

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY
RIBEIRO – UENF**

JULIANA SOUZA RIBEIRO

**FAUNA ENDOPARASITÁRIA DE *Colomesus psittacus*
(OSTEICHTHYES, TETRAODONTIFORMES) DO MUNICÍPIO DE
RAPOSA, ILHA DE UPAON-AÇU, ESTADO DO MARANHÃO, BRASIL**

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

MAIO – 2022

JULIANA SOUZA RIBEIRO

**FAUNA ENDOPARASITÁRIA DE *Colomesus psittacus*
(OSTEICHTHYES, TETRAODONTIFORMES) DO MUNICÍPIO DE
RAPOSA, ILHA DE UPAON-AÇU, ESTADO DO MARANHÃO, BRASIL**

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro como requisito para obtenção do grau de Doutora junto ao Programa de Pós-graduação em Ciência Animal.

Orientadora: Prof^a Dr^a. Nicole Brand Ederli

Co-orientador: Prof. Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

MAIO – 2022

JULIANA SOUZA RIBEIRO

**FAUNA ENDOPARASITÁRIA DE *Colomesus psittacus*
(OSTEICHTHYES, TETRAODONTIFORMES) DO MUNICÍPIO DE
RAPOSA, ILHA DE UPAON-AÇU, ESTADO DO MARANHÃO, BRASIL**

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro como requisito para obtenção do grau de Doutora junto ao Programa de Pós-graduação em Ciência Animal.

Aprovada em 02 de maio de 2022.

BANCA EXAMINADORA

Dr. Edwards Frazão Teixeira (Doutor, Ciência Animal-Sanidade Animal) – FIOCRUZ

Dr^a. Samira Salim Mello Gallo (Doutora, Ciência Animal-Sanidade Animal) – UENF

Prof. Dr. Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira (Doutor, Ciências Veterinárias-Parasitologia Veterinária) – UENF
(Co-orientador)

Prof^a-Dr^a. Nicole Brand Ederli (Doutora, Ciência Animal-Sanidade Animal) – UFF
(Orientadora)

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus por me sustentar nos momentos difíceis ao longo dessa jornada e pela dádiva desta conquista;

Aos meus pais, Jamil Fiuza Ribeiro e Solange Ferreira de Souza Ribeiro, pelo incentivo aos estudos, pela paciência e apoio emocional nos momentos de dificuldades e alegrias durante todo o curso;

Ao meu irmão, Thiago Souza Ribeiro, por compreender o tempo que, muitas das vezes, não pude lhe dedicar devido aos estudos, pelo carinho em todos os momentos e por ser a razão desta minha caminhada;

Ao meu esposo, Geandro de Assis Nascimento, por me apoiar e incentivar em todos os momentos;

Aos meus familiares e amigos mais chegados que irmãos pela torcida desta conquista;

À professora Nicole Brand Ederli por todo meu aprendizado como pesquisadora, que por meio da sua orientação atenciosa e paciente, foi imprescindível para minha caminhada até aqui e para meu aprendizado de Taxonomia;

Ao professor Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira pela receptividade e coorientação;

Aos docentes que participaram da banca examinadora de projeto, de qualificação e de defesa deste trabalho;

Aos companheiros de laboratório, pelos momentos de apoio, compreensão e descontração durante esse período;

Àqueles que contribuíram direta ou indiretamente para a realização desta pesquisa;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudo;

À Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF) pela ótima formação.

RESUMO

RIBEIRO, Juliana Souza. **Fauna endoparasitária de *Colomesus psittacus* (osteichthyes, tetraodontiformes) do município de Raposa, ilha de Upaon-Açu, estado do Maranhão, Brasil.** 2022. 130 p. Tese (Doutorado em Ciência Animal, Sanidade Animal). Orientadora: Dr^a. Nicole Brand Ederli. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, RJ.

Colomesus psittacus, popularmente conhecido como baiacu, é caracterizado por apresentar pele dura e duas placas dentárias. Além disso, ele possui três mecanismos de defesa contra predadores e situações estressantes: inflação do abdômen, produção e acúmulo de veneno e aposematismo. Sua fauna parasitária é pouco conhecida, pois existem seis endoparasitos descritos, todos no Brasil. Visto isso, o presente trabalho teve como objetivo avaliar as espécies de parasitos que acometem *C. psittacus* do município de Raposa, Maranhão. Um total de 45 baiacus foram coletados e mortos por asfixia. Durante a necropsia, os órgãos foram separados individualmente em placas de Petri contendo solução salina a 0,65% e dissecados sob estereomicroscópio. O trato gastrintestinal foi separado em esôfago, estômago e intestino, sendo estes abertos individualmente e seu conteúdo passado em tamís com malha de 0,025 mm. Os nematodeos encontrados foram conservados em etanol 70%, clarificados em lactofenol de Amann e montados entre lâmina e lamínula. Alguns espécimes de trematoda foram fixados em solução formalina, clivados, processados, clarificação em Xilol, impregnados em parafina, cortados, corados com Hematoxilina e Eosina e montados entre lâmina e lamínula. Outros espécimes foram corados com Carmim Borax Alcoólico de Grenacher, Carmim de Semichon, Hematoxilina de Delafield e de Mayer ou Tricrômico de Gomori e montados entre lâmina e lamínula com goma de Dammar. Todas as lâminas foram observadas, mensuradas e esquematizadas sob microscópio óptico. O comprimento total dos *C. psittacus* variou de 15 a 32 cm ($22 \text{ cm} \pm 4,20$) e o comprimento padrão variou de 11 a 28 cm ($18 \text{ cm} \pm 3,69$). Aproximadamente, 93% dos hospedeiros estavam infectados com pelo menos uma espécie de parasito, incluindo: Acanthocephala (11%), Cestoda (2%), Digenea

(53%), Monogenoidea (44%), Nematoda (76%), Copepoda (2%), Isopoda (2%) e Hirudinea (9%). Foram coletados *Bianium macropharingea* n. sp., larvas de terceiro estágio (L3) de *Contracaecum* sp., *Cucullanus maranhensis* n. sp., *C. marajoara* e *Philomneta brasiliensis* n. sp.. Este é o primeiro relato de *Bianium* no Brasil e parasitando o gênero *Colomesus*, de larva de terceiro estágio de *Contracaecum* no gênero *Colomesus*, além de nova região zoogeográfica de *C. marajoara* e *Philometra* em *C. psittacus*. Logo, o presente trabalho demonstra uma riqueza parasitária nesses peixes que contribui para o enriquecimento taxônomico da biodiversidade parasitária.

Palavras-chave: Acanthocephala, Cestoda, Trematoda, Nematoda, *Contracaecum*.

ABSTRACT

RIBEIRO, Juliana Souza. **Endoparasitic fauna of *Colomesus psittacus* (Osteichthyes, Tetraodontiformes) from Raposa municipality, Upaon-Açu island, Maranhão state, Brazil.** 2022. 130 p. Thesis (PhD in Animal Sciences, Animal Health). Advisor: Dr^a. Nicole Brand Ederli. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, RJ.

Colomesus psittacus, popularly known as pufferfish, is characterized by having hard skin and two dental plates. In addition, it has three defense mechanisms against predators and stressful situations: abdômen inflation, production and accumulation of venom, and aposematism. Its parasitic fauna is poorly known, as there are six endoparasites described, all in Brazil. In view of this, the present work aimed to evaluate the species of parasites that affect *C. psittacus* in the municipality of Raposa, Maranhão. A total of 45 pufferfish were collected and killed by suffocation. During necropsy, the organs were separated individually in Petri plates with 0.65% saline solution and disseminated under a stereomicroscope. The gastrointestinal tract was separated into the esophagus, stomach and intestine, which were individually separated and passed through a sieve with a mesh size of 0.025 mm. The nematodes found were preserved in 70% ethanol, clarified in Amann's lactophenol and mounted between slide and coverslip. Some specimens of Trematoda were fixed in formaline solution, cleaved, processed, clarified in Xyline, embedded in paraffin, cut, stained with hematoxylin and eosin and mounted between slide and coverslip. Others were stained with Grenacher's Alcoholic Borax Carmine, Semichon's Carmine, Delafield's and Mayer's Hematoxylin or Gomori's Trichrome and mounted between slide and coverslip with Dammar gum. All slides and were observed, measured schematically under optical microscope. The total length of *C. psittacus* ranges from 15 to 32 cm (22 cm \pm 4.20) and the standard length ranges from 11 to 28 cm (18 cm \pm 3.69). Approximately 93% of hosts were infected with, at least, one species of parasite, including: Acanthocephala (11%), Cestoda (2%), Digenea (53%), Monogenoidea (44%), Nematoda (76%), Copepoda (2%), Isopoda (2%) and Hirudinea (9%). There were collected *Bianium macropharingea* n. sp., third stage larvae (L3) of *Contracaecum* sp.,

Cucullanus maranhensis n. sp., *C. marajoara*, and *Philomneta brasiliensis* n. sp.. This is the first report of *Bianium* in Brazil and parasitizing the genus *Colomesus*, the third stage larvae of *Contracecum* in the genus *Colomesus*, in addition to a new zoogeographic region of *C. marajoara* and *Philometra* in *C. psittacus*. Therefore, the present work demonstrates a parasitic richness in these fish that contributes to the taxonomic enrichment of parasitic biodiversity.

Key words: Acanthocephala, Cestoda, Trematoda, Nematoda, *Contracecum*.

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. <i>Colomesus psittacus</i> . Fonte: Clinton e Robertson (2011).....	25
Figura 2. Imagem de satélite da distribuição geográfica de <i>Colomesus psittacus</i> . Fonte: Red List (2017b).....	27
Figura 3. Micrografias do microsporídeo <i>Loma psittaca</i> , parasito intestinal de <i>Colomesus psittacus</i> da região estuarina do rio Amazonas, município Cametá, estado do Pará, Brasil. A: imagem de microscopia óptica com contraste diferencial de fases de um grupo de esporos frescos. Barra:10 µm. B: imagem de microscopia óptica com contraste diferencial de fases de um esporo maduro fresco isolado. Barra: 10 µm. C: imagem de microscopia eletrônica de transmissão de uma seção semi-fina do xenoma, mostrando a parede (W) e a matriz do xenoma contendo numerosos esporos. Barra: 50 µm. Fonte: Casal et al. (2009).....	33
Figura 4. Desenho esquemático feito a partir de imagens de microscópicas da evolução sequencial do desenvolvimento do plasmódio de <i>Triangulamyxa psittaca</i> , aderido à bexiga urinária de <i>Colomesus psittacus</i> da região estuarina do rio Amazonas, município Cametá, estado do Pará, Brasil, de acordo com os três períodos de amostragem. A: no primeiro período, o plasmódio de estágio 1 com formato arredondado e afilamento para contato com o epitélio do hospedeiro através do estabelecimento de alguns pseudópodes. B: no segundo período, o plasmódio de estágio 2 com uma maior superfície de contato com o epitélio do hospedeiro e vários outros pseudópodes. C: no terceiro período, o plasmódio de estágio 3 achatado contra o epitélio do hospedeiro e com	

uma zona de contato muito desenvolvida. Os esporos contidos nos pansporoblastos apresentam um desenvolvimento polisporico. Epitélio do hospedeiro (H) e esporo (S). Fonte: Rocha et al. (2011).....

34

Figura 5. Imagens de microscopia óptica do parasitismo de *Rohdella* sp. no intestino de *Colomesus psittacus* do município Cametá, estado do Pará, Brasil. A: parasito com região anterior retrátil exposta. Detalhe - parasito entre lâmina e lamínula corado com Carmim Alcoólico. Ampliação: 4x. B: hipertrofia da mucosa muscular (*) adjacente ao parasito (cabeça de seta). Ampliação: 4x. Barra: 200 µm. C: detalhe do ponto de inserção das projeções do disco adesivo do parasito, marcando a membrana da mucosa intestinal (I). Ampliação: 40x. Barra: 40 µm. D: parasito fixado à membrana da mucosa pelo disco adesivo (cabeça de seta). Observe o estrangulamento (S) e a hiperplasia do tecido, que se tornou desarranjado (cabeça de seta). Ampliação: 40x. Barra: 40 µm. Fonte: Silva (2013).....

35

Figura 6. *Rohdella* sp. coletado do intestino de *Colomesus psittacus* do município Cametá, estado do Pará, Brasil. A: imagem de microscopia óptica (corte longitudinal) evidenciando o disco adesivo do parasito (cabeças de setas) adjacente à membrana da mucosa intestinal. Ampliação: 10x. Barra: 400 µm. B: imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando o disco adesivo (cabeças de setas). Barra: 200 µm. Detalhe: marca ovoide ou discoide na membrana da mucosa intestinal correspondente à marca deixada pelo disco adesivo do parasito (cabeça de seta). Barra: 300 µm. Fonte: Silva (2013).....

36

- Figura 7.** Desenho de *Rohdella amazonica* coletado de *Colomesus psittacus* do rio Tocantins, município Cametá, estado do Pará, Brasil. Barra: 500 µm. Fonte: Giese et al. (2015)..... 37
- Figura 8.** Imagens de microscopia óptica de larvas de terceiro estágio de *Gnathostoma* sp. coletadas de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. A: região anterior, evidenciando os espinhos em seis fileiras (seta) e saco cervical (*). Barra: 500 µm. B: região posterior, evidenciando o ânus (seta) e pequena projeção pontiaguda “mucron” (m). Barra: 100 µm. Fonte: Pinheiro et al. (2017)..... 38
- Figura 9.** Imagens de microscopia eletrônica de varredura de larvas de terceiro estágio de *Gnathostoma* sp. coletadas de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. A: vista apical da região anterior evidenciando seis círculos de espinhos descontínuos (*), lábios (l) e três pares de espinhos dorsais e ventrais no bulbo cefálico (seta). Barra: 50 µm. B: vista lateral da região posterior evidenciando o ânus (a) e mucron (m). Barra: 100 µm. Fonte: Pinheiro et al. (2017)..... 39
- Figura 10.** Desenho de *Cucullanus marajoara* coletado de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. A: região anterior. Barra: 100 µm. B: vista lateral da região posterior do macho. Barra: 100 µm. C: vista ventral da região posterior do macho. Barra: 150 µm. D: vista lateral da região da vulva. Barra: 100 µm. E: vista lateral da região posterior da fêmea. Barra: 200 µm. F: Ovos do ovojector. Barra: 100 µm. Fonte: Pinheiro et al. (2018)..... 40
- Figura 11.** Ciclo de vida da família Lepocreadiidae. (A) ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo

(peixes teleósteos marinhos); (B) primeiro hospedeiro intermediário (gastrópodes) ingere os ovos; (C) no interior do primeiro hospedeiro intermediário, os ovos vão eclodir e originar esporocistos que irão diferenciar-se em rédeas e, posteriormente, em cercarias; (D) cercarias vão encistar um segundo hospedeiro intermediário, que pode ser um organismo invertebrado ou vertebrado (peixe), e se transformar em metacercaria; (E) hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a metacercaria e nesse o verme atinge a forma adulta. Baseado em Soares (2015).....

43

Figura 12. Ciclo de vida de filometrídeos. (A) L1 são liberadas no ambiente quando as fêmeas grávidas entram em contato com a água e explodem (sensibilidade osmótica); (B) copépodes ou ostracode (hospedeiros intermediários) são infectados após a ingestão da L1 de vida livre; (C) ocorrem duas mudas (L1 → L2 → L3) na hemocele do hospedeiro intermediário, que libera para o ambiente a L3; (D) L3 é então infectante para o peixe hospedeiro definitivo. Baseado em Moravec e Buron (2013).....

48

Figura 13. Ilha de Upaon-Açu, em destaque o município de Raposa, local de coleta dos exemplares de *Colomesus psittacus*.
Fonte: Rebêlo (2001).....

54

Figura 14. Curral de pesca onde foram coletados os exemplares de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **Fonte:** Arquivo pessoal.....

