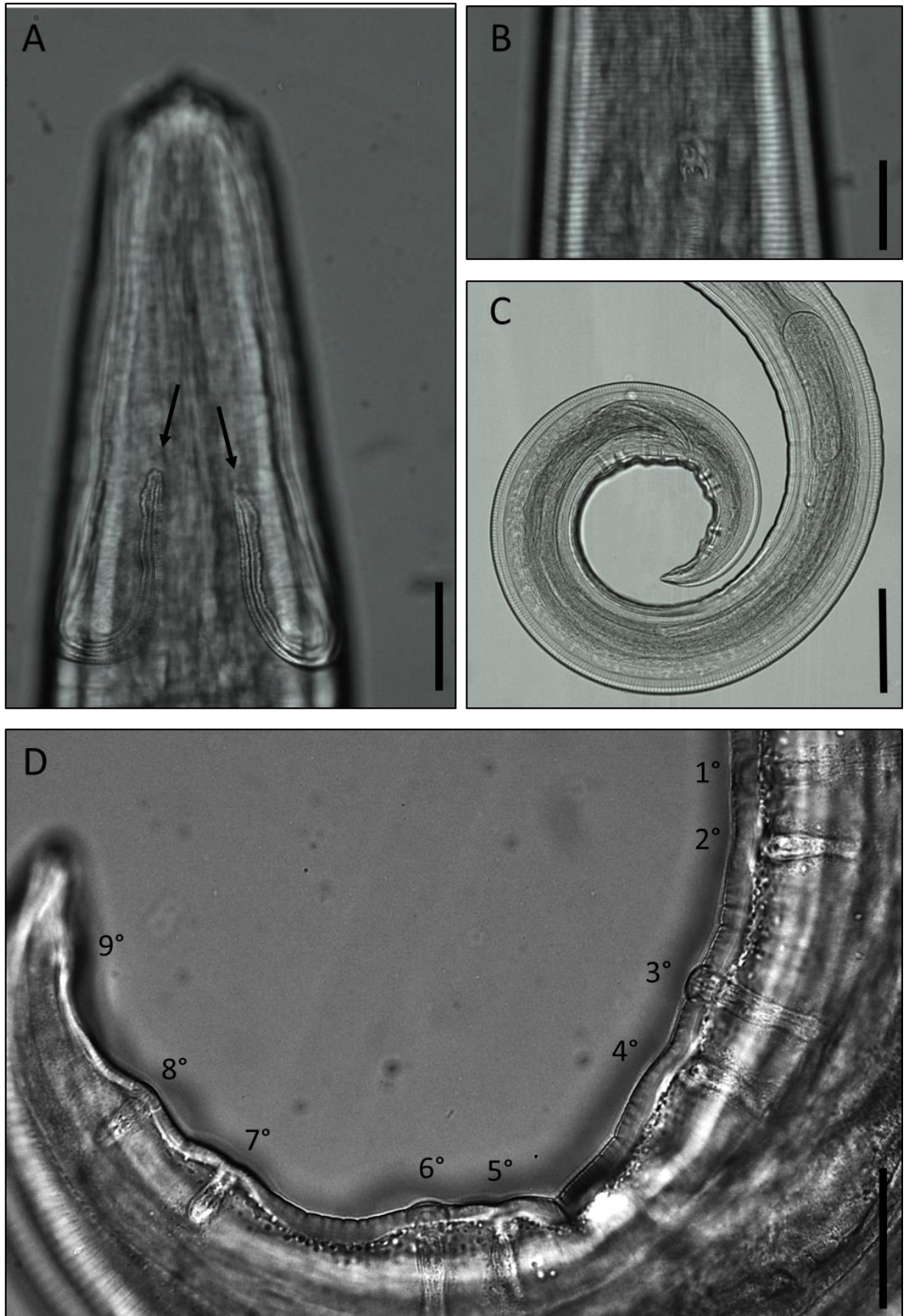
A: Extremidade anterior, vista lateral. Notar os córdons recorrentes, quase retilíneos e não anostomosados (setas). Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

B: Deirídio tridentado, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

C: Extremidade posterior, vista lateral. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

D: Detalhe da extremidade posterior evidenciando os nove pares de papilas pedunculadas. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 02



Ordem Ascaridida Skrjabin & Schulz, 1940  
 Superfamília Subuluroidea Travassos, 1914  
 Família Subuluridae Travassos, 1914  
 Subfamília Subulurinae Travassos, 1914  
 Gênero *Subulura* Molin, 1860

*Subulura forcipata* (Rudolphi, 1819)  
 (Figuras 03 e 04)

**DESCRIÇÃO** (Baseado em três machos):

Cutícula estriada transversalmente, com asas cefálicas atingindo o limite posterior do bulbo. Boca hexagonal com três lábios pequenos, um dorsal e dois latero-ventrais. Três dentes dispostos de forma helicoidal situados no fundo da cápsula bucal. Corpo com a região anterior curvada ventralmente, 14,2 – 14,8 mm (14,5 mm  $\pm$  0,3 mm) de comprimento, 200 – 285 (228,3  $\pm$  49,1) de largura. Cápsula bucal cilíndrica, 25 – 30 (26,7  $\pm$  2,9) de comprimento, 18 – 26 (21,7  $\pm$  4,0) de largura. Esôfago com bulbo posterior, 1,13 – 1,19 mm (1,16 mm  $\pm$  0,03 mm) de comprimento total. Bulbo posterior arredondado com três válvulas, 146 – 183 (166,3  $\pm$  18,8) de comprimento, 106 – 118 (112,3  $\pm$  6,0) de diâmetro. Anel nervoso distando 226 – 303 (277,3  $\pm$  44,5) da extremidade anterior. Poro excretor distando 360 – 480 (406,7  $\pm$  64,3) da extremidade anterior. Deirídio (n=1) distando 340 da extremidade anterior. Extremidade caudal recurvada. Abertura da cloaca distando 270 – 286 (278,7  $\pm$  8,1) da extremidade posterior. Ventosa pré-cloacal elíptica, pouco saliente, 160 – 186 (173  $\pm$  13) de diâmetro ântero-posterior, distando 670 – 766 (728,7  $\pm$  51,4) da extremidade posterior. Sem asas caudais. Dez pares de papilas caudais pedunculadas; três pares pré-cloacais iguais e ventrais; dois pares de papilas adcloacais laterais e iguais, dispostas em diagonal. Cinco pares pós-cloacais; quatro ventrais: duas maiores, próximo à cloaca, e duas menores próximas à extremidade caudal; uma lateral entre os dois grupos acima. Fasmídeos localizados, em cada lado, na base do quarta papila pós-cloacal, lateralmente. Espículos iguais, delgados, levemente curvilíneos, 593 – 693 (653,0  $\pm$  52,9) de comprimento. Gubernáculo retilíneo, 116 – 150 (135,3  $\pm$  17,5) de comprimento.

**Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: Corujinha-do-mato (*Megascops choliba*).

Local de Infecção: cecos.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 10%

Intensidade Média de Infecção: 3,0 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,3 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 3,0 helmintos/hospedeiro

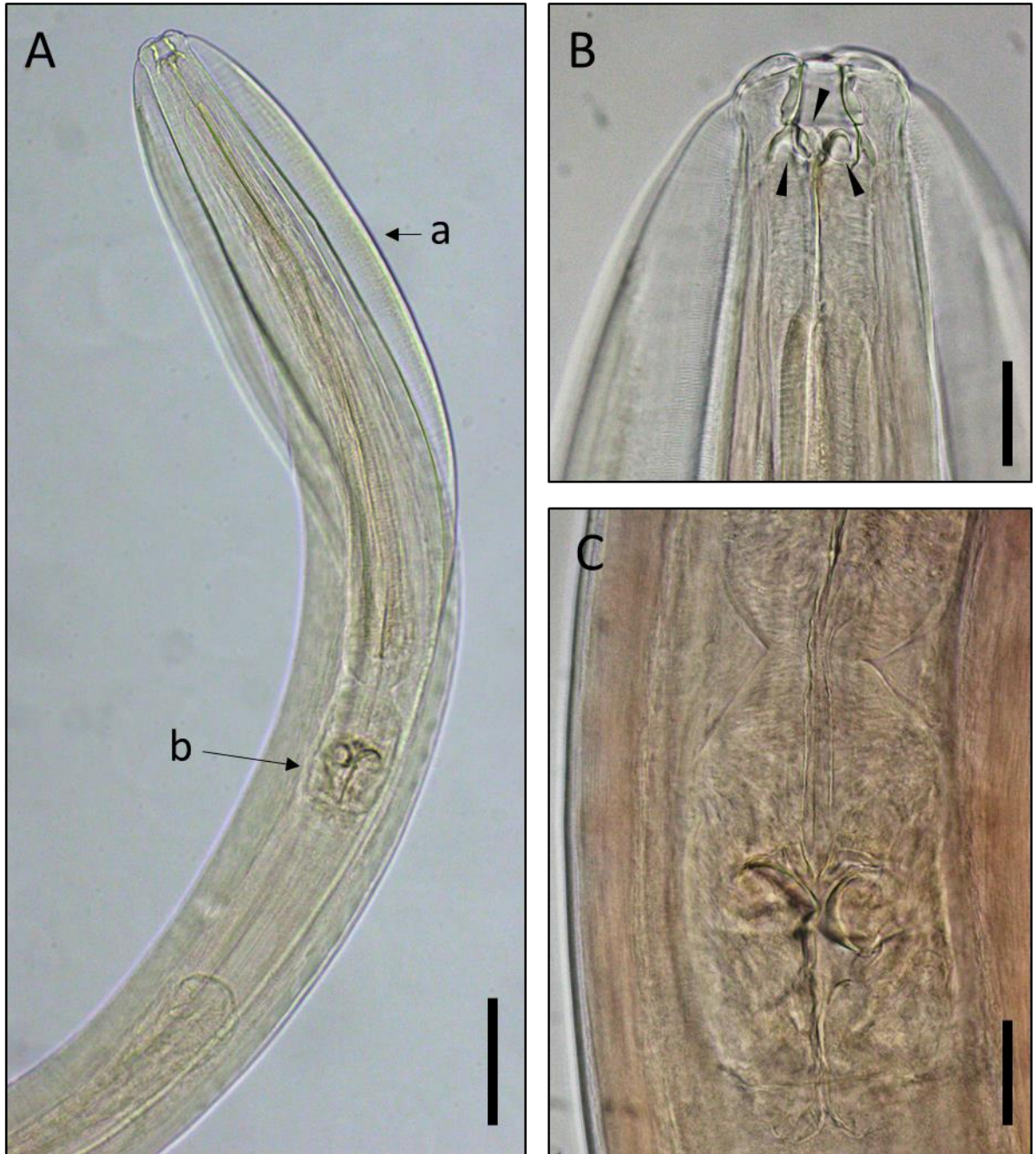
**FIGURA 03:** Fotomicrografia de *Subulura forcipata* coletado em *M. choliba*.

A: Extremidade anterior, vista ventral. A) asas laterais; b) bulbo esofágico. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

B: Detalhe da extremidade anterior com três dentes (cabeças de seta) no fundo da cápsula bucal, vista ventral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

C: Detalhe do bulbo esofágico com suas válvulas, vista ventral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 03





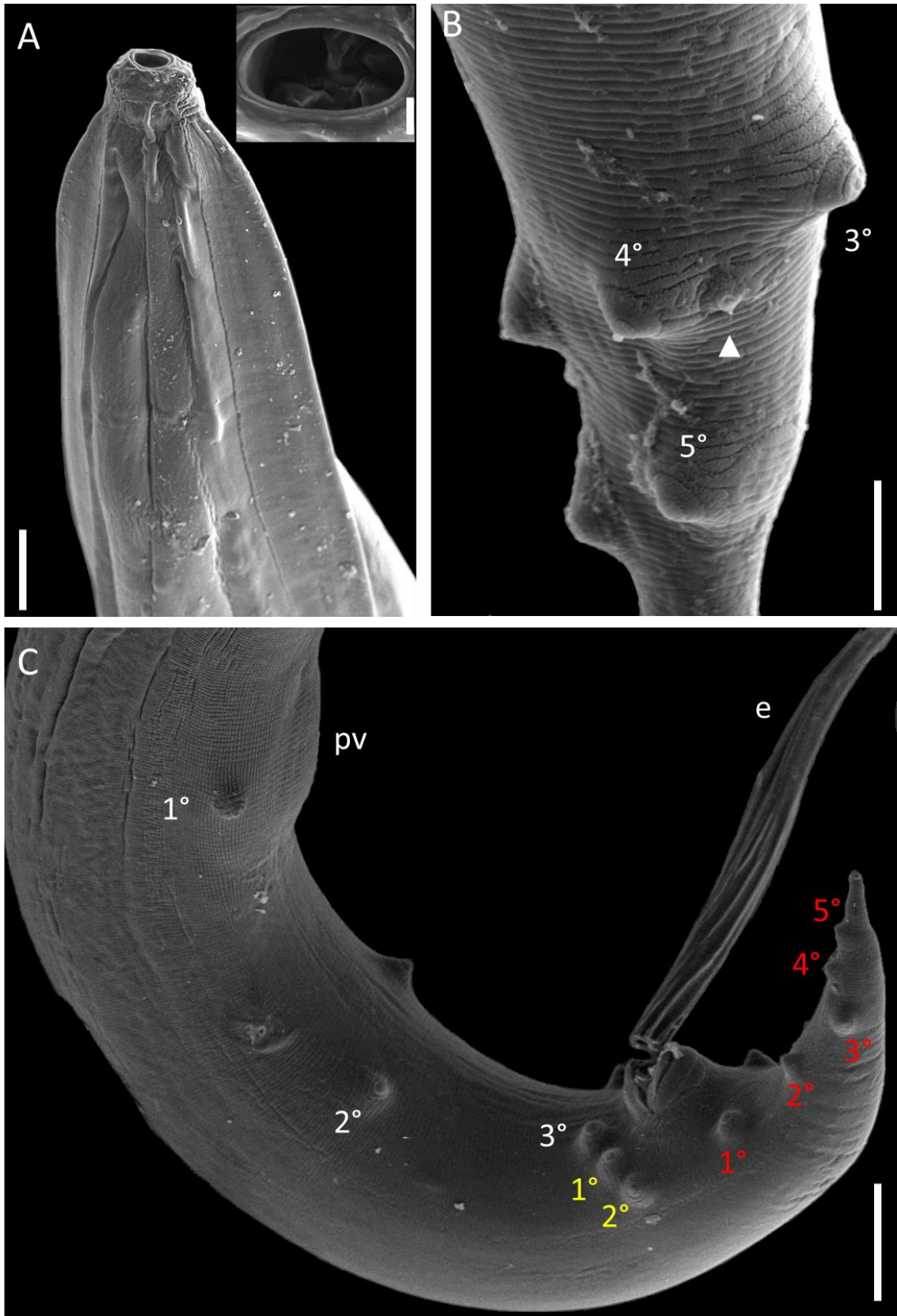
**FIGURA 04:** Eletromicrografia de varredura de *Subulura forcipata* coletado em *M. choliba*.

A: Extremidade anterior, vista ventral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ . Inset: interior da cápsula bucal com três dentes ao fundo, vista apical. Barra: 5  $\mu\text{m}$

B: Fasmídeo na base da 4<sup>o</sup> papila pós-cloacal, vista latero-ventral. Barra: 10  $\mu\text{m}$ .

C: Extremidade posterior com a pseudo-ventosa (pv), espículo (e), e disposição das papilas pré-cloacais (números em branco), ad-cloacais (números em amarelo) e pós-cloacais (números em vermelho), vista ventral, vista ventral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 04



### 5.1.2. Trematoda

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Dicrocoeliidae Looss, 1899

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Platynosomum* Looss, 1907

*Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)

(Figura 05)

#### **DESCRIÇÃO** (baseado em cinco espécimes):

Corpo delgado, alongado, medindo 2,40 – 2,94 mm ( $2,73 \pm 0,22$  mm) de comprimento, com maior largura ao nível dos testículos, 613 – 826 ( $769 \pm 89,0$ ), afinando nas extremidades anterior e posterior; relação comprimento médio/largura média igual a 3,55. Ventosa oral muscular, subterminal, mais ou menos esférica, medindo 266 – 350 ( $312,2 \pm 31,9$ ) de comprimento por 233 – 313 ( $278,2 \pm 32,4$ ) de largura. Ventosa ventral circular, ligeiramente maior que a ventosa oral, medindo 306 – 393 ( $358,2 \pm 39,4$ ) de comprimento por 306 – 373 ( $338,2 \pm 29,5$ ) de largura; relação entre a largura média das ventosas 1,21. Distância entre as ventosas 173 – 273 ( $222,4 \pm 40,4$ ). Pré-faringe não observada. Faringe pequena, subglobular, medindo 80 – 113 ( $97,2 \pm 12,0$ ) de comprimento por 80 – 106 ( $93,8 \pm 9,9$ ) de largura; relação largura média da ventosa ventral/faringe 3,60. Esôfago curto, bifurcando-se à metade da distância entre as duas ventosas. Dois cecos intestinais, estendendo-se para a extremidade posterior do corpo, terminando próximo ao fim do corpo. Dois testículos, grandes, simétricos ou assimétricos, oblongos, ligeiramente lobados, mais longo que largo, póstero-laterais à ventosa ventral em cada lado, separados por alças uterinas. O direito medindo 246 – 493 ( $355,6 \pm 94,6$ ) de comprimento por 140 – 306 ( $255,6 \pm 68,1$ ) de largura; o esquerdo medindo 240 – 406 ( $350,4 \pm 64,6$ ) de comprimento por 153 – 220 ( $198,4 \pm 26,4$ ) de largura. Saco cirro localizado ao nível da bifurcação intestinal, com fina parede muscular, envolvendo vesícula seminal convoluta, a *pars prostática* e o ducto ejaculatório curto, alcançando a borda anterior da ventosa ventral. As medidas são 113 – 226 ( $166,3 \pm 56,7$ ) de comprimento por 40 – 93 ( $73,0 \pm 28,7$ ) de largura. Poro genital comum ântero-sinistral à bifurcação intestinal. Ovário inteiro, às vezes lobado, menor que os testículos, submediano, posterior a um dos testículos, medindo 140 – 273 ( $218,4 \pm 49,8$ ) de comprimento

por 180 – 286 ( $223,6 \pm 45,2$ ) de largura. Receptáculo seminal quase esférico, menor que o ovário, póstero-dorsal e posicional entre os dois testículos. Vitelárias foliculares, localizadas em dois campos laterais que se estendem posteriormente a partir da vizinhança da margem posterior dos testículos, às vezes em contato com estes, e terminam na região central do  $\frac{3}{4}$  do corpo; banda direita medindo 500 – 646 ( $579,8 \pm 61,1$ ) de comprimento; banda esquerda medindo 533 – 686 ( $603,6 \pm 66,5$ ) de comprimento. Reservatório vitelínico imediatamente posterior ao ovário. As alças uterinas preenchem todo o corpo posterior e contêm numerosos ovos castanhos claros a dourados que medem 29 – 36 ( $32,7 \pm 3,51$ ) de comprimento por 16 – 21 ( $19,0 \pm 2,65$ ) de largura; anteriormente o útero mostra um enrolamento menor, passando entre os testículos e entra no saco do cirro antes de abrir no poro genital comum.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Corujinha-do-mato, *Megascops choliba*.

Local de Infecção: Fígado e vesícula biliar.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 20,0%

Intensidade Média de Infecção: 7 helmintos/hospedeiro.

Abundância Média de Infecção: 1,4 helmintos/hospedeiro.

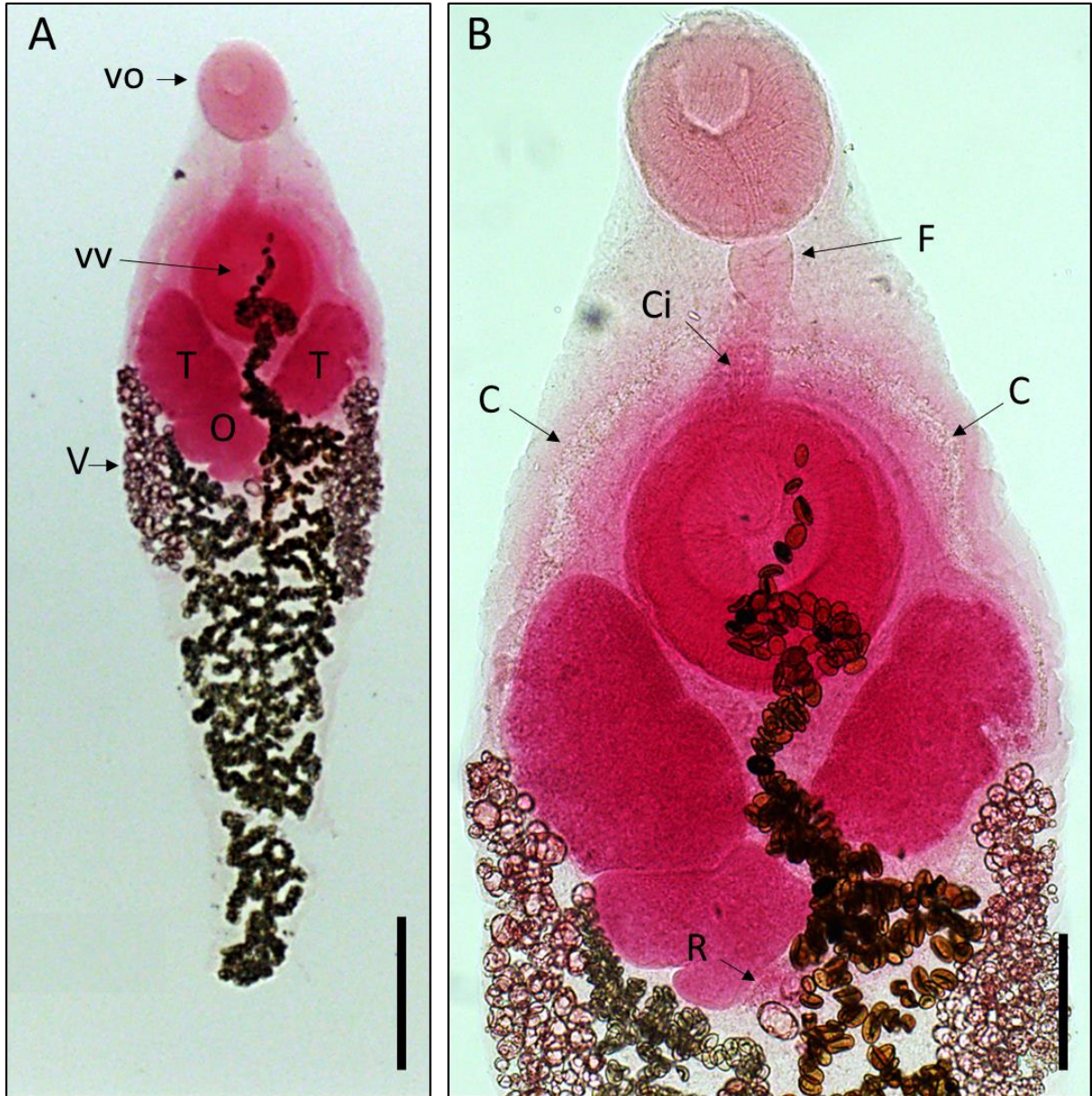
Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 13 helmintos/hospedeiro.

**FIGURA 05:** Fotomicrografia de *Platynosomum illiciens* coletado em *M. choliba*.

A: Visão geral do corpo evidenciando a ventosa oral (VO), ventosa ventral (VV), testículos (T), ovário (O) e vitelária (V), vista ventral. Barra: 500  $\mu\text{m}$

B: Visão ampliada da metade anterior evidenciando a faringe (F), a bolsa do cirro (Ci), os ramos cecais (C) e o receptáculo seminal (R), vista ventral. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 05



### 5.1.3. Acanthocephala

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916 (Golvan 1960)

Gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911

*Centrorhynchus guira* Lunaschi & Drago, 2010

(Figura 06)

#### DESCRIÇÃO (baseado em uma fêmea):

Tronco sem espinhos, medindo 27,11 mm de comprimento e 600 de largura, sem papila digitiforme na extremidade posterior. Probóscide 966 de comprimento por 260 e 300 de largura nas porções anterior e posterior à constrição; armada com 30 fileiras longitudinais de 18 a 19 ganchos cada, sendo 8 ganchos verdadeiros, 3 a 4 ganchos transicionais e 6 a 8 ganchos espiniformes. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 6 – 28 (19); 2, 33 – 40 (36); 3, 36 – 38 (37); 4, 36 – 38 (36); 5, 35 – 38 (36); 6, 36 – 41 (39); 7, 36 – 41 (39); 8, 30 – 40 (35). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 28 – 38 (34); 2, 36 – 38 (37); 3, 33 – 33 (33); 4, 31 – 36 (34); 5, 35 – 36 (35,5); 6, 40 – 46 (44); 7, 45 – 51 (49); 8, 36-46 (38). Ganchos transicionais com lâminas de 13 – 18 (22,1) de comprimento e raiz com 13 – 20 (15,6) de comprimento. Ganchos espiniformes com 20-25 (21,5) de comprimento. Pescoço mais largo que longo, medindo 40 de comprimento e 346 de largura. Receptáculo da probóscide com dupla parede muscular, medindo 1428 de comprimento. Lemniscos em número de dois, de igual comprimento, medindo 1900. Trato reprodutivo medindo, da borda do sino uterino ao poro genital, 753 de comprimento. Ovos medindo 32 de comprimento por 14 de largura.

#### Sumário taxonômico

Hospedeiro: Corujinha-do-mato, *Megascops choliba*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: Paragominas.

Prevalência: 10 %

Intensidade Média de Infecção: 1,0 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,1 helmintos/hospedeiro

Amplitude da Intensidade de Infecção: 1-1 helmintos/hospedeiro

**FIGURA 06:** Fotomicrografia de *Centrorhynchus guira* coletado em *M. choliba*.

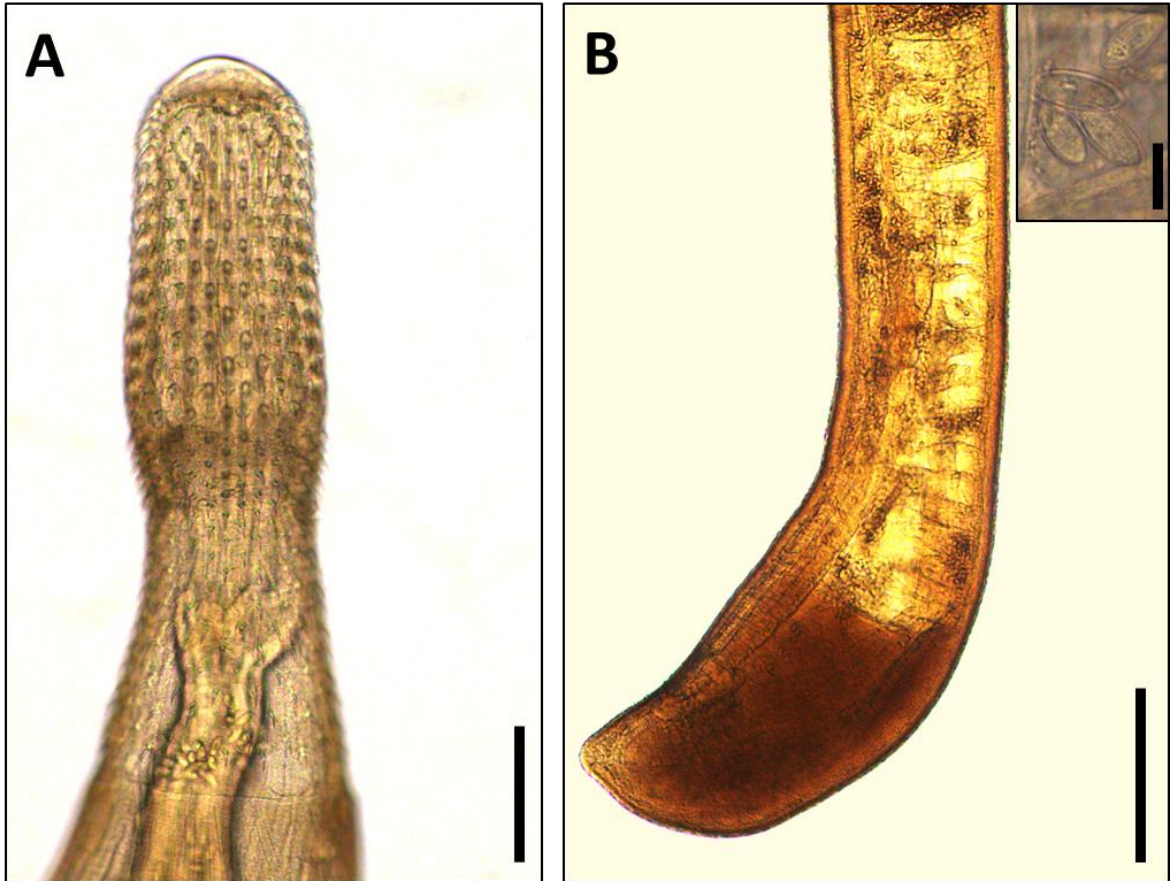
A: Extremidade anterior evidenciando a probóscide armada com ganchos, vista lateral. Barra: 200  $\mu\text{m}$

B: Extremidade posterior da fêmea, vista lateral. Barra: 500  $\mu\text{m}$ . Inset: Ovos. Barra: 25  $\mu\text{m}$ .

C: Detalhe dos últimos ganchos verdadeiros (cabeças de seta) com raízes direcionadas posteriormente, seguidos de ganchos transicionais com raízes apresentando processos laterais alados. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .



FIGURA 06



Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916 (Golvan, 1960)

Gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911

*Centrorhynchus* sp.