55

Figura 15. Técnica de coloração com Carmim Borax Alcoólico de Grenacher e Hematoxilina de Mayer utilizada em

	trematodeos coletados dos exemplares de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. Fonte: Baseada em Amato et al. (1991).....	58
Figura 16.	Técnica de coloração com Carmim de Semichon e Hematoxilina de Delafield utilizada em trematodeos coletados dos exemplares de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. Fonte: Baseada em Amato et al. (1991).....	59
Figura 17.	Técnica de coloração com Tricrômico de Gomori utilizada em trematodeos coletados dos exemplares de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. Fonte: Baseada em Amato et al. (1991).....	60
Figura 18.	Espécimes de <i>Bianium macropharingea</i> n. sp. coletados de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. (A) imagem de microscopia óptica do espécime corado com carmim Borax Alcoólico de Grenacher evidenciando (vo) ventosa oral, (f) faringe, (vv) ventosa ventral, (o) ovo, (t) testículos, (s) 'scoop', (c) cecos e (a) ânus; (B) imagem de microscopia óptica do espécime corado com Hematoxilina de Delafield evidenciando (vo) ventosa oral, (f) faringe, (vv) ventosa ventral, (s) 'scoop' e (pg) poro genital; (C) imagem de microscopia óptica do espécime corado com Tricrômico de Gomori evidenciando (f) faringe, (c) cirro (vv) ventosa ventral e (pg) poro genital; (D) imagem de microscopia óptica do espécime corado com Tricrômico de Gomori evidenciando (o) ovo.....	67
Figura 19.	Imagem de microscopia óptica do corte histológico do espécime <i>Bianium macropharingea</i> n. sp. coletado de	

	<i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. (a) ânus.....	68
Figura 20.	<i>Bianium macropharingea</i> n. sp. coletado de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil.....	69
Figura 21.	Imagem de microscopia óptica das larvas de terceiro estágio de <i>Contracaecum</i> sp. coletadas de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. (A) corpo inteiro evidenciando (av) apêndice ventricular; (B) região anterior evidenciando (e) esôfago, (a) anel nervoso e (ci) ceco intestinal; (C) região anterior evidenciando (l) lábios, (d) dente, (pe) poro excretor e (e) esôfago; (D) região posterior evidenciando (gr) glândulas retais e (a) ânus.....	71
Figura 22.	Larva de terceiro estágio de <i>Contracaecum</i> sp. coletado de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. A: corpo vista frontal; B: região anterior vista frontal; C: região posterior vista lateral.....	72
Fihura 23.	Imagem de microscopia óptica de <i>Cucullanus marajoara</i> coletados de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. A: região anterior vista frontal; B: região posterior masculina vista lateral; C: região da vulva vista lateral; D: região posterior feminina vista lateral. Barra: 100µ.....	76
Figura 24.	<i>Cucullanus marajoara</i> coletado de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. A: região anterior vista frontal; B: região anterior vista lateral; C: região posterior masculina vista lateral; D: região posterior feminina	

vista lateral; **E:** região da vulva vista lateral..... 77

Figura 25. Imagem de microscopia óptica de *Cucullanus maranhensis* n. sp. coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **A:** região anterior vista frontal; **B:** região posterior masculina vista lateral feminina; **C:** região anterior vista frontal, → evidenciando o derídeo; **D:** região posterir vista lateral masculina..... 81

Figura 26. Gônadas e filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(A)** gônadas inteiras de *Colomesus psittacus*; **(B)** imagem observada sob o estereomicroscópio de *Philometra brasiliensis* sp. n. encistadas dentro das gônadas de *Colomesus psittacus*; **(C)** imagem observada sob o estereomicroscópio da presença de ovos dentro das gônadas de *Colomesus psittacus* encistadas por *Philometra brasiliensis* sp. n. **Fonte:** Arquivo pessoal..... 84

Figura 27. Filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(SG)** corpo inteiro da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp.; **(G)** corpo inteiro da fêmea grávida de *Philometra brasiliensis* n. sp. **Fonte:** Arquivo pessoal..... 85

Figura 28. Imagem de microscopia óptica dos filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(A)** região cefálica da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., barra: 100 µm; **(B)** útero repleto de ovos da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., barra: 50 µm; **(C)** região posterior da

<p>fêmea subgrávida de <i>Philometra brasiliensis</i> n. sp., com → evidenciando a papila caudal, barra: 100 µm; (D) útero repleto de larvas e ovos da fêmea grávida de <i>Philometra brasiliensis</i> n. sp., barra: 100 µm.....</p>	86
<p>Figura 29. <i>Philimetra brasiliensis</i> n. sp. coletada de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. Região anterior vista frontal.....</p>	87
<p>Figura 30. <i>Philimetra brasiliensis</i> n. sp. coletado de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. Região posterior vista lateral.....</p>	88
<p>Figura 31. Dois espécimes vivos de <i>Philometra robusta</i> sp. n. nas mãos de um dos autores (H. Moller). Fonte: Moravec et al. (1992)...</p>	106

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Parasitos coletados dos 45 espécimes de <i>Colomesus psittacus</i> do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil.....	64
Tabela 2. Medidas em micrômetros de larvas de terceiro estágio de <i>Contraecum</i> sp. de diferentes espécies de peixes.....	99
Tabela 3. Características morfológicas e morfométricas das espécies de <i>Philometra</i> de Tetraodontidae.....	108

LISTA DE SIGLAS

CCTA – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias

cm – Centímetro

DIC – Microscópio óptico com contraste diferencial de fases

g – Gramas

HV – Hospital Veterinário

IUCN – União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais

LMPA – Laboratório de Morfologia e Patologia Animal

L1 – Larva de Primeiro Estádio

L2 – Larva de Segundo Estádio

L3 – Larva de Terceiro Estádio

L4 – Larva de Quarto Estádio

MET – Microscópio Eletrônico de Transmissão

MEV – Microscopia Eletrônica de Varredura

mm – Milímetro

NUPAP – Núcleo de Pesquisas Avançadas em Parasitologia

sp.1 – Espécie 1

sp.2 – Espécie 2

UENF – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro

µm – Micrômetro

% - Porcentagem

°C – Grau Celsius

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	20
2.	JUSTIFICATIVA.....	21
3.	OBJETIVOS.....	22
3.1.	GERAL.....	22
3.2.	ESPECÍFICOS.....	22
4.	REVISÃO DA LITERATURA.....	23
4.1.	MARÉS MARANHENSE.....	23
4.2.	O BAIACU.....	23
4.2.1.	Taxonomia.....	26
4.2.2.	Distribuição e Habitat.....	26
4.2.3.	Reprodução e Alimentação.....	28
4.2.4.	Importância Econômica.....	28
4.3.	PARASITISMO EM AMBIENTES AQUÁTICOS.....	29
4.3.1.	Parasitas de <i>Colomesus psittacus</i>.....	30
4.3.2.	Parasitas encontrados neste estudo.....	41
4.3.2.1.	<i>Bianium</i> Stunkard, 1930 (Trematoda).....	41
4.3.2.2.	<i>Contraeaecum</i> Railliet & Henry, 1912 (Nematoda).....	44
4.3.2.3.	<i>Cucullanus</i> Müller, 1777 (Nematoda).....	45
4.3.2.4.	Philometridae Baylis & Daubney, 1926 (Nematoda).....	46
5.	MATERIAL E MÉTODOS.....	53
5.1.	LOCAL E COLETA DOS PEIXES.....	53
5.2.	NECROPSIAS E COLETAS DOS PARASITOS.....	56
5.3.	PROCESSAMENTO DOS PARASITOS.....	56
5.3.1.	Microscopia de Luz.....	56
5.4.	ÍNDICES ECOLÓGICOS.....	61

5.5.	IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS.....	62
6.	RESULTADOS.....	63
6.1.	LEPOCREADIIDAE.....	65
6.2.	<i>Contracaecum</i> sp.....	70
6.3.	<i>Cucullanus</i> spp.....	73
6.3.1.	<i>Cucullanus marajoara</i>.....	73
6.3.2.	<i>Cucullanus maranhensis</i> n. sp.....	78
6.4.	<i>Philometra brasiliensis</i> n. sp.....	82
7.	DISCUSSÃO.....	89
7.1.	Lepocreadiidae.....	89
7.2.	<i>Contracaecum</i> sp.....	95
7.3.	<i>Cucullanus</i> spp.....	100
7.4.	<i>Philometra brasiliensis</i> n. sp.....	103
8.	CONCLUSÃO.....	111
9.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	112

1. INTRODUÇÃO

A Ilha Upaon-Açu, localizada no estado do Maranhão, é popularmente conhecida como Ilha de São Luís, onde além da capital, localizam-se os municípios Paço do Lumiar, São José de Ribamar e Raposa. O município de Raposa faz parte da microrregião da aglomeração urbana de São Luís, mesorregião do norte maranhense. Raposa é um destino alternativo à visita da capital São Luís do Maranhão, pois tem como principais ecossistemas praias, dunas e manguezais e uma economia voltada para pesca e artesanato.

Nas águas de Raposa, a espécie *Colomesus psittacus* (Bloch & Schneider, 1801), popularmente conhecido como Baiacu, pode ser facilmente encontrada. Esse peixe é caracterizado pela habilidade de inflar seu abdômen em momentos de estresse ou perigo e produzir toxinas. Dessa forma, tal espécie é um produto acessório da pesca artesanal, que na maioria das vezes é imediatamente descartada por ser venenosa, mas pode ser exportada para ornamentação de aquários. Embora não faça parte do cardápio dos brasileiros, algumas espécies da mesma família que *C. psittacus* são bastante apreciadas pelos povos asiáticos.

A respeito da fauna parasitária de *C. psittacus*, há somente seis estudos e todos foram realizados no Brasil. As regiões Norte e Sudeste do país são as que detêm um maior número de pesquisas voltadas para a diversidade parasitológica de peixes, mesmo assim esses estudos com *C. psittacus* estão concentrados somente em dois municípios do estado do Pará, onde foram identificadas duas espécies de protozoários, duas de trematodeos e duas de nematodeos. Portanto, ainda não existe nenhuma espécie de cestóide, acantocéfalo e ectoparasito descrita nesse peixe.

Os parasitos constituem grande parte da diversidade biológica das comunidades e propiciam informações relevantes sobre seus hospedeiros e meio ambiente. Contudo, apesar de sua importância, a biodiversidade parasitária de *C. psittacus* é praticamente desconhecida, o que torna impossível saber quais são suas consequências para a cadeia alimentar do ecossistema no qual ele vive e se ele está servindo como hospedeiro de espécies já conhecidas ou novas espécies de parasitos.

2. JUSTIFICATIVA

Colomesus psittacus é uma espécie carnívora que faz parte da dieta de alguns peixes, inclusive de valor comercial. Devido ao seu envolvimento nesta cadeia alimentar, esse peixe pode estar atuando como hospedeiro paratênico, intermediário ou definitivo de diferentes espécies de parasitos, que podem até infectar os seres humanos. Apesar desse peixe não fazer parte do cardápio dos brasileiros, *C. psittacus* tem importância na economia do país por ser utilizado para ornamentação de aquários e nesse caso o Brasil está na lista dos principais exportadores. Portanto, uma pesquisa a respeito da fauna parasitária que acomete *C. psittacus* no Brasil faz-se necessária, uma vez que há poucos estudos no país com esses hospedeiros, a fim de ampliar o conhecimento sobre sua diversidade de parasitos, já que ela influencia sua população e, possivelmente, a de outros peixes.

3. OBJETIVOS

O presente trabalho pretende ampliar o conhecimento sobre a diversidade parasitária de *C. psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil.

3.1. GERAL

Avaliar a fauna parasitária que acomete *C. psittacus*.

3.2. ESPECÍFICOS

- Analisar os índices ecológicos da comunidade parasitária de *C. psittacus*;
- Descrever os dados morfológicos e morfométricos das espécies de parasitos coletados;
- Diagnosticar as espécies de endoparasitos que acometem esses peixes.

4. REVISÃO DA LITERATURA

4.1. MARÉS MARANHENSES

O estado do Maranhão tem a terceira maior variação de marés do mundo e a maior do Brasil. A diferença entre maré alta e a maré baixa pode chegar a oito metros, em apenas seis horas. No município de Raposa, as correntes de marés podem chegar a sete metros por segundo de velocidade, com amplitude entre quatro a sete metros. Tal fenômeno se dá pelo formato do litoral, fases da lua e pela proximidade com a Linha do Equador (MARANHÃO, 1998).

A paisagem das praias maranhenses muda constantemente devido ao sobe e desce das marés. A faixa de areia praticamente some na maré alta, já na maré baixa, ela pode chegar a dois quilômetros até o mar. Nas marés de lua nova e cheia, as águas ficam turvas devido a força das correntes que arrastam sedimentos para o mar. Nas marés de quarto crescente e quarto minguante, as águas ficam transparentes e podem ganhar os tons de verde e azul, uma vez que as correntezas são mais leves (G1, 2017).

4.2. O BAIACU

A família Tetraodontidae Bonaparte, 1832 é composta por 193 espécies de peixes, classificadas em 28 gêneros (FRICKE et al., 2020). Esses animais são principalmente caracterizados por apresentarem pele dura (coberta ou não por pequenas escamas), duas placas dentárias (uma superior e outra inferior) tipo bico, dividida na região mediana por uma sutura, dando origem a quatro dentes fundidos, uma abertura de brânquias tipo fenda na região anterior à base de cada nadadeira peitoral, nadadeiras dorsal, anal e caudal única, ausência de nadadeiras pélvicas, de espinhas finas e de costelas (ALLEN; RANDALL, 1977; KREBS; DAVIES, 1993; ALLEN; ERDMANN, 2012). Além disso, eles possuem três mecanismos de defesa contra predadores e situações estressantes: inflação do abdômen em forma de balão

(com água ou ar), produção e acúmulo de veneno (toxinas como tetrodotoxina / saxitoxina no fígado e na pele) de toxicidade variada de acordo com as espécies, área geográfica e estação do ano e aposematismo, ou seja, anunciam sua impalatabilidade através de coloração (barras transversais dorsais pretas de advertência ou alerta) (KREBS; DAVIES, 1993; ALLEN; ERDMANN, 2012).

Os casos de envenenamento humano fatais são numerosos em vários países, inclusive no Brasil, pela ingestão dessas espécies, pois suas toxinas são termoestáveis, ou seja, não são destruídas pela cocção ou congelamento. Elas atuam no bloqueamento do lócus extracelular dos receptores de sódio de voltagem dependente, o que impossibilita a despolarização e a propagação do potencial de ação nas células nervosas. Dessa maneira, o paciente vai a óbito devido à paralisia muscular, depressão respiratória e falência circulatória (AMARAL et al., 2013; HADDAD JUNIOR, 2015).

O gênero *Colomesus* Gill, 1884 é formado, atualmente, por três espécies distinguidas a partir de técnicas moleculares e da morfologia: *C. psittacus* (presença de retalhos cutâneos e presença ou ausência de uma barra escura abaixo do pedúnculo caudal), *C. asellus* (Müller & Troschel, 1849) (presença de retalhos cutâneos e de uma barra escura abaixo do pedúnculo caudal) e *C. tocantinensis* Amaral et al., 2013 (ausência de retalhos cutâneos e presença ou ausência de uma barra escura abaixo do pedúnculo caudal). Além disso, *C. psittacus* é marinho / estuarino encontrado em alguns países das Américas Central e do Sul, enquanto *C. asellus* e *C. tocantinensis* são espécies de água doce e que habitam da Amazônia ao Peru e a drenagem do Alto Tocantins, respectivamente (AMARAL et al., 2013).

A fauna parasitária do gênero *Colomesus* é pouco conhecida, pois existem somente seis endoparasitos descritos em *C. psittacus* (CASAL et al., 2009; ROCHA et al., 2011; SILVA et al., 2013; GIESE et al., 2015; PINHEIRO et al., 2017; 2018) e um ectoparasito em *C. asellus* (THATCHER; BOEGER, 1983). *Colomesus psittacus* (Figura 1) é conhecido mundialmente como “*Banded Puffer*” (AMARAL et al., 2013) e popularmente, no Brasil, como Baiacu, Baiacu-papagaio ou Mamaiacu (CAMARGO; MAIA, 2008).



Figura 1. *Colomesus psittacus*. **Fonte:** Clinton e Robertson (2011).

4.2.1. Taxonomia

Reino: Animalia Linnaeus, 1758

Filo: Chordata Haeckel, 1874

Classe: Actinopterygii Klein, 1885

Ordem: Tetraodontiformes Berg, 1940

Família: Tetraodontidae Bonaparte, 1832

Gênero: *Colomesus* Gill, 1884

Espécie: *Colomesus psittacus* (Bloch & Schneider, 1801)

4.2.2. Distribuição e Habitat

Colomesus psittacus está distribuído na América Central (AMARAL et al., 2013) e América do Sul. No Atlântico Ocidental, essa espécie tem extensão do Parque Nacional Natural Tayrona (Colômbia), para a região do Golfo de Paria e do Rio Orinoco (leste da Venezuela), até o Estado do Sergipe (Brasil), sendo que no Brasil é mais encontrado em estuários da Bacia Amazônica (Figura 2) (CERVIGÓN et al., 1992; CAMARGO; MAIA, 2008; BETANCUR-R et al., 2010; AMARAL et al., 2013). De acordo com a Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais (UICN), *C. psittacus* também está presente nos Estados Unidos, Bahamas, Ilhas Caimã, Jamaica, Haiti, Granada, Guiana, Suriname, Guiana Francesa (RED LIST, 2017a).

Segundo Krumme et al. (2007), *C. psittacus* é uma espécie dominante, tanto em número como em proporção, nos manguezais do norte do país, além de ser uma das principais espécies dos canais de maré durante o ano todo (19 a 52% da massa total de capturas) (GIARRIZZO; KRUMME, 2009). Esse peixe é demersal (tem capacidade de nadar, mas vive grande parte do tempo em associação com o substrato) de águas marinhas (até 40m de profundidade) e estuarinas (CERVIGÓN et al., 1992).



Figura 2. Imagem de satélite da distribuição geográfica de *Colomesus psittacus* em amarelo. **Fonte:** Red List (2017b).

4.2.3. Reprodução e Alimentação

Colomesus psittacus é dioico (PINHEIRO, 2010) e atinge a maturidade sexual por volta de 18 cm de comprimento total, mas pode chegar até 30 cm aproximadamente (GIARRIZZO et al., 2010). Tal espécie tem atividade reprodutiva relativamente durante todo o ano, principalmente nos manguezais brasileiros, onde completa seu ciclo de vida (GIARRIZZO; KRUMME, 2009).

Esse peixe tem hábito alimentar diurno (KRUMME, 2004) e vive solitário ou em grupos de até três indivíduos (KEITH et al., 2000). *Colomesus psittacus* é carnívoro e se alimenta principalmente de moluscos (CERVIGÓN et al., 1992). Mais especificamente, ao alcançar sua maturidade, essa espécie muda sua dieta de Cirripedia (infra classe dentro da classe Maxillopoda de crustáceos marinhos sésseis que vivem fixos a um substrato e geralmente habitam zonas entre marés) para predação de caranguejos (GIARRIZZO et al., 2010).

4.2.4. Importância Econômica

No Pacífico ocidental, a família Tetraodontidae é utilizada para alimentar algumas espécies de peixes comerciais, mesmo com a presença de toxinas específicas (FIEDLER, 1991). Além disso, nessa mesma região, mais precisamente no Japão, o Fugu é uma iguaria que apenas cozinheiros, após 10 anos de treinamento, recebem licença do governo japonês para preparar. Eles aprendem a tirar a pele e o fígado desse peixe sem contaminar a carne, já que as toxinas presentes nesses órgãos atacam o sistema nervoso central do consumidor (KOVALICK, 2013). Embora, no Brasil, *C. psittacus* não seja consumido devido à sua toxicidade, mesmo sendo capturado de maneira acidental na pesca de arrasto, tal peixe poderia ser utilizado como fonte de renda através da pesca sustentável e processamento de filés para exportação (KRUMME et al., 2007; JIMENEZ et al., 2013).

Visto que os manguezais são berços reprodutivos de várias espécies de animais de grande valor comercial, *C. psittacus* participa da manutenção desse

ecossistema por meio de uma interação animal-planta. Ao se alimentar de Cirripedia que cresce nas raízes aéreas de *Rhizophora mangle* Linnaeus, 1753, ele exerce uma função de limpeza mutuamente benéfica, que permite a essa vegetação típica de mangue captar com mais eficiência o oxigênio atmosférico, o que, conseqüentemente, aumenta o crescimento do manguezal (KRUMME et al., 2007).