(Figura 07)

**DESCRIÇÃO** (baseado em 11 machos e 07 fêmeas):

Tronco cilíndrico e alongado, sem espinhos. Fêmeas gravídicas maiores que os machos. Pescoço curto e sem espinhos. Probóscide dividida em duas partes pela inserção do saco da probóscide. A metade anterior de aspecto cilíndrico e a posterior de aspecto cônico. Probóscide armada com 28 – 32 fileiras longitudinais com 19 – 22 ganchos (usualmente 19 – 20 nos machos e 20 – 22 nas fêmeas). Os primeiros 5 – 6 (às vezes 7) ganchos largos com fortes raízes direcionadas posteriormente. Os próximos 3 – 4 ganchos nos machos e 3 – 5 nas fêmeas, transicionais apresentando raízes anterolaterais com processos alados. Os restantes 9 – 11 nos machos e 10 – 12 nas fêmeas, espiniformes. Receptáculo da probóscide com dupla camada muscular. Lemniscos iguais e que se distanciam da borda posterior do saco da probóscide. Gânglio cerebroide localizado posterior ao início do tronco, à metade da distância deste ponto ao fim do saco da probóscide. Poro genital subterminal em ambos os sexos.

Machos: tronco 8,3-30,5 mm ( $19,1 \pm 6,7$  mm) de comprimento por 414 – 857 ( $603,7 \pm 147,0$ ) de largura na expansão. Probóscide medindo 542 – 1742 ( $840,8 \pm 349,9$ ) de comprimento por 243 – 571 ( $298 \pm 92,1$ ) de largura na metade anterior e 214 – 657 ( $291,8 \pm 122,6$ ) na metade posterior. Probóscide armada com 28 – 32 (usualmente 28) fileiras longitudinais de 19 – 21 (usualmente 20) ganchos cada. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 5 – 28 ( $12,5 \pm 5,5$ ); 2, 11 – 36 ( $25,5 \pm 7,6$ ); 3, 21 – 40 ( $32,8 \pm 4,8$ ); 4, 26 – 48 ( $33,9 \pm 4,3$ ); 5, 28 – 48 ( $34,6 \pm 5,0$ ); 6, 25 – 48 ( $32,7 \pm 4,6$ ); 7, 30 – 33 ( $31,5 \pm 2,1$ ). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 15 – 35 ( $23,9 \pm 5,1$ ); 2, 28 – 41 ( $36,0 \pm 3,2$ ); 3, 30 – 46 ( $35,1 \pm 3,3$ ); 4, 30 – 40 ( $35,1 \pm 2,4$ ); 5, 31 – 46 ( $39,1 \pm 4,1$ ); 6, 31 – 50 ( $40,9 \pm 4,4$ ); 7, 33 – 40 ( $36,5 \pm 4,9$ ). Ganchos transicionais com lâmina de 11 – 25 (18) de comprimento e raiz com 10 – 21 (13,6) de comprimento. Ganchos espiniformes com 3 – 21 (12,7) de comprimento. Pescoço curto, 23 – 85 ( $38,7 \pm 18,2$ ) de comprimento por 251 – 714 ( $324 \pm 148,0$ ) de largura. Receptáculo da probóscide 771 – 1657 ( $1169,8 \pm 256,0$ ) de comprimento. Lemniscos 728 – 1771 ( $1293,1 \pm 286,6$ ) de comprimento. Testículos elípticos, separados, em tandem, o anterior

medindo 243 – 1285 ( $724,3 \pm 306,4$ ) de comprimento por 114 – 500 ( $276,5 \pm 105,5$ ) de largura e o posterior 328 – 1028 ( $689,5 \pm 240,1$ ) de comprimento por 114 – 428 ( $261,2 \pm 101,8$ ) de largura. Glândulas de cemento tubulares com ligeira diferença de comprimento, começando próximos à extremidade posterior do testículo posterior e se estendendo 4,0 – 16,9 mm ( $8,5 \pm 3,91$ ) em direção à extremidade caudal. Bolsa de Saeffligen medindo 943 – 2685 ( $1758,1 \pm 554,0$ ) de comprimento. Bolsa copulatória evertida (uma medição) medindo 1428 de comprimento.

Fêmeas: tronco 15,4 – 57,9 mm ( $41,8 \pm 14,8$ ) de comprimento por 485 – 857 ( $660,8 \pm 116,0$ ) de largura, possuindo uma papila digitiforme na extremidade posterior. Probóscide medindo 657 – 1171 ( $878,5 \pm 160,1$ ) de comprimento por 273 – 333 ( $294,7 \pm 19,3$ ) de largura na metade anterior e 260 – 320 ( $282,7 \pm 21,8$ ) na metade posterior. Probóscide armada com 28 – 32 (usualmente 30) fileiras longitudinais de 19 – 22 (usualmente 20 a 21) ganchos cada. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 6 – 38 ( $17,3 \pm 9,2$ ); 2, 16 – 43 ( $30,0 \pm 8,1$ ); 3, 25 – 46 ( $37,2 \pm 6,4$ ); 4, 26 – 45 ( $38,4 \pm 4,5$ ); 5, 30 – 45 ( $39,6 \pm 3,8$ ); 6, 28 – 45 ( $36,4 \pm 4,4$ ). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 5 – 40 ( $27,7 \pm 8,7$ ); 2, 31 – 48 ( $41,2 \pm 4,2$ ); 3, 31 – 46 ( $30,9 \pm 4,3$ ); 4, 35 – 50 ( $41,6 \pm 3,4$ ); 5, 40 – 51 ( $47,1 \pm 3,9$ ); 6, 35 – 53 ( $45,2 \pm 4,9$ ). Ganchos transicionais usualmente em número de quatro, com lâmina medindo 13 – 33 ( $21,7$ ) de comprimento e raiz com 8 – 20 ( $14,7$ ) de comprimento. O quinto gancho, quando presente, medindo 18 – 25 ( $21,5$ ) de comprimento. O sexto gancho, observado em apenas um espécime, medindo 21 de comprimento. Ganchos espiniformes usualmente em número de 11, medindo 5 – 25 ( $14,6$ ) de comprimento. Décimo segundo gancho observado em apenas um espécime, medindo 20 – 23 ( $21,5$ ) de comprimento. Pescoço curto, 13 – 43 ( $24,5 \pm 11,8$ ) de comprimento por 281 – 346 ( $307,6 \pm 22,4$ ) de largura. Receptáculo da probóscide 842 – 1457 ( $1258,8 \pm 206,3$ ) de comprimento. Lemniscos 1271 – 2228 ( $1722 \pm 344,9$ ) de comprimento. Trato reprodutivo medindo, da borda do sino uterino ao poro genital, 959 – 1985 ( $1548 \pm 529,6$ ) de comprimento. Sino uterino 133 – 314 ( $223,5 \pm 129,9$ ) de comprimento. Útero 613 – 700 ( $656,5 \pm 61,5$ ) de comprimento. Vagina 157 – 213 ( $185,0 \pm 39,6$ ). Processo digitiforme presente. Ovos 38 – 49 ( $42,6 \pm 3,9$ ) de comprimento por 11 – 24 ( $18,6 \pm 4,7$ ) de largura.

**Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Coruja-do-mato, *Megascops choliba*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém, Paragominas.

Prevalência: 100%

Intensidade Média de Infecção: 9,8 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 9,8 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1-31 helmintos/hospedeiro

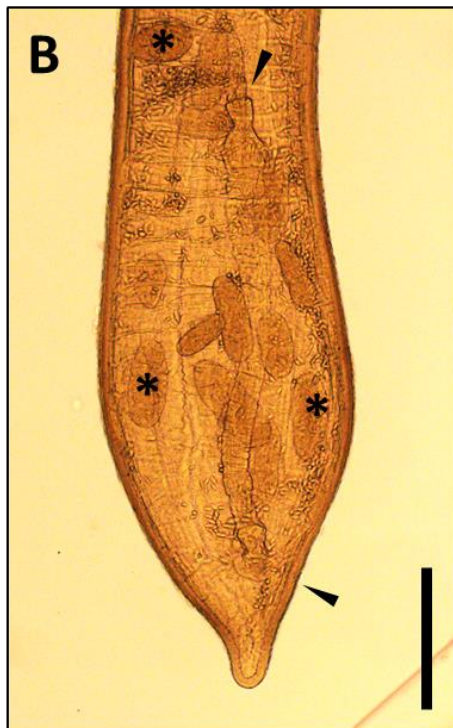
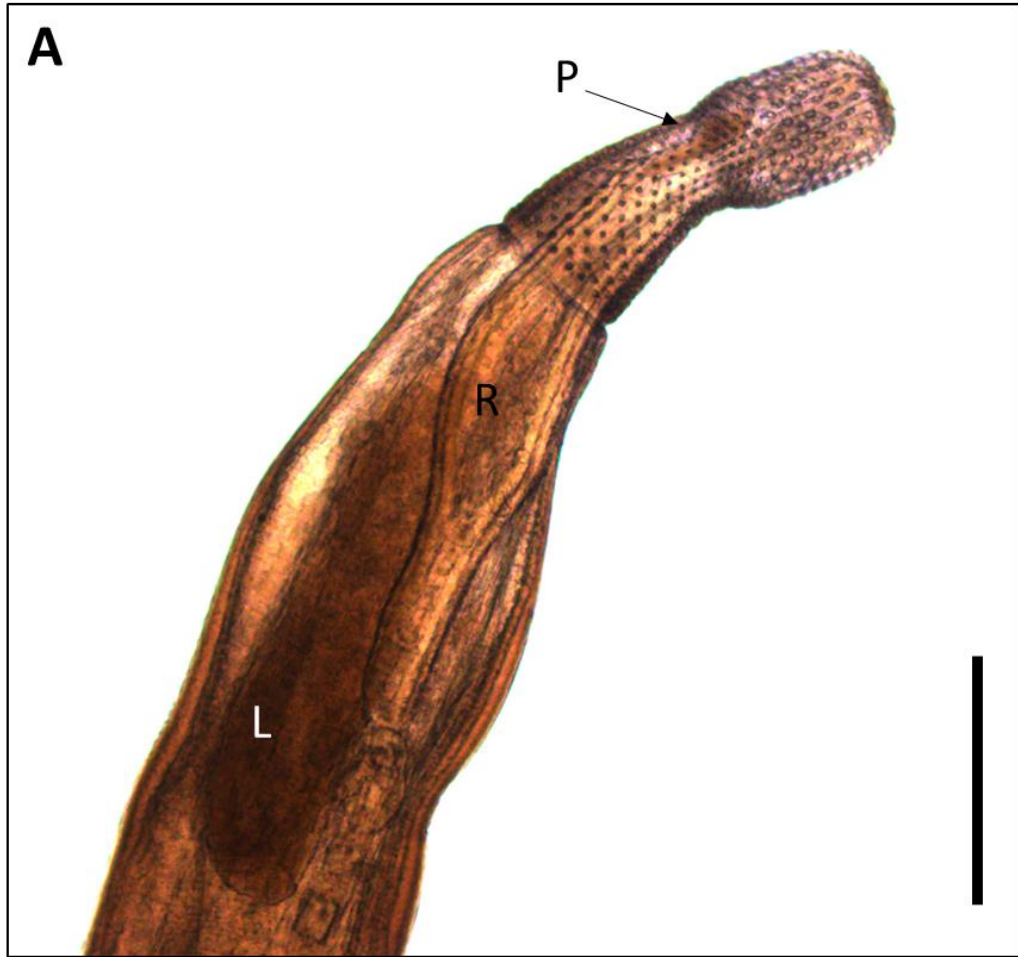
**FIGURA 07:** Fotomicrografia de *Centrorhynchus* sp. coletado em *M. choliba*.

A: Extremidade anterior evidenciando a probóscide armada com ganchos (P), o receptáculo da probóscide (A) e o lemnisco (L), vista lateral. Barra: 500  $\mu\text{m}$

B: Extremidade posterior da fêmea evidenciando as bolas ovarianas (\*), poucos ovos dispersos pelo celoma e o aparelho genital (início e fim marcados pelas cabeças de seta), vista ventral. Notar o processo digitiforme ao fim do tronco. Barra: 500  $\mu\text{m}$ .

C: Extremidade posterior do macho com bolsa copulatória exteriorizada, vista ventral Barra: 500  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 07



## 5.2. GAVIÃO-CARIJÓ (*Rupornis magnirostris*)

### 5.2.1. Nematoda

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932

Família Tetrameridae Travassos, 1914

Gênero *Microtetrameres* (Travassos, 1915)

*Microtetrameres* sp.

(Figura 08)

#### **DESCRIÇÃO** (baseada em quatro espécimes fêmeas):

Corpo de coloração avermelhada. Amostras gravídicas permanentemente enroladas no sentido horário ou anti-horário em espiral. Cutícula com estrias transversais finas. Corpo medindo 1283 – 2430 ( $1651 \pm 432,2$ ) de comprimento por 860 – 1428 ( $1169 \pm 263,0$ ) de largura na posição enrolada. Cápsula bucal arredondada, esclerotizada, 13 – 22 ( $16,7 \pm 3,77$ ) de profundidade e 6 – 11 ( $8,3 \pm 2,0$ ) de diâmetro interno. Esôfago 932 – 1853 ( $1315,3 \pm 479,5$ ) de comprimento, com porção muscular medindo 96 – 215 ( $171,7 \pm 53,0$ ) de comprimento por 16 – 28 ( $19,5 \pm 6,7$ ); e porção glandular 566 – 1653 ( $980,2 \pm 474,5$ ) de comprimento por 50 – 86 ( $70,5 \pm 16$ ) de largura. Anel nervoso 96 – 125 ( $109,0 \pm 14,7$ ) da extremidade anterior. Poro excretor e deirídios não observados. Afunilamento da cauda gradualmente até um ponto agudo, com uma dobra cuticular. Vulva em 110 – 161 ( $135,0 \pm 21,9$ ) da extremidade posterior. Fêmeas contendo, ao mesmo tempo, ovos não embrionados e ovos larvados. Ovos não embrionados medindo 34 – 41 ( $36,5 \pm 3,3$ ) de comprimento por 16 – 21 ( $18,2 \pm 2,6$ ) de largura. Ovos larvados medindo 40 – 43 ( $41,7 \pm 1,5$ ) de comprimento por 21 – 24 ( $23,0 \pm 1,4$ ) de largura.

#### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-carijó, *Rupornis magnirostris*.

Local de Infecção: Ventrículo.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 12,5%

Intensidade Média de Infecção: 15 helmintos/hospedeiro.

Abundância Média de Infecção: 1,87 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das Intensidades de Infecção: 15 helmintos/hospedeiro.



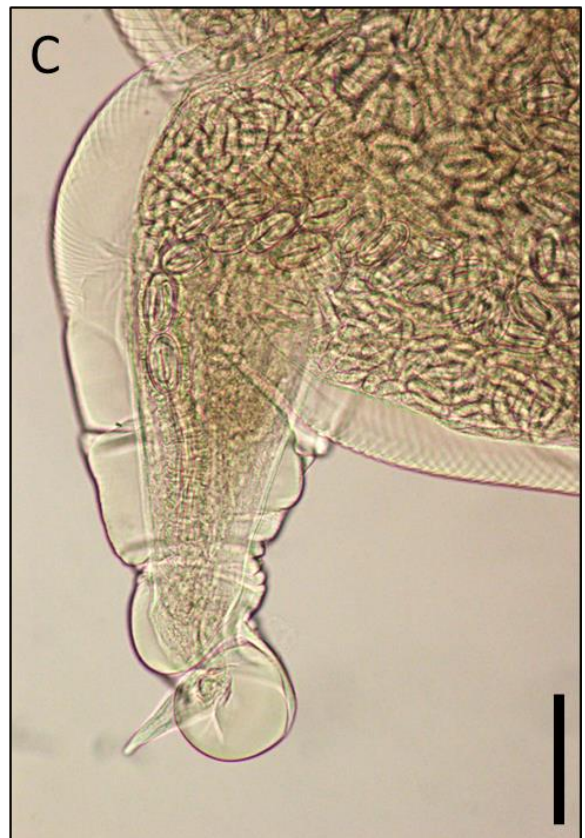
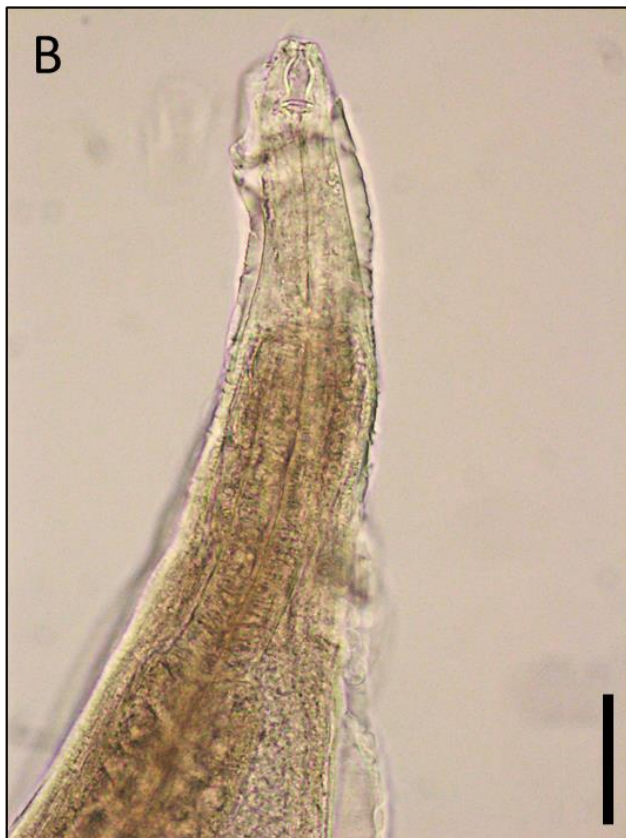
**FIGURA 08:** Fotomicrografia de *Microtetrameres* sp. coletado em *R. magnirostris*.

A: Visão geral do corpo, vista lateral. Barra: 500  $\mu\text{m}$

B: Extremidade anterior evidenciando a cápsula bucal em forma de sino, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

C: Extremidade posterior, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 08



### 5.2.2. Trematoda

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

Família Strigeidae Railliet, 1919

Gênero *Strigea* Abildgaard, 1790

*Strigea* sp.

(Figura 09 e 10)

#### DESCRIÇÃO (baseada em 16 exemplares):

Corpo esbelto, medindo 3,54 – 4,87 mm ( $4,12 \pm 0,40$  mm) de comprimento total. *Forebody* mais longo que largo, em forma de taça, com 728 – 1128 ( $921,81 \pm 100,85$ ) de comprimento por 353 – 600 ( $448,43 \pm 69,47$ ) de largura, separado do *hindbody* por uma constrição logo atrás da glândula protolítica. *Hindbody* cilíndrico, esbelto, curvado dorsalmente, quase três vezes e meia maior que o *forebody*, medindo 2742 – 3742 ( $3207,44 \pm 323,78$ ) de comprimento. A porção anterior do *hindbody* apresenta-se mais delgada (“neck region”), medindo 271 – 442 ( $334,38 \pm 47,49$ ) de largura. As regiões gonadal e da bolsa copulatória medem 314 – 714 ( $482,44 \pm 47,49$ ) e 271 – 657 ( $479,38 \pm 89,20$ ) de largura, respectivamente. Relação entre o comprimento do *hindbody* pelo comprimento do *forebody* 1:2,87 – 3,87 (3,49).

Ventosa oral terminal, levemente mais larga que comprida, 43 – 80 ( $68,20 \pm 9,86$ ) de comprimento por 60 – 130 ( $78,47 \pm 18,72$ ) de largura. Ventosa ventral bem desenvolvida, maior que a ventosa oral, medindo 53 – 210 ( $153,44 \pm 35,38$ ) de comprimento por 56 – 176 ( $126,69 \pm 28,20$ ) de largura. Distância entre as ventosas 226 – 300 ( $255,29 \pm 28,57$ ). Relação entre a largura da ventosa ventral pela largura da ventosa oral 1:0,89 – 1,93 (1,63). Os lóbulos do órgão tribocítico (“holdfast organ”) podem se projetar ou não além da margem anterior do *forebody*; glândula proteolítica na base do *forebody*, difícil de ver em alguns indivíduos, 140 – 246 ( $181,94 \pm 27,98$ ) de comprimento por 86 – 153 ( $113,38 \pm 21,83$ ) de largura. Pré-faringe ausente; faringe de 46 – 90 ( $59,40 \pm 11,10$ ) de comprimento por 50 – 76 ( $63,33 \pm 8,06$ ) de largura; esôfago e ceco intestinal de difícil visualização. Relação entre o comprimento da faringe pelo comprimento da ventosa oral 1:0,66-1,47 (0,89).

Testículos em tandem, situados próximos à extremidade posterior do corpo, em formato de sela e grandes; testículo anterior 293 – 446 (355,81) de comprimento por 140 – 513 (341,94 ± 89,00) de largura; testículo posterior 253 – 465 (359,19 ± 58,18) de comprimento por 140 – 533 (341,94 ± 95,56) de largura. Vesícula seminal longa, dobrada sobre si mesma, atrás do testículo posterior. Reservatório vitelínico entre os testículos.

Ovário de formato geralmente esférico, medindo 126 – 326 (187,19 ± 54,90) de comprimento por 133 – 346 (199,69 ± 65,34) de largura. Canal de Laurer não visualizado. Glândula de Mehlis e reservatório vitelino na região intertesticular. Folículos vitelínicos de tamanho semelhante em ambos os segmentos corporais, se estendendo anteriormente à metade do *forebody* e ocupando principalmente os campos laterais e dorsal; no *hindbody*, ocupa a região pré-ovariana e estendendo-se pela região testicular até a vesícula seminal, alcançando a base da bolsa copulatória. Útero com ovos relativamente grandes e em pequena quantidade, estendendo-se até constrição intersegmentar. Ovos opérculados, medindo 75 – 91 (85,00 ± 5,00) de comprimento por 38 – 51 (44,00 ± 4,00) de largura. Relação entre o comprimento do corpo pelo comprimento do ovo 1:40,55 – 61,47 (49,04).

Bursa copulatória delimitada por uma constrição, 143 a 190 (163) de comprimento por 202 a 217 (207) de largura; átrio genital profundo, medindo 73 – 485 (220,40 ± 117,08) em profundidade. Anel muscular ('Ringnapf') presente. Cone genital grande, delgado quando saliente, medindo 213 – 333 (285,14 ± 40,33) de comprimento por 133 – 233 (168,92 ± 29,65) de largura. Relação entre comprimento do *hindbody* pelo comprimento do cone genital 1:9,19 – 15,32 (11,55). Relação entre comprimento do cone genital pelo comprimento do ovo 1:2,36 – 4,34 (3,48). Vesícula excretora e poro excretor não visualizados.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-carijó, *Rupornis magnirostris*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 25%

Intensidade Média de Infecção: 77 helmintos/hospedeiro.

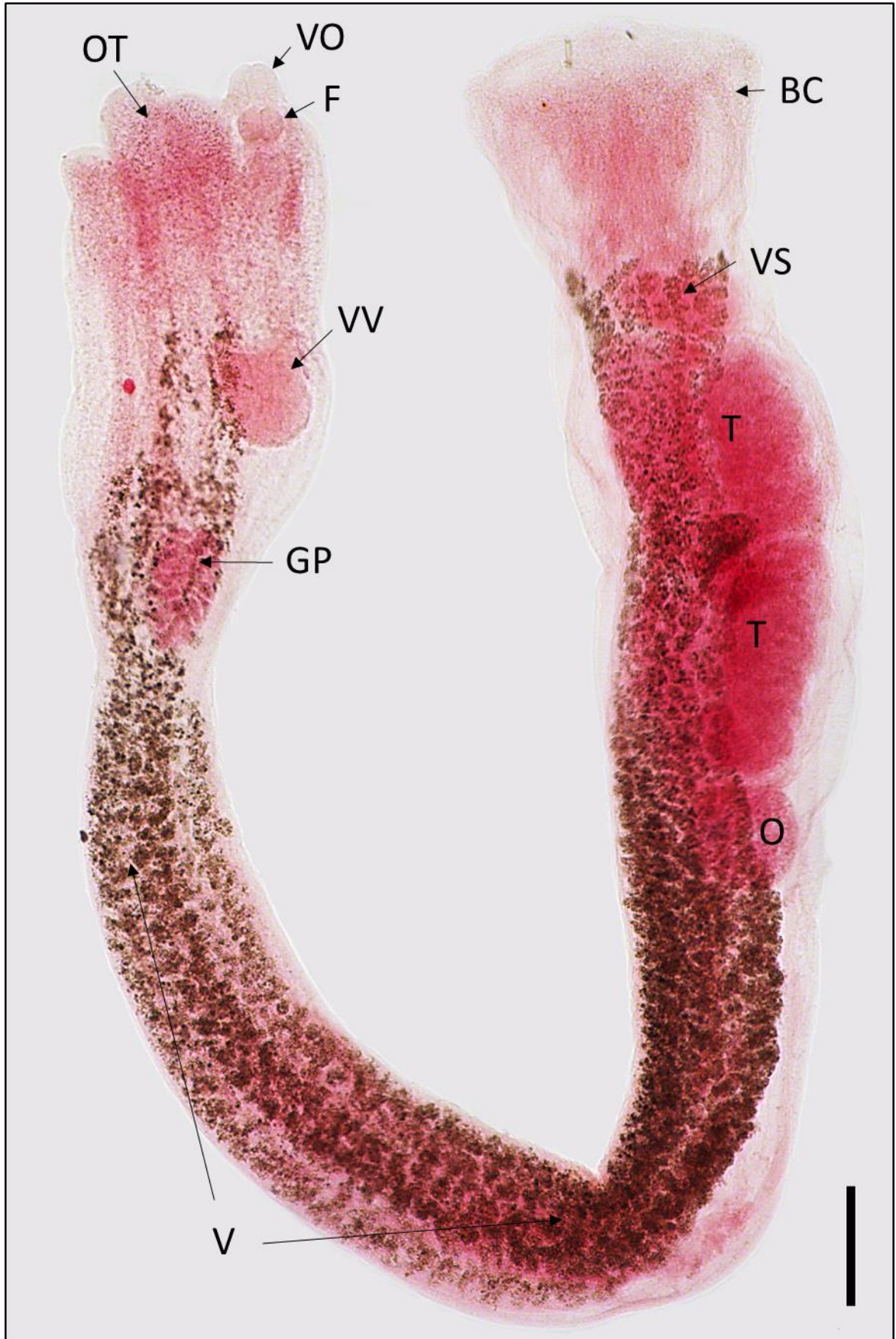
Abundância Média de Infecção: 19,25 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das Intensidades de Infecção: 34-120 helmintos/hospedeiro.

**FIGURA 09:** Fotomicrografia de *Strigea* sp. coletado em *R. magnirostris*. Visão geral mostrando, do *forebody* para o *hindbody*, a ventosa oral (VO) seguida da faringe (F). Ao lado da ventosa oral a porção mais anterior do órgão tribocítico (OT). No terço médio do *forebody* encontra-se a ventosa ventral (VV) seguida da glândula proteolítica (GP). Os folículos vitelínicos (V) se estendem do *forebody* ao *hindbody*. Ovário (O) seguido pelos testículos (T) e vesícula seminal (VS). Bolsa copulatória (BC) na extremidade posterior do *hindbody*. Barra: 200  $\mu$ m

.

FIGURA 09

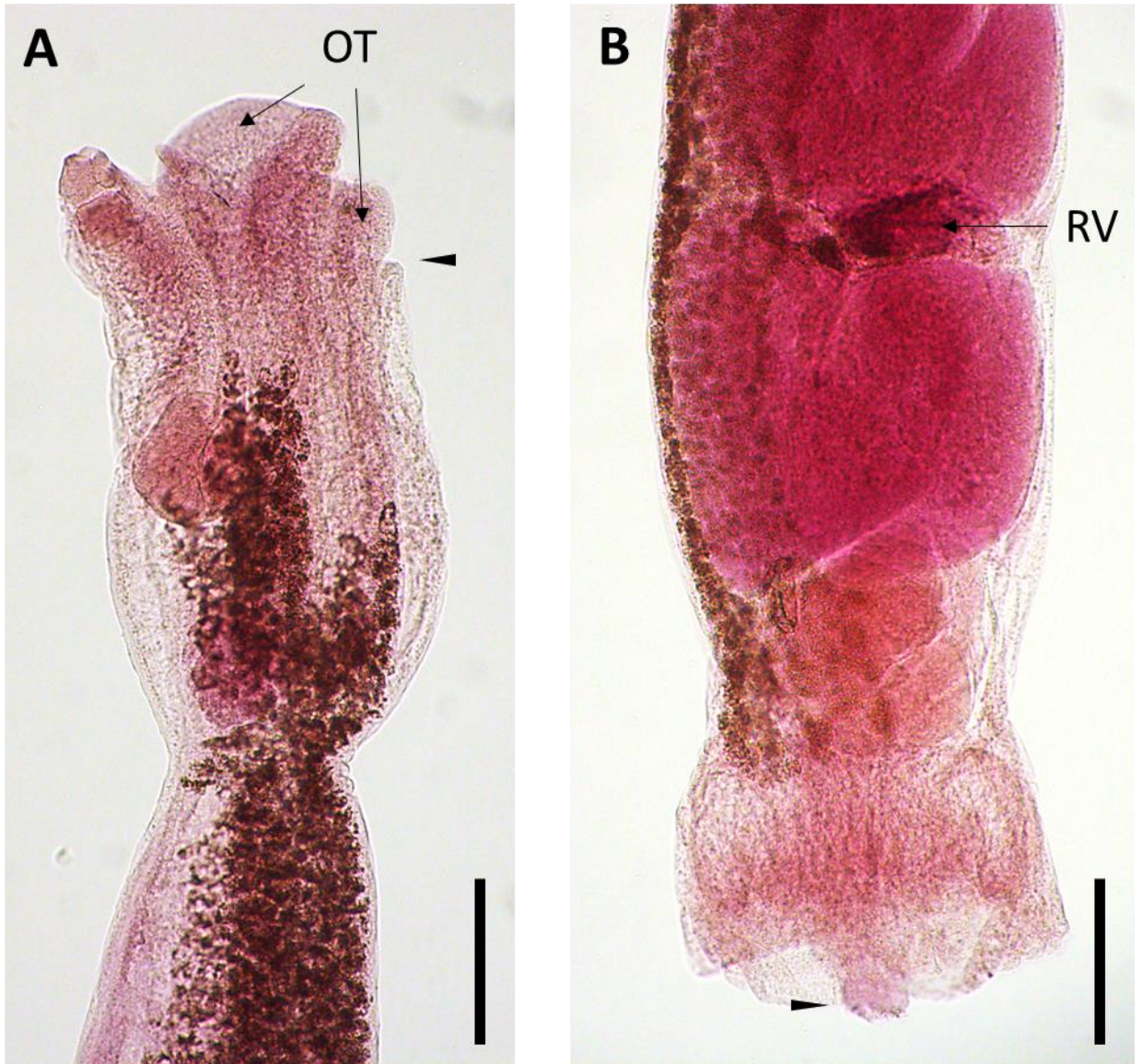


**FIGURA 10:** Fotomicrografia de *Strigea* sp. coletado em *R. magnirostris*.

A: Visualização dos lobos do órgão tribocítico ultrapassando a extremidade anterior do *forebody*, vista lateral. Barra: 200  $\mu\text{m}$

B: Visualização do cone genital (cabeça de seta) exposto com bolsa copulatória retraída, vista lateral. Notar o reservatório vitelínico (RV) entre os testículos. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 10





### 5.2.3. Acanthocephala

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916 (Golvan, 1960)

Gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911

*Centrorhynchus kuntzi* Schmidt & Neiland, 1966

(Figuras 11 e 12)

**DESCRIÇÃO** (baseada em 03 machos e 03 fêmeas):

Tronco cilíndrico e alongado, sem espinhos, com grande expansão próxima à extremidade anterior. Pescoço curto e sem espinhos. Probóscide quase cilíndrica exceto por uma expansão anterior a inserção do receptáculo da probóscide. Probóscide armada com 31 fileiras longitudinais com 23 – 25 ganchos. Os primeiros 7 – 9 ganchos largos com fortes raízes direcionadas posteriormente (7 – 8 nos machos e 8 – 9 nas fêmeas). O oitavo, quando último e em fileiras alternadas, com raízes reduzidas. Os próximos 3 – 4 ganchos transicionais apresentando raízes anterolaterais com processos alados. Os restantes 12 – 14 espiniformes. Receptáculo da probóscide com dupla camada muscular. Lemniscos iguais e que se distanciam da borda posterior do saco da probóscide. Poro genital subterminal em ambos os sexos.