Além disso, *C. psittacus* são comercializados como peixes ornamentais de aquários, principalmente exportados pelo Brasil e Colômbia (PRANG, 2007). Essa espécie é também valorizada na medicina alternativa para o tratamento de dor nas costas, câncer de mama e verruga, utilizando o óleo da bile e do fígado (ALVES; ROSA, 2007).

4.3. PARASITISMO EM AMBIENTES AQUÁTICOS

Os ecossistemas aquáticos são habitats para diversas formas de vida, como os animais, e esses são habitats de outros seres vivos, como é o caso do parasitismo (LEVINE, 1968). Todo organismo sempre encontra vantagens e desvantagens no seu meio ambiente, quer seja ele um meio físico ou outro organismo. Assim como a temperatura e a disponibilidade de alimento no ambiente aquático provocam alterações nas espécies de vida livre, também interferem nas espécies parasitas. Geralmente, os mecanismos de adaptação do parasito ao hospedeiro estão conjugados as regras de adaptação ao meio ambiente, como condição de sobrevivência da espécie. No parasitismo, há ainda a adaptação do hospedeiro ao parasito (FERREIRA, 1973).

Parasitismo é uma relação interespecífica entre organismos, em que um ser vivo (hospedeiro) é prejudicado por outro (parasito) com uma relação de dependência entre parasito – hospedeiro (OVERSTREET, 1978). Há representantes de diversos grupos zoológicos permanente ou temporariamente envolvidos nessa associação, por isso o parasitismo constitui a relação de vida entre seres mais comum na Terra (THOMPSON, 1994). Os peixes são os vertebrados aquáticos com maiores índices de infecção causada por parasitos (MACHADO et al., 1996), principalmente aqueles que estão no topo da cadeia alimentar (MALTA et al., 2009). Eiras et al. (2010),

estimam que existam 1.750 espécies de parasitos de peixes descritos para Protozoa, 400 para Acanthocephala, 1.500 para Monogenea, 1.750 para Digenea, 1.000 para Cestoda, 700 para Nematoda e 2.590 para Crustacea. No entanto, devido as frequentes e abundantes descrições de novas espécies, tais dados já devem ser superiores.

Segundo Rohde (1982), os parasitos diminuem o valor comercial e interferem na estrutura das populações de peixes, além disso, esse pesquisador cita que em ambientes confinados eles podem provocar mortalidade em massa e dependendo da espécie, podem infectar o homem através do consumo dos pescados parasitados. Logo, estudos de parasitos de peixes podem ser importantes para a ecologia de populações e comunidades (POULIN, 1998), estoques pesqueiros (WALDMAN et al., 1988), patologia e a produção de organismos aquáticos (MARTINS, 2004), bioindicação de qualidade ambiental (MADI, 2005) e reconhecimento da biodiversidade (LUQUE, 2008).

4.3.1. Parasitos de *Colomesus psittacus*

Apenas seis estudos foram realizados até o momento sobre a fauna parasitária que acomete *C. psittacus*, todos desenvolvidos no estado do Pará, Brasil, os quais identificaram os seguintes endoparasitos: duas espécies de Microspora Thuret, 1850, duas de Trematoda Rudolphi, 1808 e duas de Nematoda Cobb, 1919. Casal et al. (2009) foram os primeiros a observarem *C. psittacus* infectados com protozoários da Classe Microspora. Para tanto, eles capturaram 30 peixes na região estuarina do rio Amazonas, município de Cametá, onde a prevalência foi de 30%. A infecção foi determinada pela presença de xenomas nas mucosas intestinais, manchas de xenoma e esporos livres foram observados sob microscópio óptico com contraste diferencial de fases (DIC) e estudos ultraestruturais foram realizados ao microscópio eletrônico de transmissão (MET) (Figura 3). Os parasitos foram descritos como uma nova espécie, *Loma psittaca* Casal, Matos, Teles-Grilo et al., 2009 através de análise molecular.

Dois anos depois, uma nova espécie de protozoário dessa mesma classe foi

descrita em *C. psittacus* nessa mesma região, neste caso, as amostragens foram em três períodos. Durante o primeiro período (maio e junho) foram capturados 14 hospedeiros com prevalência de 35,7%, no segundo período (agosto) quatro hospedeiros com prevalência de 50% e no terceiro período (novembro e dezembro) 17 hospedeiros com prevalência de 64,7%. Os peixes foram mantidos vivos em aquários por 5 dias e somente amostras das bexigas e urinas foram coletadas para avaliação parasitológica. Urinas e pequenos fragmentos das bexigas foram examinados sob DIC e MET. De acordo com as características morfológicas dos esporos, o protozoário foi atribuído ao gênero *Triangulamyxa* Azevedo, Corral & Matos, 2005 e as comparações morfológicas e ultraestruturais dos três estágios dos plasmódios (Figura 4) com a única espécie do gênero naquele momento, *Triangulamyxa amazonica* Azevedo, Corral & Matos, 2005, permitiram a descrição de uma nova espécie, *Triangulamyxa psittaca* Rocha, Casal, Matos et al., 2011 (ROCHA et al., 2011).

Um total de 683 espécimes de Trematoda foram coletados de 112 exemplares de *C. psittacus* também do município Cametá, entre janeiro de 2009 e abril de 2010. Os parasitos foram encontrados aderidos às mucosas intestinais dos hospedeiros (Figura 5A) com prevalência de 76,4%, intensidade média de 8,0 e abundância média de 6,2. Pequenos fragmentos do tecido intestinal contendo os parasitos foram processados para microscopia óptica (Hematoxilina-Eosina) e microscopia eletrônica de varredura (MEV) e os parasitos adultos foram corados com Carmim Alcoólico e observado sob microscópio óptico. A partir das análises microscópicas, constatou-se hipertrofia do músculo da mucosa adjacente ao parasito (Figura 5B), compressão do epitélio pelo disco adesivo que ocupa toda região ventral do parasito (Figura 5C), estrangulamento e hiperplasia da mucosa intestinal (Figura 5D), superfície da mucosa intestinal com marcas ovoides ou discoides correspondentes à forma do disco adesivo do parasito (Figura 6) e os trematodeos foram identificados como *Rohdella* sp. Gibson & Chinabut, 1984 (SILVA et al., 2013).

Posteriormente, Giese et al. (2015) também capturaram 112 espécimes de *C. psittacus*, entre janeiro de 2009 e abril de 2010, no rio Tocantins, município de Cametá, com prevalência de infecção por trematodeos de 66,3%. Os parasitos foram encontrados nos intestinos dos hospedeiros e processados para microscopia óptica (Carmim Alcoólico), MEV e análise molecular. A partir da comparação morfológica,

ultraestrutural e molecular, o Trematoda foi descrito como uma nova espécie, *Rohdella amazonica* Giese, Silva, Videira et al., 2014 (Figura 7).

O primeiro Nematoda parasitando *C. psittacus* foi observado por Pinheiro et al. (2017), em peixes oriundos do município de Soure, Ilha do Marajó. Um total de 30 hospedeiros foram capturados, com prevalência de 16,7%. As larvas de nematoides estavam encistadas nas camadas serosas dos intestinos, foram analisadas sob microscopia óptica (Lactofenol) (Figura 8) e MEV (Figura 9) e identificadas como larvas de terceiro estágio de *Gnathostoma* sp. Owen, 1837.

Um ano depois, Pinheiro et al. (2018) coletaram 20 *C. psittacus* dessa mesma região, os quais tiveram prevalência de infecção por nematoides de 90%. Os parasitos foram retirados dos intestinos dos peixes, analisadas sob microscopia óptica (Lactofenol) e MEV. As comparações morfológicas e morfométricas do Nematoda foram realizadas entre as diferentes espécies do mesmo gênero que parasitam hospedeiros do mesmo grupo taxonômico e da mesma região zoogeográfica. O parasito foi descrito como uma nova espécie, *Cucullanus marajoara* Pinheiro, Santana, Monks et al., 2018, pois difere de seus congêneres pela presença de um lábio superior na abertura cloacal protuberante e na distribuição de papilas cloacais: 5 pares pré-cloacais e uma papila não pareada no lábio superior da cloaca, 5 pares pós-cloacais e um par de fasmídeos laterais (Figura 10).

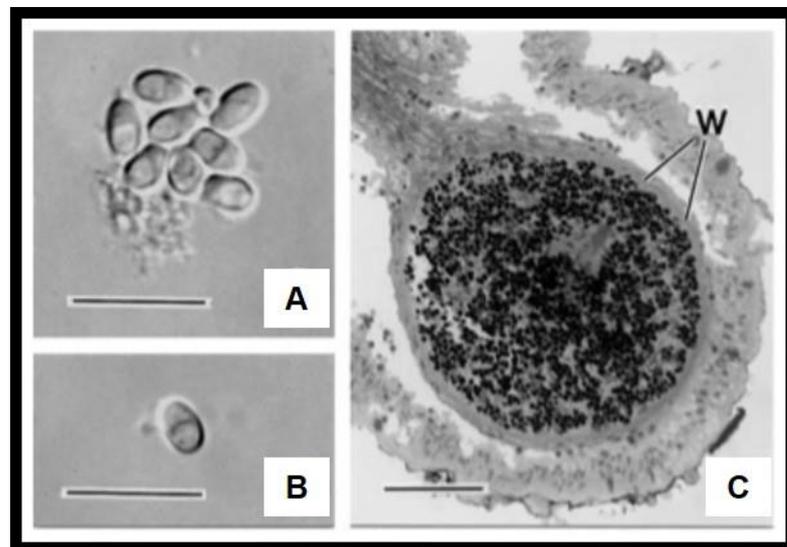


Figura 3. Micrografias do microsporídeo *Loma psittaca*, parasito intestinal de *Colomesus psittacus* da região estuarina do rio Amazonas, município Cametá, estado do Pará, Brasil. **A:** imagem de microscopia óptica com contraste diferencial de fases de um grupo de esporos frescos. Barra:10 μm . **B:** imagem de microscopia óptica com contraste diferencial de fases de um esporo maduro fresco isolado. Barra: 10 μm . **C:** imagem de microscopia eletrônica de transmissão de uma seção semi-fina do xenoma, mostrando a parede (W) e a matriz do xenoma contendo numerosos esporos. Barra: 50 μm . **Fonte:** Casal et al. (2009).

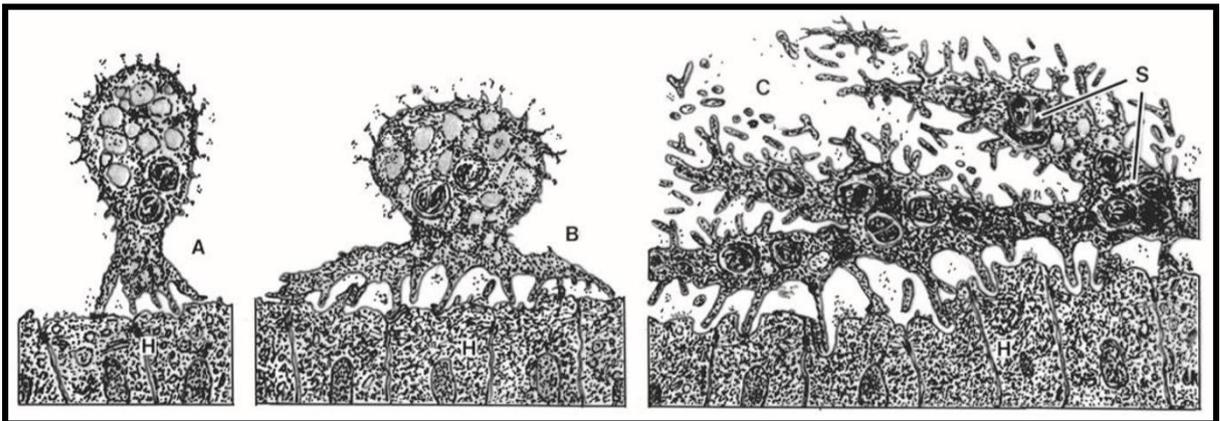


Figura 4. Desenho esquemático feito a partir de imagens de microscópicas da evolução sequencial do desenvolvimento do plasmódio de *Triangulamyxa psittaca*, aderido à bexiga urinária de *Colomesus psittacus* da região estuarina do rio Amazonas, município Cametá, estado do Pará, Brasil, de acordo com os três períodos de amostragem. **A:** no primeiro período, o plasmódio de estágio 1 com formato arredondado e afilamento para contato com o epitélio do hospedeiro através do estabelecimento de alguns pseudópodes. **B:** no segundo período, o plasmódio de estágio 2 com uma maior superfície de contato com o epitélio do hospedeiro e vários outros pseudópodes. **C:** no terceiro período, o plasmódio de estágio 3 achatado contra o epitélio do hospedeiro e com uma zona de contato muito desenvolvida. Os esporos contidos nos pansporoblastos apresentam um desenvolvimento polisporico. Epitélio do hospedeiro (H) e esporo (S). **Fonte:** Rocha et al. (2011).

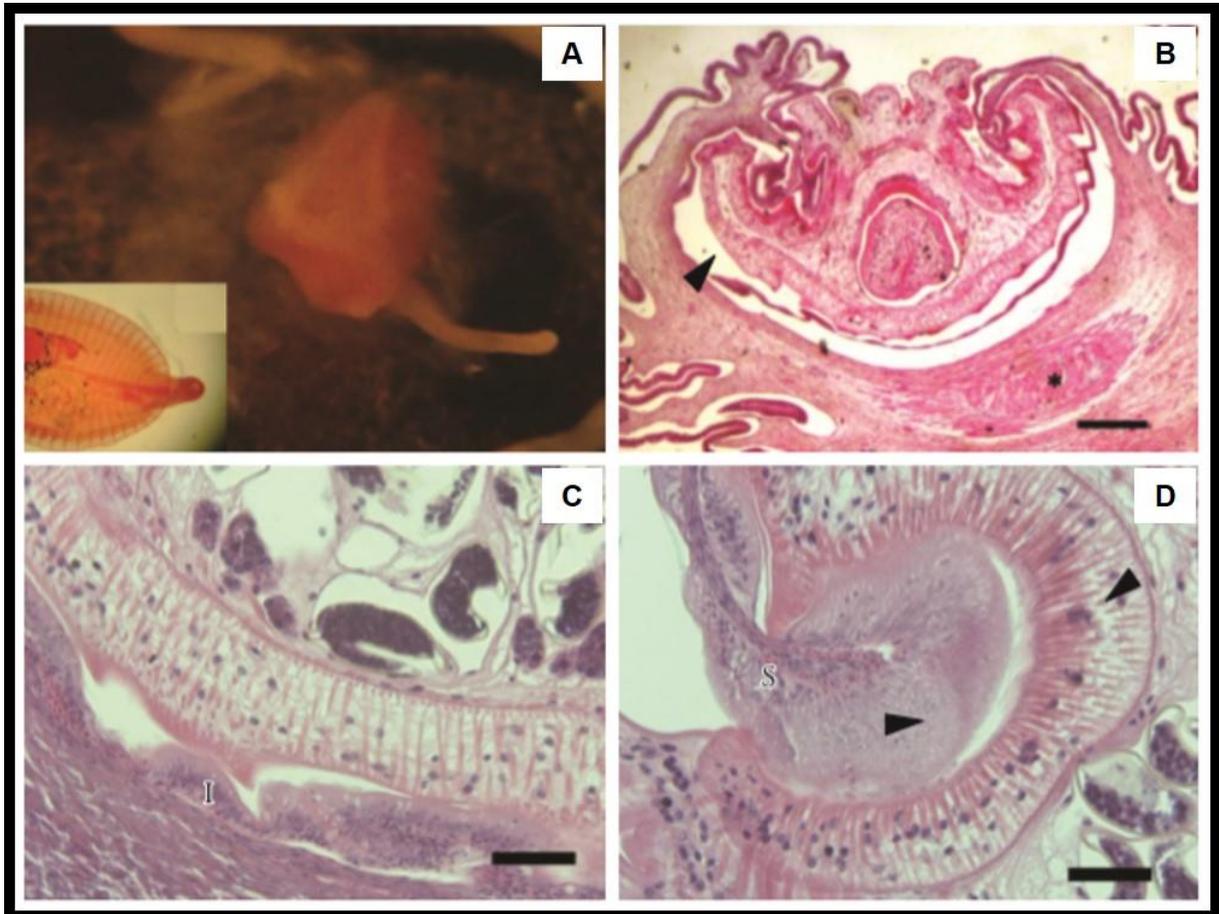


Figura 5. Imagens de microscopia óptica do parasitismo de *Rohdella* sp. no intestino de *Colomesus psittacus* do município Cametá, estado do Pará, Brasil. **A:** parasito com região anterior retrátil exposta. Detalhe - parasito entre lâmina e lamínula corado com Carmim Alcoólico. Ampliação: 4x. **B:** hipertrofia da mucosa muscular (*) adjacente ao parasito (cabeça de seta). Ampliação: 4x. Barra: 200 μ m. **C:** detalhe do ponto de inserção das projeções do disco adesivo do parasito, marcando a membrana da mucosa intestinal (I). Ampliação: 40x. Barra: 40 μ m. **D:** parasito fixado à membrana da mucosa pelo disco adesivo (cabeça de seta). Observe o estrangulamento (S) e a hiperplasia do tecido, que se tornou desarranjado (cabeça de seta). Ampliação: 40x. Barra: 40 μ m. **Fonte:** Silva et al. (2013).

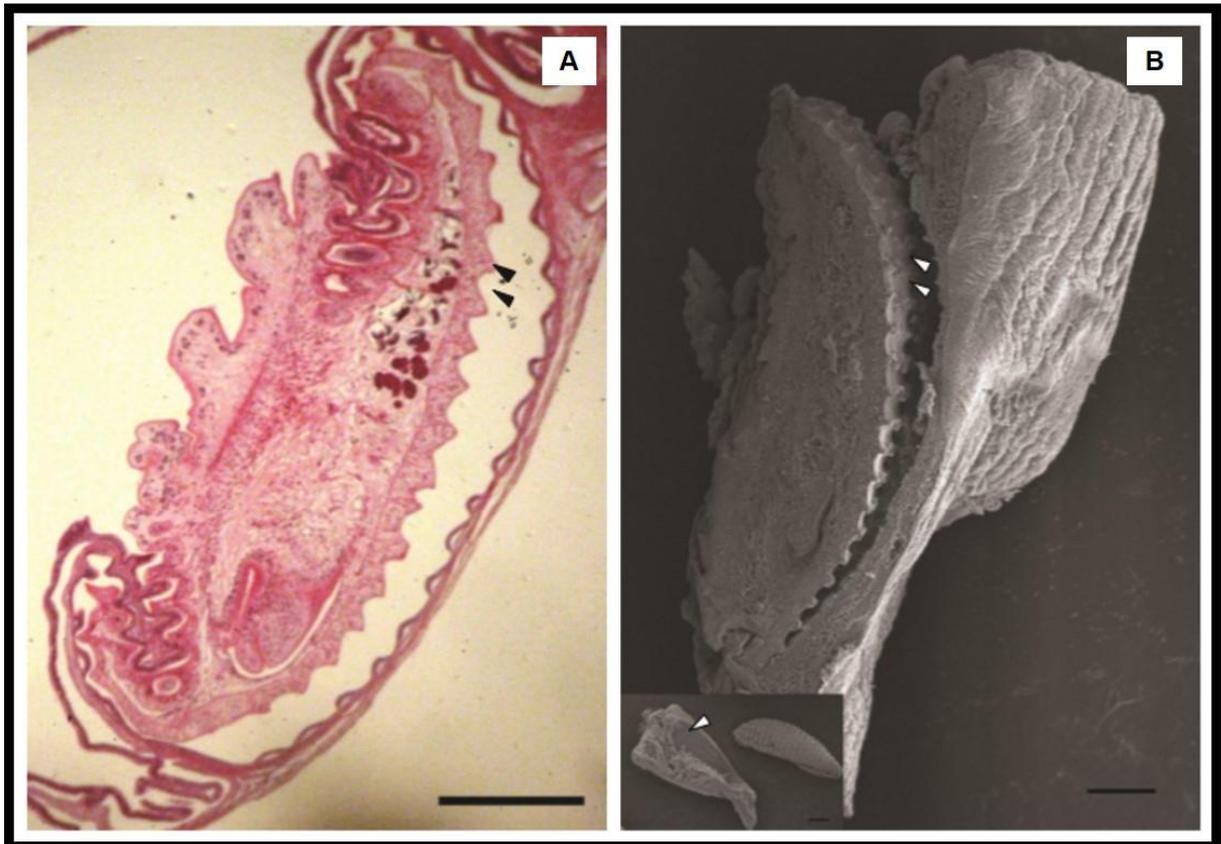


Figura 6. *Rohdella* sp. coletado do intestino de *Colomesus psittacus* do município Cametá, estado do Pará, Brasil. **A:** imagem de microscopia óptica (corte longitudinal) evidenciando o disco adesivo do parasito (cabeças de setas) adjacente à membrana da mucosa intestinal. Ampliação: 10x. Barra: 400 μ m. **B:** imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando o disco adesivo (cabeças de setas). Barra: 200 μ m. Detalhe: marca ovoide ou discoide na membrana da mucosa intestinal correspondente à marca deixada pelo disco adesivo do parasito (cabeça de seta). Barra: 300 μ m. **Fonte:** Silva et al. (2013).

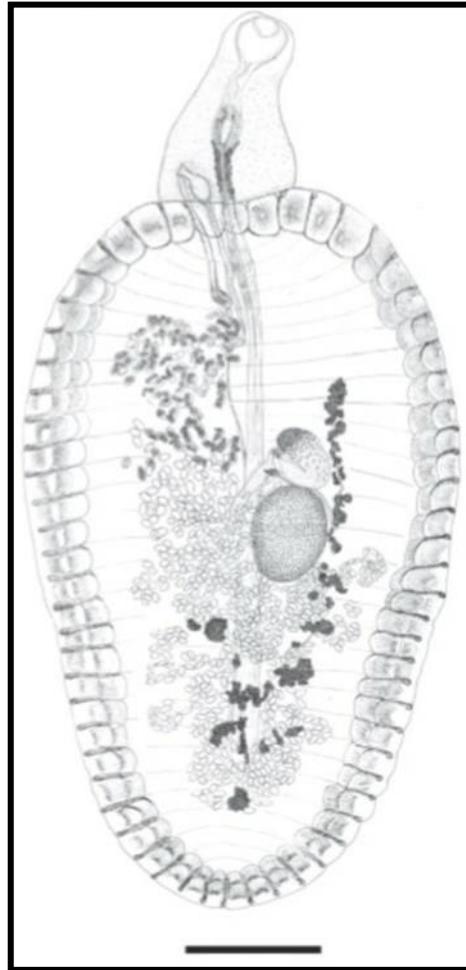


Figura 7. Desenho de *Rohdella amazonica* coletado de *Colomesus psittacus* do rio Tocantins, município Cametá, estado do Pará, Brasil. Barra: 500 μ m. **Fonte:** Giese et al. (2015).

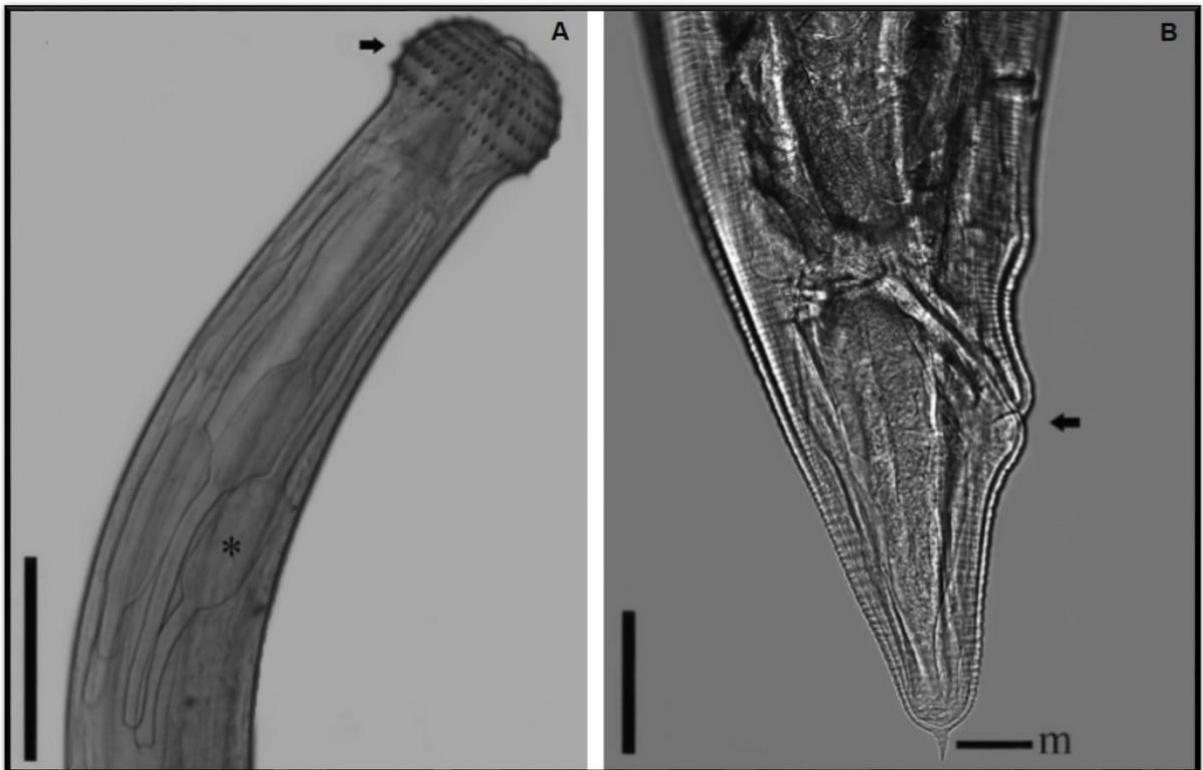


Figura 8. Imagens de microscopia óptica de larvas de terceiro estágio de *Gnathostoma* sp. coletadas de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. **A:** região anterior, evidenciando os espinhos em seis fileiras (seta) e saco cervical (*). Barra: 500 μ m. **B:** região posterior, evidenciando o ânus (seta) e pequena projeção pontiaguda “mucron” (m). Barra: 100 μ m. **Fonte:** Pinheiro et al. (2017).

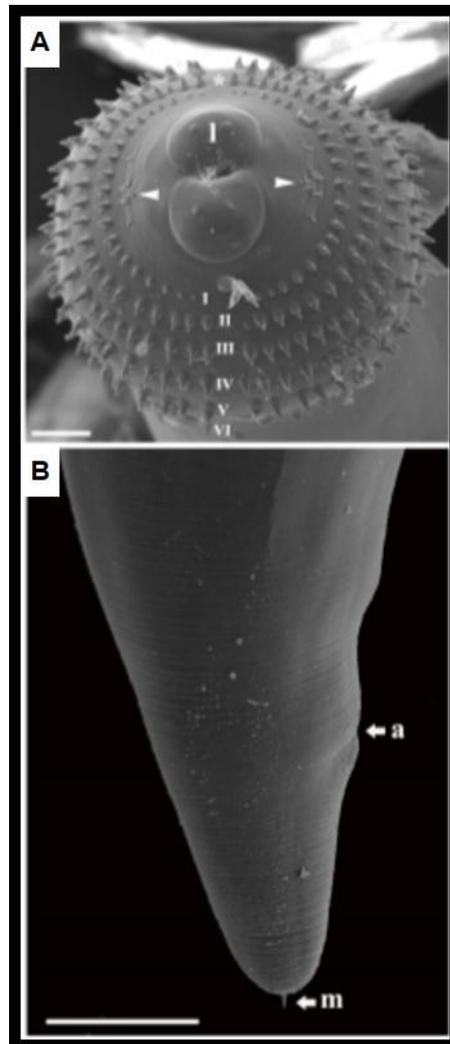


Figura 9. Imagens de microscopia eletrônica de varredura de larvas de terceiro estágio de *Gnathostoma* sp. coletadas de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. **A:** vista apical da região anterior evidenciando seis círculos de espinhos descontínuos (*), lábios (l) e três pares de espinhos dorsais e ventrais no bulbo cefálico (seta). Barra: 50 μ m. **B:** vista lateral da região posterior evidenciando o ânus (a) e mucron (m). Barra: 100 μ m. **Fonte:** Pinheiro et al. (2017).

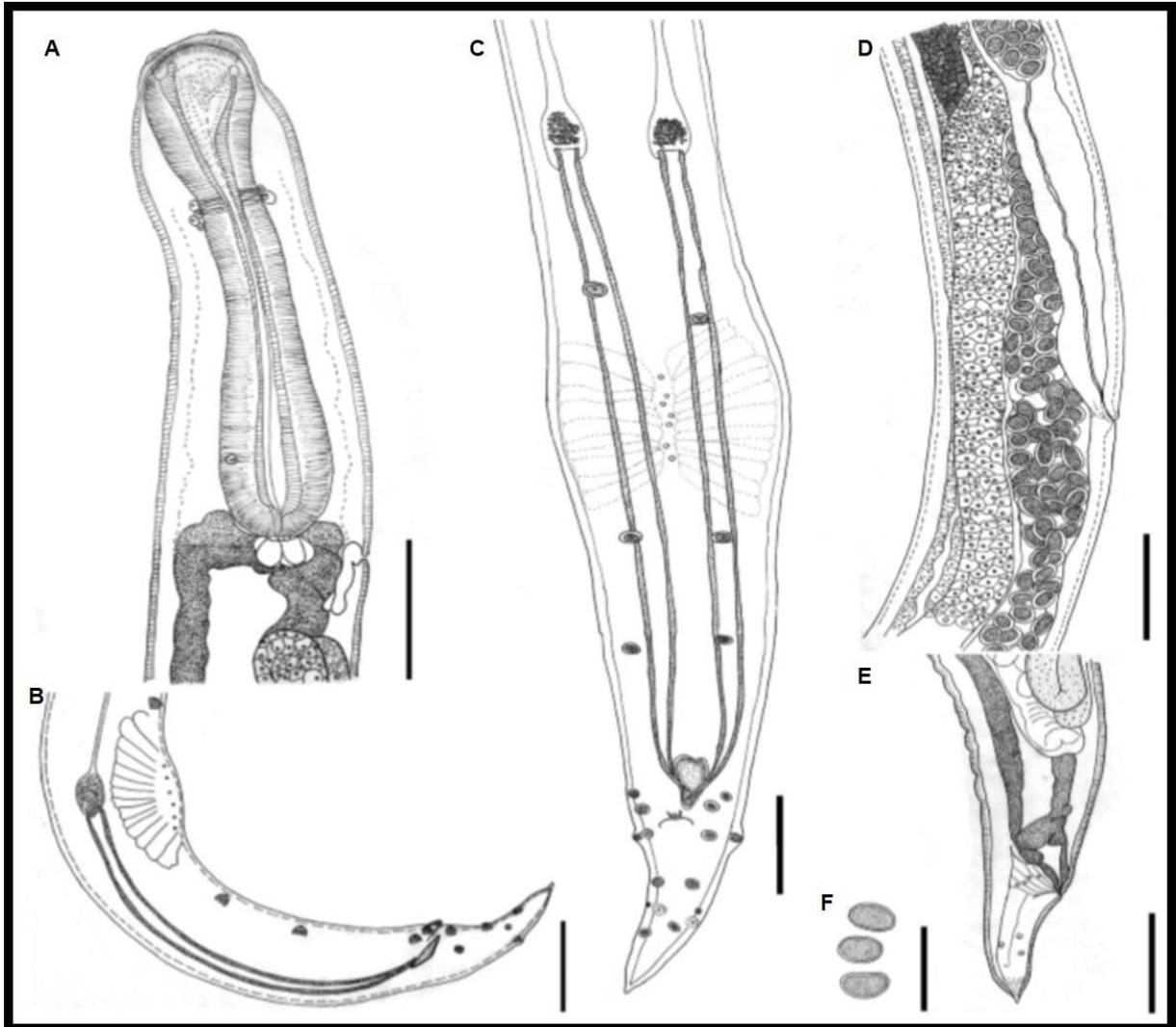


Figura 10. Desenho de *Cucullanus marajoara* coletado de *Colomesus psittacus* do município Soure, Ilha do Marajó, estado do Pará, Brasil. **A:** região anterior. Barra: 100 μm . **B:** vista lateral da região posterior do macho. Barra: 100 μm . **C:** vista ventral da região posterior do macho. Barra: 150 μm . **D:** vista lateral da região da vulva. Barra: 100 μm . **E:** vista lateral da região posterior da fêmea. Barra: 200 μm . **F:** Ovos do ovojector. Barra: 100 μm . **Fonte:** Pinheiro et al. (2018).

4.3.2. Parasitos analisados neste estudo

4.3.2.1. *Bianium* Stunkard, 1930 (Trematoda)

Os membros da superfamília Lepocreadioidea Odhner, 1905 são, principalmente, parasitos dos intestinos de peixes marinhos, teleósteos. Morfologicamente, os membros desta superfamília são semelhantes aos membros da superfamília Allocreadioidea Loss, 1902, diferindo por possuírem o corpo recoberto com espinhos, enquanto os Alocreadioideos não possuem, além de diferenças no padrão dos ciclos de vida e características das cercarias. A superfamília Lepocreadioidea possui seis famílias: Lepocreadiidae Odhner, 1905; Gyliuchenidae Fukui, 1929; Aephnidiogenidae Yamaguti, 1934; Deropristidae Cable & Hunninem, 1942; Lepidapedidae Yamaguti, 1958; e Gibsonivermidae Bray, Cribb & Cutmore, 2018 (JONES et al., 2005).

A família Lepocreadiidae Nicoll, 1935 é, quantitativamente, a mais encontrada nos intestinos de peixes marinhos de todos os oceanos. Os caracteres mais importantes desta família incluem: tegumento recoberto com espinhos, folículos vitelínicos bem desenvolvidos, vesícula seminal externa presente e vesícula excretora em forma de “I” (MADHAVI; BRAY, 2018). Além desses caracteres, os membros desta família apresentam corpo alongado ou transversalmente alongado, ocelos frequentemente presente, ventosas oral e ventral bem desenvolvidas, pré-faringe, faringe e esôfago geralmente presentes, ceco terminando em fundo cego (podendo ocorrer ‘cyclocoel’ ou ‘uroproct’) ou em ânus na extremidade posterior do corpo, dois testículos que podem ser lobados ou inteiros, bolsa do cirro presente com vesícula seminal interna, pares prostáticos, células prostáticas, cirro presentes, poro genital na parte posterior do ‘forebody’ e vitelaria extensa nos campos laterais do corpo (BRAY, 2005).

Em relação ao ciclo de vida desta família, o verme adulto, geralmente, é encontrado no intestino de peixes teleósteos marinhos. O primeiro hospedeiro intermediário, usualmente gastrópodes, ingere os ovos, normalmente operculados, que vão eclodir e originar esporocistos. Esses irão diferenciar-se em rédeas e,

posteriormente, em cercarias. As cercarias vão encistar em um segundo hospedeiro intermediário, que pode ser um organismo invertebrado ou vertebrado (peixe), e se transformar em metacercaria. O hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a metacercaria e nesse o verme atinge a forma adulta (SOARES, 2015) (Figura 11). O gênero *Lepocreadium* é o gênero-tipo desta família, a qual, atualmente, é composta pelo gênero *Bianium* Stunkard, 1930 e mais 96 gêneros (WORMS, 2021).