Machos: tronco 15,6-18,7 mm (17,0) de comprimento por 1200-1285 (1247) de largura na expansão. Probóscide 1013 de comprimento por 200 de largura no ápice, 253 na expansão e 193 na base. Probóscide armada com 31 fileiras longitudinais de 23 – 25 (usualmente 24) ganchos cada. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 6-16 (12); 2, 25-28 (26); 3, 30-31 (31); 4, 28-31 (30); 5, 30-31 (30); 6, 25-28 (26); 7, 23-28 (25); 8, 20-21 (21). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 25-31 (27); 2, 35-36 (35); 3, 31-35 (33); 4, 30-33 (31); 5, 28-31 (30); 6, 33-35 (34); 7, 38-43 (40); 8, 16-18 (17). Ganchos transicionais com lâmina de 10-20 (15,7) de comprimento e raiz com 8-20 (13) de comprimento. Ganchos espiniformes com 10-25 (14,7) de comprimento. Pescoço curto, 26 de comprimento por 326 de largura. Receptáculo da probóscide 1066-1220 (1143) de comprimento. Lemniscos 1714-1985 (1850) de comprimento. Dois testículos, localizados no terço final da expansão do tronco, elípticos, o anterior medindo 814-842 (833) por 271-357 (319) e o posterior 771-800 (785) por 314-342 (328). Quatro glândulas de cimento tubulares com ligeira diferença de comprimento,

começando próximos à extremidade posterior do testículo posterior e se estendendo 8,9-9,7 mm (9,0) em direção à extremidade caudal. Bolsa de Saeffligen 1742-2114 (1914).

Fêmeas: tronco 20,8-25,7 mm (23,2) de comprimento por 1200-1514 (1390) de largura na expansão, possuindo uma proeminente papila digitiforme, achatada lateralmente, na extremidade posterior. Probóscide 1053-1233 (1135) de comprimento por 206-233 (217) de largura no ápice, 273-280 (285) na expansão e 333-353 (342) na base; armado com 31 fileiras longitudinais de 24 a 25 ganchos cada. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 8-33 (16); 2, 15-45 (36); 3, 26-45 (37); 4, 20-40 (32); 5, 25-33 (29); 6, 25-31 (28); 7, 23-31 (28); 8, 13-28 (23); 9, 13-21 (17). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 23-40 (30); 2, 38-46 (42); 3, 30-45 (40); 4, 31-41 (37); 5, 25-40 (34); 6, 31-46 (49); 7, 18-48 (39); 8, 41-56 (156); 9, 43-45 (44). Ganchos transicionais com lâmina de 10-23 (20) de comprimento e raiz com 8-20 (14,7) de comprimento. Ganchos espiniformes com 12-17 (14,6) de comprimento. Pescoço curto, 33 de comprimento por 353-360 (358) de largura. Receptáculo da probóscide 1133-1413 (1273) de comprimento. Lemniscos 1685 de comprimento. Trato reprodutivo medindo, da borda do sino uterino ao poro genital, 1828 de comprimento. Processo digitiforme presente. Ovos 35-40 (37) de comprimento por 16-19 (18) de largura.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-carijó, *Rupornis magnirostris*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 12,5%

Intensidade Média de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,85 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 6-6 helmintos/hospedeiro

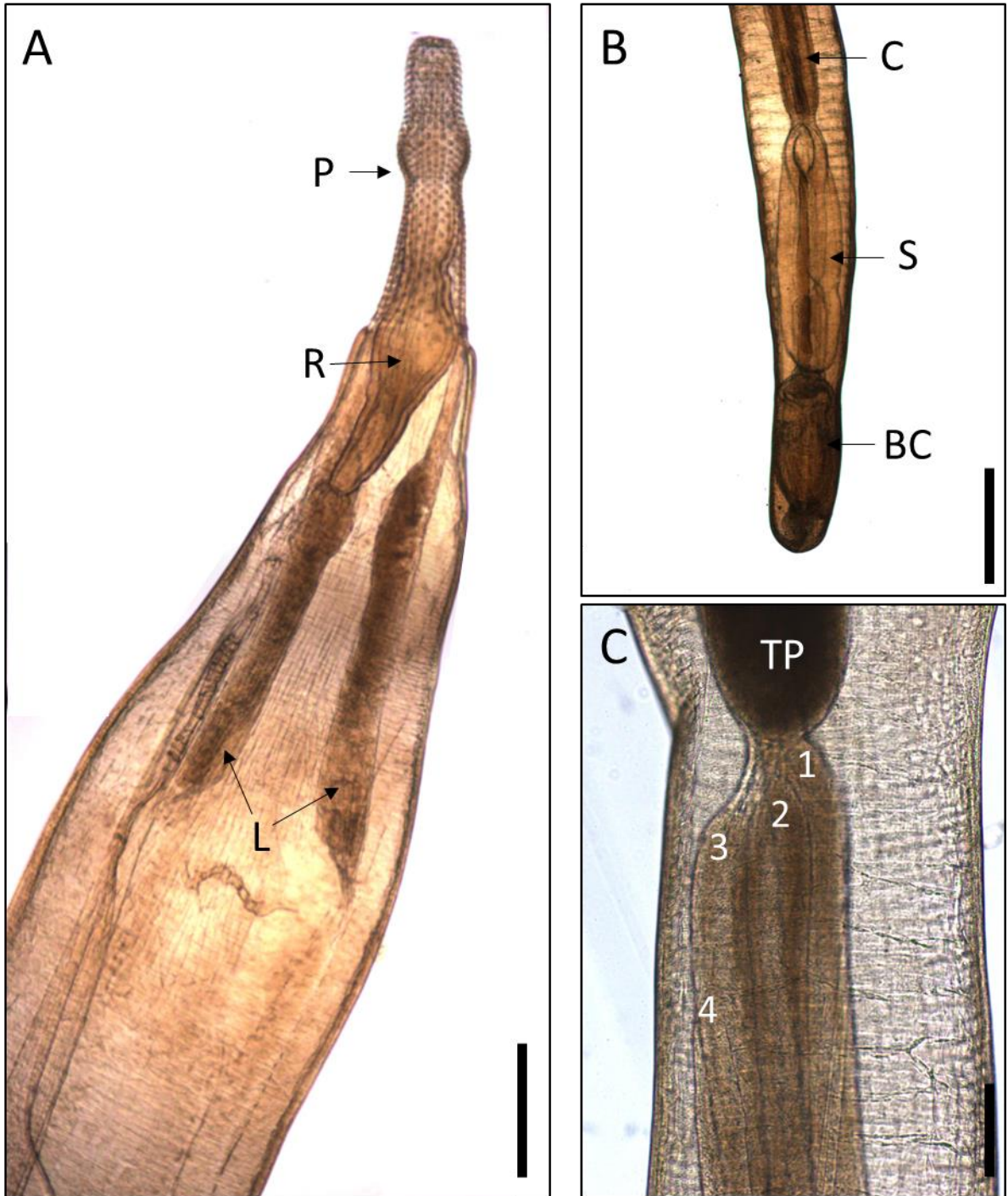
**FIGURA 11:** Fotomicrografia de *Centrohynchus kuntzi* coletado em *R. magnirostris*.

A: Extremidade anterior evidenciando a probóscide armada com ganchos (P), o receptáculo da probóscide (R) e os lemniscos, vista lateral. Notar a expansão do tronco. Barra: 500  $\mu\text{m}$

B: Extremidade posterior evidenciando a porção final das glândulas de cimento (C), da bolsa de Saeftigen (S) e da bolsa copulatória invertida (BC), vista lateral. Barra: 1 mm.

C: Visão do testículo posterior (TP) seguido pelas quatro glândulas de cimento (números), vista lateral. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 11



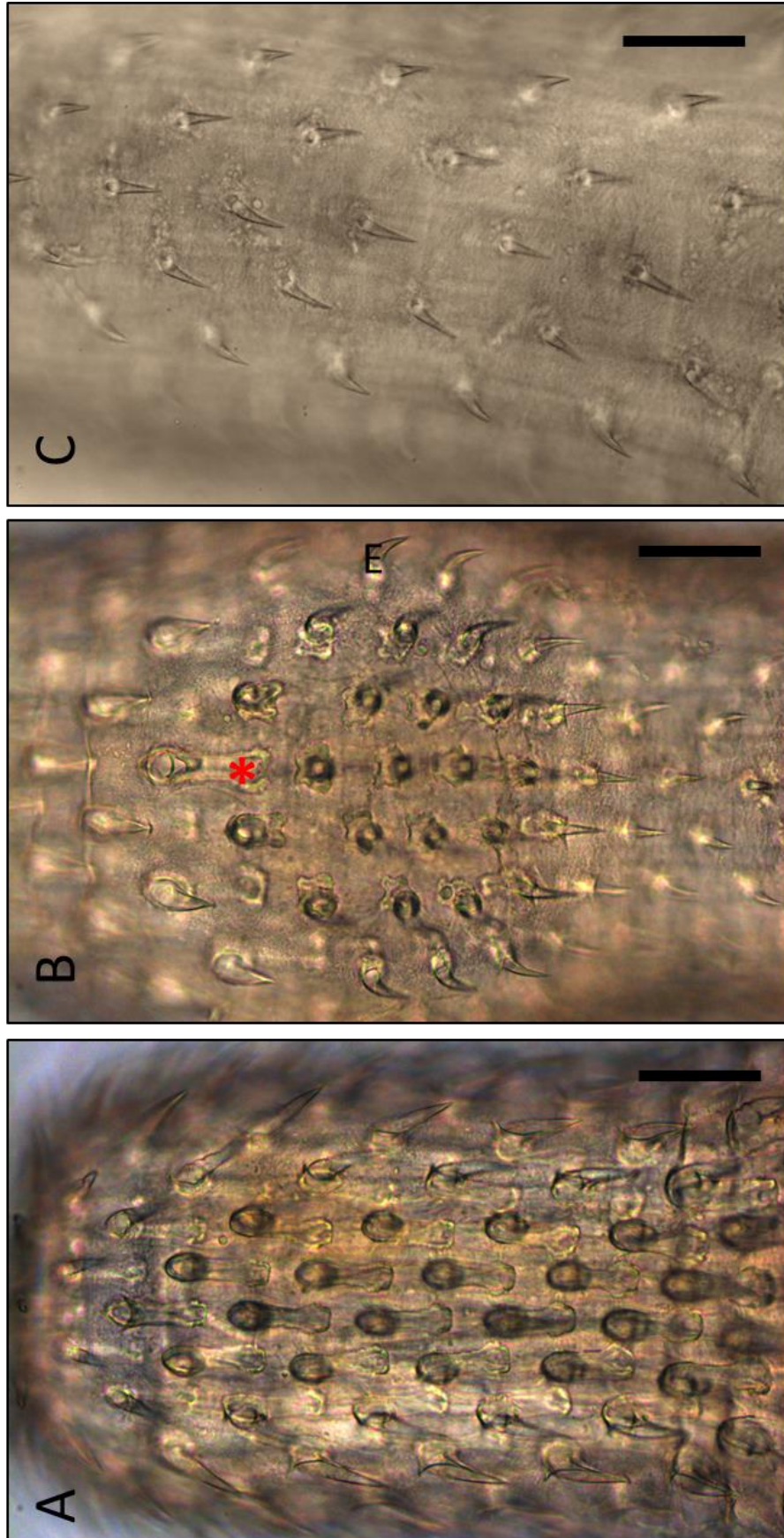
**FIGURA 12:** Fotomicrografia de *Centrorhynchus kuntzi* coletado em *R. magnistrostris*.

A: Visão da região anterior da probóscide com os ganchos verdadeiros, vista lateral. Notar as raízes grandes e fortes direcionadas posteriormente. Barra: 500  $\mu\text{m}$

B: Visão da região média da probóscide com os ganchos transicionais, vista lateral. Notar um gancho verdadeiro (\*) ladeado por dois ganchos com raízes reduzidas e seguido por ganchos transicionais (o segundo com processos laterais alados bem visíveis). Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

C: Visão da região posterior da probóscide com os ganchos espiniformes, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 12



### 5.3. SUINDARA (*Tyto furcata*)

#### 5.3.1. Trematoda

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Dicrocoeliidae Looss, 1899

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Platynosomum* Looss, 1907

*Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)

(Figura 13)

#### **DESCRIÇÃO** (baseado em quatro espécimes):

Corpo delgado, alongado, medindo 2,13 – 7,20 mm ( $3,90 \pm 2,22$  mm) de comprimento, com maior largura ao nível dos testículos, 0,63 – 2,17 mm ( $1,13 \pm 0,71$  mm), afinando nas extremidades anterior e posterior; relação comprimento médio/largura média igual a 3,45. Ventosa oral muscular, subterminal, mais ou menos esférica, medindo 271 – 628 ( $381,3 \pm 166,5$ ) de comprimento por 242 – 514 ( $333,8 \pm 122,2$ ) de largura. Ventosa ventral circular, ligeiramente maior que a ventosa oral, medindo 285 – 671 ( $427,3 \pm 179,3$ ) de comprimento por 250 – 628 ( $397,5 \pm 171,4$ ) de largura; relação entre a largura média das ventosas 1,19. Distância entre as ventosas 200 – 373 ( $125,3 \pm 61,5$ ). Pré-faringe não observada. Faringe pequena, subglobular, medindo 73 – 214 ( $125,3 \pm 61,5$ ) de comprimento por 92 – 114 ( $101,3 \pm 10,6$ ) de largura; relação largura média da ventosa ventral/faringe 3,29. Esôfago curto, bifurcando-se à metade da distância entre as duas ventosas. Dois cecos intestinais, estendendo-se para a extremidade posterior do corpo, terminando próximo ao fim do corpo. Dois testículos, grandes, simétricos ou assimétricos, oblongos, ligeiramente lobados, mais longo que largo, póstero-laterais à ventosa ventral em cada lado, separados por alças uterinas. O direito medindo 0,24 – 1,11 mm ( $0,54 \pm 0,39$  mm) de comprimento por 0,19 – 0,85 mm ( $0,40 \pm 0,31$  mm) de largura; o esquerdo medindo 0,30 – 1,21 ( $0,58 \pm 0,42$ ) de comprimento por 0,15 – 0,82 mm ( $0,36 \pm 0,31$  mm) de largura. Saco cirro localizado ao nível da bifurcação intestinal, com fina parede muscular, envolvendo vesícula seminal convoluta, a pars prostática e o ducto ejaculatório curto, alcançando a borda anterior da ventosa ventral. As medidas são 133 – 600 ( $282,5 \pm 215,7$ ) de comprimento por 60 – 171 ( $119,5 \pm 47,5$ ) de

largura. Poro genital comum ântero-sinistral à bifurcação intestinal. Ovário inteiro, às vezes lobado, menor que os testículos, submediano, posterior a um dos testículos, medindo 146 – 471 ( $254,8 \pm 150,2$ ) de comprimento por 133 – 414 ( $239,5 \pm 122,4$ ) de largura. Receptáculo seminal quase esférico, menor que o ovário, póstero-dorsal e posicional entre os dois testículos. Vitelárias foliculares, localizadas em dois campos laterais que se estendem posteriormente a partir da vizinhança da margem posterior dos testículos, às vezes em contato com estes, e terminam na região central do 3/4 do corpo; banda direita medindo 0,62 – 1,25 mm ( $0,86 \pm 0,27$  mm) de comprimento da vitelária; banda esquerda medindo 0,50 – 1,17 mm ( $0,82 \pm 0,32$ ) de comprimento. Reservatório vitelino imediatamente posterior ao ovário. As alças uterinas preenchem todo o corpo posterior e contêm numerosos ovos castanhos claros a dourados que medem 30 – 32 ( $31 \pm 1,41$ ) de comprimento por 20 – 21 ( $20,5 \pm 0,71$ ) de largura; anteriormente o útero anterior mostra um enrolamento menor, passando entre os testículos e entra no saco do cirro antes de abrir no poro genital comum.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Coruja-suindara, *Tyto furcata*.

Local de Infecção: Fígado e vesícula biliar.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 60%

Intensidade Média de Infecção: 5,33 helmintos/hospedeiro.

Abundância Média de Infecção: 3,2 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2-12 helmintos/hospedeiro.

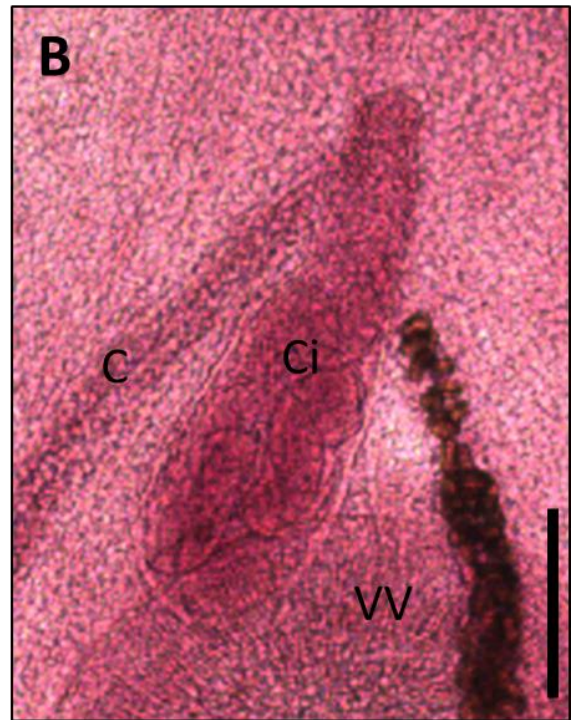
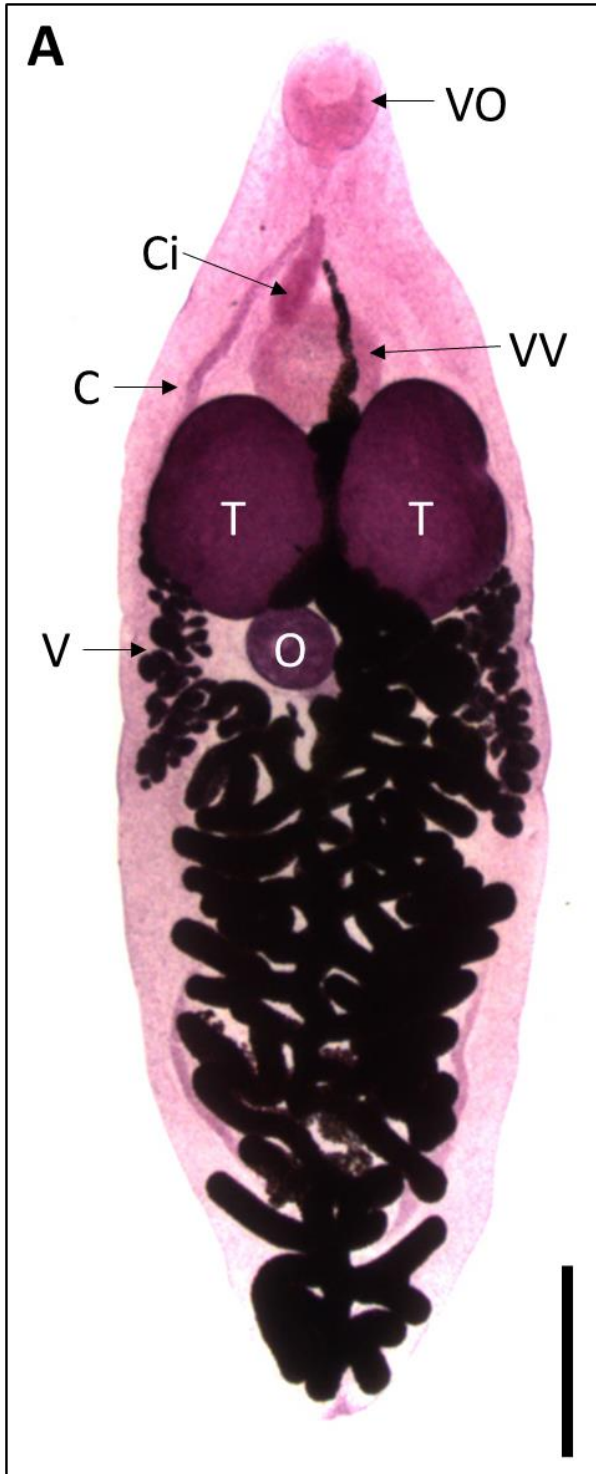


**FIGURA 13:** Fotomicrografia de *Platynosomum illiciens* coletado em *T. furcata*.

A: Visão geral do corpo evidenciando a ventosa oral (VO), ventosa ventral (VV), testículos, saco do Cirro (Ci), testículos (T), ovário (O), vitelária (V) e ramo cecal direito (C) mais evidente, vista ventral. Barra: 1 mm

B: Visão ampliada do cirro (Ci) com o ramo cecal direito e a porção anterior da ventosa ventral (VV), vista ventral. Barra: 250  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 13



#### 5.4. GAVIÃOZINHO (*Gampsonyx swansonii*)

##### 5.4.1. Trematoda

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Dicrocoeliidae Looss, 1899

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Platynosomum* Looss, 1907

*Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)

(Figura 14)

##### **DESCRIÇÃO** (baseado em um espécime):

Corpo delgado, alongado, medindo 4,20 mm de comprimento, com maior largura ao nível dos testículos, 1,08 mm, afinando nas extremidades anterior e posterior; relação comprimento/largura igual a 3,88. Ventosa oral muscular, subterminal, mais ou menos esférica, medindo 326 de comprimento por 266 de largura. Ventosa ventral circular, maior que a ventosa oral, medindo 440 de comprimento por 420 de largura; relação entre a largura média das ventosas 1,21. Distância entre as ventosas 360. Pré-faringe não observada. Faringe pequena, subglobular, medindo 126 de comprimento por 93 de largura; relação largura média da ventosa ventral/faringe 4,51. Esôfago curto, bifurcando-se à metade da distância entre as duas ventosas. Dois cecos intestinais, estendendo-se para a extremidade posterior do corpo, terminando próximo ao fim do corpo. Dois testículos, grandes, simétricos ou assimétricos, oblongos, ligeiramente lobados, mais longo que largo, póstero-laterais à ventosa ventral em cada lado, separados por alças uterinas. O direito medindo 273 de comprimento por 240 de largura; o esquerdo medindo 353 de comprimento por 226 de largura. Saco cirro localizado ao nível da bifurcação intestinal, com fina parede muscular, envolvendo vesícula seminal convoluta, a pars prostatica e o ducto ejaculatório curto, alcançando a borda anterior da ventosa ventral. As medidas são 253 de comprimento por 93 de largura. Poro genital comum ântero-sinistral à bifurcação intestinal. Ovário inteiro, às vezes lobado, menor que os testículos, submediano, posterior a um dos testículos, medindo 313 de comprimento por 333 de largura. Receptáculo seminal quase alongado, menor que o ovário e póstero-dorsal a este. Vitelárias foliculares, localizadas em dois campos laterais que se estendem posteriormente a

partir da vizinhança da margem posterior dos testículos, às vezes em contato com estes, e terminam na região central do 3/4 do corpo; banda direita medindo 993 de comprimento; banda esquerda medindo 880 de comprimento. Reservatório vitelino imediatamente posterior ao ovário. As alças uterinas preenchem todo o corpo posterior e sem ovos; anteriormente o útero anterior mostra um enrolamento menor, passando entre os testículos e entra no saco do cirro antes de abrir no poro genital comum.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gaviãozinho, *Gampsonyx swainsonii*.

Local de Infecção: Vesícula biliar.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 100,0%

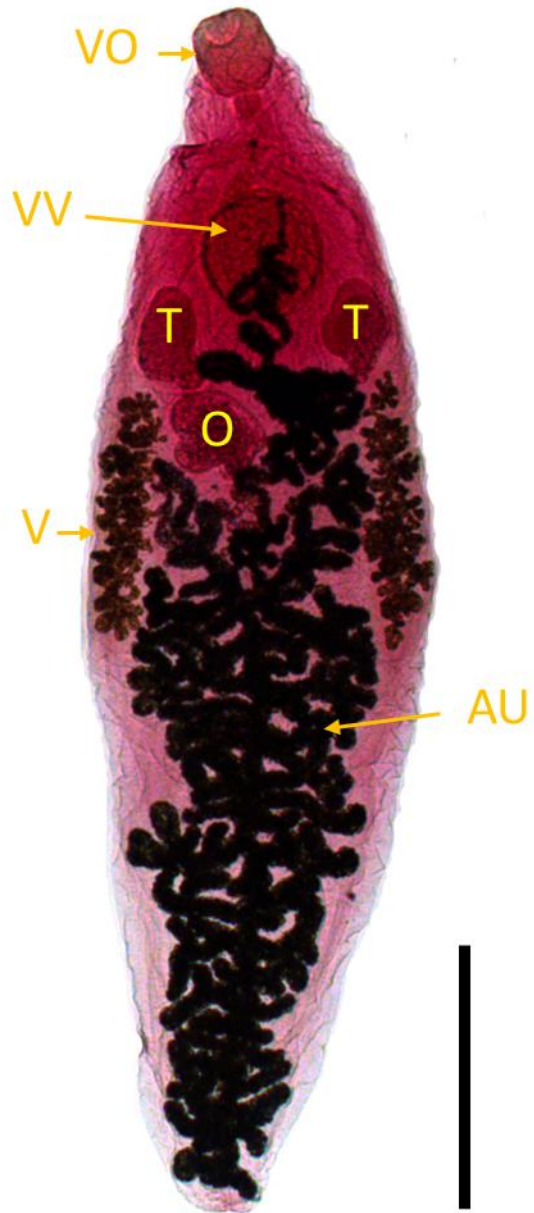
Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro.

Abundância Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro.

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro.

**FIGURA 14:** Fotomicrografia de *Platynosomum illiciens* coletado em *G. swainsonii*. Visão geral do corpo evidenciando a ventosa oral (VO), ventosa ventral (VV), testículos (T), ovário (O), vitelária (V) e alças uterinas (AU), vista ventral. Barra: 1 mm.

FIGURA 14



## 5.5. GAVIÃO-DE-RABO-BRANCO (*Geranoaetus albicaudatus*)

### 5.5.1. Trematoda

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Dicrocoeliidae Looss, 1899

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Athesmia* Looss, 1899

*Athesmia* sp.

(Figura 15)

#### DESCRIÇÃO (baseado em um espécime):

Corpo delgado, alongado e achatado, com as extremidades arredondadas, medindo 8,54 mm de comprimento por 500 de largura. Ventosa oral terminal, 300 de comprimento por 371 de largura. Ventosa ventral pré-equatorial, 214 de comprimento por 214 de largura. *Forebody* com 1,07 mm, 12,5% do comprimento total; *hindbody* com 7,47 mm, 87,5% do comprimento total. Faringe com 100 de comprimento por 78 de largura. Esôfago com 100 de comprimento. Cecos intestinais longos e delgados, bifurcando-se anteriormente à metade do *forebody*, com distâncias desiguais entre o ramo esquerdo e o direito, até próximo o final do corpo. Testículos in tandem, na metade anterior do corpo, lobados, após a ventosa ventral, pré-ovarianos e intercecais, separados por alça uterina. Testículo anterior com 242 de comprimento por 257 de largura; testículo posterior com 285 de comprimento por 242 de largura. Bolsa do cirro piriforme, entre a bifurcação cecal e a ventosa ventral, quase tangenciando esta última, 271 de comprimento por 85 de largura. Poro genital anterior à ventosa ventral, 185 de distância da bifurcação cecal. Ovário lobado, intercecal, deslocado para a direita do corpo, 342 de comprimento por 271 de largura. Glândula de Mehlis pós-ovariana. Receptáculo seminal e Canal de Laurer na visualizados. Vitelária unilateral, 2,28 mm de comprimento, com folículos extracecais, cecais e intercecais; inicia-se próximo à região ovariana, no campo oposto ao ovário, terminando a uma distância de 2,78 mm da extremidade posterior do corpo. Útero em grande parte após a ventosa ventral, preenchendo a maior parte do *hindbody*; o ramo descendente segue posteriormente ao ovário para a extremidade posterior do corpo; o ramo ascendente ocorre entre o campo vitelino e o ovário,

passando depois entre os testículos e mais anteriormente pela ventosa ventral até o poro genital. Ovos com 33 de comprimento por 20 de largura. Vesícula excretora e poro excretor não observados.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-de-rabo-branco, *Geranoaetus albicaudatus*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 100%

Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro.