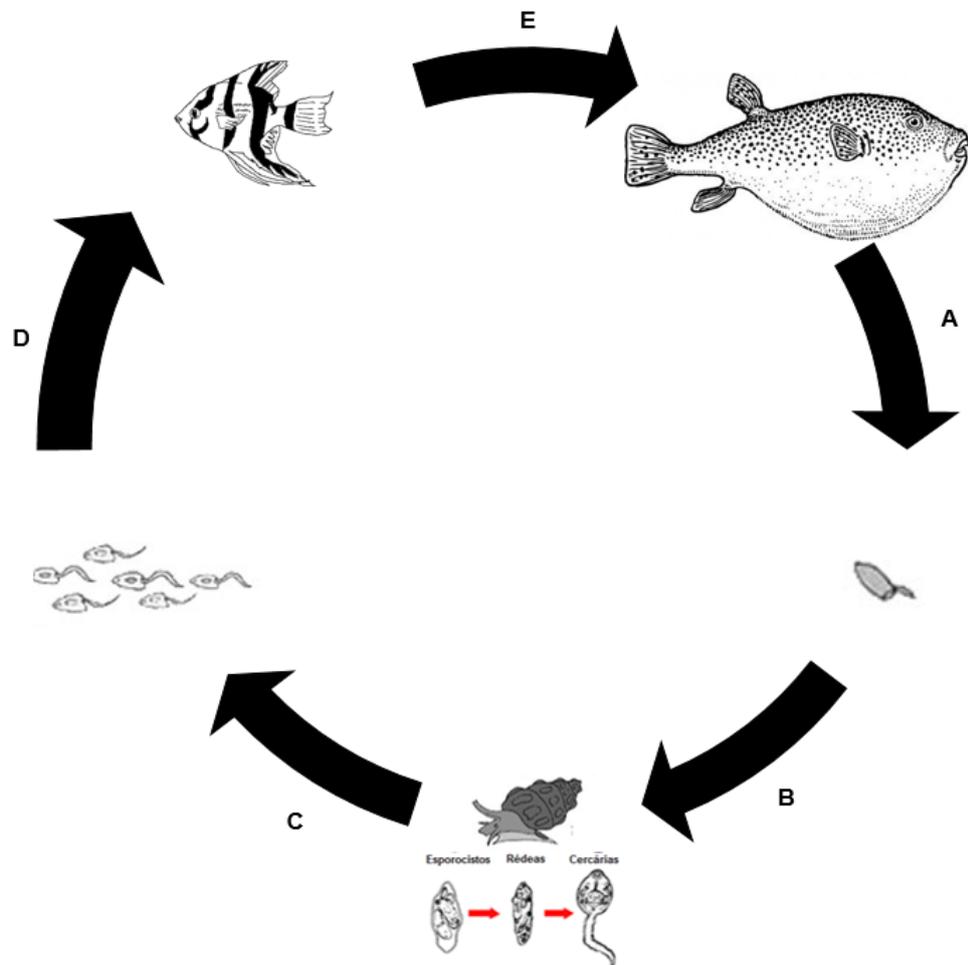


Figura 11. Ciclo de vida da família Lepocreadiidae. **(A)** ovo embrionado é eliminado junto com as fezes do hospedeiro definitivo (peixes teleósteos marinhos); **(B)** primeiro hospedeiro intermediário (gastropodes) ingere os ovos; **(C)** no interior do primeiro hospedeiro intermediário, os ovos vão eclodir e originar esporocistos que irão diferenciar-se em rédeas e, posteriormente, em cercárias; **(D)** cercárias vão encistar um segundo hospedeiro intermediário, que pode ser um organismo invertebrado ou vertebrado (peixe), e se transformar em metacercaria; **(E)** hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a metacercaria e nesse o verme atinge a forma adulta. Baseado em Soares (2015).

Linton em 1928 estabeleceu o gênero *Psilostomum* descrevendo a espécie *P. plicatum* (Linton, 1928), parasito do intestino de *Larus argentatus* Pontoppidan, 1763 (Aves, Charadriiformes, Laridae) uma gaivota, no entanto, Sogandares-Bernal e Hutton (1958) sugerem um achado acidental, uma vez que esta espécie foi relatada posteriormente infectando peixes, principalmente os da ordem Tetraodontiformes. No mesmo ano, 1928, Ozaki estabeleceu o gênero *Diploporus* para duas espécies: *D. hemistoma* (Ozaki, 1928) e *D. cryptostoma* (Ozaki, 1928), ambas parasitas do intestino de *Spheroides pardalis* (Temminck & Schlegel, 1850) (= *Takifugu pardalis*), peixe Tetraodontiforme do Japão (SKRJABIN, 1965). O gênero *Bianium* foi estabelecido em 1930 por Stunkard, para a espécie *B. concavatum* (Stunkard, 1930) que foi considerado um sinônimo de *P. plicatum*, e de acordo com a regra da prioridade do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, foi nomeado como *Bianium plicatum* (Linton, 1928) Stunkard, 1930. Além disto, Stunkard (1930) transferiu a espécie descrita por Ozaki em 1928, *D. hemistoma*, para o gênero descrito por ele, nomeando-a *Bianium hemistoma* (Ozaki, 1928) Stunkard, 1930.

O gênero *Bianium* é composto por oito espécies (WORMS, 2019a) que parasitam teleósteos marinhos, principalmente Tetraodontiformes, dos oceanos tropicais e subtropicais. Este gênero é caracterizado por apresentar 'scoop' incompleto, não unido posteriormente, o qual pode se espalhar nas laterais do corpo ou se dobrar ventralmente e ceco intestinal que se bifurca na região do 'forebody' e atinge a extremidade posterior do corpo, podendo terminar em ânus ou não (BRAY et al., 1996). A ventosa ventral é pré-equatorial e a vitelaria estende-se desde o nível de ventosa ventral ou da bifurcação intestinal até a extremidade posterior do corpo ou ainda pode se restringir a pequenos retalhos laterais a ventosa ventral. A vesícula seminal externa é sacular, já a interna é subglobular. A bolsa do cirro é claviforme, principalmente localizada no 'hindbody', o ducto ejaculatório é longo e o poro genital se abre a esquerda da ventosa ventral. Apresentam dois testículos, que podem ser oblíquos ou tangentes, localizados no meio do 'hindbody'. O ovário varia de multilobado a trilobado, localizado na região pré-testicular, juntamente com o útero (BRAY, 2005).

4.3.2.2. *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda)

O gênero *Contracaecum* agrupa nematoides da família Anisakidae Railliet & Henry, 1912 e é formado por cerca de 142 espécies (WORMS, 2019b), as quais infectam na fase adulta aves piscívoras e mamíferos marinhos e as formas larvais são encontradas em micro crustáceos e na cavidade corporal ou mesentério de peixes (BARSON, 2004). As larvas do gênero *Contracaecum* são cilíndricas, possuem dente cuticular, poro excretor localizado na região anterior do corpo (próximo a boca), esôfago, anel nervoso, apêndice ventricular, ceco intestinal voltado para a região anterior do corpo e ânus (HUIZINGA, 1967; KØIE; FAGERHOLM, 1995). Segundo Barson (2004), não há diferenciação sexual até as larvas de terceiro estágio desse gênero, o que dificulta a identificação específica.

O ciclo de vida dos nematoides desse gênero é heteroxeno, porém há controvérsia a seu respeito. Huizinga (1967) afirma que no peixe (segundo hospedeiro intermediário) o segundo estágio larval (L2) sofre a segunda muda, passando para o terceiro estágio larval (L3). No entanto, Køie e Fagerholm (1995) e Garbin et al. (2013) afirmam que as duas primeiras mudas ocorrem no interior do ovo (L1 → L2 → L3). Para Køie e Fagerholm (1995), o segundo hospedeiro do ciclo de vida de *Contracaecum* spp. é um vertebrado (peixes) que atua como hospedeiro intermediário paratênico. Já Garbin et al. (2013) afirmam que o peixe seria o segundo hospedeiro intermediário metaparatênico, ou seja, hospedeiro obrigatório em que a larva não sofre muda, mas cresce.

4.3.2.3. *Cucullanus* Müller, 1777 (Nematoda)

Cucullanus spp. são nematoides da família Cucullanidae Cobbold, 864, a qual ainda é composta por *Dichelyne* Jägerskiöld, 1902, *Neocucullanus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 e *Oceanicucullanus* Schmidt & Kuntz, 1969 (WORMS, 2019c). Tal família é caracterizada pela formação de uma cavidade bucal, a partir de uma extensão da extremidade anterior do esôfago-esôfostomo (INGLIS, 1967). *Cucullanus* e *Dichelyne* tem uma estreita relação morfológica, por isso comumente observa-se alocações errôneas de espécies entre esses gêneros (CAMPOS et al., 1993; MORAVEC; JUSTINE, 2011). Esses erros se devem, principalmente, ao fato do ceco

intestinal ser de difícil visualização, o qual é facilmente ignorado (MORAVEC; JUSTINE, 2011). Além disso, outras características devem ser levadas em consideração para a distinção destes gêneros: a posição relativa da boca ao eixo do corpo, a presença/ausência de placas esclerotizadas na cápsula pseudobucal e o espessamento da cutícula na região esofágica (MORAVEC; JUSTINE, 2011).

O gênero *Cucullanus* tem boca perpendicular ao eixo do corpo, esôfostomo bem desenvolvido com placas esclerotizadas na cápsula pseudobucal, ceco intestinal ausente, extremidade caudal cônica e pontiaguda, espículos delgados e longos e pouco pares de papilas pré-cloacal (CHABAUD, 1978; MORAVEC, 1998). Segundo WoRMS (2019d), mais de 170 espécies compõem este gênero, grande parte com descrições pobres e uma morfologia praticamente uniforme (YOOYEN et al., 2011). Visto isso, é comum lidar com identificações de espécies realizadas a partir da comparação com o grupo do hospedeiro a nível de família (MORAVEC et al., 2005; 2008; YOOYEN et al., 2011) e região zoogeográfica de ocorrência (MORAVEC et al., 1997; LANFRANCHI et al., 2004; YOOYEN et al., 2011), podendo haver muitos sinônimos ainda não relatados neste gênero de nematoide.

A respeito do ciclo de vida dos nematoides da família Cucullanidae, há evidências que algumas espécies são heteróxenas (invertebrados como hospedeiros intermediários) e outras monoxenas (ANDERSON, 2000). Um exemplo de ciclo heteroxeno é observado em *Dichelyne (Cucullanellus) minutus* (Rudolphi, 1819), parasito de *Platichthys flesus* Linnaeus, 1758 da região Paleártica, que utiliza um poliqueta como hospedeiro intermediário obrigatório (KØIE, 2011). Por outro lado, *Cucullanus chabaudi* Le-Van-Hoa & Pham-Ngoc-Khue, 1967, um parasito de *Pangasius pangasius* (Hamilton, 1822) (Pangasiidae) do Vietnã, completa seu desenvolvimento dentro do peixe (LE-VAN-HOA; PHAM-NGOC-KHUE, 1967).

4.3.2.4. Philometridae Baylis & Daubney, 1926 (Nematoda)

A família Philometridae Baylis & Daubney, 1926 representa o maior e mais importante grupo de nematoides dracunculoides (Dracunculoidea Stiles, 1907) que parasitam peixes teleósteos, com distribuição mundial (MORAVEC; BURON, 2013).

Os filometrídeos que infectam peixes de água doce em zonas temperadas, geralmente, tem um ciclo de maturação sazonal pronunciado, com fêmeas grávidas ocorrendo somente em um pequeno período da primavera e do verão (MORAVEC, 2004). Contudo, essa informação é limitada a poucas espécies dessa família. Deste modo, para que tal sazonalidade possa ser confirmada como um fenômeno a nível desse grupo, é preciso mais estudos, incluindo espécies do meio marinho, para as quais raras informações estão disponíveis (MORAVEC; BURON, 2013).

Os dados sobre os ciclos de vida da família Philometridae são escassos, onde somente algumas espécies de *Philometra* Costa, 1845 e *Philometroides* Yamaguti, 1935 os tens descritos (MORAVEC, 2004). Todos os filometrídeos são ovovivíparos e, após a eclosão dos ovos, as fêmeas crescem acentuadamente à medida que as larvas de primeiro estágio (L1) preenchem seus úteros. A vulva e o ânus atrofiam (exceto em *Alinema* Rasheed, 1963) e as L1 são liberadas no ambiente, quando as fêmeas grávidas entram em contato com a água e se rompem (sensibilidade osmótica). Os hospedeiros intermediários dos filometrídeos são os copépodes, os quais são infectados após a ingestão da L1 de vida livre liberada na água por fêmeas grávidas (MORAVEC; BURON, 2013). Além de copépodes, há relato de um ostracode (*Cypridopsis* sp. Brady, 1867) como um hospedeiro intermediário experimental adequado para *Philometroides wellborni* Moravec et al., 2008 (WELLBORN, 1970). As larvas de filometrídeos passam por duas mudas, na hemocele do hospedeiro intermediário, para atingir o terceiro estágio, que é então infectante para o peixe hospedeiro (MORAVEC; BURON, 2013) (Figura 12). A principal fonte de infecção de alguns filometrídeos são peixes hospedeiros paratênicos (MOLNÁR, 1976; 1980; MORAVEC; DYKOVÁ, 1978). Os hospedeiros definitivos desses vermes são peixes de água doce, salobra e marinhos. Muitos desses nematoides são histozoicos, infectando vários tecidos, enquanto outros são encontrados nas cavidades corporais. Os habitats nos hospedeiros definitivos variam de acordo com a espécie, mas os mais comuns são: a pele e tecidos subcutâneos, musculatura corporal, olhos, órbitas, bexiga natatória, sistema circulatório, cavidade corporal e gônadas (MORAVEC; BURON, 2013).

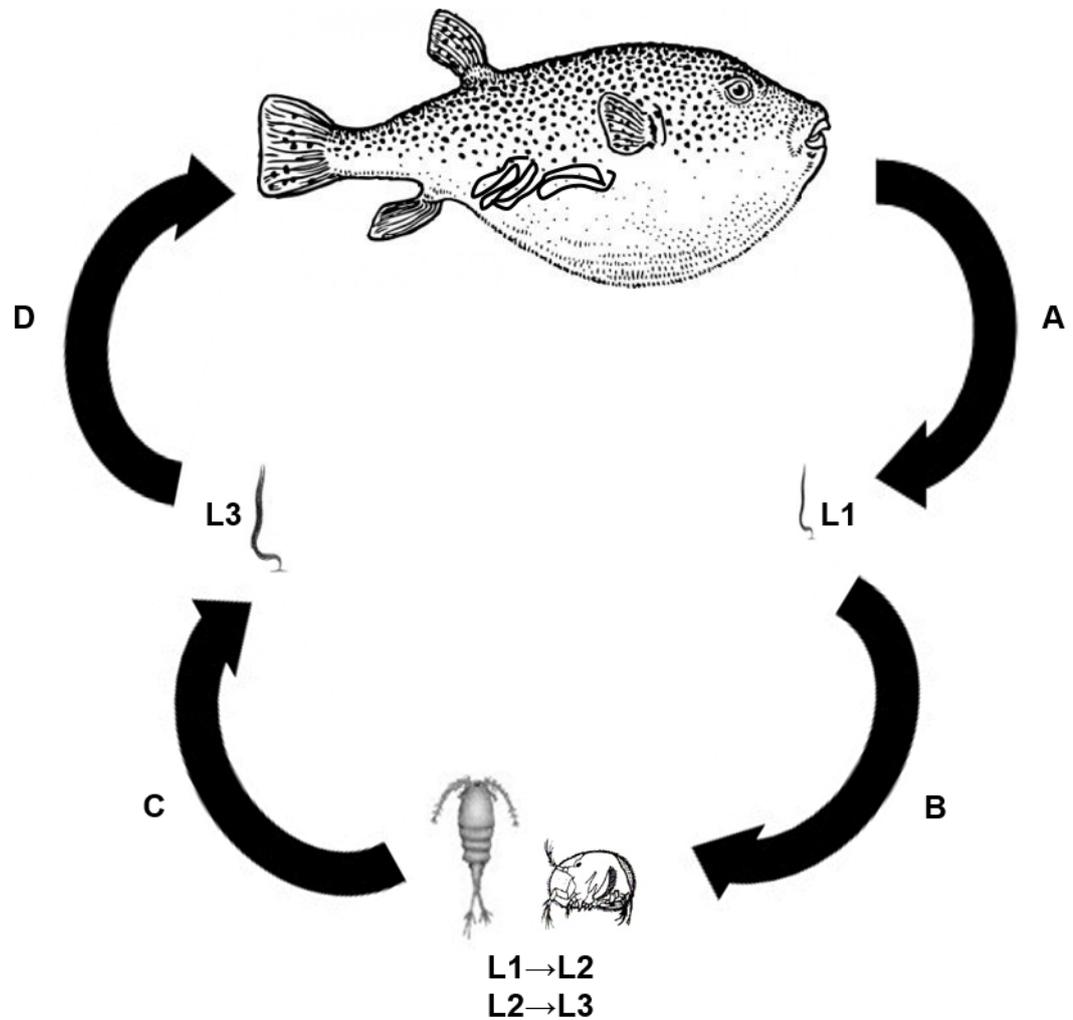


Figura 12. Ciclo de vida de filometrídeos. **(A)** L1 são liberadas no ambiente quando as fêmeas grávidas entram em contato com a água e explodem (sensibilidade osmótica); **(B)** copépodes ou ostracodes (hospedeiros intermediários) são infectados após a ingestão da L1 de vida livre; **(C)** ocorrem duas mudas (L1 → L2 → L3) na hemocele do hospedeiro intermediário, que libera para o ambiente a L3; **(D)** L3 é então infectante para o peixe hospedeiro definitivo. Baseado em Moravec e Buron (2013).

Os filometrídeos tem um atenuado dimorfismo sexual, pois as fêmeas grávidas são consideravelmente maiores que os machos. Observa-se três fases nas fêmeas: não grávidas (maturas, mas sem ovos e larvas), subgrávidas (presença de ovos) e grávidas (presença de ovos e L1). Esses vermes apresentam uma boca simples circular, oval ou quase triangular, que às vezes é armada com numerosos dentículos. A cápsula bucal está ausente em todos os filometrídeos conhecidos, porém uma cápsula reduzida é observada em *Neophilometroides* Moravec, Salgado-Maldonado e Aguilar-Aguilar, 2002 (MORAVEC; BURON, 2013). O esôfago segue diretamente da boca, relativamente curto e não dividido ou pode ter uma glândula esofágica dorsal unicelular marcadamente grande com um grande núcleo de células. A extremidade anterior do esôfago geralmente é inflada, formando o bulbo esofágico (RASHEED, 1963; MORAVEC; BURON, 2013). A parte glandular do esôfago é pequena ou ausente e, geralmente, um pequeno ventrículo está presente (ANDERSON et al., 2009; MORAVEC; BURON, 2013).

As papilas cefálicas, geralmente, são numerosas e, na maioria das vezes, dispostas em dois círculos: externo e interno. As papilas do círculo externo são submedianas e podem ser únicas (duas dorsolaterais e duas ventrolaterais), mas frequentemente são em pares e, às vezes, as papilas de cada par são fundidas. Cada par submediano de papilas pode estar situado em um lobo um tanto elevado ou pode formar uma protrusão carnuda marcada. Por vezes, as papilas externas carnudas (ainda quatro) estão próximas umas das outras e podem formar fileiras dorsais e ventrais ou podem se fundir gerando uma forma cefálica transversal dorsal e ventral semelhante a um monte. As papilas do círculo interno são, geralmente, formadas por quatro papilas submedianas únicas e duas laterais, mas podem estar em menores quantidades ou completamente ausentes (MORAVEC; BURON, 2013).