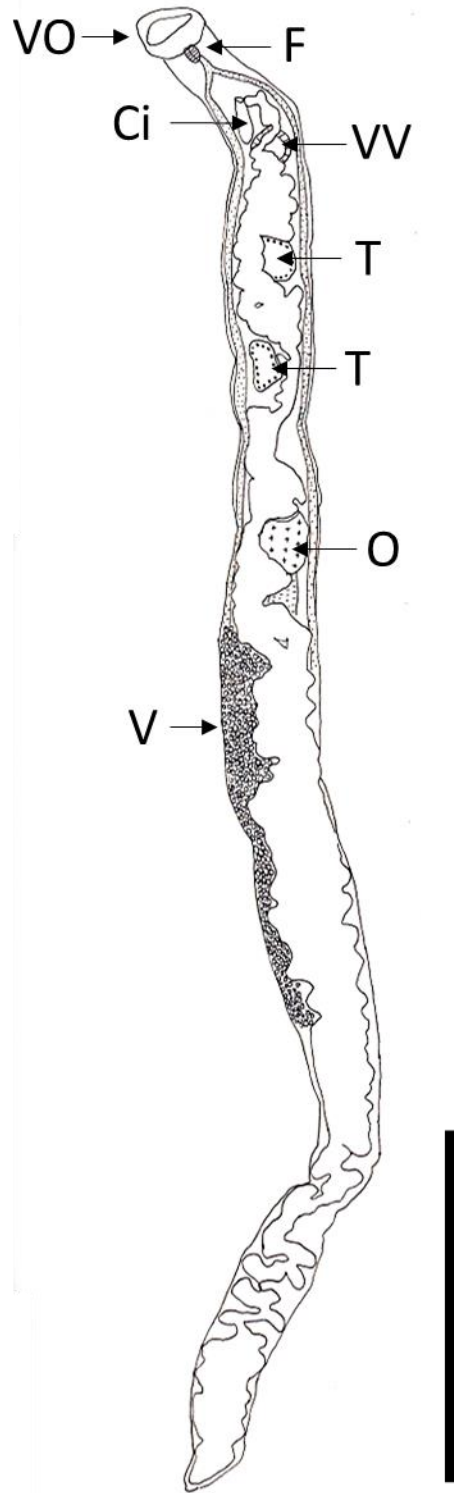
Abundância Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro.

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helminto/hospedeiro.



**Figura 15:** Visão geral de *Athesmia* sp. coletada em *G. albicaudatus*, vista ventral. Bolsa do cirro (Ci), faringe (F), ovário (O), testículo (T), ventosa oral (VO) e ventosa ventral (VV). Barra: 2 mm.

FIGURA 15



## 5.6. CARCARÁ (*Caracara plancus*)

### 5.6.1. Nematoda

Ordem Ascaridida Skrjabin & Schulz, 1940

Família Ascarididae Bayrd, 1853

Gênero *Porrocaecum* Railliet & Henry, 1912

*Porrocaecum angusticolle* (Molin, 1860)

(Figura 16)

#### **DESCRIÇÃO** (baseado em um macho):

Corpo robusto, de coloração esbranquiçada, medindo 48,3 mm de comprimento por 1,7 mm de largura. Lábios em número de três, de formato hexagonal irregular, com ângulos arredondados. A base dos lábios mais estreitas que a margem superior. Linha de pequenos denticulos na margem interna dos lábios, chegando quase à base dos lábios. Interlábio triangular, atingindo metade do comprimento do lábio. Asas cervicais presentes. Esôfago (incluindo o ventrículo) medindo 2,5 mm de comprimento por 285 de largura. Ventrículo medindo 385 de comprimento por 314 de largura. Relação comprimento do ventrículo/comprimento do ceco 1:6,6. Extremidade posterior do corpo cônica. Cauda com 346 de comprimento, com diâmetro reduzido na metade posterior. Apresenta 20 pares de papilas pré-cloacais arranjadas em duas linhas longitudinais e seis pares de papilas pós-cloacais, a primeira sendo dupla, próxima a abertura da cloaca, e as demais ventrais, com a terceira e quinta um pouco mais lateralizadas. Espículos iguais, medindo 1,04 mm.

#### **Resenha Taxonômica:**

Hospedeiro: Carcará (*Caracara plancus*).

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 100%

Intensidade Média de Infecção: 1,0 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,0 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1,0 helminto/hospedeiro.

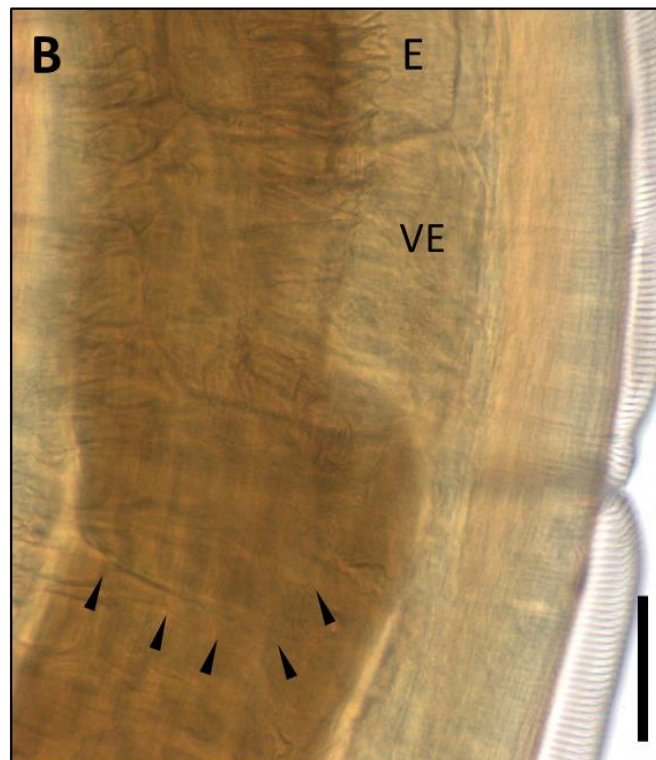
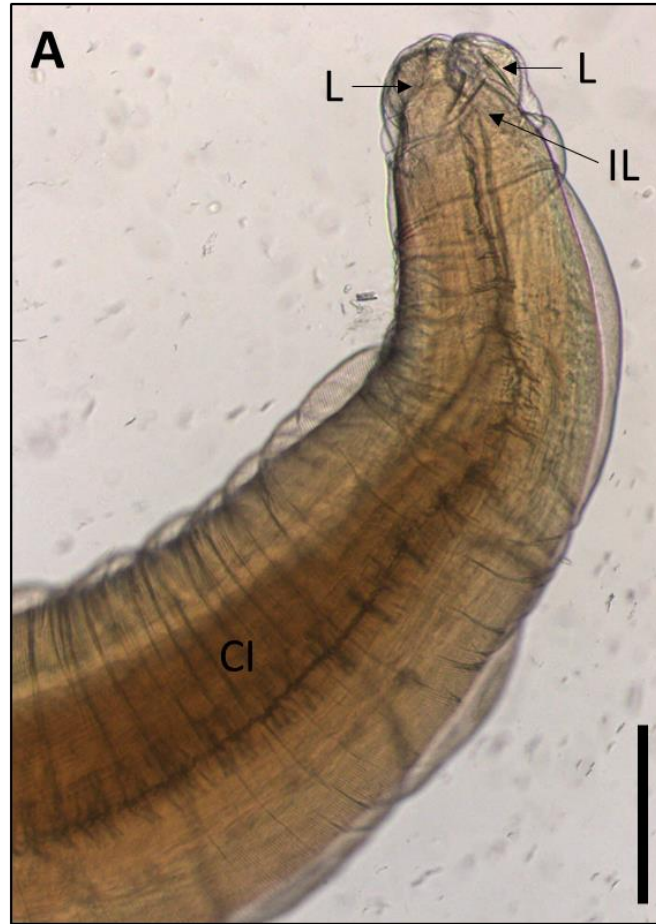
**FIGURA 16:** Fotomicrografia de *Porrocaecum angusticolle* coletado em *C. plancus*.

A: Extremidade anterior com lábios (L), interlábio (IL) e ceco intestinal (CI), vista lateral.

Barra: 500  $\mu\text{m}$ .

B: Visão da porção final do esôfago (E) seguido do ventrículo esofágico (VE) e início do ceco intestinal (cabeça de setas), vista lateral. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 16



## 5.7. GAVIÃO-TESOURA (*Elanoides forficatus*)

### 5.7.1 Acanthocephala

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916 (Golvan, 1960)

Gênero *Centrorhynchus* Lühe, 1911

*Centrorhynchus millerae* Smales, 2013

(Figura 17)

#### **DESCRIÇÃO** (baseado em uma fêmea):

Tronco sem espinhos, medindo 35,7 mm de comprimento por 628 de largura, possuindo papila digitiforme na extremidade posterior. Probóscide 773 de comprimento por 340 de largura; armado com 31 fileiras longitudinais de 19 a 20 ganchos cada, sendo 5 a 6 ganchos verdadeiros, 3 a 4 ganchos transicionais e 10 a 11 ganchos espiniformes. Comprimento dos ganchos verdadeiros: 1, 28-41 (36); 2, 40-41 (40); 3, 41-46 (43); 4, 41-46 (43); 5, 43-45 (44); 6, 33-41 (37). Raízes dos ganchos verdadeiros: 1, 18-43 (34); 2, 33-46 (42); 3, 45-46 (46); 4, 45-46 (46); 5, 48-51 (50); 6, 33-46 (40). Ganchos transicionais com lâmina de 26-33 (30,2) de comprimento e raiz com 13-20 (16) de comprimento. Ganchos espiniformes com 13-28 (14,6) de comprimento. Pescoço, receptáculo da probóscide e lemniscos de difícil determinação. Trato reprodutivo medindo, da borda do sino uterino ao poro genital, 1842 de comprimento. Processo digitiforme presente. Ovos ausentes.

#### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-tesoura, *Elanoides forficatus*.

Local de Infecção: Intestino delgado.

Localidade: incerta – Região Metropolitana de Belém.

Prevalência: 100 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1,0 helminto/hospedeiro

**FIGURA 17:** Fotomicrografia de *Centrorhynchus millerae* coletado em *E. forficatus*.

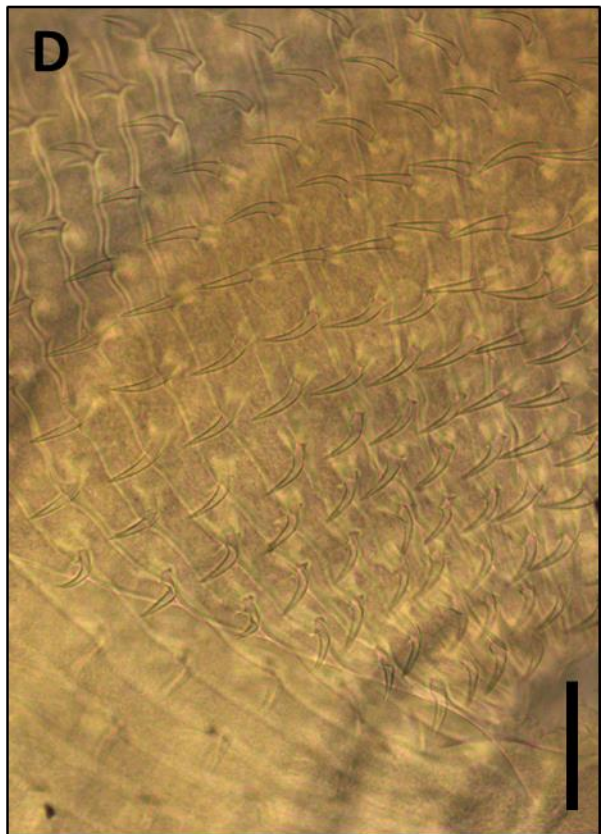
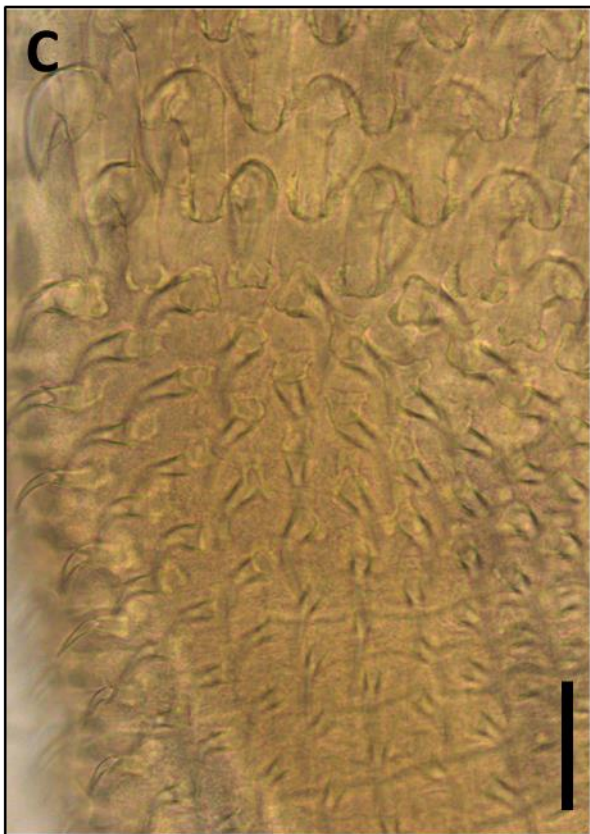
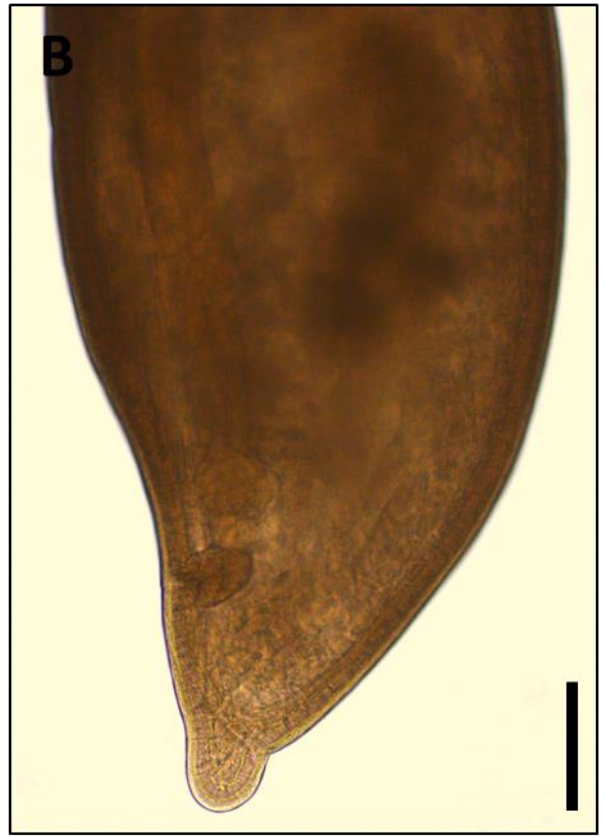
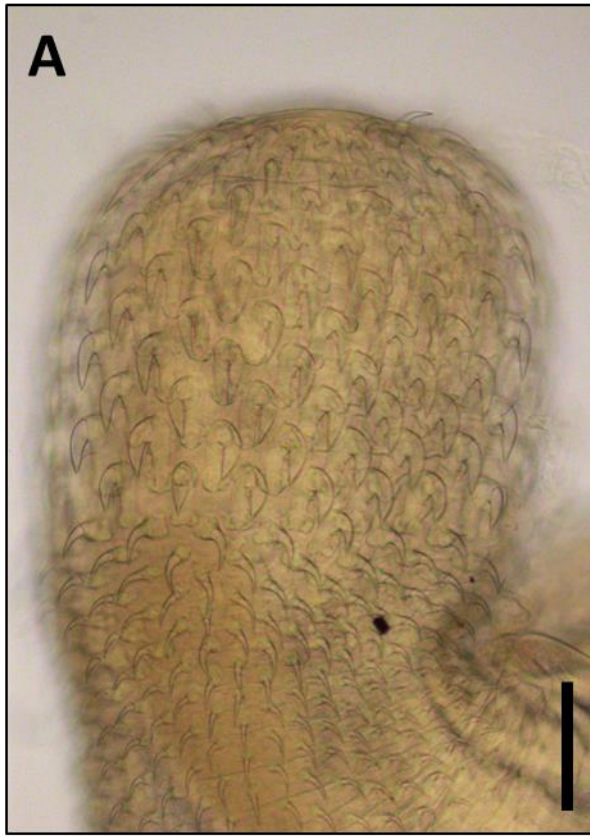
A: Visão geral da probóscide armada com espinhos, vista lateral. Barra: 100  $\mu\text{m}$ .

B: Extremidade posterior, vista lateral. Notar o processo digitiforme no fim do tronco. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

C: Aspecto dos ganchos verdadeiros e transicionais com processos alados, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

D: Aspecto dos ganchos espiniformes, vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 17





## 5.8. GAVIÃO-AZUL (*Buteogallus schistaceus*)

### 5.8.1. Nematoda

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Habronematoidea Chitwood e Wehr, 1932

Família Habronematidae Chitwood e Wehr, 1932

Subfamília Habronematinae Chitwood e Wehr, 1932

Gênero *Procyrnea* Chabaud, 1958

*Procyrnea* sp.

(Figura 18)

**DESCRIÇÃO** (baseada em nove espécimes, um macho e oito fêmeas):

Corpo com estrias transversais finas. Região labial composta por dois pseudolábios laterais e lábios dorsal e ventral. Pseudolábios de largura semelhante, com extremidade anterior projetada para os lados ventral e dorsal; anfídios localizados na base da pseudolábia; três dentes pequenos na borda interior de cada pseudolábio. Lábios dorsal e ventral, cada um constituído por dois lobos submedianos, com duas papilas em cada um e um processo interno mediano. Asas cervicais bilaterais, com estrias finas, a esquerda maior que a direita. Esôfago claramente dividido em parte muscular anterior curta e parte glandular posterior longa. Anel nervoso localizado no nível médio do esôfago muscular. Deirídios anteriores ao anel nervoso e poro excretor posterior ao anel nervoso.

Macho: corpo medindo 9,34 mm de comprimento por 120 de largura. Asa lateral esquerda com 3,97 mm de comprimento; asa lateral direita 1,65 mm de comprimento. Cápsula bucal 20 de comprimento por 13 de largura. Esôfago muscular 371 de comprimento por 36 de largura; esôfago glândular de 1,97 mm de comprimento por 96 de largura. Anel nervoso 213 da extremidade anterior; poro excretor 310 da extremidade anterior; deirídios 130 da extremidade anterior. Extremidade posterior do corpo enrolada ventralmente. Ala caudal bem desenvolvida. Cauda medindo 217 de comprimento. Papilas caudais presentes, mas de difícil contagem devido ao enrolamento da cauda. Espículos desiguais e dissemelhantes. O esquerdo medindo 880 de comprimento, com uma ponta pontiaguda. Espículo direito 316 de

comprimento, com uma ponta romba. Gubernáculo com formato irregular medindo 50 de comprimento por 41 de largura.

Fêmeas: corpo medindo 9,42 – 19,40 mm ( $13,76 \pm 3,39$  mm) de comprimento por 128 – 290 ( $239,8 \pm 53,6$ ) de largura. Asa lateral esquerda medindo 2,80 – 5,43 mm ( $4,33 \pm 1,15$  mm) de comprimento; asa lateral direita 1,88 – 3,05 mm ( $2,50 \pm 0,39$ ) mm de comprimento. Cápsula bucal 20 – 25 ( $21 \pm 2,0$ ) de comprimento por 13 – 20 ( $14,5 \pm 2,8$ ) de largura. Esôfago muscular de 233 – 528 ( $404,5 \pm 87,0$ ) de comprimento por 33 – 71 ( $42,0 \pm 13,0$ ) de largura; esôfago glandular de 1,67 – 2,78 ( $2,16 \pm 0,36$ ) mm de comprimento por 43 – 129 ( $76,3 \pm 27,1$ ) de largura. Anel nervoso 180 - 250 ( $222,3 \pm 22,8$ ) da extremidade anterior; poro excretor 242 – 333 ( $301,0 \pm 34,5$ ) da extremidade anterior; papilas cervicais 50 - 165 ( $132,6 \pm 37,0$ ) da extremidade anterior. Vulva 3,97 – 6,71 mm ( $5,67 \pm 0,96$ ) mm da extremidade anterior. Cauda afilada, medindo 153 - 243 ( $188,5 \pm 30,7$ ) de comprimento. Ovo de formato oval, com casca grossa, medindo 28 – 34 ( $30,9 \pm 2,4$ ) de comprimento por 14 – 17 ( $15,7 \pm 1,1$ ) de largura.

### **Sumário taxonômico**

Hospedeiro: Gavião-azul, *Buteogallus schistaceus*.

Local de Infecção: regurgitados.

Localidade: Belém, Pará.

Prevalência: 100 %

Intensidade Média de Infecção: 9 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 9 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 9-9 helmintos/hospedeiro

**FIGURA 18:** Fotomicrografia de luz de *Procyrnea* sp. coletado em *B. schistaceus*.

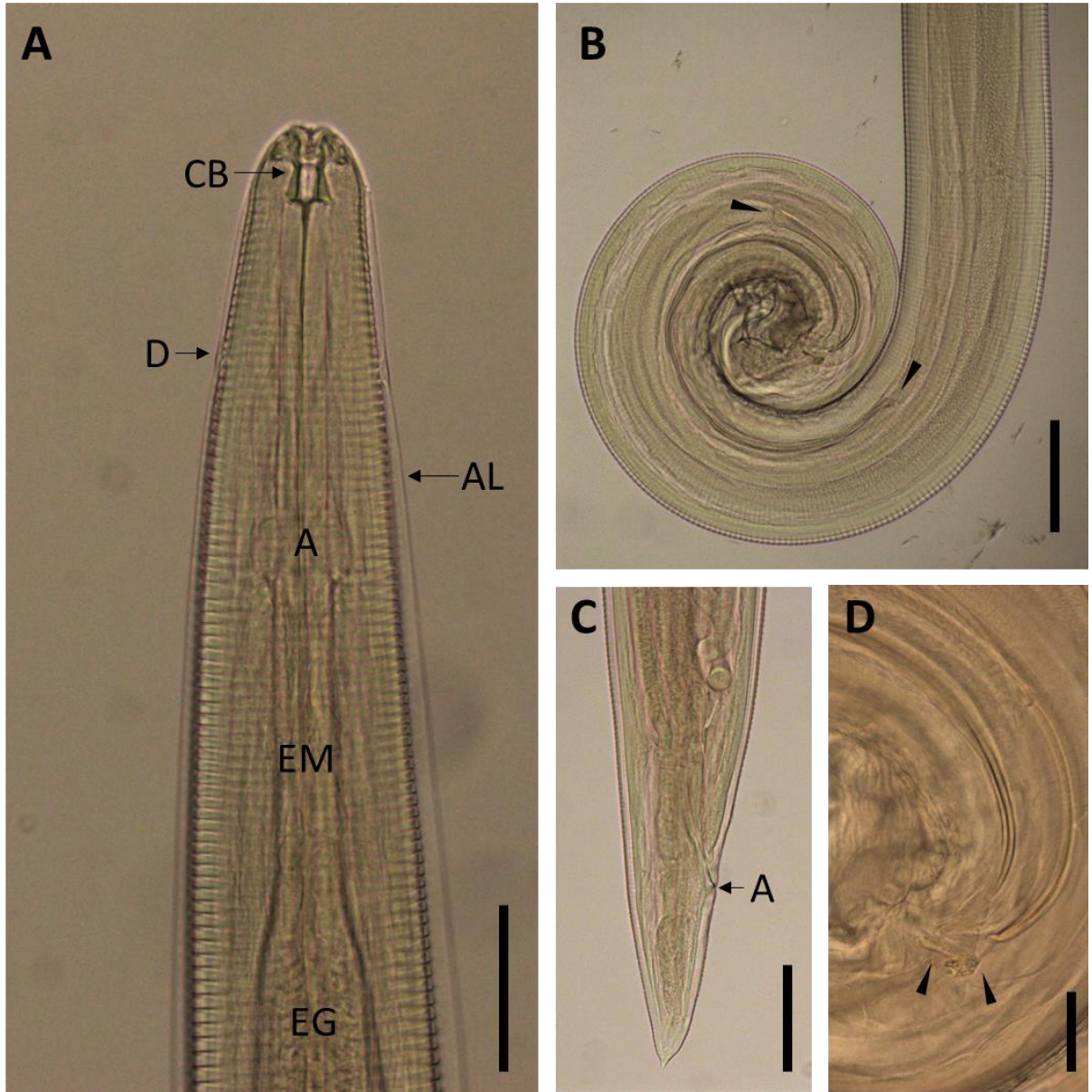
A: Extremidade anterior com a visualização da cápsula bucal (CB), deirídio (D), asa lateral (AL), anel nervoso (A), esôfago muscular (EG) e porção inicial do esôfago glandular (EG), vista ventral. Barra: 100  $\mu\text{m}$ .

B: Extremidade posterior do macho, vista lateral. as cabeças de seta indicam o início dos espículos. Barra: 200  $\mu\text{m}$ .

C: Extremidade posterior da fêmea com a posição do ânus (A), vista lateral. Barra: 100  $\mu\text{m}$ .

D: Detalhe da ponta dos espículos e gubernáculo (cabeças de seta), vista lateral. Barra: 50  $\mu\text{m}$ .

FIGURA 18



## 6. DISCUSSÃO

### 6.1. ANÁLISE TAXONÔMICA DOS HELMINTOS GASTROINTESTINAIS COLETADOS

#### 6.1.1. Nematódeos

##### a) *Microtetrameres* sp.

As espécies do gênero *Microtetrameres* são parasitas do proventrículo de aves. As fêmeas estão tipicamente inseridas nas glândulas gástricas, com as caudas direcionadas para o lúmen do proventrículo. Os machos filiformes são geralmente encontrados na mucosa, no lúmen do proventrículo ou nas criptas (associadas ou não às fêmeas). Atualmente são reconhecidas mais de 50 espécies ao redor do mundo (DÍAZ; DRAGO; NUÑEZ, 2018).

Na América do Sul são relatadas quatro espécies: *Microtetrameres cruzi* (Travassos, 1914); *Microtetrameres minima* (Travassos, 1914); *Microtetrameres pusilla* (Travassos, 1915); e *Microtetrameres urubitinga* Díaz, Drago e Nuñez, 2018.

Neste trabalho foram coletadas 15 fêmeas inseridas nas criptas do proventrículo. Nenhum macho foi recuperado. O ciclo de vida conhecido de *Microtetrameres* spp. envolve gafanhotos e baratas, como hospedeiros intermediários experimentais e aves como hospedeiros definitivos naturais (Anderson, 2000).

##### b) *Porrocaecum angusticolle*

Espécies de *Porrocaecum* comumente ocorrem no trato de digestivo de aves, mas também podem ser encontrados em peixes, répteis e mamíferos (LI; GUO; ZANG, 2015). Foram descritas aproximadamente 40 espécies ao redor do mundo (DIGIANI; SUTTON, 2001; LI; GUO; ZANG, 2015). No Brasil são relatadas a ocorrência de duas espécies em aves aquáticas: *P. reticulatum* (Linstow, 1899); e *P. heteropterum* Diesing, 1851.

Os relatos em aves de rapina no Brasil são ao nível genérico. Joppert (2007) relata a infecção por *Porrocaecum* sp. em *C. plancus* (sin. *Polyborus plancus*). Joppert (2007) e Andery et al. (2013) relatam a ocorrência de *Porrocaecum* sp. em *R. magnirostris*.

Este é o primeiro relato de *P. angusticolle* no Brasil.

### c) *Subulura forcipata*

O gênero *Subulura* compreende parasitos de aves e mamíferos. Baruš et al., 2013 reconhecem como válidas 68 espécies que parasitam aves, com 12 espécies relatadas parasitando Strigiformes ao redor do mundo: *S. alfenensis* Pinto, 1968; *S. chinensis* Schwartz, 1926; *S. forcipata* (Rudolphi, 1819) Railliet & Henry, 1914; *S. noctuae* (Seurat, 1914); *S. bolivari* (López-Neyra, 1922); *S. albai* Argawal, 1965; *S. similis* (Gendre, 1909); *S. acutissima* Molin, 1860; *S. lutzii* Barreto, 1919; *S. longispicula* Wang, 1980; *S. mackoi* Baruš, Mašová, Koubková & Sitko, 2013; e *S. glaucidii* (López-Neyra, 1945). Destas, os autores relatam três que infectam Strigiformes na região Neotropical: *S. acutissima*, *S. lutzii* e *S. alfenensis*.

As características morfométricas encontradas são compatíveis com *S. forcipata*. Considerando a disposição de papilas caudais (3 pré, 2 ad e 5 pós-cloacais), os espécimes coletados neste trabalho se assemelham, também, à *Subulura brumpti* (Lopez-Neyra, 1922), uma espécie cosmopolita que infecta principalmente aves de produção. No entanto, *S. brumpti* possui espículos geralmente maiores que 1,0 mm (contra 593 – 693 nos espécimes desta pesquisa), não menores que 0,8 mm, além de tamanho máximo de 10 mm (contra 14,2 – 14,8 nos espécimes desta pesquisa).

No Brasil, assim como na maioria dos trabalhos em outros países, *S. forcipata* é relatado infectando aves da ordem Cuculiformes (RUDOLPHI, 1819; BARUŠ; HERNANDEZ, 1970; VICENTE et al., 1995; BARTMANN, 2009). No entanto, Kinsella et al. (2001) relatam o parasitismo por *S. forcipata* em coruja-buraqueira, *Athene cunicularia*, nos Estados Unidos. O autor afirma ainda que este nematódeo é um parasito generalista em aves. No entanto, Baruš et al. (2013) consideram que os resultados de Kinsella et al. (2001) se devem à troca de parasitos entre hospedeiros em locais onde estes estão em contato ou à acomodação do parasito ao novo hospedeiro.

A presença de fasmídeo não é relatada nas descrições de *S. forcipata*, apesar de ser descrito em outras espécies do gênero. É provável que o seu tamanho e a sua localização

sejam fatores que dificultem a sua visualização à microscopia de luz, sendo confundida como continuidade da quarta papila pós-cloacal.

Este é o primeiro relato de *S. forcipata* em *M. choliba*.

d) *Dispharynx* sp.