As fêmeas subgrávidas e grávidas de filometrídeos, principalmente, tem o corpo rosa, vermelho ou marrom escuro devido ao fato de serem hematófagas. Outros são esbranquiçados ou amarelados e ainda não se sabe de que se alimentam (MORAVEC; BURON, 2013). Radhakrishnan et al. (2009) encontraram espermatozoides no corpo de *P. cephalus* Ramachandran, 1975 infectando testículos da tainha. Porém, eles afirmaram que os vermes pareciam ser hematófagos, uma vez que tinham células sanguíneas do hospedeiro dentro de seus corpos.

As espécies de filometrídeos podem ser diferenciadas pelo tamanho corporal, espículos e/ou gubernáculo dos machos (RASHEED, 1963). Segundo Moravec e Buron (2013), a identificação de espécies baseada em machos é melhor, porém na maioria das vezes é limitada a espécimes fêmeas, já que elas são coletadas com mais frequência por serem maiores. Wierzbicki (1960) afirma ainda que, após a fecundação, os machos morrem e ficam encistados até serem reabsorvidos pelos órgãos do hospedeiro, o que diminui as chances de encontrá-los solitários ou com suas fêmeas. A identificação é então preferencialmente feita com fêmeas grávidas, pois elas têm mais características taxonômicas do que as fêmeas subgrávidas e não grávidas (MORAVEC; BURON, 2013). Os seguintes caracteres taxonômicos são levados em consideração: forma e o tamanho do corpo, cutícula, cabeça e papilas cefálicas (número e disposição), esôfago e cauda (RASHEED, 1963; MORAVEC; BURON, 2013).

O corpo das fêmeas grávidas de filometrídeos é longo, filiforme e coberto por uma cutícula relativamente fina que parece lisa usando MO, mas é geralmente estriada transversalmente quando vista sob o MEV. A superfície da cutícula pode exibir várias ornamentações (cones cuticulares, saliências, montículos cuticulares transversais ou longitudinais, inflações ovais com formações transversais semelhantes a hastes, bandas transversais semicirculares de cutícula inflada separadas por campos laterais lisos, minúsculos espinhos ou dois cordões paralelos em cada lado estendendo-se ao longo do corpo que demarcam campos laterais lisos estreitos) (MORAVEC; BURON, 2013).

As fêmeas grávidas de filometrídeos apresentam extremidade cefálica, geralmente arredondada na vista lateral e ausência de lábios ou formações semelhantes. Algumas espécies possuem dentes esofágicos salientes visíveis. A extremidade caudal é arredondada, raramente bifurcada ou pontiaguda em fêmeas grávidas, sem ou com um par de protruções caudais, em sua maioria, semelhantes a papilas. Tal extremidade também pode ter, às vezes, um ou dois lobos cuticulares (MORAVEC; BURON, 2013). Atualmente, os filometrídeos se dividem em Philometrinae Baylis & Daubney, 1926, Phlyctainophorinae Roman, 1965 e Neophilometroidinae Moravec, Salgado-Maldonado & Aguilar-Aguila, 2002. A subfamília Philometrinae é formada por 17 gêneros, sendo um considerado '*taxom inquirendum*', dentre os quais encontra-se o gênero *Philometra* Costa, 1845

(ANDERSON et al., 2009; WORMS, 2017). A primeira espécie foi descrita, inicialmente, como *Filaria globiceps* Rudolphi, 1819 e posteriormente transferida para o gênero *Ichthyonema* Diesing, 1861. Em 1845, o gênero *Philometra* foi erigido por Oronzio Gabriele Costa ao descrever um verme de peixe bioeletrogênese, *Uranoscopus scaber* Linnaeus, 1758, o qual chamou de *Philometra reticulatum*. Railliet, em 1916, identificou que *F. globiceps* e *P. reticulatum* são a mesma espécie, neste caso, a espécie-tipo do gênero *Philometra* passa a ser *F. globiceps*, que de acordo com a regra da prioridade do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, foi nomeada como *Philometra globiceps* (Rudolphi, 1819) Railliet, 1916.

Atualmente, tal gênero é formado por 151 espécies, mas apenas 7 foram descritas infectando Tetraodontiformes (WORMS, 2020). *Philometra* não apresenta ornamentações na superfície da cutícula (MORAVEC; BURON, 2013), tem abertura oral simples circular, sem ornamentações, e mais de quatro papilas cefálicas que podem ser grandes, pequenas ou de difícil visualização (ANDERSON et al., 2009). Geralmente, esses vermes têm cauda arredondada, com ausência ou presença de algumas papilas (RASHEED, 1963).

Muitos filometrídeos são altamente patogênicos para seus hospedeiros e podem acarretar a filometroidose, doença causada por *Philometroides*. Esses parasitos podem gerar sérios problemas para as pisciculturas e cooperar para consideráveis perdas econômicas (VISMANIS; NIKULINA, 1968; VASILKOV, 1983). Infecções por filometrídeos são relatadas em peixes machos e fêmeas, embora grande parte afete somente um gênero da espécie. Contudo, quando a infecção ocorre em ambos os sexos da mesma espécie de peixe, a prevalência de vermes sempre difere significativamente entre os sexos (RAMACHANDRAN, 1975; HINE; ANDERSON, 1981; CLARKE et al., 2005; PEREZ et al., 2009; RADHAKRISHNAN et al., 2010). A presença de filometrídeos nos ovários de peixes tem sido observada quando esses atingem a maturidade (HESP et al., 2002; PEREZ et al., 2009; RADHAKRISHNAN et al., 2010; CHÁVEZ; OLIVA, 2011). Chávez e Oliva (2011) afirmam que peixes imaturos não são suscetíveis à infecção por esses parasitos e Perez et al. (2009) inferem ainda que pode haver uma sincronia entre o hospedeiro e a maturação do parasito. Há raros relatos de infecções humanas por filometrídeos, sendo consideradas infecções acidentais (DEARDORFF et al., 1986; KURODA et al.,

1991), o que representa um risco para pessoas que manuseiam ou comem peixes crus infectados, podendo ser considerada assim, uma zoonose.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. LOCAL E COLETA DOS PEIXES

Uma forma de pesca bem característica do município de Raposa (Figura 13), Estado do Maranhão, Brasil, está associada a variação das marés. Pescadores locais fazem um curral de Bambu (Figura 14), nos quais durante a maré alta os peixes entram e ficam aprisionados na maré baixa, quando os peixes são retirados com o auxílio de uma rede, descartando as espécies sem valor comercial. Esse tipo de pesca foi realizada em dois períodos, em que um total de 45 exemplares de *C. psittacus* foram recolhidos dos peixes descartados e mortos por asfixia.

Após a primeira coleta, 26 peixes foram armazenados em recipientes plásticos com tampa rosqueável e adicionado a estes 10 vezes o volume de formalina 10% em água destilada. Após completa fixação, os peixes foram retirados do formol, embalados em sacos plásticos e acondicionados em caixas de isopor para transporte aéreo. Os 19 exemplares da segunda coleta foram congelados e embalados em sacos plásticos e acondicionados em caixas próprias para transporte aéreo. Em seguida, todos os peixes foram encaminhados ao Núcleo de Pesquisas Avançadas em Parasitologia (NUPAP), pertencente ao Centro Ciências e Tecnologias Agropecuárias (CCTA), localizado no Hospital Veterinário (HV) da UENF, para posterior análise. Assim que chegaram ao laboratório, uma parte retornou aos recipientes plásticos e novamente foram conservados em formol enquanto a outra parte foi armazenada em freezer, ambos até as necropsias.

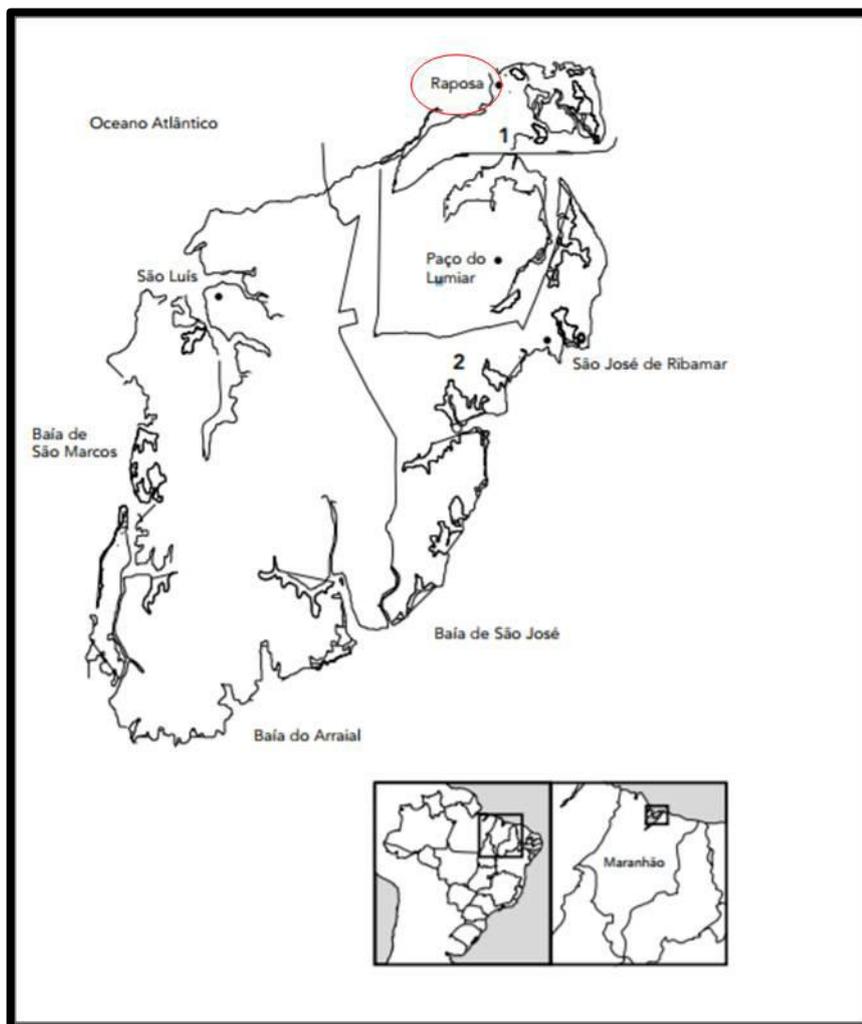


Figura 13. Ilha de Upaon-Açu, em destaque o município de Raposa, local de coleta dos exemplares de *Colomesus psittacus*. **Fonte:** Rebêlo (2001).



Figura 14. Curral de pesca onde foram coletados os exemplares de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **Fonte:** Arquivo pessoal.

5.2. NECROPSIAS E COLETAS DOS PARASITOS

No NUPAP, os peixes foram retirados do formol / descongelados, o comprimento total e padrão de ambos foram aferidos através de uma fita métrica, mas o peso somente dos descongelados. Antes da abertura da cavidade abdominal, *C. psittacus* foram examinados externamente a procura de ectoparasitos e jatos de água destilada foram aplicados nas cavidades nasal e oral recolhendo-se esses lavados em recipientes separados para serem analisados sob estereomicroscópio (Tecnival SQF-F, Japão) em aumento de 20 e 40x.

Os olhos, as nadadeiras e os arcos branquiais foram retirados e lavados sobre tamís com malha de 0,025 mm. Após dissecados, esses também foram examinados sob estereomicroscópio em mesmo aumento. Uma incisão abdominal longitudinal foi feita e as vísceras retiradas, tendo-se o cuidado de observar possíveis parasitos encistados na parede abdominal. O coração, bexiga natatória, fígado, rins e gônadas foram separados individualmente em placas de Petri contendo solução salina a 0,65%, posteriormente dissecados com auxílio de pinças cirúrgicas e estiletes e da mesma forma examinados sob estereomicroscópio.

Durante a necropsia, o trato gastrintestinal foi separado em esôfago, estômago e intestino. Esses foram abertos, com o auxílio de uma pinça e tesoura, e lavados em água corrente, passando-se o conteúdo em tamís com malha de 0,025 mm, e examinados sob estereomicroscópio, para a coleta dos parasitos.

Os parasitos coletados dos órgãos desses peixes foram lavados em solução salina a 0,65% e fixados e /ou conservados em etanol 70% para futura quantificação e identificação.

5.3. PROCESSAMENTO DOS PARASITOS

5.3.1. Microscopia de Luz

Os espécimes de Nematoda foram clarificados, entre lâmina e lamínula em Lactofenol de Amann (uma parte de água destilada + duas partes de glicerina + uma parte de ácido láctico + uma parte de ácido fênico), por tempo variável, dependendo da espessura dos mesmos (AMATO et al., 1991).

Espécimes inteiros de Trematoda foram encaminhados ao Laboratório de Morfologia e Patologia Animal (LMPA) no Hospital veterinário da UENF para análise histológica. Para tanto, os trematodeos foram fixados em solução formalina tamponada neutra a 10%. Posteriormente, esses parasitos foram clivados e processados automaticamente, passaram pelas etapas de desidratação em álcool gradual (70%, 80%, 90% e 100%), clarificação em Xilol e impregnação em parafina. Com o auxílio da inclusora automatizada Leica EG 1150, as amostras foram embebidas em parafina, tendo como base o histossete. Os blocos foram cortados com auxílio do micrótomo Leica RM 2145 em seções de 5-6 μm de espessura, corados com Hematoxilina e Eosina, montados entre lâmina e lamínula e levados a estufa SOLAB-100 a 50 ° para secagem.

Alguns espécimes de Trematoda (Digenea), após comprimidos entre lâminas de vidro, foram corados com Carmim Borax Alcoólico de Grenacher, Carmim de Semichon, Hematoxilina de Delafield e de Mayer ou Tricrômico de Gomori, conforme descrito por Amato et al. (1991), mas com algumas modificações (Figuras 15, 16, e 17).

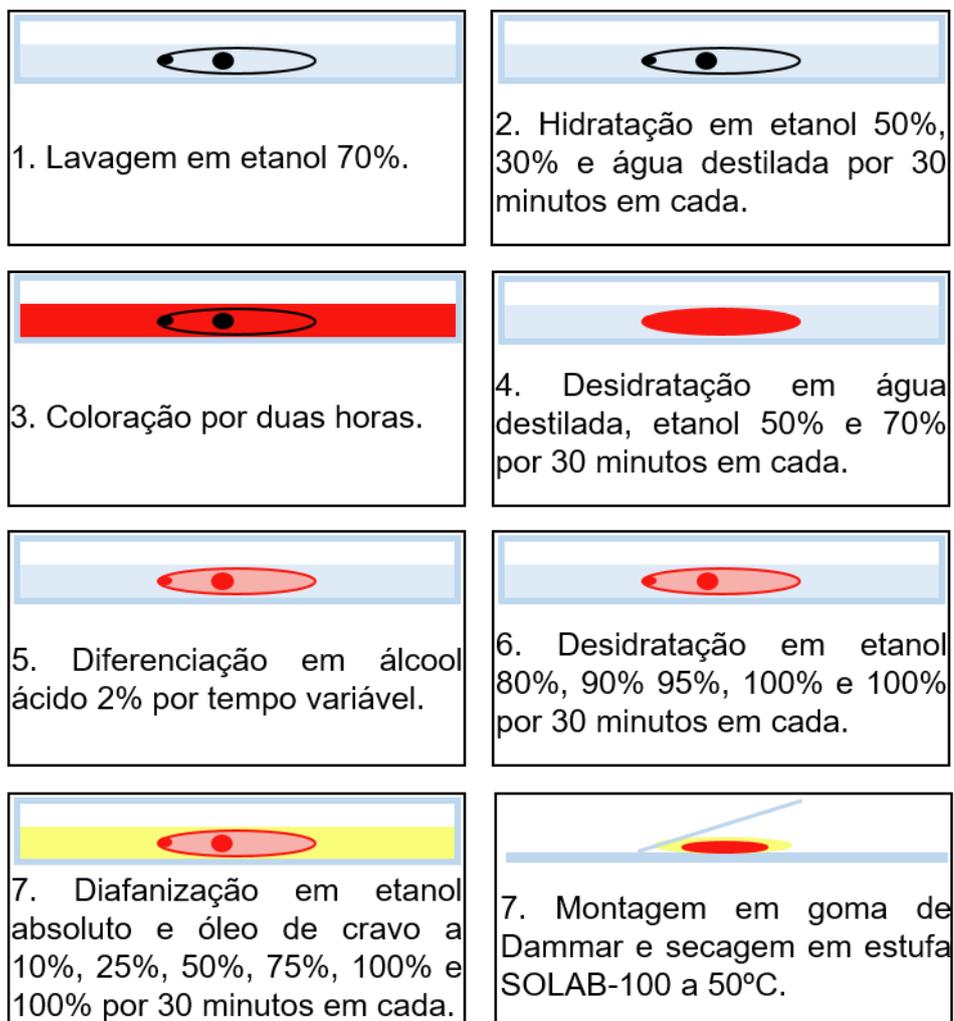


Figura 15. Técnica de coloração com Carmim Borax Alcoólico de Grenacher e Hematoxilina de Mayer utilizada em trematódeos coletados dos exemplares de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **Fonte:** Baseada em Amato et al. (1991).