O gênero *Dispharynx* contém mais de 30 espécies parasitas de aves. São observados comumente no ventrículo e proventrículo dos hospedeiros, mas podem ser encontrados no esôfago e faringe (JOPPERT, 2007; SU & FEI, 2004). Isópodes são hospedeiros intermediários para *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) em aves de produção. No entanto, suspeita-se que, para aves de rapina, os insetos são mais importantes na transmissão deste nematódeo (COULSON; TAFT; COULSON, 2010).

O indivíduo coletado nesta pesquisa apresenta como características morfológicas: córdons pequenos, quase retilíneos; anel nervoso localizado parcialmente entre os córdons; poro excretor e deirídios após os córdons, em níveis diferentes. Estas características são importantes pois o diferem de *D. nasuta*, a espécie mais frequentemente diagnosticada em estudos parasitológicos ao redor do mundo, seja em aves de produção ou em aves silvestres, uma vez que esta espécie apresenta anel nervoso entre os córdons e deirídios e poro excretor no mesmo nível, em geral entre os córdons.

Mawson (1982) afirma que existe um grupo de espécies dentro do gênero *Dispharynx* que possui córdons menores que o esôfago muscular, mas que se estende bem posterior ao anel nervoso, além de possuir os deirídios depois dos córdons. Este grupo apresenta ainda, segundo a autora, espículo esquerdo com ponta simples e a proporção entre espículos (“spicule ratio”) menor do que 1:4,5. Este grupo inclui: *Dispharynx oti* Zhang, Liu e Song, 2005; *Dispharynx mawsonae* Zhang & Beveridge, 2007; *Dispharynx noctuae* (Seurat 1913) Stiles and Hassall, 1920; *Dispharynx capitata* (Molin 1860) Cram, 1927; *Dispharynx podargi* Mawson, 1982; e *Dispharynx indicus* Rasheed, 1960. Todas estas espécies se assemelham ao nosso exemplar na posição do deirídio em relação aos córdons, porém diferem em possuir o anel nervoso totalmente entre os córdons e muito anterior ao fim do ramo descendente. Ademais, *D. mawsonae*, *D. oti*, *D. podargi* e *D. noctuae* possuem poro excretor anterior aos córdons e *D. indicus* possui maior comprimento de córdons e esôfagos, além de maior distância de anel nervoso, poro excretor e deirídios quando comparado ao nosso exemplar. *D. capitata* apresenta maior comprimento de córdons e esôfagos e menores tamanhos e

proporções entre espículos em comparação ao nosso exemplar. As características morfológicas e morfométricas observadas no espécime coletado são diferentes das relatadas em outras espécies do gênero, sugerindo a existência de uma nova espécie. No entanto, como obtenção de apenas um exemplar é possível ter certeza disto.

Neste trabalho o parasitismo por *Dispharynx sp.* foi observado em uma coruja que apresentou um único parasito fixado na mucosa da faringe. Maiores intensidades de infecção são observadas em aves de produção. Já em aves de rapina a quantidade de indivíduos encontrados frequentemente é baixa, como observados nos trabalhos de Santoro et al. (2012) na Itália, de Tomás et al. (2017) em Portugal e de Grandón-Ojeda et al. (2018) no Chile.

e) *Procyrnea sp.*

Nematódeos do gênero *Procyrnea* são parasitos de aves, principalmente aves de rapina das ordens Falconiformes e Strigiformes ao redor do mundo (EDUARDO; VILLA, 2011; BAGNATO et al., 2018). Utilizam como hospedeiro intermediário um inseto ortóptero em cujo hemocélio se desenvolvem de larva ao estágio infectante L3, permanecendo encapsulado ou livre no seu interior (Anderson, 2000). Ao todo 10 espécies foram relatadas no Brasil, das quais apenas duas foram observadas em accipitrídeos: *P. mansioni*, em *Rupornis magnirostris*; e *P. leptoptera* em *R. magnirostris*, *Geranoospiza caerulescens caerulescens*, *Harpagus diodon* e *Heterospizias meridionalis meridionalis* (VICENTE et al., 1995).

Neste trabalho foram recolhidos 10 espécimes (sendo um partido) regurgitados por um indivíduo de *B. schistaceus* capturado nas dependências do campus UFRA/Belém. O animal se encontrava apático, sem reflexo de fuga, moderadamente desidratado e após a primeira vermifugação regurgitou os nematódeos. O exame direto das fezes não revelou ovos de helmintos. Espécies de *Procyrnea* parasitam o sistema digestório superior de aves, principalmente o ventrículo e proventrículo (ARRONA-RIVERA et al., 2016). As alterações provocadas pelo parasitismo estão relacionadas à localização dos helmintos no canal alimentar e incluem perda de peso, inflamação severa da mucosa gástrica e consequente debilidade orgânica seguida de morte (EHRSAM; SPILLMANN; WOLFF, 1985; NIEMUTH et al., 2013).

*Buteogallus schistaceus* é um novo hospedeiro para o gênero *Procyrnea*.



### 6.1.2. Trematódeos

#### a) *Platynosomum illiciens*

No presente estudo foram coletados dois espécimes na vesícula biliar e dois espécimes no fígado de *T. furcata*, 14 espécimes na vesícula biliar de *M. choliba* e um espécime na vesícula biliar de *G. swainsonii*. Os dois últimos são novos hospedeiros para *P. illiciens*.

*Platynosomum illiciens* é um trematódeo de ampla distribuição geográfica, encontrado comumente na vesícula biliar, fígado e pâncreas de aves e mamíferos (POJMANSKA, 2008; SILVA; SILVA; PEREIRA, 2012), mas que também pode ser observado no intestino e celoma de animais parasitados (FERNANDES et al., 2015).

Segundo Pinto, Mati e Melo (2014) ainda não existe consenso sobre o ciclo completo do gênero *Platynosomum*. Travassos, Freitas e Kohn (1969) afirmam que este é um parasito sem especificidade para o hospedeiro definitivo, afirmação esta que é compartilhada em outros estudos (PINTO MATI; MELO, 2016; CORRÊA et al., 2016; PINTO et al., 2017). Entre os hospedeiros intermediários foram identificados: *Subulina octona*, como hospedeiro intermediário primário; isópodes terrestres, como hospedeiros intermediários secundários; e lagartos, como hospedeiros paratênicos não obrigatórios (MALDONADO, 1945; PINTO et al., 2014).

*Platynosomum illiciens* foi relatado em aves das ordens Passeriformes (CARVALHO et al., 2007), Piciformes (TRAVASSOS, 1969), Psittaciformes em condições experimentais (PINTO et al., 2015), Accipitriformes (DENTON; RAUSCH, 1949), Catartiformes e Cuculiformes (TRAVASSOS; FREITAS; KOHN, 1969), Falconiformes (GROSCHAFT et al., 1975), Gruiformes e Strigiformes (NORONHA et al., 2009), assim como em primatas (SILVA; SILVA; PEREIRA, 2012), roedores (FERNANDES et al., 2015), mustelídeos (TRAVASSOS; FREITAS; KOHN, 1969; CORRÊA et al., 2016) e felídeos domésticos e selvagens (CARREIRA et al., 2008; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008).

#### b) *Athesmia* sp.

O gênero *Athesmia* Looss, 1899, é composto por parasitos de dutos biliares e bexiga de aves e mamíferos. Atualmente são reconhecidas 12 espécies sendo: *Athesmia attilae* Travassos, 1917; *Athesmia butensis* Petri, 1942; *Athesmia foxi* Goldberger & Crane, 1911;

*Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) Looss, 1899; *Athesmia jolliei* Schell, 1957; *Athesmia kassimovi* Feizullaev, 1961; *Athesmia parkeri* Pérez Viguera, 1942; *Athesmia pricei* McIntosh, 1937; *Athesmia ralli* Dronen, 2014; *Athesmia reelfooti* Denton in Petri, 1942; *Athesmia rudecta* (Braun, 1901); *Athesmia wehri* McIntosh, 1937 (DRONEN, 2014). Destes, apenas *A. parkeri* e *A. foxi* são relatados em mamíferos sendo os demais parasitos de aves (EDERLI et al., 2018).

A validade das espécies de *Athesmia* foi questionada por Travassos (1944 apud FREITAS, 1962). O autor afirma que as características morfológicas não são suficientes para diferenciar as diversas espécies descritas. Freitas (1962) considerou o gênero monotípico, contendo apenas *A. heterolecithodes*, uma vez que afirma que os trematódeos da família Dicrocoeliidae não apresentam especificidade para o hospedeiro definitivo, havendo variações na sua morfometria de acordo com o hospedeiro final. Byrd et al. (1967), após análise dos espécimes originais de algumas espécies depositadas em museus, também consideraram o gênero monotípico. No entanto, Faust (1967) afirma não haver estudos suficientes para sinonimizar espécies que ocorrem em aves com aquelas que ocorrem em mamíferos.

Com relação as variações morfométricas, Dronen (2014) afirma que as medidas dos ovos são uma das características menos variáveis entre os grupos de trematódeos quando esta é utilizada para a diferenciação de espécies, considerando válidas as diversas espécies descritas. Ederli et al., 2018 ressaltam que estudos moleculares são necessários para se confirmar a validade das diversas espécies dentro do gênero.

Este é o primeiro relato do parasitismo de *Athesmia* sp. em *G. albicaudatus*.

### c) *Strigea* sp.

Trematódeos do gênero *Strigea* são parasitos cosmopolitas, ocorrendo em diversas espécies de aves. Como os demais membros da família Strigeidae possui uma região anterior em forma de taça e um órgão tribocítico (ventosa acessória) (TOLEDO; MUÑOZ-ANTOLI; ESTEBAN, 2014). Na Região Neotropical foram relatadas 15 espécies do gênero (LUNASCHI; DRAGO, 2009; LUNASCHI; DRAGO; DRAGHI, 2014). Destas, cinco foram descritas em aves de rapina no Brasil: *S. caryophylla* (Diesing, 1850); *S. bulbosa* (Brandes, 1888); *S. elliptica* (Brandes, 1888); *S. vaginata* (Brandes, 1888); e *S. falconis brasiliiana* Szidat, 1929.

Os espécimes coletados neste trabalho possuem uma porção afilada no *hindbody* denominada pescoço (“*neck*”), que se localiza do início do *hindbody* até a margem anterior ao testículo anterior. Seis espécies de *Strigea* apresentam esta região anatômica: *S. caryophylla*, *S. magniova* Dubois, 1988 e *S. arcuata* Dubois, 1988 na Região Neotropical; *S. vandenbroekae* Dubois, 1966 e *S. gracilicollis* Dubois & Fain, 1956 na Região Holártica; *S. microbursa* Pearson & Dubois, 1985 na Região Oriental e Neotropical. No entanto, existem diferenças morfológicas e morfométricas dos espécimes coletados neste trabalho com as espécies listadas acima.

Existem poucos relatos recentes na literatura nacional sobre a presença deste trematódeo em aves de rapina. Olinda et al. (2015) relatam infecção por *S. falconis brasiliana* em *R. magnirostris* no Rio Grande do Norte. Os autores sugerem que a baixa quantidade de relatos se deve ao seu reduzido tamanho, o que dificultaria a sua observação durante as necropsias. É importante ressaltar este aspecto uma vez que no presente trabalho os espécimes de *Strigea* sp. tinham um tamanho muito diminuto (3,54 – 4,87 mm), sendo confundidos à primeira vista com conteúdo intestinal.

### 6.1.3. Acantocéfalos

Segundo a chave proposta por Lunaschi e Drago (2010) e expandida por Smales (2013), os acantocéfalos do gênero *Centrorhynchus* na Região Neotropical podem ser agrupados baseados em características morfológicas dos ganchos da probóscide, como a presença ou ausência de manubria nos ganchos verdadeiros e presença ou ausência de processos laterais alados nas raízes dos ganchos transicionais. Nenhum dos espécimes coletados neste trabalho apresentam manubria nos ganchos verdadeiros. *C. guira*, *C. kuntzi*, *C. millerae* e *Centrorhynchus* sp. apresentam processos laterais alados nos ganchos transicionais. Já *C. crotophagicola* não apresenta processos laterais alados nos ganchos transicionais.

Poucos trabalho relatam os efeitos do parasitismo por *Centrorhynchus* spp. em aves de rapina. De fato, a maioria dos trabalhos envolvem a descrição taxonômica ou a ocorrência das espécies (LUNASCHI; DRAGO, 2010; SMALES, 2013; STEINAUER; FLORES; RAUQUER, 2019). De igual modo poucos trabalhos se ocupam da identificação de hospedeiros intermediários para as espécies de *Centrorhynchus*, o que deixa uma grande lacuna acerca da biologia destes parasitos.

a) *Centrorhynchus guira*

*C. guira* foi descrito em Anu-branco, *Guira guira* (Gmelin 1788) (Cuculiformes, Cuculidae) na Argentina (Lunaschi; Drago, 2010). Também foi relatado em um espécime de *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758 (Cuculiformes, Cuculidae) oriundo do Paraguai (Smales, 2013). Posteriormente, Lunaschi e Drago (2015) relataram a ocorrência deste parasito em Curicaca, *Theristicus caudatus* (Boddaert 1783) (Pelecaniformes, Threskiornithidae) na Argentina. As morfometrias do tronco, aparelho reprodutor feminino e ovos nos exemplares deste trabalho são menores que os relatados por Lunaschi e Drago (2010) e Smales (2013). No entanto, segundo Golvan (1956) as características da probóscide e de sua armadura são de grande valor taxonômico, ideia corroborada pelos autores anteriormente citados. Neste sentido, o número de fileiras longitudinais, ganchos por fileiras e morfologia das raízes são compatíveis com as descritas para *C. guira*. As diferenças morfométricas encontradas podem estar relacionadas ao hospedeiro, ao tipo de processamento realizado ou ambos, conforme justifica Smales (2018). Este é o primeiro relato deste parasito em *M. choliba*.

b) *Centrorhynchus kuntzi*

*C. kuntzi* foi descrito parasitando Gavião-carijó, *Rupornis magnirostris* (Syn. *Buteo magnirostris*) na Nicarágua, baseado somente em espécimes fêmeas (Schmidt; Neiland, 1966). Nickol (1983) realizou a descrição dos machos coletados em *Bubo virginianus* (Strigiformes, Strigidae), *Buteo platypterus*, *Buteo jamaicensis* e *Buteo lineatus* (Accipitriformes, Accipitridae) nos Estados Unidos, além de revisar o material original de Schmidt e Neiland (1966).

No presente estudo a largura da probóscide ao nível da expansão e ao nível da base nos machos foi diferente da relatada por Nickol (1983). Já nas fêmeas houve diferenças morfométricas na largura da probóscide ao nível da expansão e ao nível da base, além de um menor comprimento de ovo quando comparados aos trabalhos de Schmidt & Neiland, (1966) e Nickol (1983). Apesar disto as características morfológicas gerais e o padrão de armadura da probóscide são suficientes para a confirmação da identidade da espécie. Os tamanhos das lâminas dos ganchos foram menores que os observados nos trabalhos citados acima e foi observado ganchos verdadeiros com raízes reduzidas em alguns espécimes de ambos os sexos,

característica não relatada nas descrições anteriores deste acantocéfalo, mas observadas em outras espécies na região Neotropical como *C. millerae* e *C. pitangi* (Smales, 2013).

Outra característica observada foi a presença de três a quatro ganchos transicionais. Schmidt & Neiland (1996) e Nickol (1983) afirmam que o primeiro gancho após o último gancho verdadeiro é transicional, possuindo quatro processos semelhantes a raízes dirigidos lateralmente. Mesmo assim, a descrição realizada pelos autores inclui este gancho na categoria de “spines” e não de transicionais. A figura 2 do trabalho de Schmidt & Neiland (1966) detalha uma sequência de ganchos de uma determinada linha, sendo: os dois últimos ganchos verdadeiros, com raízes robustas direcionadas posteriormente, seguido de um gancho transicional com os referidos processos laterais e dois espiniformes subsequentes. No entanto, as descrições mais recentes de ganchos transicionais em *Centrorhynchus* incluem aqueles com formatos semelhantes aos últimos ganchos da figura 2 de seu trabalho. Ao se considerar isto, é plausível concluir que *C. kuntzi* possa ter mais ganchos transicionais que os relatados anteriormente, conforme observado neste trabalho. Este aspecto é corroborado pelos trabalhos de Lunaschi & Drago (2010) e Smales (2013), onde a descrição dos ganchos transicionais se assemelham àqueles classificados como espiniformes na descrição original de *C. kuntzi*. Além disso, Lunaschi & Drago (2010) e Smales (2013) apontam em suas chaves dicotômicas a presença de dois ganchos transicionais em *C. kuntzi*, o que difere dos relatos feitos por Schmidt & Neiland (1996) e Nickol (1983), onde somente o primeiro é considerado transicional.

*C. kuntzi* tem sido frequentemente relatado em aves de rapina nos Estados Unidos (Kinsella et al., 1998; Kinsella et al., 2001; Richardson & Kinsella, 2010). No Brasil foi relatado em *Attila spadiceus* Gmelin, 1789 (Passeriformes, Tyrannidae) no município de Belém, Estado do Pará (Patitucci, 2015). Porém a autora não relata o sítio de infecção, as características morfométricas, o estágio de desenvolvimento ou sexo do parasito. O trabalho de Patitucci (2015) também carece de imagens ilustrativas. Este é o primeiro relato de *C. kuntzi* em ave de rapina no Brasil, restando a incógnita se este é o primeiro relato para aves do território brasileiro.

c) *Centrorhynchus millerae*

*C. millerae* foi descrito em Corujinha-do-mato, *Megascops choliba* oriunda do Paraguai (Smales, 2013). Em Belém, Patitucci (2015) relatou a ocorrência deste parasito em *Megascops watsonii* (Cassin 1849). Este é o primeiro relato de *C. millerae* em *E. forficatus*.

d) *Centrorhynchus* sp.

Os espécimes coletados neste trabalho em *M. choliba* apresentavam probóscide armada com 28 – 32 fileiras longitudinais com 19 – 22 ganchos (usualmente 19 – 20 nos machos e 20 – 22 nas fêmeas). Os primeiros 5 – 6 (às vezes 7) ganchos verdadeiros (“true hooks”). Os próximos 3 – 4 (machos) ou 3 – 5 (fêmeas) transicionais apresentando raízes anterolaterais com processos alados. Os restantes 9 – 11 (machos) ou 10 – 12 (fêmeas) espiniformes. Na chave proposta por Smales (2013) a presença de ganchos transicionais em ambos os sexos de *Centrorhynchus* sp. o agrupa juntamente com *C. kuntzi* e *C. guira*. No entanto o padrão de armadura difere das espécies citadas.

## 7. CONCLUSÕES

- A helmintofauna gastrointestinal nos animais pesquisados apresentou grande riqueza de espécies, totalizando 12 táxons: os nematódeos *Porrocaecum angusticolle*, *Subulura forcipata*, *Dispharynx* sp., *Microtetrameres* sp. e *Procyrnea* sp.; os trematódeos *Platynosomum illiciens*, *Athesmia* sp. e *Strigea* sp.; e os acantocéfalos *Centrorhynchus kuntzi*, *Centrorhynchus millerae*, *Centrorhynchus guira* e *Centrorhynchus* sp.
- Os exemplares de *Megascops usta*, *Asio clamator*, *Athene cunicularia*, *Ibycter americanus*, *Micrastur ruficollis* e *Falco rufigularis* utilizados neste trabalho não apresentaram helmintos gastrointestinais.
- *Centrorhynchus guira* e *Porrocaecum angusticolle* representam novas ocorrências de helmintos no Estado do Pará e para o território brasileiro.
- São considerados novos hospedeiros: *Megascops choliba* para *C. guira* e *S. forcipata*; *Elanoides forficatus* para *C. millerae*; *Buteogallus schistaceus* para *Procyrnea* sp.; *Caracara plancus* para *P. angusticolle*; *Geranoatetus albicaudatus* para *Athesmia* sp.; *Megascops choliba* e *Gampsonyx swainsonii* para *P. illiciens*.
- *Centrorhynchus kuntzi* e *Centrorhynchus guira* apresentaram diferenças morfométricas e/ou morfológicas com relação às descrições originais.  
*Subulura forcipata* é relatado em *Megascops choliba*, um hospedeiro não usual para este parasito.

## BIBLIOGRAFIA

AMATO, J. F. R.; AMATO, S. B. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: Sandro Von Matter et al. (organizadores), **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**, Technical Books Editora, 1<sup>o</sup> ed., 2010

AMIN, O. M. Classification of the Acanthocephala. **Folia Parasitologica**, v. 60, no. 4, p. 273-305, 2013.

ANDERSON, R. C. **Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission**. CAB International, Cambridge, 2000. xiii + 578 p.

ANDERY, D. A. et al. Health Assessment of Raptors in Triage in Belo Horizonte, Mg, Brazil. **Brazilian Journal of Poultry Science**, v. 15, n. 3, p. 169-286, 2013.

ARRONA-RIVERA, A. E.; SÁNCHEZ-GODOY, F. D.; HERNÁNDEZ-VELASCO, X. Proventricular parasitosis by *Procyrnea* sp. (Spiruroidea: Habronematidae) in a roadside hawk (*Rupornis magnirostris*) from the state of Veracruz, Mexico: a case report. **Acta Zoológica Mexicana**, v. 32, n. 3, p. 225-229, 2016.

BACZYNSKA, H. Etudes anatomiques et historiques sur. Quelques nouvelles espèces de cestodes d'oiseaux. **Bulletin de la Societe Neuchateloise des Sciences Naturelles**, v. 40, p. 187-239, 1914.

BAGNATO, E.; FRIXIONE, M.; DIGIANI, M. C.; CREMONTE, F. A new species of *Procyrnea* (Nematoda: Habronematidae) parasitic in *Rhea pennata* (Aves: Rheidae) from Patagonia, Argentina, with a key to species of the genus. **Journal of Helminthology**, v. 92, n. 4, p. 504-513, 2018.

BAHIA, M. M.; MATOS, P. C.; LIMA, D. H. S.; ROSSANI, A.; SINFRONIO, L. C.; COSTA, A. M.; Martins, A. L.; GOES-CAVALCANTE, G., SCOFIELD, A. Ocorrência de endoparasitas gastrointestinais em aves de rapina no município de Belém, Estado do Pará. In: **XVI Congresso Brasileiro De Parasitologia Veterinária**, 2010, Campo Grande, MS, 2010.

BARTMANN, A. *Helmintofauna do anu-preto Crotophaga ani e do anu-branco Guira guira na região da depressão central do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil*. Tese (Doutorado) Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 269. 365 p.

BARUŠ, V.; HERNANDEZ, N. Nemátodos parásitos de aves en Cuba. Parte IV. **Poeyana** (serie A), v. 88, p. 1-15, 1970.

BARUŠ, V.; MAŠOVÁ, Š.; KOUBKOVÁ, B.; SITKO, J. *Subulura mackoi* n. sp. (Nematoda: Subuluridae) and the zoogeography of subulurids parasitizing birds. **Helminthologia**, v. 50, n. 1, p. 46-56, 2013.



BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology Meets Ecology on Its Own Terms: Margolis et al. Revisited. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575-583, 1997.

BYRD, E. E.; PRESTWOOD, F. E. K.; HEARD, R. W. New hosts and locality records for the large liver fluke, *Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) Looss, 1899 (Dicrocoeliidae) of birds and mammals. **Journal of Parasitology**, v. 53, n. 5, p. 1116-1117, 1967.

CARREIRA, V. S.; VIEIRA, R. F.; MACHADO, G. F.; LUVIZOTTO, M. C. Feline cholangitis/cholangiohepatitis complex secondary to *Platynosomum fastosum* infection in a cat. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 1 (Suppl 1), p. 184-187, 2008.

CARVALHO, E. P. História Natural, Morfologia, In: **Plano de Ação Nacional para a Conservação de Aves de Rapina**, série n° 5, ICMBIO, Brasília, 2008.

CARVALHO, A. R.; SOUZA-LIMA, S.; DAEMON, E.; TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L. Aspectos quantitativos e morfométricos das infrapopulações de *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) em *Paroaria dominicana* (Passeriformes: Emberizidae) do estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 4, p. 181-185, 2007.

CASTRO, L.S.; ALBUQUERQUE, G. R. Ocorrência de *Platynosomum illiciens* em felinos selvagens mantidos em cativeiro no estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 4, p. 239-241. 2008.

CORRÊA, P.; BUENO, C.; VIEIRA, F. M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C. Helminth parasites of *Galictis cuja* (Carnivora, Mustelidae), from localities in the Atlantic forest of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, n. 25, p. 4, p. 407-413, 2016.

COULSON, J.; TAFT, S.; COULSON, T. Gastrointestinal parasites of the swallow-tailed kite (*Elanoides forficatus*), including a report of lesions associated with the nematode *Dispharynx* sp. **Journal of Raptor Research**, v. 44, n. 3, p. 208-214, 2010.

DENTON, J. F.; RAUSCH, R. The occurrence of *Platynosomum illiciens* Braun, 1901 in a North American hawk. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 16, p. 7-9, 1949.

DE SANTI, M.; ANDRÉ, M. R.; HOPPE, E. G. L.; WERTHER, K. Renal trematode infection in wild birds: histopathological, morphological, and molecular aspects. **Parasitology Research**, v. 117, n. 3, p. 883-891, 2018.

DÍAZ, M. D.; DRAGO F. B.; NÚÑEZ, V. A new species of *Microtetrameres* (Nematoda, Tetrameridae) parasitizing *Buteogallus urubitinga* (Aves, Accipitridae) from northeastern Argentina. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, n. 3, p. 2967-2976, 2018.

DIGIANI, M. C.; SUTTON, C. A. New reports and a redescription of *Porrocaecum heteropterum* (Diesing, 1851) (Ascarididae), a rare nematode parasitic in South American threskiornithid birds. **Systematic Parasitology**, 49, 1-6, 2001.

DRAGO, F. B.; LUNASCHI, L. I.; DRAGHI, R. Digenean fauna in raptors from northeastern Argentina, with the description of a new species of *Strigea* (Digenea: Strigeidae). **Zootaxa**, v. 3785, n. 2, p. 258–270, 2014.

DRONEN, N. O. Keys to the species of *Athesmia* Loss, 1899 (Digenea: Dicrocoeliidae: Dicrocoeliinae), with the description of a new species from the clapper rail, *Rallus longirostris* Boddaert (Gruiformes: Rallidae), from Galveston, Texas, U.S.A. **Zootaxa**, v. 3815, n. 3, p. 342–352, 2014.

DUBOIS, G. Sur quelques strigéidés. (Notes préliminaires). **Revue Suisse de Zoologie**, v. 44, n. 25, p. 391-396, 1937.

DUBOIS, G. Monographie des Strigeida (Trematoda). **Bulletin de la Société de Science Naturelle de Neuchâtel**, v. 6, 1938. 535 p.

DUBOIS, G. Systematique des Strigeida. **Mémoires de la Société des Sciences Naturelles de Neuchâtel**, v. 8, p. 1-141, 1953.

DUBOIS, G., Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). **Bulletin de la Société de Science Naturelle de Neuchâtel**, v. 10, n. 1, p. 1-258, 1968.

EDERLI, N. B.; DEMARQUE, I. O. C.; GALLO, S. S. M.; LEANDRO, H. J.; SILVEIRA, L. S.; OLIVEIRA, F. C. R. First report of *Athesmia foxi* Goldberger and Crane, 1911 (Digenea, Dicrocoeliidae) from *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815) (Carnivora, Canidae) and pathological findings. **HELMINTHOLOGIA**, v. 55, p. 240-246, 2018.

EDUARDO, S. L.; VILLA, F. D. A New Species of *Procyrnea* Chabaud 1975 (Nematoda: Habronematidae) and redescription of Two Chewing Lice (Mallophaga) from the Palawan Hill Myna, *Gracula religiosa palawanensis* (Passeriformes: Sturnidae), Philippines. **Philippine Journal of Veterinary Medicine**, v. 48, n. 2, p. 77-85, 2011.

EHRMANN, H.; SPILLMANN, S. K.; WOLFF, K. Nematoden (*Procyrnea mansioni*, Spirurida) als Ursache von Magenveränderungen bei Chinesischen Nachtigallen (*Leiothrix lutea*) und Rothschild's Mainas (*Leucopsar rothschildi*). **Schweizer Archiv für Tierheilkunde**, v. 127, p. 665-670, 1985.

EL-DAKHLI, K. et al. Helminth fauna of a Japanese golden eagle, *Aquila chrysaetos japonica*. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 43, n. 4, p. 966–970, 2012.

FERNANDES, B. M. M.; MARCIA C. N. JUSTO, M. C. N.; CÁRDENAS, M. Q.; COHEN, S. C. **South American trematodes parasites of birds and mammals**. 1. ed, 516 p., 2015.

FILHO, E. P. M. C.; CANUTO, M.; ZORZIN, G. Biologia reprodutiva e dieta do gavião preto (*Buteogallus u. urubitinga*: Accipitridae) no sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 14, n. 4, p. 445-448, 2006.

FREITAS, J. F. T. Notas sobre o gênero *Athesmia* Looss, 1899 (Trematoda, Dicrocoeliidae). **Arquivos do Museu Nacional**, v. 3, n. 1, p. 85-104, 1967.

FUHRMANN, O. Brasilianische cestoden aus reptilien und vogeln. **Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft**, vol. 40, p. 389-401, 1927.

STEINAUER, M.; FLORES, V.; RAUQUE, C. *Centrorhynchus nahuelhuapensis* n. sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from rufous-legged owl (*Strix rufipes* King) in Patagonia. **Journal of Helminthology**, v. 94, e42, p. 1-7, 2019.

GALLAS, M.; SILVEIRA, E. F. *Neodiplostomum reflexum* Chandler & Rausch, 1947 (Digenea, Diplostomidae) in *Bubo virginianus* Gmelin, 1788 (Aves, Strigidae): first report from Rio Grande do Sul state, Brazil. **Caderno de Pesquisa, Série Biologia**, v. 25, n. 1, p. 50-58, 2013.

GOLVAN, Y. J. Le genre *Centrorhynchus* Lühe, 1911 (Acanthocephala-Polymorphidae). Révision des espèces européennes et description d'une nouvelle espèce africaine parasite de rapace diurne. **Bulletin de l'Institute Fondamental d'Afrique Noire**, v. 18, n. 3, p. 732-785, 1956.