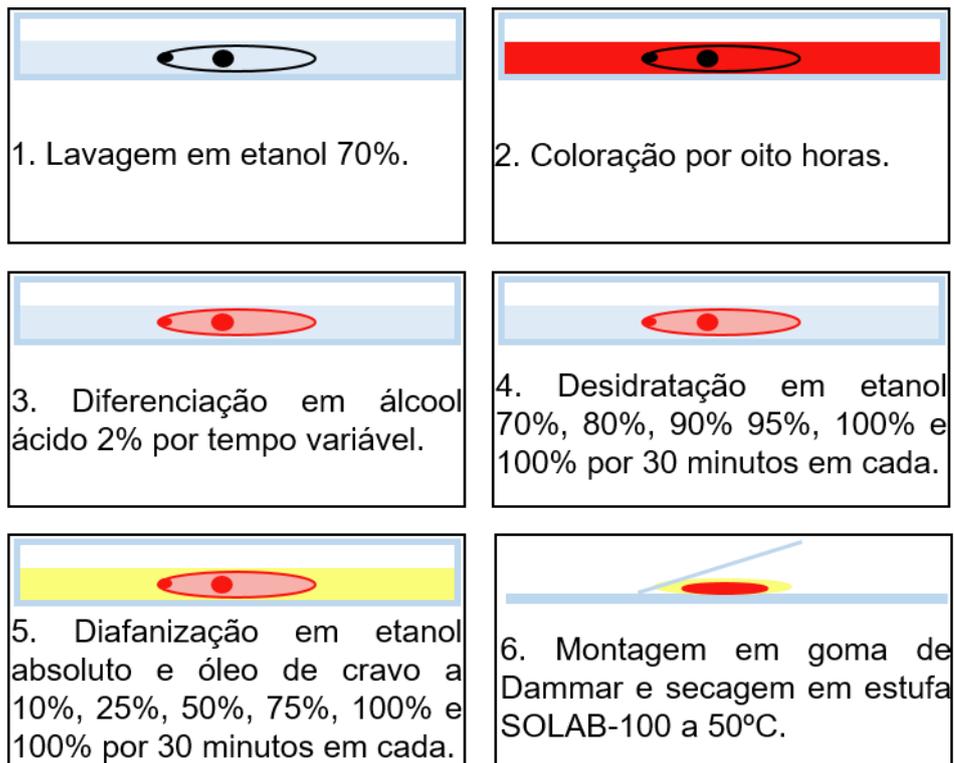


Figura 16. Técnica de coloração com Carmim de Semichon e Hematoxilina de Delafield utilizada em trematódeos coletados dos exemplares de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **Fonte:** Baseada em Amato et al. (1991).

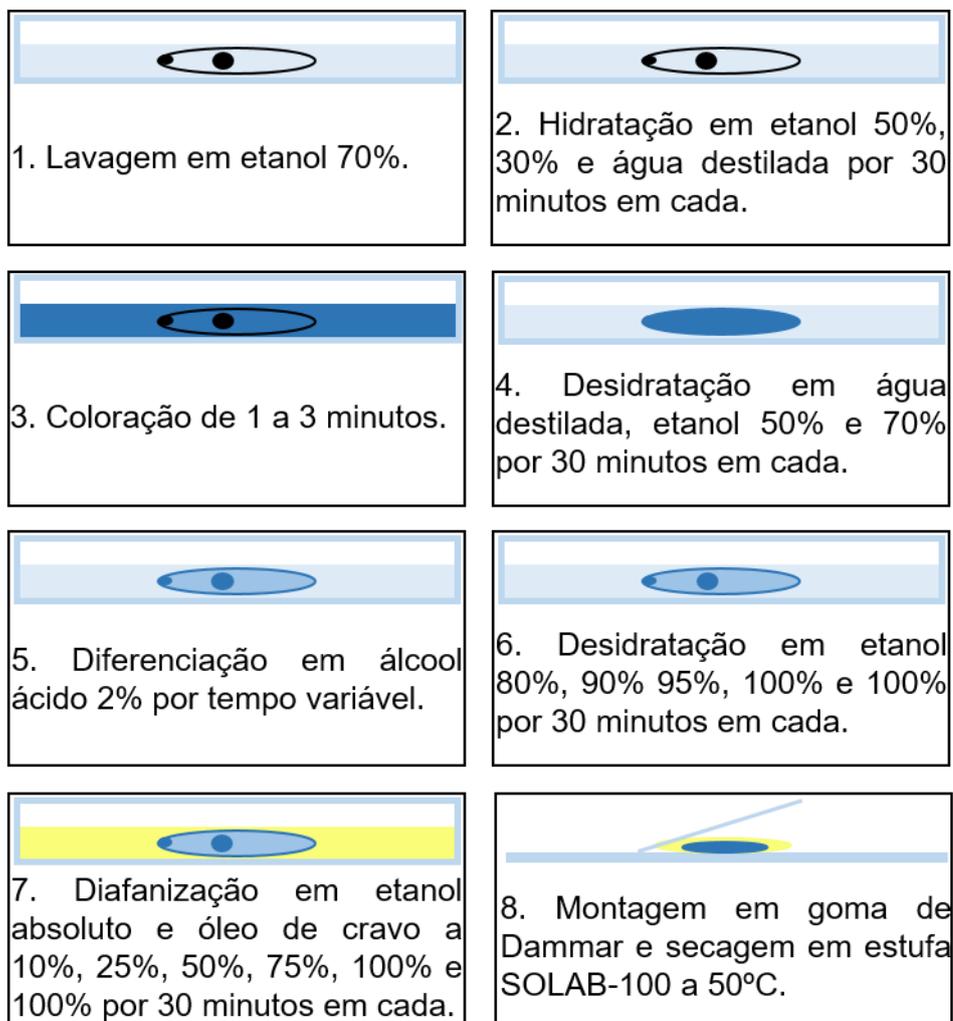


Figura 17. Técnica de coloração com Tricrômico de Gomori utilizada em trematodeos coletados dos exemplares de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil.

Fonte: Baseada em Amato et al. (1991).

Todas as lâminas foram observadas sob microscópio óptico binocular modelo Axion Vision Plus® (Carl Zeiss MicroImaging GmbH, Alemanha) equipado com câmera digital (Canon PowerShot A640, EUA) para captura de imagens e foi utilizado o Software Zeiss Axio Vision Sample Images, onde foi feito as análises das imagens e as morfometrias dos parasitos, aferidas em micrômetros. A esquematização e digitalização dos parasitos foram realizadas utilizando-se o software Adobe Photoshop Elements 9.0, com auxílio de uma mesa digitalizadora Intuos4 Wacon® (Wacon Co. Ltd, Japan). As morfometrias dos parasitos foram submetidas à análise descritiva, definindo-se os valores mínimos e máximos, valores médios e desvios padrões com auxílio do software Microsoft Office Excel 2007.

5.4. ÍNDICES ECOLÓGICOS

Baseado nos dados parasitológicos coletados de *C. psittacus*, foram calculados os valores de prevalência, intensidade, intensidade média, abundância, abundância média e riqueza de acordo com as descrições abaixo (BUSH et al., 1997):

Prevalência	Número de peixes infectados dividido pelo número de peixes examinados;
Intensidade (infrapopulação)	Número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito em um único peixe infectado;
Intensidade média	Número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito dividido pelo número de peixes infectados;
Abundância	Número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito em um único peixe examinado, independentemente do hospedeiro estar infectado ou não;

Abundância média	Número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito dividido pelo número de peixes examinados;
Riqueza	Número de espécies de parasito dos peixes examinados.

5.5. IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS

Os parasitos coletados de *C. psittacus* foram classificados (até filo) de acordo com o sistema de informação da biodiversidade, "Systema Naturae 2000" (BRANDS, 1989-2007). Para identificação ao nível genérico foram utilizadas as chaves de Nematoda (ANDERSON et al., 2009) e Trematoda (GIBSON et al., 2002; JONES et al., 2005; BRAY et al., 2009), já para diagnóstico específico foi realizada uma consistente revisão bibliográfica.

6. RESULTADOS

O comprimento total dos 45 *C. psittacus* examinados variou de 15 a 32 cm, com média de 22 cm \pm 4,20 e o comprimento padrão variou de 11 a 28 cm, com média de 18 cm \pm 3,69. Os 19 peixes capturados na segunda coleta pesavam de 232 a 678 g, com média de 381 g \pm 11,75. Aproximadamente, 93% dos hospedeiros estavam infectados com pelo menos uma espécie de parasito, incluindo: Acanthocephala (11%) na cavidade corporal e intestino; Cestoda (2%) no intestino; Digenea (53%) na cavidade corporal, estômago e intestino; Monogenoidea (44%) nas nadadeiras e brânquias; Nematoda (76%) na cavidade corporal, bexiga natatória, fígado, intestino e gônadas; Copepoda (2%) na superfície corporal; Isopoda (2%) e Hirudinea (9%) nas brânquias. Os índices ecológicos calculados para os parasitos coletados dos *C. psittacus* podem ser observados na Tabela 1, exceto a riqueza que variou de 1 a 4.

Tabela 1. Parasitos coletados dos 45 espécimes de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil.

PARASITOS	AMOSTRAS		ÍNDICES ECOLÓGICOS ³		
	Peixes ¹	Espécimes ²	Prevalência	AM	IM
Acanthocephala	5	14	11	0,31	2,80
Cestoda	1	1	2	0,02	1
Digenea	24	2.463	53	54,73	102,63
Monogenoidea	20	182	44	4,04	9,10
Nematoda	34	576	76	12,80	16,94
Copepoda	1	1	2	0,02	1
Isopoda	1	1	2	0,02	1
Hirudinea	4	4	9	0,09	1
TOTAL	42	3.242	93	-	-

¹Número de peixes infectados; ²Número de total de parasitos coletados nas amostras; ³Prevalência em (%), (AM) abundância média e (IM) intensidade média.

6.1. LEPOCREADIIDAE

Trematodeos da Família Lepocreadiidae (n=2.306) foram coletados dos intestinos de 47% dos *C. psittacus* analisados, com abundância média 51,24 e intensidade média 109,81. Um total de 10 espécimes, coletados de um único hospedeiro, foram totalmente analisados.

Família Lepocreadiidae Nicoll, 1935

Gênero *Bianium* Stunkard, 1930

Bianium macropharingea n. sp.

Hospedeiro: *Colomesus psittacus* (Bloch & Schneider, 1801) (Tetraodontiformes, Tetraodontidae).

Local de infecção: Intestino.

Localização: município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil.

Etimologia: O nome específico deste trematodeo está relacionado com o tamanho que sua faringe ocupa no corpo.

Comentários: das oito espécies válidas do gênero *Bianium*, a nova espécie aqui descrita, *Bianium macropharingea* n. sp., pode ser distinguida principalmente pela faringe que ocupa todo o espaço entre a ventosa oral e ventral, com ventosas sobrepondo-se à faringe. Essa característica não foi observada em nenhuma outra espécie. Além disso, este é o primeiro relato de Lepocreadiidae parasitando o baiacu-papagaio, *Colomesus psittacus*.

Os trematodeos apresentaram corpo pequeno, oval e com muitos espinhos da extremidade anterior do corpo até ao nível do ovário. Comprimento total medindo de 1.085 a 1.436 (1.312 ± 136) e 'scoop' incompleto, terminando abaixo da ventosa ventral (Figura 18A e 20). A ventosa oral é subterminal e arredondada, medindo 165 a 244 (200 ± 26) de comprimento por 178 a 217 (200 ± 16) de largura. A faringe é muscular, oval e grande quando comparada com suas ventosas, sobrepondo-se entre as ventosas, medindo 171 a 250 (192 ± 30) de comprimento por 137 a 256 (171 ± 43) de largura (Figura 18A, 18B e 20). O ceco intestinal se bifurca abaixo da faringe e atinge a extremidade posterior do corpo terminando em um ânus de cada lado (Figura

18A, 19 e 20). A ventosa ventral mediu 161 a 227 (200 ± 23) de comprimento por 176 a 235 (207 ± 20) de largura, onde a distância da extremidade anterior desta a extremidade anterior do corpo foi de 319 a 521 (405 ± 77) (Figura 18A, 18B e 20). Os testículos são oblíquos e pós-ovarianos. O testículo anterior mediu 127 a 183 (150 ± 25) de comprimento por 165 a 297 (222 ± 56) de largura e o testículo posterior 121 a 182 (150 ± 25) de comprimento por 176 a 288 (225 ± 58) de largura (Figura 18A e 20). O cirro é grande e o poro genital se abre na lateral sinistral acima da ventosa ventral (Figura 18B, 18C e 20). O ovário é oval, multilobado e pré-testicular, medindo 59 a 81 (66 ± 10) de comprimento por 71 a 102 (88 ± 13) de largura. Os ovos são poucos, alongados e estão distribuídos entre a ventosa ventral e o ovário, medindo 63 a 73 (70 ± 5) de comprimento por 30 a 45 (36 ± 6) de largura (Figura 18A, 18D e 20). A vitelaria está nas laterais do corpo, estende-se desde abaixo da faringe até a extremidade posterior do corpo e a vesícula excretora tem forma de 'l' (Figura 18A e 20).

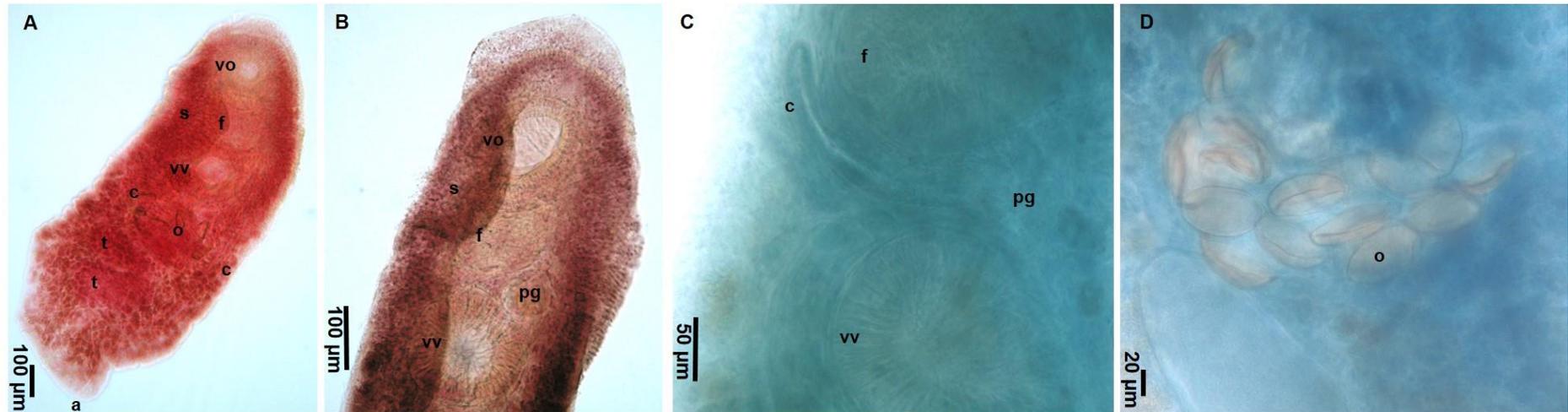


Figura 18. Espécimes de *Bianium macropharyngea* n. sp. coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **(A)** imagem de microscopia óptica do espécime corado com carmim Borax Alcoólico de Grenacher evidenciando **(vo)** ventosa oral, **(f)** faringe, **(vv)** ventosa ventral, **(o)** ovo, **(t)** testículos, **(s)** 'scoop', **(c)** cecos e **(a)** ânus; **(B)** imagem de microscopia óptica do espécime corado com Hematoxilina de Delafield evidenciando **(vo)** ventosa oral, **(f)** faringe, **(vv)** ventosa ventral, **(s)** 'scoop' e **(pg)** poro genital; **(C)** imagem de microscopia óptica do espécime corado com Tricrômico de Gomori evidenciando **(f)** faringe, **(c)** cirro **(vv)** ventosa ventral e **(pg)** poro genital; **(D)** imagem de microscopia óptica do espécime corado com Tricrômico de Gomori evidenciando **(o)** ovo.



Figura 19. Imagem de microscopia óptica do corte histológico do espécime *Bianium macropharingea* n. sp. coletado de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **(a)** ânus.

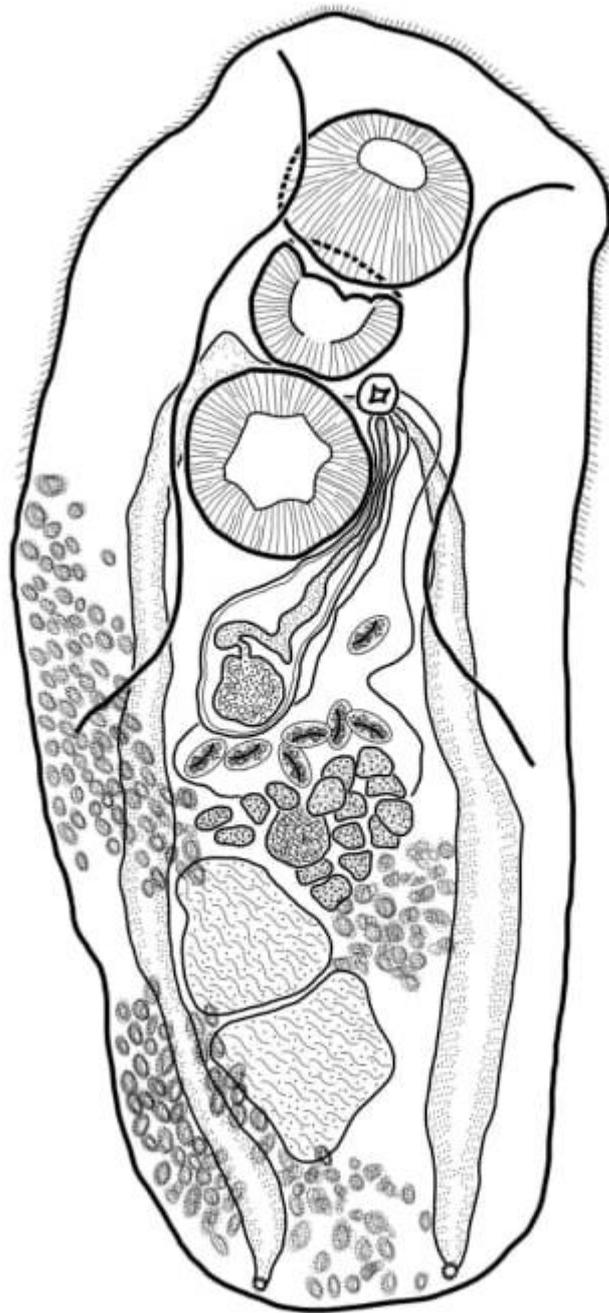


Figura 20. *Bianium macropharingea* n. sp. coletado de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil.

6.2. *Contracaecum* sp.