GRANDÓN-OJEDA, A.; VALDEBENITO, J. O.; MORENO, L.; KINSELLA, J.M.; MIRONOV, S.; CICCHINO, A.; BARRIENTOS, C.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. Gastrointestinal and external parasitism in the Magellanic Horned Owl *Bubo magellanicus* (Strigiformes: Strigidae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 2, p. 161-168, 2018.

GRANDÓN-OJEDA, A.; CORTÉS, P.; MORENO, L.; KINSELLA, J. M.; CICCHINO, A.; BARRIENTOS, C.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. Gastrointestinal and external parasites of the Variable hawk *Geranoaetus polyosoma* (Accipitriformes: Accipitridae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 3, p. 376-382, 2019.

GROSCHAFT, J.; TENORA, F.; VALLE, M. T. Trematodes of the family Dicrocoeliidae Odhner, 1911 from cuban birds. **Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis**, v. 23, p. 579-597, 1975.

HUFFMAN, J. A. Trematodes. In: Atkinson et al. (eds.), **Parasitic Diseases of Wild Birds**, p. 225-245, 2009.

JOPPERT, A. M. Estudo prospectivo das causas de morte de Falconiformes e Strigiformes de vida livre no município de São Paulo. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Patologia, 2007. 199 f.

JUSTO, M. C. N. et al. Checklist of brazilian cestoda. **Neotropical Helminthology**, v. 11, n. 1, p. 187-282, 2017.

KHAN, A.; HECKMANN, R. A. *Sphaerirostris winderi* n. sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from the house crow (*Corvus splendens*: Vieillot) (Aves: Corvidae) of Balochistan, Pakistan. **The Journal of Animal & Plant Sciences**, v. 25, n. 1, p. 176-180, 2015.

KINSELLA, J. M.; FOSTER, G.; COLE, R.; FORRESTER, D. J. Helminth Parasites of the Bald Eagle, *Haliaeetus leucocephalus*, in Florida. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, v. 65, n. 1, p. 65-68, 1998.

KINSELLA, J. M.; FOSTER, G. W.; FORRESTER, D. J. Parasitic helminths of five species of owls from Florida, USA. **Comparative Parasitology**, v. 68, n. 1, p. 130-134, 2001.

KINSELLA, J. M.; FORRESTER, D. J. Tetrameridosis. In: Atkinson et al. (eds.), **Parasitic Diseases of Wild Birds**, p. 376-383, 2009.

KOSTADINOVA, A.; PÉREZ-DEL-OLMO, A. The Systematics of the Trematoda. In.: R. Toledo e Fried (eds.), **Digenetic Trematodes**, Advances in Experimental Medicine and Biology, p.21-44, 2014.

KRONE, O.; COOPER, J. E. Parasitic Diseases. In.: Cooper (ed.), **Birds of Prey: Health & Disease**, 3. ed., p. 105-120, 2002.

LASKOWSKI, Z; ZDZITOWIECKI, S. K. Acanthocephalans in Sub-Antarctic and Antarctic. In: Klimpel et al. (eds.), Biodiversity and Evolution of Parasitic Life in the Southern Ocean, **Parasitology Research Monographs**, v. 9, p. 141-182, 2017.

LI, L.; GUO, Y.; ZHANG, L. *Porrocaecum parvum* n. sp. and *P. reticulatum* (Linstow, 1899) (Nematoda: Ascaridoidea) from birds in China. **Systematic Parasitology**, v. 92, n. 2, p. 141–149, 2015.

LISITSYNA, O. I., GREBEN, O. B. Acanthocephalans of the genus *Centrorhynchus* (Palaeacanthocephala, Centrorhynchidae) from birds of Ukraine with the description of a new species. **Vestnik zoologii**, v. 49, n. 3, p.195-210, 2015.

LOVETTE, I. J. Avian Diversity and Classification. In: Irby Lovette (ed.), **The Cornell Lab of Ornithology Handbook of Bird Biology**, 3<sup>o</sup> ed., p. 7-62, 2016.

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B. Species of *Strigea* (Digenea: Strigeidae), parasites of the savana hawk *Buteogallus meridionalis* (Aves: Accipitridae) from Argentina, with the description of a new species. **Folia Parasitologica**, v. 56, n. 4, p. 268–274, 2009.

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B. A new species of *Centrorhynchus* (Acanthocephala, Centrorhynchidae) endoparasite of *Guira guira* (Aves, Cuculidae) from Argentina. **Helminthologia**, v. 47, n. 1: p. 38-47, 2010.

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B.; DRAGHI, R. Digeneans and acanthocephalans of birds from Formosa Province, Argentina. **Helminthologia**, v. 52, n. 1, p. 17-27, 2015.

MACLAUGHLIN, J. D. Cestodes. In: Atkinson et al. (eds.), **Parasitic Diseases of Wild Birds**, p. 261-276, 2009.

MALDONADO, J. F. The life history and biology of *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Journal of Public Health and Tropical Medicine**, v. 21, p. 17–39, 1945.

MAWSON, P. M. Some Acuariae (Nematoda) from Australian birds. **Transactions of the Royal Society of South Australia**, v. 106, p. 19-30, 1982.

MEHLHORN, H. Cestodes. In: Mehlhorn (ed.), **Encyclopedia of Parasitology**, 3. ed., p. 218-222, 2008.

MELO, C. M. F.; OLIVEIRA, J. B.; FEITOSA, T. F.; VILELA, V. L. R.; ATHAYDE, A. C. R.; DANTAS, A. F. M.; WAGNER, P. G. C.; FEBRÔNIO, A. B. Parasites of Psittaciformes

and Accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 2, p. 314-317, 2013.

MENQ, W.; DELARIVA, R. L. Aves de rapina (Cathartiformes, Accipitriformes, Strigiformes e Falconiformes) na Reserva Biológica das Perobas, Paraná, Brasil, e seu entorno. **Biotemas**, v. 28, n. 4, p. 145-154, 2015.

NICKOL, B. B. *Centrorhynchus kuntzi* from the USA with description of the male and redescription of *C. spinosus* (Acanthocephala: Centrorhynchidae). **Journal of Parasitology**, v. 69, n. 1, p. 221–225, 1983.

NIEMUTH, J. N.; ALLGOOD, J. V. FLOWERS, J. R.; DE VOE, R. S.; TROAN, B. V. Ventricular Habronemiasis in Aviary Passerines. **Case Reports in Veterinary Medicine**, v. 2013, Article ID 719465, 6 pages.

NORONHA, D.; SÁ, M. R.; KNOFF, M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C.; PINTO, R. M. **Adolpho Lutz e a Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro**. Rio de Janeiro: Museu Nacional: 2009. 154 pp.

OLINDA, R. G. et al. Infecção por *Strigea falconis* em *Buteo magnirostris* no Brasil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 43, Suppl. 1, publ. 76, 2015.

PATITUCCI, K. F. Survey Of Southern Amazonian Bird Helminths. 2015. 117 f. Dissertação (Mestrado) University of North Dakota, Grand Forks, North Dakota, 2015.

PERLO, B. **A field guide to the birds of Brazil**. Oxford University Press, Inc., New York, 2009. 922 p.

PIACENTINI, V. Q. et al. Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 23, n. 2, p. 91-298, 2015.

PINTO, H. A.; MATI, V. L.; MELO, A. L. New insights into the life cycle of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Parasitology Research**, v. 113, p. 2701-2707, 2014.

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. Can the same species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) infect both mammalian and avian hosts? **Journal of Helminthology**, v. 90, n. 3, p. 372-376, 2016.

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; PUJONI, D. G. F.; MELO, A. L. *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) in captive Blacktufted Marmoset *Callithrix Penicillata* (Primates: Cebidae) from Brazil: A morphometric analyses with taxonomic comments on species of *Platynosomum* from nonhuman primates. **Journal of Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 14-21. 2017.

PINTO, R. M.; NORONHA, D. A contribution to the knowledge of the helminthological fauna of the Municipality of Alfenas, State of Minas Gerais. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 70, n. 3, p. 391-407, 1972.

PINTO, R. M.; VICENTE, J. J.; NORONHA, D. Nematode parasites of Brazilian accipitrid and falconid birds (Falconiformes). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 89, n. 3, p. 359-362, 1994.

POJMAŃSKA, T. Family Dicrocoeliidae Looss, 1899. In: BRAY, R. A.; GIBSON, D. I.; JONES, A. (Eds) **Keys to the Trematoda**, Volume 3. London, CAB International and Natural History Museum; 2008: p. 233-260.

RICHARDSON, D. J.; KINSELLA, J. M. New host and distribution records for gastrointestinal parasites of raptors from Connecticut, U.S.A. **Comparative Parasitology**, v. 77, n. 1, p. 72-82, 2010.

RUDOLPHI, C. A. *Entozoorum synopsis, cui accedunt mantissa duplex et index locupletissimus*. Sumtibus Augusti Rücker, Berolini. 1819. 811 pp.

SANTI, M.; ANDRÉ, M.R.; HOPPE, E. G. L.; WERTHER, K. Renal trematode infection in wild birds: histopathological, morphological, and molecular aspects. **Parasitology Research**, v. 117, n. 3, p. 883–891, 2018.

SANTORO, M.; MATTIUCCI, S.; NASCETTI, G.; KINSELLA, J. M.; DI PRISCO, F.; TROISI, S.; D'ALESSIO, N.; VENEZIANO, V.; AZNAR, F. J. Helminth communities of owls (Strigiformes) indicate strong biological and ecological differences from birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. **Plos One**, v. 7, n. 12, 2012, e53375.

SANTOS, P. M. S.; SILVA, S. G. N.; FONSECA, CRISTINA, F. F.; OLIVEIRA, J. B. Parasitos de aves e mamíferos silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 788-794, 2015.

SCHMIDT, G. D.; NEILAND, K. A. Helminth fauna of Nicaragua. III. Some Acanthocephala of birds, including three new species of *Centrorhynchus*. **Journal of Parasitology** v.52, n. 4, p. 739-745, 1966.

SICK, H. **Ornitologia Brasileira**. Ed. Nova Fronteira, Rio de Janeiro, 1997. 912 p.

SIGRIST, T. **Guia de Campo: Avifauna Brasileira**, 4ª ed., Editora Avisbrasilis, 2015. 608 p.

SILVA, A. S.; ZANETTE, R. A.; LARA, V. M.; GRESSLER, L. T.; CARREGARO, A. B.; SANTURIO, J. M. MONTEIRO, S. G. Gastrointestinal parasites of owls (Strigiformes) kept in captivity in the Southern region of Brazil. **Parasitology Research**, v. 104, n. 2, p. 485-487, 2009.

SILVA, K. S. M.; SILVA, R. J.; PEREIRA, W. L. A. Occurrence of infection by *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) in captive neotropical primates. **Primates**, v. 53, n. 1, p. 79-82, 2012.

SILVA, T. M.; OKAMOTO, A. S.; SILVA, L. A. F.; SMANIOTTO, B. D.; SILVA, R. J.; FILHO, R. L. A. New record of *Pelecitus* sp. (Nematoda, Onchocercidae) as a parasite of *Athene cunicularia* (Strigiformes, Strigidae) in southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 274-275, 2014.

SMALES, L. R. Acanthocephala including the descriptions of new species of *Centrorhynchus* (Centrorhynchidae) and the redescription of *Lueheia inscripta* (Westrumb, 1821) (Plagiorhynchidae) from birds from Paraguay South America. **Revue suisse de Zoologie**, v. 120, n. 2, p. 175-202, 2013.

SMALES, L. R., HALAJIAN, A., MOKGAWA, M. P.; LUUS-POWELL, W. J. A new species of *Centrorhynchus* Lühe, 1911 (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from the lizard buzzard *Kaupifalco monogrammicus* (Temminck) (Aves: Accipitridae) in South Africa. **Systematic Parasitology**, v. 94, n. 3, p. 423-430, 2017.

SMALES, L. R.; HALAJIAN, A.; LUUS-POWELL, W. J.; TAVAKOL, S. Acanthocephalans, including the description of a new species of *Mediorhynchus* (Gigantorhynchidae) and a redescription of *Centrorhynchus clitorideus* (Centrorhynchidae) from vertebrate hosts from South Africa. **Comparative Parasitology**, v. 85, n. 1, p. 95-106, 2018.

SOUZA, T. O.; VILELA, D. A. R.; CÂMARA, B. G. O. Pressões sobre a avifauna brasileira: Aves recebidas pelo CETAS/IBAMA, Belo Horizonte, Minas Gerais. **Ornithologia**, v. 7, n. 1, p. 1-11, 2014.

STEINAUER, M.; FLORES, V.; RAUQUE, C. *Centrorhynchus nahuelhuapensis* n. sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from rufous-legged owl (*Strix rufipes* King) in Patagonia. **Journal of Helminthology**, v. 94, E42, p.1-7, 2019.

SU, Y. C.; FEI, A. C. Y. Endoparasites of the Crested Goshawk, *Accipiter trivirgatus formosae*, from Taiwan, Republic of China. **Comparative Parasitology**, v. 71, n. 2, p. 178-183, 2004.

TOLEDO, R.; MUÑOZ-ANTOLI, C.; ESTEBAN, J. G. Intestinal Trematode Infections. In: Toledo e Fried (editores), **Digenetic Trematodes, Advances in Experimental Medicine and Biology**, Springer, 2014. 474 p.

TOMÁS, A.; REBELO, M. T.; FONSECA, I. P. Occurrence of helminth parasites in the gastrointestinal tract of wild birds from Wildlife Rehabilitation and Investigation Centre of Ria Formosa in southern Portugal. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 8, p. 13-20, 2017.

TRAVASSOS, L. Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira. XX. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 19, n. 1, p. 31-125, 1926.

TRAVASSOS, L.; FREITAS, J. F. T.; KOHN, A.; Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 67 (fasc. único), 1969. 886 pp.

VICENTE, J. J., DE OLIVEIRA, R. H., CORREA, G. D., & PINTO, R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, p.1-273, 1995.

YAMAGUTI, S. 1959. **Systema helminthum. Vol. II. The cestodes of vertebrates.** Interscience Publishers, New York, London, 860 pp.

## ANEXO 1



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS**

### ATESTADO

**Protocolo 034/2014 (CEUA) – 23084.022512/2014-18 (UFRA)**

Título do Projeto/Plano de Aulas: **Estudo de doenças infecciosas e parasitárias em animais silvestres de cativeiro no Estado do Pará: as inter-relações fauna-saúde-doença.**

Docente/Pesquisador Responsável: **Prof. Dr. Washington Luiz Assunção Pereira**

Instituição: UFRA – Belém

Data do Parecer: 23 de Fevereiro de 2015.

### PARECER

A Comissão de Ética no Uso de Animais da UFRA apreciou o protocolo acima e verificou que foram atendidas todas as exigências da Lei Federal 11.794/2008, sendo respeitados os Princípios Éticos da Experimentação Animal do COBEA. Portanto, manifesta-se pela sua aprovação.

Parecer: **APROVADO**

Liberado para o início da pesquisa sendo obrigatório a entrega nesta CEUA do relatório semestral e de conclusão ao final da pesquisa. Comunicar por escrito, toda e qualquer modificação no projeto.

Belém, 24 de fevereiro de 2015.

**Profa, MSc, Maria Cristina Manno**  
Vice-Coordenadora CEUA/UFRA



**COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS – CEUA**  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA – UFRA  
Av. Tancredo Neves, nº 2501, Bairro Montese, Belém – PA. CEP: 66.077-901  
Contatos: (1)3210-5165 [ceua@ufra.edu.br](mailto:ceua@ufra.edu.br) [www.comissao.ufra.edu.br/ceua](http://www.comissao.ufra.edu.br/ceua)





## ANEXO 2

<b>PROTOCOLO PARA ANALISAR A BIODIVERSIDADE PARASITÁRIA DE AVES</b>			
<b>Espécie:</b>		<b>Registro Projeto:</b>	<b>Reg. Labopat:</b>
<b>Data necropsia:</b>		<b>Examinador/coletor:</b>	
<b>Idade:</b>	<b>Sexo:</b>	<b>Peso:</b>	<b>Anilha:</b>
<b>Procedência:</b>			
<b>Biometria:</b>			
<b>Comprimento total (cm):</b> _____; <b>Cauda:</b> _____; <b>Tarso: D</b> _____ <b>E</b> _____;			
<b>Comprimento da asa: D</b> _____; <b>E</b> _____; <b>Bico: A</b> _____ <b>L:</b> _____ <b>C:</b> _____			
Superfície de corpo			
Penas			
Olho/ conjuntiva			
Músculo			
Seio nasal			
Cavidade oral, Língua.			
Sacos Aéreos			
Traquéia			
Esôfago e Papo			
Proventrículo			
Moela			
Intestino delgado			
Ceco			
Intestino grosso			
Cloaca e Bursa de Fabricio			
Fígado			
Vesícula Biliar			
Rim			
Oviduto			
Exame das fezes			

**ARTIGO 1**

**Título:** First record of *Procyrnea* sp. (Nematoda: Habronematidae) in *Buteogallus schistaceus* (Accipitriformes: Accipitridae) in brazilian Amazon.

**Autores:** Tiago Paixão Mangas, Karoline Petrini Pinheiro da Cruz, Ana Sílvia Sardinha Ribeiro, Raul Henrique da Silva Pinheiro, Raimundo Nonato Moraes Benigno, Elane Guerreiro Giese e Washington Luiz Assunção Pereira.

**Status:** Submetido.

**Revista:** Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária.

**ISSN:** 1984-2961.

**Qualis:** (Qualis A2) CAPES 2016.

Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária



**FIRST RECORD OF *Procyrnea* sp. (NEMATODA: HABRONEMATIDAE) IN *Buteogallus schistaceus* (ACCIPITRIFORMES: ACCIPITRIDAE) IN BRAZILIAN AMAZON**

Journal:	<i>Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária</i>
Manuscript ID	Draft
Manuscript Type:	Short Communication
Keyword:	Nematode, Slate-colored Hawk, Pará

SCHOLARONE™  
Manuscripts

<https://mc04.manuscriptcentral.com/rbpv-scielo>

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

1 **FIRST RECORD OF *Procyrnea* sp. (NEMATODA: HABRONEMATIDAE) IN**  
2 ***Buteogallus schistaceus* (ACCIPITRIFORMES: ACCIPITRIDAE) IN BRAZILLIAN**  
3 **AMAZON**

5 **PRIMEIRO REGISTRO DE *Procyrnea* sp. (NEMATODA: HABRONEMATIDAE)**  
6 **EM *Buteogallus schistaceus* (ACCIPITRIFORMES: ACCIPITRIDAE) NA**  
7 **AMAZÔNIA BRASILEIRA**

9 **RUNNING TITLE:** *Procyrnea* sp. in *Buteogallus schistaceus*

11 **ABSTRACT:**

12 *Buteogallus schistaceus* is an endemic bird of prey from the Amazon region, with a  
13 declining population according to international conservation agencies. The objective of  
14 this study was to report the occurrence of helminths in an individual treated at the  
15 Ambulatório de Animais Silvestres of Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém  
16 campus. The animal was captured on campus and showed no resistance to capture. Fluid  
17 therapy and vermifugation were then instituted, after which the animal regurgitated 10  
18 nematodes identified as belonging to the genus *Procyrnea* Chabaud (1958). Reviewing  
19 the scientific literature, it was found that so far there are no records on the helminth fauna  
20 of this bird species, which is therefore the first report of a nematode in *B. schistaceus*.

21 **Keywords:** Nematode; Slate-colored Hawk; Pará.

23 **RESUMO:**

24 *Buteogallus schistaceus* é uma ave de rapina endêmica da região amazônica, com  
25 população em diminuição segundo órgãos de conservação internacional. Logo, o objetivo  
26 deste trabalho foi relatar a ocorrência de helmintos em um indivíduo atendido no  
27 Ambulatório de Animais Silvestres da Universidade Federal Rural da Amazônia, campus  
28 Belém. O animal foi capturado nas dependências do campus e não apresentou resistência  
29 à captura. Foram então instituídos fluidoterapia e vermifugação, após o qual o animal  
30 regurgitou 10 nematódeos identificados como pertencentes ao gênero *Procyrnea*  
31 Chabaud (1958). Revisando a literatura científica verificou-se que até o momento não  
32 existem quaisquer registros sobre a helmintofauna desta espécie de ave, sendo este,  
33 portanto, a primeiro relato de um nematódeo em *B. schistaceus*.

34 **Palavras-chave:** Nematódeos; gavião-azul; Pará.

## 35 Introduction

36 The Brazilian avifauna comprises over 1900 species among which 91 are birds of  
 37 prey (PIACENTINI et al., 2015). This group is essential for population regulation as they  
 38 are at the top of their food chains (ANDERY et al., 2013). The Slate-colored Hawk,  
 39 *Buteogallus schistaceus* (Sundevall, 1850), is a non-migrant, diurnal neotropical bird of  
 40 prey endemic to the Amazon rainforest, which occurs from southern Bolivia, through  
 41 Peru, Ecuador, Colombia, Venezuela, French Guyana and Brazil; in the latter mainly in  
 42 the states of Amazonas, Pará and Amapá. It is currently declining in its population, despite  
 43 being classified in conservation status as “least concern” according to international  
 44 conservation agencies (BirdLife International, 2016). It has a varied diet that includes  
 45 lizards, snakes, orthoptera and moths (ROBINSON, 1994)

46 The genus *Procyrnea* Chabaud, 1958 contains 60 species described around the  
 47 world. Of these, 14 have been reported as occurring in the Neotropical Region, 10 in  
 48 Brazil: *P. anterovulvata* Pinto, Vicente & Noronha, 1996; *P. uncinipenis* (Molin, 1860);  
 49 *P. ruschii* (Freitas, 1967); *P. waltoni* (Freitas & Lent, 1947); *P. unilateralis* (Molin,  
 50 1860); *P. pileata* (Walton, 1927); *P. leptoptera* (Rudolphi, 1819); *P. colaptes* (Walton,  
 51 1927); *P. longistriata* (Molin, 1859); and *P. mansioni* (Seurat, 1914) (BAGNATO et al.,  
 52 2018). They are parasites of the upper digestive system of birds, especially of the ventricle  
 53 and proventriculus (ARRONA-RIVERA et al., 2016). They can cause severe  
 54 inflammation of the parasitized organ mucosa and consequent organic weakness followed  
 55 by death (NIEMUTH et al., 2013).

56 One hundred and seventy years after its original description, there are still no  
 57 references to the helminthofauna of *B. schistaceus* in the specialized literature. This fact  
 58 is of great importance when considering that parasitic action, along with anthropic action,  
 59 may interfere with its *ex situ* conservation (SANTOS et al., 2015). Therefore, the  
 60 objective of this study was to report the occurrence of *Procyrnea* sp. in *B. schistaceus* in  
 61 the state of Pará, Brazil.

## 63 Case report

64 A young specimen of *Buteogallus schistaceus* was received for care at the Wild  
 65 Animal Outpatient Clinic of the Federal Rural University of Amazonia, Belém campus.  
 66 The animal was spotted by a university official on campus grounds (1°27'12.3"S,  
 67 48°26'36.5"W), who informed the clinic that the bird appeared to be ill. During capture  
 68 the animal showed no resistance. At clinical examination, the animal was apathetic, with

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

69 no escape reflex, with moderate dehydration, weighing 453 g. Direct parasitological  
70 examination of the feces did not reveal helminth eggs. The therapeutic protocol consisted  
71 of subcutaneous fluid therapy (0.9% saline solution in a total application of 26 mL for  
72 three days, combined with a single dose of Vitamin A 20,000 IU) and oral deworming  
73 (Praziquantel, Pirantel Pamoate and Oxantel Pamoate in combination) in two applications  
74 in a 15-day interval. After the first deworming the animal regurgitated ten living  
75 nematodes that were collected, fixed in AFA (alcohol-formaldehyde) solution and sent to  
76 the Animal Helminthology Laboratory for identification. Nematode specimens were  
77 clarified with 50% Aman lactophenol and temporarily mounted between slide and  
78 coverslip for observation and measurement of morphological characters. For the  
79 taxonomic classification of nematodes, the works of Chabaud (1975), Vicente (1995) and  
80 Bagnato et al. (2018) were consulted. Thirty days after admission the animal was returned  
81 to the wild.

82 The nematodes had a thin body, with attenuated extremities and transversely  
83 striated cuticle. Mouth with two lips, one ventral and one dorsal, and two lateral  
84 pseudolabia with denticles at their anterior border. Esophagus in two portions: a smaller  
85 anterior muscle and another larger posterior glandular. Cervical papillae anterior to the  
86 nervous ring. Excretory pore posterior to the nervous ring. Presence of unequal lateral  
87 wings. Male with unequal and dissimilar spicules. Gubernaculum present. Caudal wings  
88 present with longitudinal cuticular thickening. Pregnant females with median vulva, of  
89 lateral-ventral opening, and pointed tip. These characteristics are compatible with those  
90 described for the genus *Procyrnea* Chabaud, 1958 (figure 01 and table 01)). Diagnosis at  
91 the specific level was not possible due to the collection of a single male with an extremely  
92 curled tail, making it impossible to observe the quantity and disposition of the caudal  
93 papillae.

94

#### 95 **Discussion**

96 Chabaud (1958), analyzing the cephalic structures of habronematid nematodes,  
97 reclassified some species described as *Habronema* Diesing, 1861, creating the *Procyrnea*  
98 subgenus within the genus *Cyrnea* Deshayes, 1858. Finally, Chabaud's (1975) work  
99 establishes the *Procyrnea* taxon as genre. *Procyrnea* nematodes are bird parasites, mainly  
100 in birds of prey of the order Falconiformes and Strigiformes around the world  
101 (EDUARDO & VILLA, 2011; BAGNATO et al., 2018). They use as an intermediate host  
102 an orthopteran insect in whose hemocoelium they develop from larvae to infective stage

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

103 L3, remaining encapsulated or free inside (ANDERSON, 2000). Of the 60 described  
104 species 17 were identified in birds of the Accipitridae family: *P. haliasturi*, *P. waheeda*,  
105 *P. magnipapillata*, *P. singhi*, *P. hrishii*, *P. magnilabiata* and *P. asymmetrica* in India; *P.*  
106 *strialata* and *P. beveridgei*, in China; *P. americana*, in the United States; *P.*  
107 *dolichocolpos*, in Africa; *P. monopectera* and *P. tulostoma* in Africa and Asia; *P. spinosa*  
108 in Asia, Europe and North America; *P. mawsonae*, in Costa Rica; *P. leptoptera*, in  
109 Europe, Asia, Africa and South America; *P. mansioni*, in Asia, Australia, Europe and  
110 Brazil (BAGNATO et al., 2018). Altogether 10 species were reported in Brazil. Of these,  
111 only two were observed in accipitrids: *P. mansioni* in *Rupornis magnirostris*; and *P.*  
112 *leptoptera* in *R. magnirostris*, *Geranoospiza caerulescens caerulescens*, *Harpagus*  
113 *diodon* and *Heterospizias meridionalis meridionalis* (VICENTE et al., 1995). In a recent  
114 publication, *Procyrnea* sp. has been reported in *Geranoaetus polyosoma* (Aves,  
115 Accipitridae) in Chile (GRANDÓN-OJEDA et al., 2019).

116 Species of the genus parasitize the upper digestive system of birds, especially the  
117 ventricle and proventriculus (ARRONA-RIVERA et al., 2016). Clinical alterations  
118 caused due to parasitism by *Procyrnea* are related to the location of the helminths in the  
119 alimentary canal and include weight loss, severe inflammation of the gastric mucosa and  
120 consequent organic weakness followed by death (EHRSAM et al., 1985; NIEMUTH et  
121 al., 2013). Clinical examination of the bird showed dehydration and low weight, which  
122 may be related to *Procyrnea* parasitism, considering its physiological recovery after the  
123 establishment of the fluid therapy and deworming protocol. Failure to observe eggs in the  
124 parasitological examination of feces does not rule out this possibility since false negatives  
125 may occur in non-specific tests, such as this one.

126 Based on research in the specialized scientific literature, this is the first report of  
127 the occurrence of *Procyrnea* sp. in *B. schistaceus*. No other reports of helminth parasitism  
128 were found in this bird of prey species, making this the first report of endoparasitism in  
129 *B. schistaceus*.

130

131 **Acknowledgements**

132 ...

133

134 **Funding**

135 ...

136

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

137 **Ethical approval**

138 ...

139

140 **Conflicts of interest:**

141 The authors declare that there are no conflicts of interest.

142

143 **References**

144

145 Anderson RC (2000). *Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and*  
146 *Transmission*. (2nd Ed.). Wallingford, UK: CABI Publishing, pp. 672.

147

148 Andery DA, Ferreira Junior FC, Araújo AV, Vilela DAR, Marques MVR, Marin SY et al.  
149 Health Assessment of Raptors in Triage in Belo Horizonte, Mg, Brazil. *Braz J Poult*  
150 *Sci*, 2013; 15(3): 169-286. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-635X2013000300012>.

151

152 Arrona-Rivera AE, Sánchez-Godoy FD, Hernández-Velasco X. Proventricular  
153 parasitosis by *Procyrnea* sp. (Spiruroidea: Habronematidae) in a roadside hawk (*Rupornis*  
154 *magnirostris*) from the state of Veracruz, Mexico: a case report. *Acta Zool Mex* 2016;  
155 32(3): 225-229. <https://doi.org/10.21829/azm.2016.323958>.

156

157 Bagnato E, Frixione M, Digiani MC, Cremonese F. A new species of *Procyrnea*  
158 (Nematoda: Habronematidae) parasitic in *Rhea pennata* (Aves: Rheidae) from Patagonia,  
159 Argentina, with a key to species of the genus. *J Helminthol* 2018; 92(4): 504-513.  
160 <https://doi.org/10.1017/S0022149X17000657>. PMID:28758604.

161

162 BirdLife International 2016. *Buteogallus schistaceus*. The IUCN Red List of Threatened  
163 Species 2016: e.T22695745A93526639. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22695745A93526639.en>. Downloaded on 23 October 2019.

164

165 Chabaud AG. Essai de classification des nematodes Habronematinae. *Ann Parasitol Hum*  
166 *Comp*, 1958; 33: 445–508. PMID: 13606599.

167

168 Chabaud AG. *Keys to genera of the Order Spirurida. Part 2. Spiruroidea,*  
169 *Habronematoidea, and Acuarioidea*. Farnham Royal: Commonwealth Agricultural  
170 Bureaux; 1975.

171

172 Eduardo SL, Villa FD. A New Species of *Procyrnea* Chabaud 1975 (Nematoda:  
173 Habronematidae) and redescription of Two Chewing Lice (Mallophaga) from the  
174 Palawan Hill Myna, *Gracula religiosa palawanensis* (Passeriformes: Sturnidae),  
175 Philippines. *Philippine J Vet Med*, 2011; 48(2): 77-85.

176

177 Ehram H, Spillmann SK, Wolff K. Nematoden (*Procyrnea mansioni*, Spirurida) als  
178 Ursache von Magenveränderungen bei Chinesischen Nachtigallen (*Leiothrix lutea*) und  
179 Rothschild's Mainas (*Leucopsar rothschildi*). *Schweiz. Arch. Tierheilk*. 1985; 127: 665-  
180 670. <http://doi.org/10.5169/seals-593116>.

181

182



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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

- 183 Grandón-Ojeda A, et al. Gastrointestinal and external parasites of the Variable hawk  
184 *Geranoaetus polyosoma* (Accipitriformes: Accipitridae) in Chile. *Braz. J. Vet. Parasitol.*  
185 2019; 28(3): 376-382. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019045>.  
186  
187 Niemuth JN, Allgood JV, Flowers JR, De Voe RS, Troan BV. Ventricular Habronemiasis  
188 in Aviary Passerines. *Case Rep Vet Med* 2013; Article ID 719465, 6 pages.  
189 <http://dx.doi.org/10.1155/2013/719465>.  
190  
191 Piacentini VQ, Aleixo A, Agne CE, Maurício GN, Pacheco JF, Bravo GA, Brito GRR et  
192 al. Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos.  
193 *Rev Bras Ornit*, 2015; 23(2): 91-298.  
194  
195 Robinson SK. Habitat Selection and foraging ecology of raptors in amazonian Peru.  
196 *Biotropica*, 1994; 26(4): 443-458. <https://doi.org/10.2307/2389239>.  
197  
198 Santos PMS, Silva SGN, Fonseca CF, Oliveira JB. Parasitos de aves e mamíferos  
199 silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. *Pesq Vet Bras*, 2015; 35(9): 788-794.  
200 <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-736X2015000900004>.  
201  
202 Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto RM. Nematóides do Brasil. Parte IV:  
203 Nematóides de aves. *Rev Bras Zool* 1995; 12 (S1): 1-273.  
204 <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81751995000500001>  
205  
206  
207  
208  
209  
210  
211  
212  
213  
214  
215  
216  
217  
218  
219  
220  
221  
222  
223  
224  
225  
226  
227  
228  
229

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

230 **Legend of figures and tables:**

231 **Figure 01.** Photomicrographs of *Procyrnea* sp. regurgitated by *Buteogallus schistaceus*.

232 A: Female anterior end showing the buccal capsule (BC), deirid (D), nerve ring (NR),  
233 muscular esophagus (ME) and glandular esophagus (GE), ventral view. Note the lateral  
234 ala on each side of the body. Bar: 100  $\mu$ m. B: Male tail, lateral view. Asterisks (\*) indicate  
235 the beginning of spicules. Bar: 200  $\mu$ m. C: Detail of the posterior end of the spikes and  
236 gubernaculum (arrow). Bar: 50  $\mu$ m. D: Female tail with rectum (R), anus (A) and pointed  
237 tip (P), lateral view. Bar: 50  $\mu$ m.

238  
239 **Table 01:** Morphometric data of *Procyrnea* sp. regurgitated by *Buteogallus schistaceus*  
240 in Brazilian Amazon.  
241  
242

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  
44  
45  
46  
47  
48  
49  
50  
51  
52  
53  
54  
55  
56  
57  
58  
59  
60

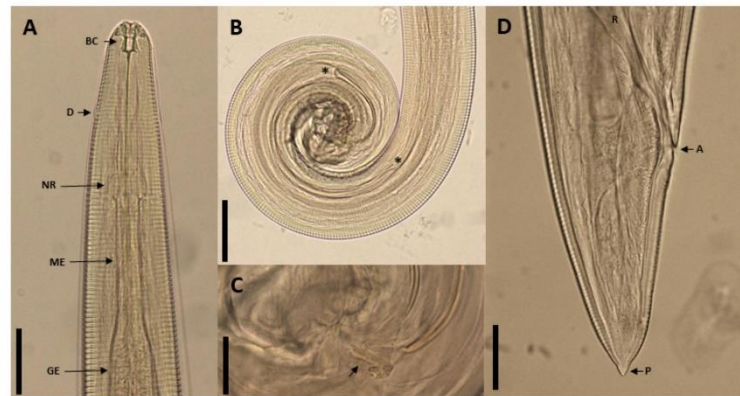


Figure 01. Photomicrographs of *Procyrnea* sp. regurgitated by *Buteogallus schistaceus*. A: Female anterior end showing the buccal capsule (BC), deirid (D), nerve ring (NR), muscular esophagus (ME) and glandular esophagus (GE), ventral view. Note the lateral ala on each side of the body. Bar: 100  $\mu$ m. B: Male tail, lateral view. Asterisks (\*) indicate the beginning of spicules. Bar: 200  $\mu$ m. C: Detail of the posterior end of the spikes and gubernaculum (arrow). Bar: 50  $\mu$ m. D: Female tail with rectum (R), anus (A) and pointed tip (P), lateral view. Bar: 50  $\mu$ m.

218x116mm (96 x 96 DPI)

**Table 01:** Morphometric data of *Procyrnea* sp. regurgitated by *Buteogallus schistaceus* in Brazilian Amazon.

Features	<i>Procyrnea</i> sp.	
	Male (n=1)	Female (n=8) <sup>a</sup>
Body length <sup>b</sup>	9.34	13.76 (± 3.39)
Body width	120	239.88 (± 53.61)
Left lateral ala length <sup>b</sup>	1.65	4.33 (± 1.15)
Right lateral ala length <sup>b</sup>	3.97	2.50 (± 0.39)
Buccal capsule length	20	21.14 (± 2.04)
Buccal capsule width	13	14.57 (± 2.82)
Muscular esophagus length	371	404.50 (± 87.13)
Muscular esophagus width	36	42.25 (± 12.96)
Glandular esophagus length <sup>b</sup>	2.00	2.16 (± 0.36)
Glandular esophagus width	96	76.29 (± 27.18)
Deirids	130	132.63 (± 22.74)
Nerve ring	213	222.38 (± 36.99)
Excretory pore	310	301.00 (± 34.53)
Tail	217	188.54 (± 30.73)
Right spicule	316	-
Left spicule	0.88	-
Gubernaculum	37	-
Vulva <sup>b</sup>	-	5.67 (± 0.96)
Egg length	-	30.94 (± 2.48)
Egg width	-	15.72 (± 1.12)

<sup>a</sup>Mean (± standard deviation); <sup>b</sup>measurements in millimeters

**ARTIGO 2**

**Título:** Helminth parasites in *Megascops choliba* (Strigiformes: Strigidae) from the Eastern Amazon, Brazil.

**Autores:** Tiago Paixão Mangas, Karoline Petrini Pinheiro da Cruz, Ana Sílvia Sardinha Ribeiro, Raul Henrique da Silva Pinheiro, Raimundo Nonato Moraes Benigno, Elane Guerreiro Giese e Washington Luiz Assunção Pereira.

**Status:** Submetido.

**Revista:** BIOTA AMAZÔNIA.

**ISSN:** 2179-5746.

**Qualis:** (Qualis B3) CAPES 2016.



[CAPA](#)
[SOBRE NOTÍCIAS](#)
[PÁGINA DO USUÁRIO](#)
[PESQUISA](#)
[ATUAL](#)
[ANTERIORES](#)
[ÉTICA DE PUBLICAÇÃO](#)
[NORMAS/ENVIAR ARTIGO](#)

*Capa > Usuário > Autor > Submissões > #5606 > Resumo*

## #5606 SINOPSE

[RESUMO](#)
[AVALIAÇÃO](#)
[EDIÇÃO](#)

### SUBMISSÃO

**Autores** Tiago Paixão Mangas, Karoline Petrini Pinheiro da Cruz, Ana Sílvia Sardinha Ribeiro, Raul Henrique da Silva Pinheiro, Raimundo Nonato Moraes Benigno, Elane Guerreiro Giese, Washington Luiz Assunção Pereira  
**Título** HELMINTH PARASITES IN Megascops choliba (STRIGIFORMES: STRIGIDAE) FROM THE EASTERN AMAZON, BRAZIL  
**Documento original** 5606-20141-2-SM.DOCX 2020-02-05  
**Docs. sup.** 5606-20142-1-SPPDF 2020-02-05 INCLUIR DOCUMENTO SUPLEMENTAR  
 5606-20143-1-SPDOCX 2020-02-05  
**Submetido por** Sr. Tiago Paixão Mangas   
**Data de submissão** fevereiro 5, 2020 - 04:09  
**Seção** Artigos  
**Editor** Nenhum(a) designado(a)

### TAXAS PARA AUTORES

Taxa DOI 12,00 BRL PAGAR AGORA

### SITUAÇÃO

**Situação** Aguardando designação  
**Iniciado** 2020-02-05  
**Última alteração** 2020-02-05

### METADADOS DA SUBMISSÃO

EDITAR METADADOS

#### AUTORES

**Nome** Tiago Paixão Mangas   
**ORCID iD** <http://orcid.org/0000-0002-8579-8298>  
**Instituição/Afiliação** Instituto Federal do Pará  
**País** Brasil  
**POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES** —  
**Resumo da Biografia** —  
**Nome** Karoline Petrini Pinheiro da Cruz   
**ORCID iD** <http://orcid.org/0000-0002-6462-2058>  
**Instituição/Afiliação** —  
**País** Brasil  
**POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES** —  
**Resumo da Biografia** —  
**Nome** Ana Sílvia Sardinha Ribeiro   
**ORCID iD** <http://orcid.org/0000-0001-8340-0939>  
**Instituição/Afiliação** —  
**País** —  
**POLÍTICA DE** —

OPEN JOURNAL SYSTEMS

[Ajuda do sistema](#)

USUÁRIO

Logado como:  
**t-mangas**  
[Meus periódicos](#)  
[Perfil](#)  
[Sair do sistema](#)

IDIOMA



AUTOR

[Submissões](#)  
[Ativo \(3\)](#)  
[Arquivo \(0\)](#)  
[Nova submissão](#)

TAMANHO DE FONTE

INFORMAÇÕES

[Para leitores](#)  
[Para Autores](#)

CONTEÚDO DA REVISTA





Pesquisa

Escopo da Busca

Todos ▼

Procurar

[Por Edição](#)  
[Por Autor](#)  
[Por título](#)  
[Outras revistas](#)

CONFLITO DE INTERESSES  
 Resumo da Biografia —  
 Nome Raul Henrique da Silva Pinheiro   
 ORCID iD <http://orcid.org/0000-0003-3221-5017>  
 Instituição/Afiliação —  
 País —  
 POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES —  
 Resumo da Biografia —  
 Nome Raimundo Nonato Moraes Benigno   
 ORCID iD <http://orcid.org/0000-0002-6936-6321>  
 Instituição/Afiliação —  
 País —  
 POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES —  
 Resumo da Biografia —  
 Nome Elane Guerreiro Giese   
 ORCID iD <http://orcid.org/0000-0001-7833-1334>  
 Instituição/Afiliação —  
 País —  
 POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES —  
 Resumo da Biografia —  
 Contato principal para correspondência.  
 Nome Washington Luiz Assunção Pereira   
 ORCID iD <http://orcid.org/0000-0001-7140-8124>  
 Instituição/Afiliação —  
 País —  
 POLÍTICA DE CONFLITO DE INTERESSES —  
 Resumo da Biografia —

## TÍTULO E RESUMO

Titulo HELMINTH PARASITES IN *Megascops choliba* (STRIGIFORMES: STRIGIDAE) FROM THE EASTERN AMAZON, BRAZIL  
 Resumo  
 In the Brazilian territory, the Amazon Biome has the highest bird diversity and highest rate of endemism. Among the species is the Tropical Screech-owl *Megascops choliba*, a non-migrating bird of prey, for which there is little data on its helminthofauna. In the present study a total of ten Tropical Screech-owl carcasses from State of Pará, eastern Amazon were necropsied for helminth evaluation. The trematode *Platynosomum illiciens*, the nematodes *Subulura forcipata* and *Dispharynx* sp., and the Acanthocephala *Centrorhynchus guira* were identified. For the all taxa found, the prevalence was 10%. *P. illiciens*, *C. guira* and *S. forcipata* are considered new occurrences in this bird of prey. *C. guira* is reported for first time in Brazil.

## INDEXAÇÃO

Palavras-chave Tropical Screech-owl; *Platynosomum illiciens*; *Subulura forcipata*; *Centrorhynchus guira*  
 Geo-espacial Amazônia; Pará; Brasil  
 Cronológica ou histórica —  
 Características da amostragem da pesquisa —  
 Idioma en

## AGÊNCIAS DE FOMENTO

Agências Universidade Federal Rural da Amazônia; Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES)

**HELMINTH PARASITES IN *Megascops choliba* (STRIGIFORMES: STRIGIDAE) FROM THE EASTERN AMAZON, BRAZIL****HELMINTOS PARASITOS EM *Megascops choliba* (STRIGIFORMES: STRIGIDAE) DA AMAZÔNIA ORIENTAL, BRASIL****Abstract**

In the Brazilian territory, the Amazon Biome has the highest bird diversity and highest rate of endemism. Among the species is the Tropical Screech-owl *Megascops choliba*, a non-migrating bird of prey, for which there is little data on its helminthofauna. In the present study a total of ten Tropical Screech-owl carcasses from State of Pará, eastern Amazon were necropsied for helminth evaluation. The trematode *Platynosomum illiciens*, the nematodes *Subulura forcipata* and *Dispharynx* sp., and the Acanthocephala *Centrorhynchus guira* were identified. For the all taxa found, the prevalence was 10%. *P. illiciens*, *C. guira* and *S. forcipata* are considered new occurrences in this bird of prey. *C. guira* is reported for first time in Brazil.

**Keywords:** Tropical Screech-owl; *Platynosomum illiciens*, *Subulura forcipate*, *Centrorhynchus guira*.

**Resumo**

No território brasileiro o Bioma Amazônia apresenta a maior diversidade de aves e a maior taxa de endemismo. Dentre estas encontra-se a corujinha-do-mato *Megascops choliba*, uma ave de rapina não-migrante, ainda com poucos dados sobre sua helmintofauna. Na presente pesquisa um total de dez carcaças de corujinha-do-mato oriundas da Amazônia Oriental foram necropsiadas para a avaliação helmintológica. Foram identificados o trematódeo *Platynosomum illiciens*; os nematódeos *Subulura forcipata* e *Dispharynx* sp.; e o acantocéfaló *Centrorhynchus guira*. A prevalência para todos os helmintos foi de 10%. *P. illiciens*, *C. guira* and *S. forcipata* são consideradas novas ocorrências nesta ave. *C. guira* é registrado pela primeira vez no Brasil.

**Palavras-chave:** Corujinha-do-mato; *Platynosomum illiciens*, *Subulura forcipata*, *Centrorhynchus guira*.



## Introduction

According to the Brazilian Committee of Ornithological Records-CBRO, 1919 bird species occur in Brazil, divided into 33 orders, 103 families and 705 genera (PIACENTINI et al., 2015). According to Marini; Garcia (2005) the Amazon Biome has the largest number of resident species and the highest rate of endemism in the world: 1300 and 20%, respectively. Among the species registered in Brazilian territory 91 are birds of prey. The term “birds of prey” has been widely used to characterize diurnal and nocturnal carnivorous birds that have strong claws and beaks. The order Strigiformes includes birds with nocturnal habits commonly called owls. It is composed of 23 species occurring in Brazil (CARVALHO, 2008; PIACENTINI et al., 2015).

*Megascops choliba* (Vieillot, 1817), known as the Tropical Screech-owl, is a non-migratory bird of prey native to South America and part of Central America (Bird Life International, 2016). It has a generalist diet that includes insects, arachnids, amphibians, reptiles and mammals (MOTTA-JUNIOR, 2006).

Despite its wide distribution on the American continent, there are still few parasitological studies that characterize its helminth fauna. In addition, most of the research carried out has involved studying a small number of individuals (MOLIN, 1860; TRAVASSOS, 1926; GARVIN et al., 1997; JOBERT, 2007; SMALES, 2013; DRAGO et al., 2015; DE SANTI et al., 2018). Therefore, the objective of this research was to add data on *M. choliba* helminthofauna from the state of Pará, in the eastern Brazilian Amazon.

## Materials and methods

Ten carcasses of *M. choliba* were necropsied in laboratory. The digestive tract of each specimen was isolated in a Petri dish containing physiological solution and analyzed using a stereomicroscope (LEICA-ES2). For morphological analysis the helminths found were fixed in AFA solution (93 parts 70% ethyl alcohol, 5 parts formaldehyde, and 2 parts glacial acetic acid), stored at room temperature and processed using light microscopy. The collection, fixation, counting, preparation and staining of parasites for identification followed previous recommendations of Amato & Amato (2009), for nematodes and trematodes, and Smales (2013), for acanthocephalans. Taxonomic classification of helminths was in accordance with Amin (1987), Vicente et al. (1995) and Pojmańska (2008). Measurements are given in micrometres ( $\mu\text{m}$ ) unless otherwise stated, and the mean followed by the range in parentheses is included. This work was approved by Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA/ XXX) (Permit Number 23084.022512/2014-18).

## Results and Discussion

Parasites are found in four carcasses (40%). A total of 18 helminths belonging to the Nematoda and Acanthocephala phyla and class Trematoda were collected from *M. choliba*. The prevalence for all helminths was 10%. Table 1 shows the *M. choliba* helminthofauna described in the Neotropical Region.

**Table 1.** Records of helminths of *Megascops choliba* in Neotropical Region.

Species	Infection site	Country	Reference
<b>Platyhelminthes</b>			
<b>Cestoda</b>			
<i>Passerilepis</i> Spasskii & Spasskaya, 1954	SI	Brazil	Joppert, 2007
<b>Trematoda</b>			
<i>Conspicuum conspicuum</i> (Farias, 1912)	GB	Brazil	Joppert, 2007
<i>Leucochloridium parcum</i> Travassos, 1922	C	Brazil	Joppert, 2007
<i>Paratanaisia</i> Freitas, 1959	Kidney	Brazil	De Santi et al., 2018
<b>Acanthocephala</b>			
<i>Centrorhynchus tumidulus</i> (Rudolphi, 1819)	SI	Brazil	Travassos, 1926
<i>Centrorhynchus millerae</i> Smales, 2013	SI	Paraguay	Smales, 2013
<b>Nematoda</b>			
<i>Dessetfilaria brasiliensis</i> (Yeh, 1957)	AS / CC	Brazil	Joppert, 2007
<i>Dispharynx</i> Rudolphi, 1919	OC	Brazil	Joppert, 2007
<i>Procyrnea</i> Chabaud, 1958	V	Brazil	Joppert, 2007
<i>Skrjabinura</i> Gnedina, 1933	SI	Argentina	Drago et al., 2015
<i>Squamofilaria sicki</i> (Strachan 1957)	NC	Bolivia	Garvin et al., 1997
<i>Oxyspirura brevisubulata</i> (Molin, 1860)	E	Brazil	Molin, 1860
<i>Thelazia cholodkowskii</i> Skrjabin, 1922	E	Brazil	Stracham, 1957

Legend: AS: air sac; C: cloaca; CC: celomatic cavity; E: eye; GB: gall bladder; NC: nasal cavity; OC: oral cavity; SI: small intestine; V: ventriculus;

## Phylum Platyhelminthes

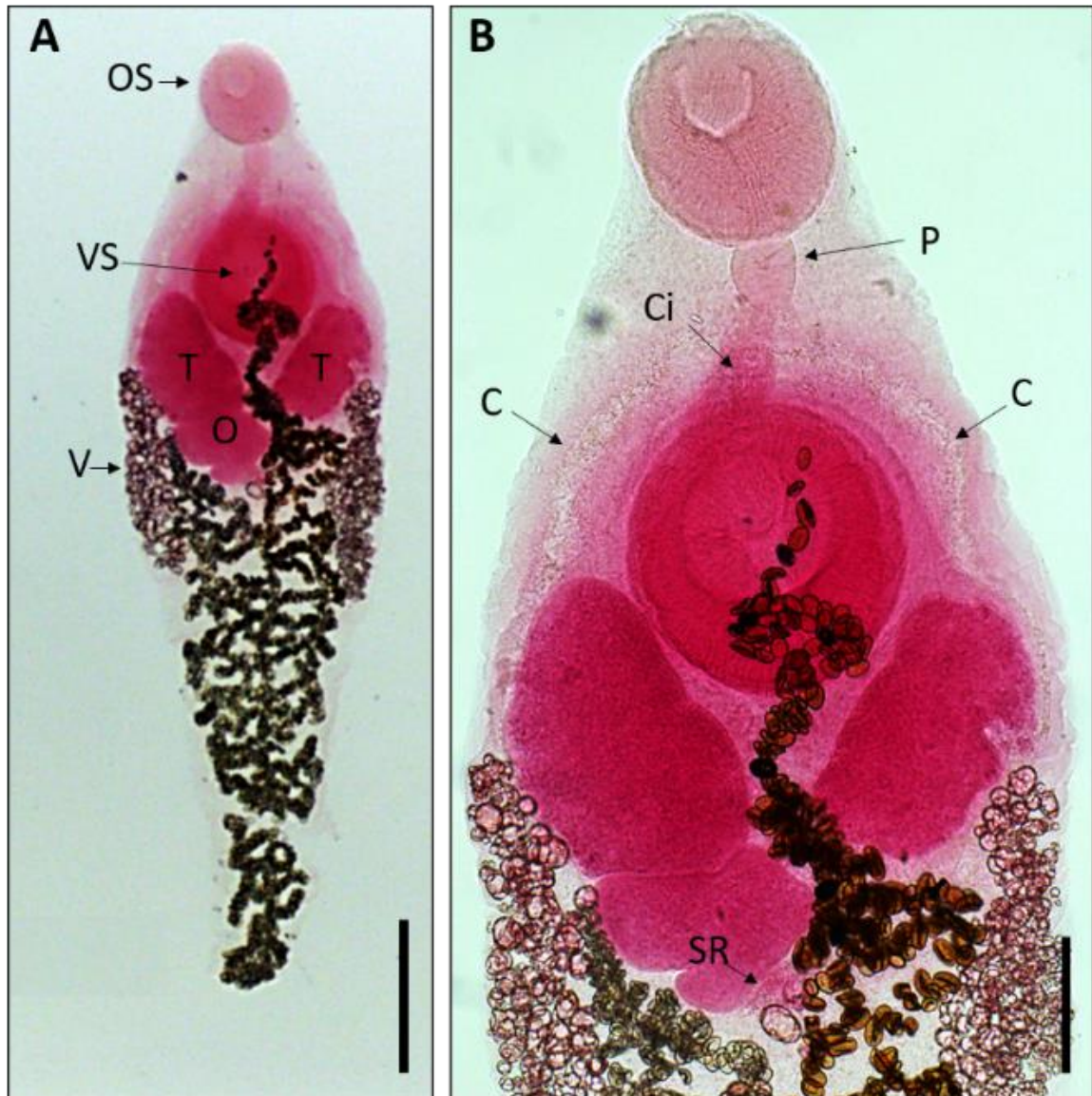
### *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) – Figure 1

Measurements based on five specimens: Body slender, elongated, 2.73 mm (2.40-2.94 mm) in length. Oral sucker muscular, subterminal, almost spherical, 312.2 (266-350) long and 278.2 (233-313) wide. Ventral sucker, slightly larger than the oral sucker, 358.2 (306-393) long and 338.0 (306-373) wide. Pharynx small, subglobular, 97.2 (80-113) long and 93.8 (80-106) wide. Esophagus short, bifurcate midway between the two suckers. Two intestinal cecae, extending posteriorly, ending near the end of the body. Two testicles, large, symmetrical or asymmetrical, oblong, slightly lobed, longer than wide, posterolateral to the ventral sucker on each side, separated by uterine loops. The right 355.6 (246-493) long and 255.6 (140-306) wide; the left 350.4 (240-406) long by 198.4 (153-220) wide. Cirrus's sac located at the level of the intestinal bifurcation. Ovary entire, sometimes lobed, smaller than the testicles, submedian, posterior to one of the testicles, 218.4 (140-273) long and 223.6 (180-286) wide. Seminal receptacle spherical, smaller than the ovary, postero-dorsal and positional between the two testicles. Follicular vitellaria, located in two lateral fields; right band 579.8 (500-646) long; left band 603.6 (533-686) long. The uterine loops fill the entire posterior body and contain numerous clear to golden brown eggs measuring 32.7 (29-36) in length by 19.0 (16-21) in width.

Taxonomic summary:

Site of infection: gall bladder.

Locality: Metropolitan Region of Belém.  
 Prevalence: 10 %  
 Mean intensity: 13.0  
 Mean abundance: 1.3



**Figure 1:** *Platynosomum illiciens* of *M. choliba*. A) Geral view showing the oral sucker (OS), ventral sucker (VS), testes (T), ovary (O) e vitellaria (V), ventral view. Bar: 500  $\mu$ m; B) Detailed view of anterior half showing the pharinx (P), the Cirru's sac (Ci), intestinal cecum (C) and seminal receptacle (SR). Ventral view. Bar: 200  $\mu$ m.

Comments: *Platynosomum illiciens* is a widely distributed trematode, that is commonly found in the gallbladder, liver, and pancreas of birds and mammals (POJMANSKA, 2008; SILVA et al., 2012), but can also be observed in the intestine and celoma of parasitized animals (FERNANDES et al., 2015). According to Pinto et al. (2014) there is still no consensus on the complete cycle of the *Platynosomum* genus. Travassos (1969) states that this is a parasite without specificity for a definitive host, a statement that is shared in other studies (PINTO et al., 2016; CORRÊA et al., 2016; PINTO et al., 2017). Among the intermediate hosts were identified: *Octona subulina*, as the primary intermediate host; terrestrial isopods as secondary

intermediate hosts; and lizards as non-mandatory paratenic hosts (MALDONADO, 1945; PINTO et al., 2014).

*Platynosomum illiciens* has been reported in birds of the order Passeriformes (CARVALHO et al., 2007), Piciformes (TRAVASSOS, 1969), Psittaciformes under experimental conditions (PINTO et al., 2015), Accipitriformes (DENTON; RAUSCH, 1949), Catartiformes and Cuculiformes (TRAVASSOS, 1969), Falconiformes (GROSCHAFT et al., 1975), Gruiformes and Strigiformes (NORONHA et al., 2009), as well as primates (SILVA et al., 2012), rodents (FERNANDES et al., 2015), mustelids (TRAVASSOS, 1969; CORRÊA et al., 2016) and domestic and wild felids (CARREIRA et al., 2008; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008). *M. choliba* is a new host for *P. illiciens*.

## Phylum Nematoda

### *Subulura forcipata* (Rudolphi, 1819) – Figure 2

Measurements based on three males: Body with the anterior region curved ventrally, 14.5 mm (14.2-14.8 mm) long, 228.3 (200-285) wide. Cuticle striated transversely, with cephalic wings reaching the posterior limit of the bulb. Mouth hexagonal, almost circular-elongated in cross section, with three small lips, one dorsal and two latero-ventral. Cylindrical buccal capsule, 26.7 (25-30) long, 21.7 (18-26) wide. Three esophageal teeth located at the bottom of the oral capsule. Esophagus with posterior bulb, 1.16 mm (1.13-1.19 mm) in total length. Rounded posterior bulb with three valves, 166.3 (146-183) long, 112.3 (106-118) wide. Nerve ring 277.3 (226-303) from the anterior end. Excretory pore 406.7 (360-480) from the anterior end. Deirids (observed in one specimen) 340 from the anterior end. Posterior end curved. Opening of the cloaca distancing 278.7 (270-286) from posterior end. Precloacal muscular sucker elliptical, slightly protruding, 173.0 (160-186) in anteroposterior diameter, 728.7 (670-766) from the posterior end. Without caudal wings. Ten pairs of pedunculated caudal papillae; three precloacal pairs equal and ventral; two pairs of lateral and equal adcloacal papillae, arranged diagonally. Five postcloacal pairs; four ventral: two larger, close to cloaca, and two smaller, close to caudal end; one laterally between the two groups above. Phasmids located, on each side, at the base of the fourth postcloacal papilla, laterally. Spicules equal, thin, slightly curved, 653.0 (593-693) long. Gubernaculum, 135.3 (116 - 150) long, rectilinear.

Taxonomic summary:

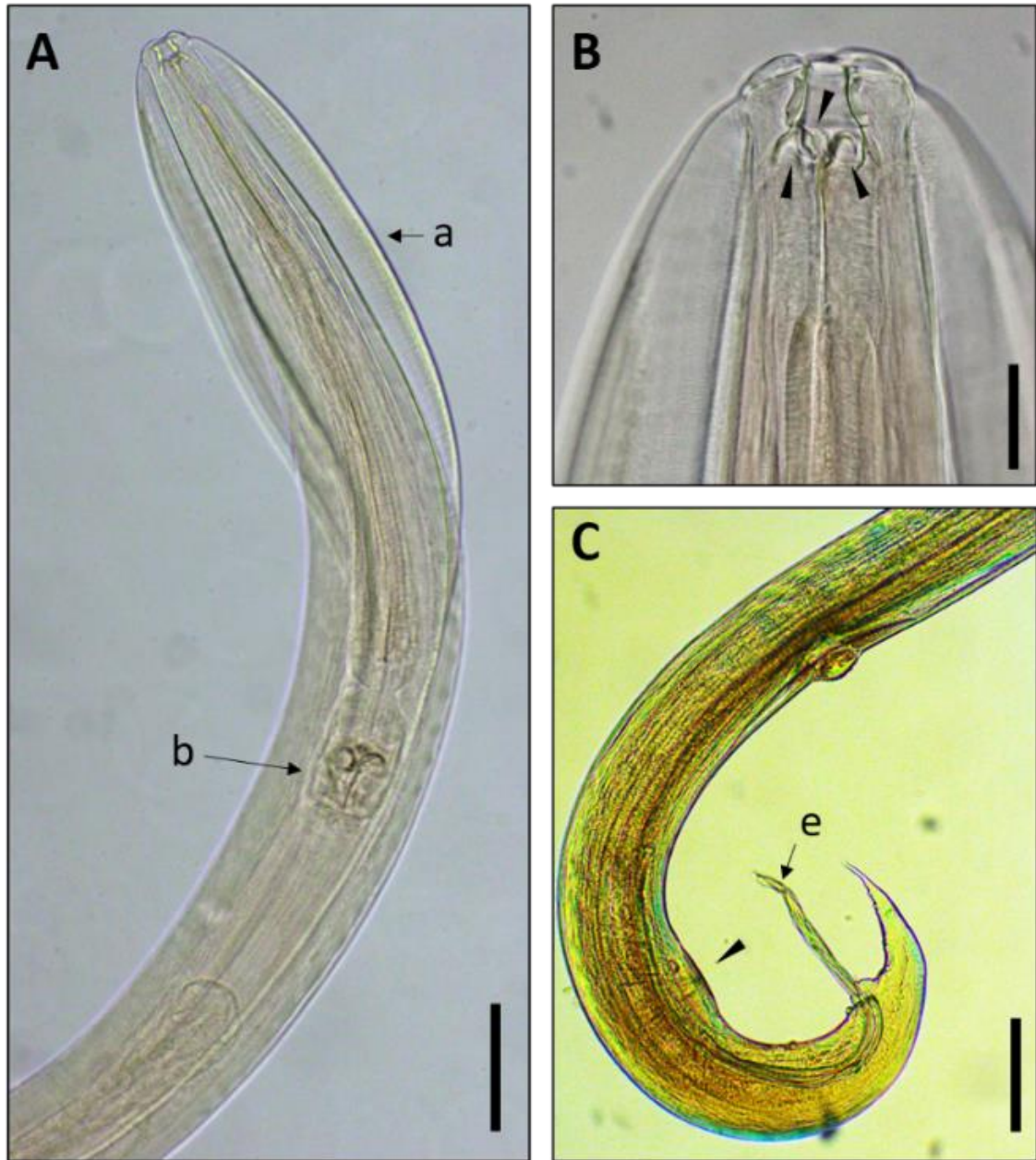
Site of infection: cecum.

Locality: Metropolitan Region of Belém.

Prevalence: 10 %

Mean intensity: 3.0

Mean abundance: 0.3



**Figure 2:** *Subulura forcipata* of *M. choliba*. A) Anterior end showing de lateral ala (a) and esophagus with bulb (b). Ventral view. Bar: 200  $\mu$ m; B) View of cephalic region with buccal capsule with three esophageal teeth (arrowhead). Ventral view. Bar: 50  $\mu$ m; C) Posterior end showing the preloacal muscular sucker (arrowhead) and spicule (e). Lateral view. Bar: 200  $\mu$ m.

Comments: The genus *Subulura* comprises parasites of birds and mammals around the world. Sixty-seven species valid for the genus are recognized, with 11 species reported as parasitizing Strigiformes: *S. alfenensis* Pinto, 1968; *S. chinensis* Schwartz, 1926; *S. noctuae* (Seurat, 1914); *S. bolivari* (López-Neyra, 1922); *S. albai* Argawal, 1965; *S. similis* (Gendre, 1909); *S. acutissima* Molin, 1860; *S. lutzi* Barreto, 1919; *S. longispicula* Wang, 1980; *S. mackoi* Baruš, Mašová, Koubková & Sitko, 2013; and *S. glaucidii* (López-Neyra, 1945). In the Neotropical region, *S. acutissima*, *S. lutzi* and *S. alfenensis* have been reported (BARUŠ et al., 2013).

*Subulura forcipata* was described by Rudolphi in 1819, who used nematodes collected from bird intestines in Brazil by Natterer. In Brazil, as in most studies in other countries, *S. forcipata* is reported to infect cuculiform birds (BARUŠ; HERNANDEZ, 1970; VICENTE et al., 1995). However, Kinsella et al. (2001) report *S. forcipata* parasitism in Burrowing Owl,

*Athene cunicularia* (Molina, 1782), in the United States. Baruš et al. (2013) consider that this fact is due to the exchange of parasites between hosts in places where they are in contact or the accommodation of the parasite to the new host. *M. choliba* is a new host for *S. forcipata*.

**Family Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912**  
***Dispharynx* Rudolphi, 1919** – Figure 3

Measurements based on one male: Body filiform, with cuticle striated transversely, 8.12 mm long, 226 wide. Four distinct cords, little wavy, almost straight, recurrent, not anastomosed, starting at the dorsal and ventral surface of the oral opening, extending to the anterior portion of the muscular esophagus, measuring 253 long in the descending branch. Nerve ring located in the first third of the muscular esophagus, with its anterior border at the level of the posterior extension of the cord, distancing 260 from the anterior end. Excretory pore after the nervous ring, approximately at the beginning of the glandular esophagus, 306 from the anterior end. Tricuspid deirids, after the excretory pore, the right farther from the anterior end than the left, 403 and 390, respectively. Lips small and conical. Long oral capsule, 183 long. Esophagus divided into two portions: anterior muscular, 490 long by 33 wide; and posterior glandular 2.0 mm long by 100 wide. Posterior end curled, with cloaca 303 from the posterior end. Caudal wing measuring 763 in length. Nine pairs of pedunculated caudal papillae, four pre-cloacal pairs and five post-cloacal pairs. Unequal and dissimilar spicules; left spicule larger and thinner, 626 long; right spicule smaller and wider, canoe-shaped, 201 long.

Taxonomic summary:

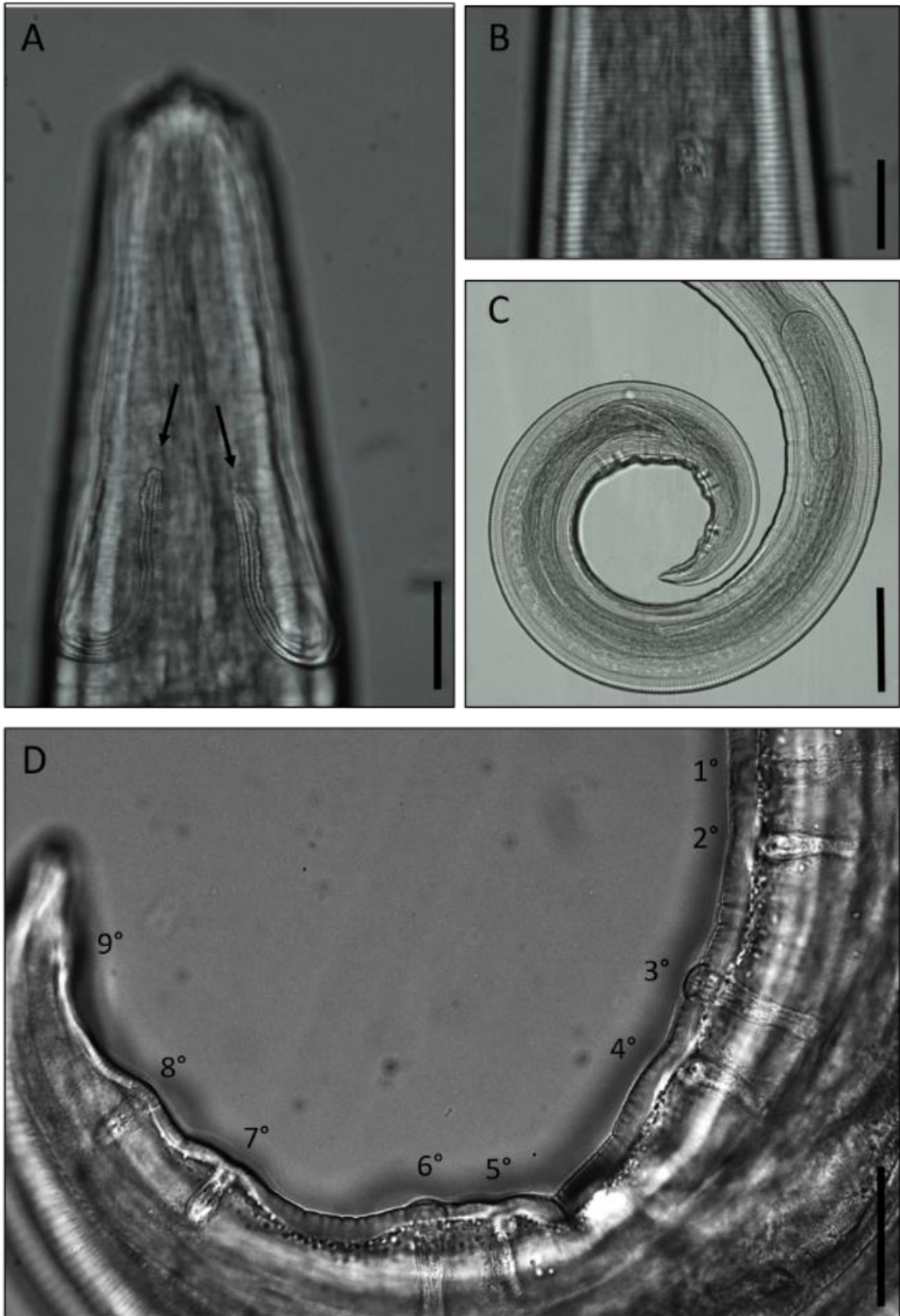
Site of infection: pharynx.

Locality: Metropolitan Region of Belém.

Prevalence: 10 %

Mean intensity: 1.0

Mean abundance: 0.1



**Figure 3:** *Dispharynx* sp. of *M. choliba*. A) Anterior end showing the cordons recurrent and not anostomosed (arrows). Lateral view. Bar: 50  $\mu$ m; B) Tridentate deirid, lateral view. Bar: 50  $\mu$ m.; C) Posterior end, lateral view. Bar: 200  $\mu$ m.; D) Detailed view of caudal papillae. Lateral view. Bar: 50  $\mu$ m.

**Comments:** The genus *Dispharynx* contains approximately 30 species that mainly parasitize birds of the Passeriformes and Galliformes families, rarely birds of prey (BAIN et al., 2013).

They are commonly observed in the ventricle and proventricle of the hosts but can be found in the esophagus and pharynx (SU; FEI, 2004; JOPPERT, 2007). Isopods are intermediate hosts for *Dispharynx nasuta* in production birds. However, it is suspected that for birds of prey, insects are more important in the transmission of acuarid nematodes such as *Dispharynx* (COULSON et al., 2010).

Mawson (1982) states that there is a group of species within the genus *Dispharynx* that has deirid after chordons. This group includes: *Dispharynx oti* Zhang, Liu and Song, 2005; *Dispharynx mawsonae* Zhang & Beveridge, 2007; *Dispharynx noctuae* (Seurat, 1913) Stiles and Hassall, 1920; *Dispharynx capitata* (Molin, 1860) Cram, 1927; *Dispharynx podargi* Mawson, 1982; and *Dispharynx indicus* Rasheed, 1960. All of these species differ of specimen in this study in having the nerve ring wholly between the cordons and well before the end of the descending branch. Others morphological and morphometric characteristics observed in the collected specimen are different from those reported in other species of the genus, suggesting the existence of a new species. However, more samples are needed to confirm this hypothesis.

In this study, *Dispharynx sp.* was observed in only one bird that presented a single parasite fixed in the pharyngeal mucosa. Higher infection intensities are observed in production birds. In birds of prey, however, the number of individuals frequently found is low, as observed by Santoro et al. (2012) in Italy, by Tomás et al. (2017) in Portugal and by Grandón-Ojeda et al. (2018) in Chile.

*Dispharynx* infection is usually not a serious problem to the health of birds of prey. However, there are reports of morbidity and mortality in high infections affecting birds of prey, with perforation and inflammation of the ventricle and proventriculum mucosa (COULSON et al., 2010).

#### **Phylum Acanthocephala Kohlreuther, 1771**

##### ***Centrorhynchus guira* Lunaschi & Drago, 2010 – Figure 4**

Measurements based on one female: Trunk without spines, 27.11 mm long and wide. Proboscis 966 long by 260 and 300 wide in the portions before and after constriction; armed with 30 longitudinal rows of 18 to 19 hooks each, 8 of which are true hooks, 3 to 4 transitional hooks with alate process and 6 to 8 spiniform hooks. Length of true hooks: 1, 19.0 (6-28); 2, 36.0 (33-40); 3, 37.0 (36-38); 4, 36.0 (36-38); 5, 36.0 (35-38); 6, 39.0 (36-41); 7, 39.0 (36-41); 8, 35.0 (30-40). Roots of the true hooks: 1, 34.0 (28-38); 2, 37.0 (36-38); 3, 33.0 (33-33); 4, 34.0 (31-36); 5, 35.5 (35-36); 6, 44.0 (40-46); 7, 49.0 (45-51); 8, 38.0 (36-46). Transitional hooks with blades 22.1 (13-18) long and root 15.6 (13-20) long. Spiniform hooks 21.5 (20-25) long. Neck wider than long, 40 long by 346 wide. Proboscis receptacle with double muscular wall, 1428 long by 142 wide. Two lemniscs, equal, 1900 long. Reproductive tract measuring from the edge of the uterine bell to the genital pore, 753 in length. Eggs 32 long by 14 wide.

Taxonomic summary:

Site of infection: small intestine.

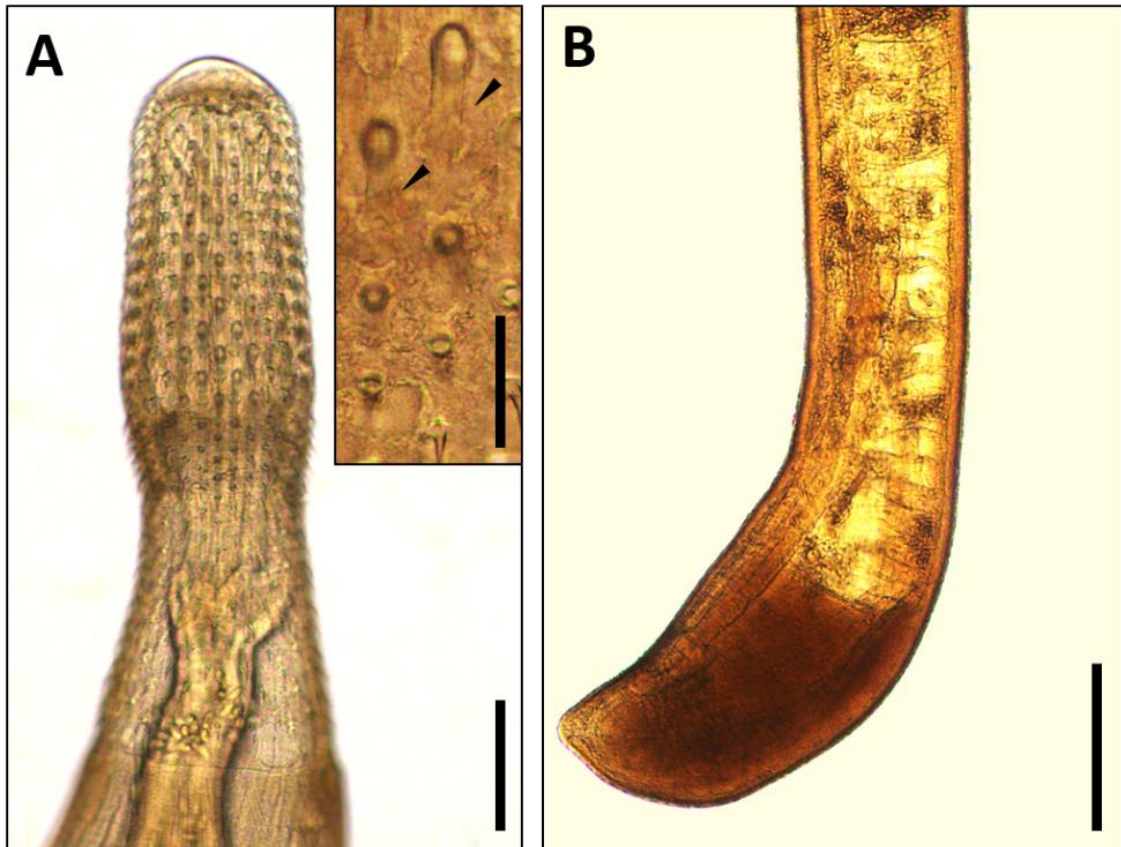
Locality: Paragominas.

Prevalence: 10 %

Mean intensity: 1.0

Mean abundance: 0.1





**Figure 4:** *Centrorhynchus guira* of *M. choliba*. A) Anterior end showing proboscis armed with hooks and proboscis receptacle double-walled. Bar: 200  $\mu$ m. Inset: View of the two last true hooks with strong hoots posteriorly directed (arrowhead), follow by transitional hooks with lateral alate process on roots. Bar: 50  $\mu$ m; B) Posterior end, lateral view. Bar: 50  $\mu$ m.

Comments: Acanthocephalans of the genus *Centrorhynchus* Lühe, 1911 are parasites mainly of birds of prey, with few species known to parasitize birds of other groups (VICENTE et al., 1983; LUNASCHI; DRAGO, 2010; LISITSYNA; GREBEN, 2015; AMIM et al., 2015). A few species can parasitize mammals and reptiles (DIMITROVA; GIBSON, 2005; RICHARDSON et al., 2017). In the Neotropical Region 16 species of *Centrorhynchus* have been identified.

*Centrorhynchus guira* was described in *Guira guira* (Gmelin, 1788) (Cuculiformes, Cuculidae) in Argentina (Lunaschi; Drago, 2010). It was later reported in other cuculid bird, *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758 from Paraguay (Smales, 2013) and *Theristicus caudatus* (Boddaert, 1783) (Pelecaniformes, Threskiornithidae) in Argentina (Lunaschi et al., 2015). *M. choliba* is a new host for *C. guira*.

## Discussion

Parasites of digestive tract parasites are frequently detected in birds of prey in South America (LUNASCHI; DRAGO, 2010; SMALES, 2013; DÍAZ et al., 2017; GRANDÓN-OJEDA et al., 2018; GRANDÓN-OJEDA et al., 2019). Despite this, the knowledge of helminth fauna in this birds in Brazilian territory is still incipient. Since the work of Vicente et al. (1995) little has been published about the helminth fauna of birds of prey in Brazil (JOPPERT, 2007; ANDERY et al., 2013; MELO et al., 2013; OLINDA et al., 2015), with part of the researches using the examination of feces for the diagnosis of gastrointestinal helminths (SILVA et al., 2009; SILVA et al., 2014), which allows only the generic diagnosis of parasites in these birds.

When considering the State of Pará, scientific production is even lower, with few reports (PATITUCCI, 2015).

The known helminth fauna of *M. choliba* in South America count with 13 species of parasites, most of which have been reported in Brazil (table 1), despite its wide distribution in the American continent. Approximately half of these parasites were identified by Joppert (2007). Since then, there have been no records of new gastrointestinal helminths in this species of bird.

## Conclusion

*Megascops choliba* from the eastern Amazon, northern Brazil, were parasitized by four species of helminths: *Dispharynx* sp., *Platynosomum illiciens*, *Subulura forcipata* and *Centrorhynchus guira*. The three last are considered new occurrences in this bird of prey.

## Acknowledgements

(...)

## References

Amato, J. F. R.; Amato, S.B. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: Von Matter S et al. 2009. **Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. Rio de Janeiro, RJ. Technical Books, 2009.

AMIN, O. M. Key to the families and subfamilies of Acanthocephala, with the erection of a new class (Polyacanthocephala) and a new order (Polyacanthorhynchida). **Journal of Parasitology**, v. 73, n. 6, p. 1216-1219, 1987. PMID: 3437357.

AMIN, O. M., HECKMANN, R. A. WILSON, E.; KEELE, B.; KHAN, A. The description of *Centrorhynchus globirostris* n. sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from the pheasant crow, *Centropus sinensis* (Stephens) in Pakistan, with gene sequence analysis and emendation of the family diagnosis. **Parasitology Research**, v. 114, n. 6, p.2291-2299, 2015. <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-015-4424-0>.

BARUŠ, V.; MAŠOVÁ, Š.; KOUBKOVÁ, B.; SITKO, J. *Subulura mackoi* n. sp. (Nematoda: Subuluridae) and the zoogeography of subulurids parasitizing birds. **Helminthologia**, v. 50, n. 1, p. 46-56, 2013. <http://dx.doi.org/10.2478/s11687-013-0107-5>

BirdLife International 2016. *Megascops choliba*. The IUCN Red List of Threatened Species 2016: 2019 [cited 2019 Sep 25]. Available from <https://www.iucnredlist.org/species/22688774/93208267>.

CARREIRA, V. S.; VIEIRA, R. F.; MACHADO, G. F.; LUVIZOTTO, M. C. Feline cholangitis/cholangiohepatitis complex secondary to *Platynosomum fastosum* infection in a cat. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 1 (Suppl 1), p. 184-187, 2008.

CARVALHO, E. P. História Natural, Morfologia, In: **Plano de Ação Nacional para a Conservação de Aves de Rapina**, série n° 5, ICMBIO, Brasília, 2008.

CARVALHO, A. R.; SOUZA-LIMA, S.; DAEMON, E.; TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L. Aspectos quantitativos e morfométricos das infrapopulações de *Platynosomum illiciens*

(Trematoda: Dicrocoeliidae) em *Paroaria dominicana* (Passeriformes: Emberizidae) do estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 4, p. 181-185, 2007. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612007000400001>. PMID: 18373892.

CASTRO, L.S.; ALBUQUERQUE, G. R. Ocorrência de *Platynosomum illiciens* em felinos selvagens mantidos em cativeiro no estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 4, p. 239-241. 2008. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612008000400013>.

CORRÊA, P.; BUENO, C.; VIEIRA, F. M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C. Helminth parasites of *Galictis cuja* (Carnivora, Mustelidae), from localities in the Atlantic forest of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, n. 25, p. 4, p. 407-413, 2016.

COULSON, J.; TAFT, S.; COULSON, T. Gastrointestinal parasites of the swallow-tailed kite (*Elanoides forficatus*), including a report of lesions associated with the nematode *Dispharynx* sp. **Journal of Raptor Research**, v. 44, n. 3, p. 208-214, 2010. <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612016077>.

DENTON, J. F.; RAUSCH, R. The occurrence of *Platynosomum illiciens* Braun, 1901 in a North American hawk. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 16, p. 7-9, 1949.

DE SANTI, M.; ANDRÉ, M. R.; HOPPE, E. G. L.; WERTHER, K. Renal trematode infection in wild birds: histopathological, morphological, and molecular aspects. **Parasitology Research**, v. 117, n. 3, p. 883-891, 2018. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5767-0>.

DRAGO, F. B.; LUNASCHI, L.; CABRERA, N. E.; BARBIERI, L. Helminth parasites of four species of strigiform birds from Central and Northeastern Argentina. **Revista Argentina de Parasitologia**, v. 4, p. 15-23, 2015.

FERNANDES, B. M. M.; MARCIA C. N. JUSTO, M. C. N.; CÁRDENAS, M. Q.; COHEN, S. C. **South American trematodes parasites of birds and mammals**. 1. ed, 516 p., 2015.

GARVIN, M. C.; BATES, J. M.; KINSELLA, J. M. Field techniques for collecting and preserving helminth parasites from birds, with new geographic and host records of parasitic nematodes from Bolivia. **Ornithological Monographs**, v. 48, p. 261-266. 1997. <https://doi.org/10.2307/40157537>.

GRANDÓN-OJEDA, A.; VALDEBENITO, J. O.; MORENO, L.; KINSELLA, J.M.; MIRONOV, S.; CICCHINO, A.; BARRIENTOS, C.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. Gastrointestinal and external parasitism in the Magellanic Horned Owl *Bubo magellanicus* (Strigiformes: Strigidae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 2, p. 161-168, 2018. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-296120180013>.

GRANDÓN-OJEDA, A.; CORTÉS, P.; MORENO, L.; KINSELLA, J. M.; CICCHINO, A.; BARRIENTOS, C.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. Gastrointestinal and external parasites of the Variable hawk *Geranoaetus polyosoma* (Accipitriiformes: Accipitridae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 3, p. 376-382, 2019. <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-296120180013>.

GROSCHAFT, J.; TENORA, F.; VALLE, M. T. Trematodes of the family Dicrocoeliidae Odhner, 1911 from cuban birds. **Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis**, v. 23, p. 579-597, 1975.

JOPPERT, A. M. **Estudo prospectivo das causas de morte de Falconiformes e Strigiformes de vida livre no município de São Paulo**. 2007. 199 f. Tese (Doutorado) Universidade de São Paulo, São Paulo, 2007.

KINSELLA, M.; FOSTER, G.; FORRESTER, D. Parasitic helminths of five species of owls from Florida, U.S.A. **Comparative Parasitology**, v. 68, n. 1, p. 130-134, 2001.

LISITSYNA, O. I., GREBEN, O. B. Acanthocephalans of the genus *Centrorhynchus* (Palaeacanthocephala, Centrorhynchidae) from birds of Ukraine with the description of a new species. **Vestnik zoologii**, v. 49, n. 3, p.195-210, 2015. <http://dx.doi.org/10.1515/vzoo-2015-0022>

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B. A new species of *Centrorhynchus* (Acanthocephala, Centrorhynchidae) endoparasite of *Guira guira* (Aves, Cuculidae) from Argentina. **Helminthologia**, v. 47, n. 1: p. 38-47, 2010. <https://doi.org/10.2478/s11687-010-0007-x>.

LUNASCHI, L. I.; DRAGO, F. B.; DRAGHI, R. Digeneans and acanthocephalans of birds from Formosa Province, Argentina. **Helminthologia**, v. 52, n. 1, p. 17-27, 2015. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4029-z>.

MALDONADO, J. F. The life history and biology of *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Journal of Public Health and Tropical Medicine**, v. 21, p. 17-39, 1945.

MARINI, M. A.; GARCIA, F. I. Conservação de aves no Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, 2005.

MAWSON, P. M. Some Acuariinae (Nematoda) from australian birds. **Transactions of the Royal Society of South Australia Inc.**, v. 106, p. 19-30, 1982.

MOLIN, R. Una monografia del genere *Spiroptera*. **Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften. Mathematisch-Naturwissenschaftliche Classe**, v. 38, p. 911-1005, 1860.

MOTTA-JUNIOR, J. C. Relações tróficas entre cinco Strigiformes simpátricas na região central do Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 14, n. 4, p. 359-377, 2006.

NORONHA, D.; SÁ, M. R.; KNOFF, M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C.; PINTO, R. M. **Adolpho Lutz e a Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz**. Dely Noronha ... [et al.]. – Rio de Janeiro: Museu Nacional, 2009.

PATITUCCI, K. F. **Survey Of Southern Amazonian Bird Helminths**. 2015. 117 f. Dissertação (Mestrado) University of North Dakota, Grand Forks, North Dakota, 2015.

PIACENTINI, V. Q. et al. Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 23, n. 2, p. 91-298, 2015.

PINTO, H. A.; MATI, V. L.; MELO, A. L. New insights into the life cycle of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Parasitology Research**, v. 113, p. 2701-2707, 2014. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-3926-5>

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. Can the same species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) infect both mammalian and avian hosts? **Journal of Helminthology**, v. 90, n. 3, p. 372-376, 2016. <https://doi.org/10.1017/S0022149X15000152>

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; PUJONI, D. G. F.; MELO, A. L. *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) in captive Blacktufted Marmoset *Callithrix Penicillata* (Primates: Cebidae) from Brazil: A morphometric analyses with taxonomic comments on species of *Platynosomum* from nonhuman primates. **Journal of Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 14-21. 2017. <https://doi.org/10.1645/16-1>.

POJMAŃSKA, T. Family Dicrocoeliidae Looss, 1899. In: BRAY, R. A.; GIBSON, D. I.; JONES, A. (Eds) **Keys to the Trematoda**, Volume 3. London, CAB International and Natural History Museum; 2008: p. 233-260.

RICHARDSON, D. J.; SMALES, L. R.; GHORBANI, M. N.; HALAJIAN, A. *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from Stray Dogs (*Canis familiaris*) in Qom Iran. **Comparative Parasitology**, v. 84, n. 2, p. 159-162, 2017. <https://doi.org/10.1654/1525-2647-84.2.159>.

SANTORO, M.; MATTIUCCI, S.; NASCETTI, G.; KINSELLA, J. M.; DI PRISCO, F. et al. Helminth Communities of Owls (Strigiformes) Indicate Strong Biological and Ecological Differences from Birds of Prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. **Plos One** 2012; v. 7, n. 12, e53375. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0053375>.

SILVA, K. S. M.; SILVA, R. J.; PEREIRA, W. L. A. Occurrence of infection by *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) in captive neotropical primates. **Primates**, v. 53, n. 1, p. 79-82, 2012. <https://doi.org/10.1007/s10329-011-0281-3>.

SMALES, L. R. Acanthocephala including the descriptions of new species of *Centrorhynchus* (Centrorhynchidae) and the redescription of *Lueheia inscripta* (Westrumb, 1821) (Plagiorhynchidae) from birds from Paraguay South America. **Revue suisse de Zoologie**, v. 120, n. 2, p. 175-202, 2013.

STRACHAN, A. A. Eye worms of the family Thelaziidae from Brazilian birds. **Canadian Journal of Zoology**, v. 35, p. 179-187, 1957.

SU, Y. C.; FEI, A. C. Y. Endoparasites of the Crested Goshawk, *Accipiter trivirgatus formosae*, from Taiwan, Republic of China. **Comparative Parasitology**, v. 71, n. 2, p. 178-183, 2009. <https://doi.org/10.1654/4107>

TOMÁS, A.; REBELO, M. T.; FONSECA, I. P. Occurrence of helminth parasites in the gastrointestinal tract of wild birds from Wildlife Rehabilitation and Investigation Centre of Ria Formosa in southern Portugal. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 8, p. 13-20, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2016.12.008>.

TRAVASSOS, L. Contribuições para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira. XX. Revisão dos Acanthocephalos brasileiros. Parte II. Familia Echinorhynchidae Hamann,

1892, Sub-fam. Centrorhynchinae Travassos, 1919. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 19, n. 1, p. 31-125, 1926.

TRAVASSOS, L.; FREITAS, J. F. T.; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 67, n. 1, p. 1-886. 1969.

VICENTE, J. J., DE OLIVEIRA, R. H., CORREA, G. D., & PINTO, R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, p.1-273, 1995.