As larvas analisadas (n=15) foram coletadas do fígado, mesentério, estômago e intestino de seis *C. psittacus*. A prevalência foi de 13%, intensidade média 2,50 e abundância média 0,33. Os nematoides eram pequenos, de aparência filiforme, com presença de um minúsculo dente cuticular centralizado na extremidade anterior do corpo de contorno delicado, dois lábios e poro excretor localizado próximo a abertura oral (Figura 21C e 22B). O comprimento total variou de 1.771 a 5.968 (3.015 ± 1231) e maior largura do corpo, observada na região mediana, de 68 a 198 (114 ± 35). A distância do anel nervoso até a extremidade anterior foi de 132 a 278 (187 ± 44) (Figura 21B e 22A e B). O esôfago é muscular, representando cerca de 14% do comprimento total do corpo, medindo de 232 a 852 (422 ± 170) de comprimento, o qual se abre no intestino por meio de um ventrículo distinto, medindo de 14 a 28 (21 ± 4) de comprimento (Figura 22A). O ceco intestinal, voltado para a região anterior do corpo, mediu de 97 a 515 (197 ± 115) de comprimento (Figura 21B e 22A e B). O apêndice ventricular é grande, representando cerca de 49% do comprimento total do corpo, medindo de 877 a 2.310 (1.470 ± 456) de comprimento (Figura 21A e 22A). A região posterior apresenta duas glândulas retais e ânus, com largura do corpo ao nível do ânus de 32 a 143 (49 ± 23). A cauda é cônica e sem projeção cuticular (espinho), medindo 63 a 192 (95 ± 34) de comprimento (Figura 21D e 22C).

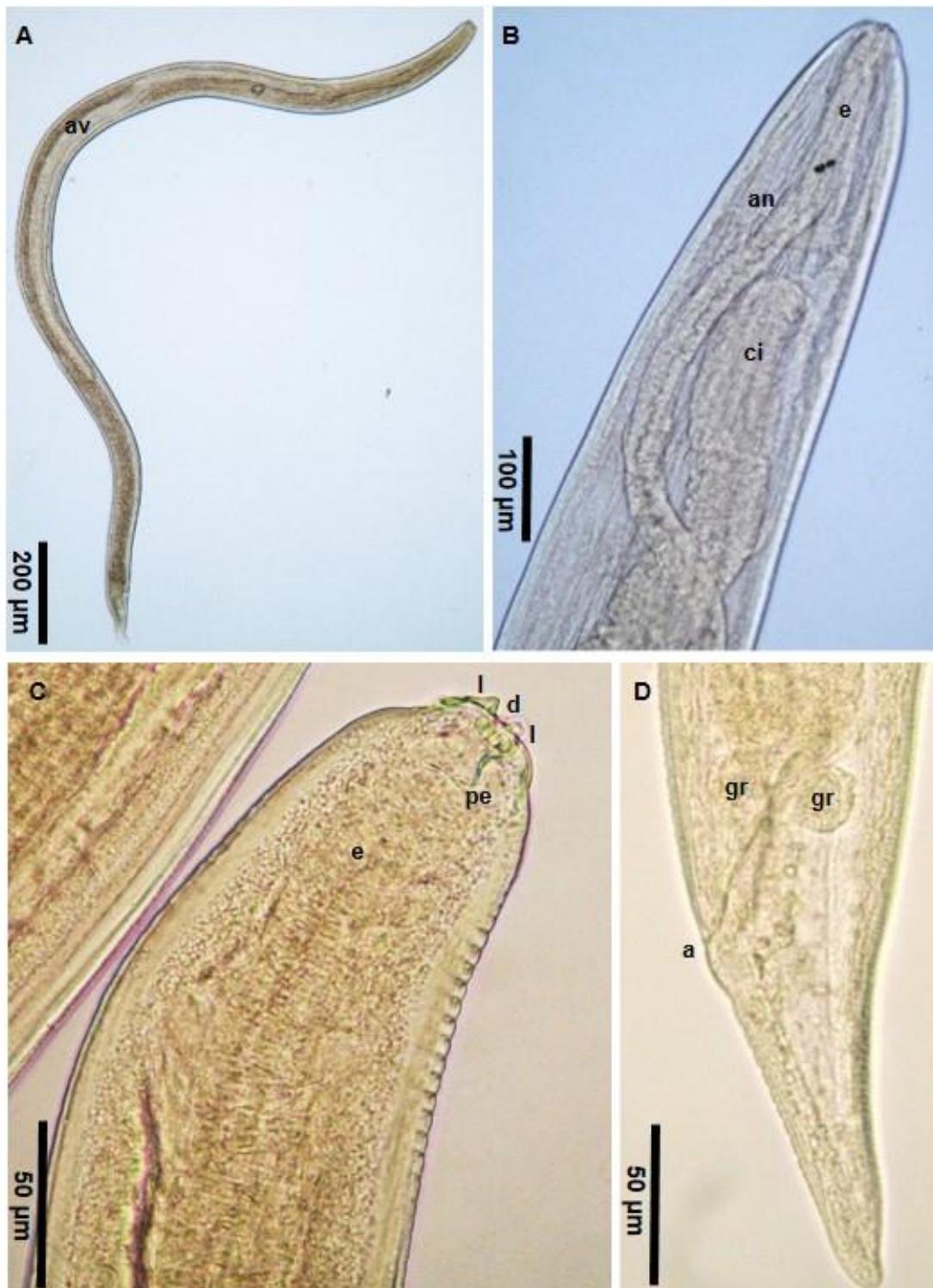


Figura 21. Imagem de microscopia óptica das larvas de terceiro estágio de *Contracaecum* sp. coletadas de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **(A)** corpo inteiro evidenciando **(av)** apêndice ventricular; **(B)** região anterior evidenciando **(e)** esôfago, **(a)** anel nervoso e **(ci)** ceco intestinal; **(C)** região anterior evidenciando **(l)** lábios, **(d)** dente, **(pe)** poro excretor e **(e)** esôfago; **(D)** região posterior evidenciando **(gr)** glândulas retais e **(a)** ânus.

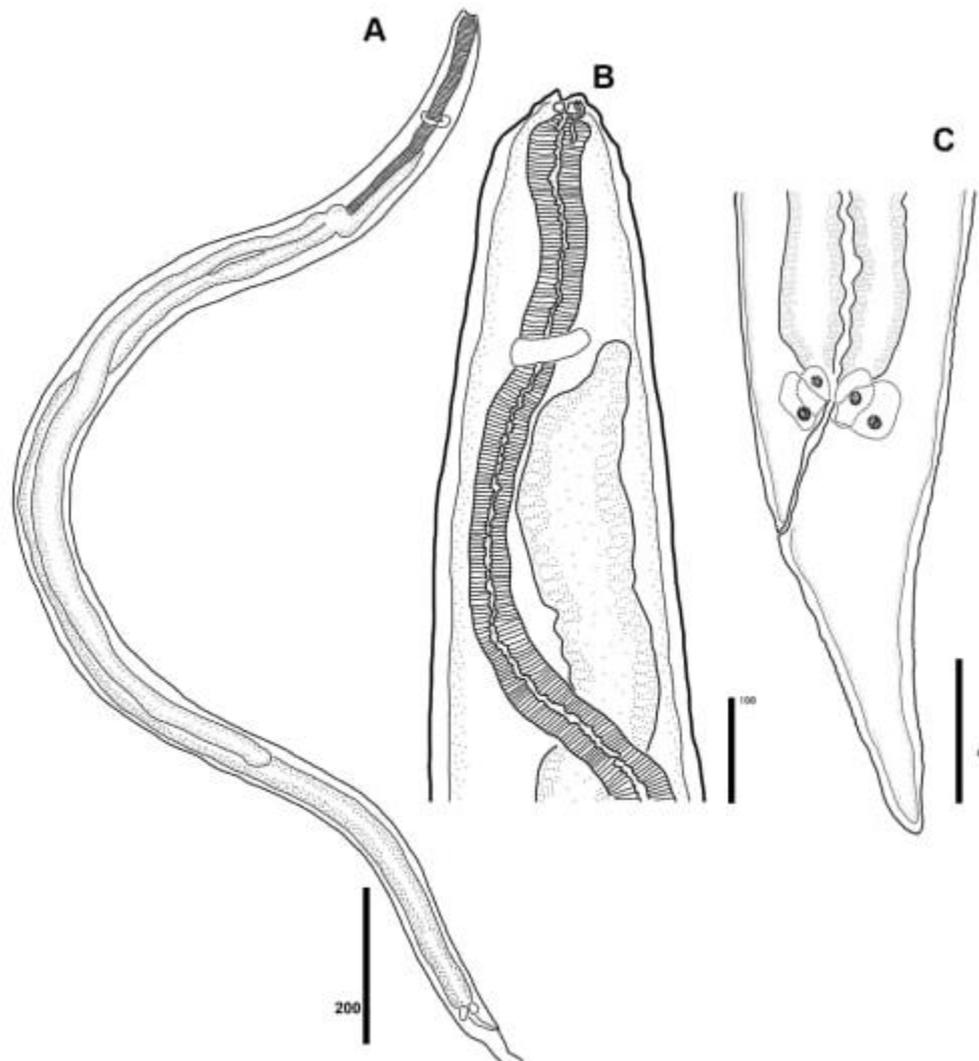


Figura 22. Larva de terceiro estágio de *Contracaecum* sp. coletado de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **A:** corpo vista frontal; **B:** região anterior vista frontal; **C:** região posterior vista lateral.

6.3. *Cucullanus* spp.

Em 13 peixes foram observados nematodeos do gênero *Cucullanus* (n=27), na cavidade corporal, estômago, intestino e bexiga natatória. Um total de 13 fêmeas foram coletadas de oito *C. psittacus* e 14 machos de nove *C. psittacus*. A prevalência foi de 28%, abundância média 0,60 e intensidade média 2,08.

6.3.1 *Cucullanus marajoara*

Em oito peixes foram observados nematodeos identificados como *C. marajoara* (n=11), na cavidade corporal, estômago, intestino e bexiga natatória. A prevalência foi de 18%, abundância média 0,24 e intensidade média 1,38. Um total de 10 espécimes foram medidos (n=5 fêmeas e n=5 machos). Os nematoides tinham tamanho médio, cutícula delicada, com estrias transversais finas ao longo do corpo. Observou-se dimorfismo sexual, fêmeas maiores do que os machos, e região anterior semelhante em ambos os sexos. A extremidade anterior é arredondada, com uma abertura oral dorsoventral na forma de uma fenda, circundada por um anel cuticular e delimitada por uma pequena coroa radiata. Um par de anfídeos dorsolaterais e esôfago muscular claviforme dividido em duas regiões distintas e bem desenvolvidas. A região anterior do esôfago é bem esclerotizada, formando uma pseudocápsula oral (esôfastomo), com anel nervoso localizado no final desta região. A região posterior do esôfago é expandida e se abre para o intestino, por meio de uma válvula esôfago-intestinal em forma de dois sacos. O divertículo do esôfago e ceco intestinal estão ausentes. Um par de derídeos alinhados, observados apenas em machos, está localizado ao nível mediano da porção final do esôfago, distando 650 a 767 (708 ± 83) da extremidade anterior do corpo (Figura 23A, 24A e 24B). O poro excretor não foi visualizado.

Nos machos, o comprimento total variou de 5.337 a 7.986 (6.672 ± 1.050) e maior largura do corpo de 292 a 465 (379 ± 76) na região mediana. Esôfago medindo 680 a 868 (802 ± 79) de comprimento por 157 a 184 (169 ± 10) de largura, representando 12% do comprimento total do corpo. Esôfastomo medindo 221 a 336 (279 ± 47) de comprimento por 81 a 111 (90 ± 12) de largura. O anel nervoso está posicionado a 244 a 324 (290 ± 30) da extremidade anterior e a largura do corpo ao nível do anel nervoso foi de 148 a 269 (228 ± 48). Uma ventosa pré-cloacal, medindo 95 a 120 (103 ± 10) de comprimento por 75 a 152 (112 ± 31) de largura, está localizada, a partir da sua abertura, 612 a 860 (743 ± 93) da extremidade posterior. A abertura cloacal tem um lábio superior protuberante e a largura do corpo ao nível da cloaca mediu de 114 a 162 (142 ± 23). Observou-se dois espículos longos, filiformes e esclerotizados, representando 11% do comprimento total do corpo. O comprimento do espículo direito e esquerdo foi de 378 a 1032 (709 ± 265) e 375 a 1032 (706 ± 262), respectivamente. O gubernáculo é esclerotizado e em forma de colher em vista lateral, medindo 62 a 76 (69 ± 7) de comprimento. Dez pares de papilas caudais foram observadas da seguinte forma: cinco pares pré-cloacais (o par 1 está localizado anteriormente a ventosa pré-cloacal e os pares 2, 3, 4 e 5 são ventrais e estão localizados posteriormente a ventosa pré-cloacal) e cinco pares de papilas pós-cloacais (os pares 6, 8 e 10 são ventrais, o par 7 é lateral e o par 9 é dorsal). Um par de fasmídeos laterais está localizado entre os pares de papilas 8 e 10 e uma papila ventral não pareada está localizada em cima do lábio superior da abertura cloacal. A cauda é cônica e sem projeção cuticular (espinho) e asas caudais, medindo 142 a 218 (189 ± 29) de comprimento (Figura 23B e 24C).

Nas fêmeas, o comprimento total variou de 4.423 a 9.322 (7.327 ± 2.220) e maior largura do corpo de 247 a 460 (387 ± 99) na região mediana. Esôfago medindo 603 a 889 (781 ± 128) de comprimento por 137 a 176 (159 ± 18) de largura, representando de 11% do comprimento total do corpo. Esôfastomo medindo 237 a 308 (275 ± 29) de comprimento por 69 a 109 (85 ± 18) de largura. O anel nervoso estava posicionado 243 a 331 (297 ± 38) da extremidade anterior e a largura do corpo ao nível do anel nervoso foi de 181 a 277 (242 ± 43). A vulva pós-equatorial está localizada a 1.603 a 3.552 (2.824 ± 898) da extremidade

posterior e a largura do corpo ao nível da vulva é de 212 a 431 (340 ± 92). A vagina é muscular e ovojector é anfidélfico. Os ovos são arredondados, medindo 39 a 48 (44 ± 4) de comprimento por 39 a 51 (45 ± 6) de largura (Figuras 23C e 24E). A região posterior apresenta duas glândulas retais e ânus, com largura do corpo ao nível do ânus de 89 a 154 (130 ± 29). A cauda é cônica e sem projeção cuticular (espinho), medindo 183 a 266 (220 ± 38) de comprimento (Figuras 23D e 24D).



Figura 23. Imagem de microscopia óptica de *Cucullanus marajoara* coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **A:** região anterior vista frontal; **B:** região posterior masculina vista lateral; **C:** região da vulva vista lateral; **D:** região posterior feminina vista lateral. Barra: 100µm.

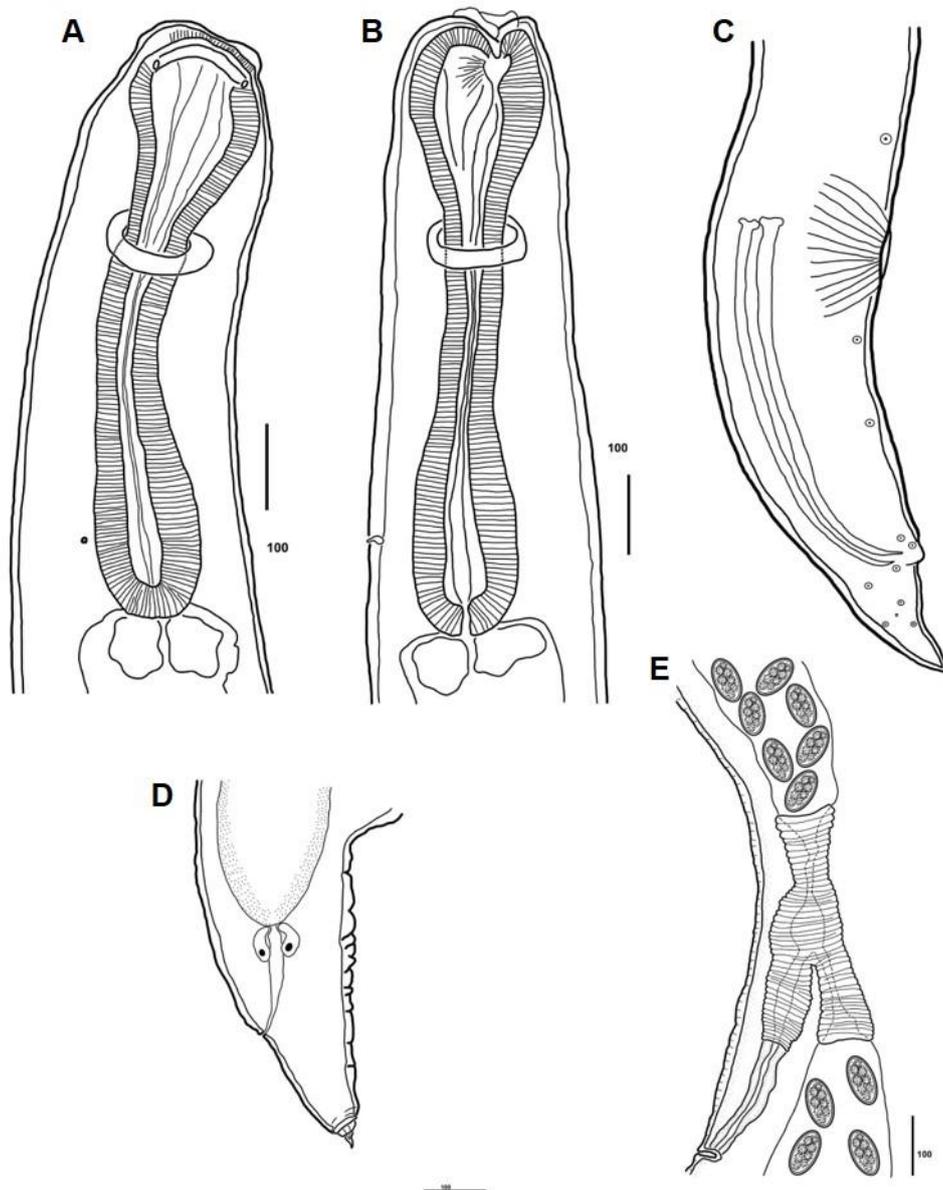


Figura 24. *Cucullanus marajoara* coletado de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **A:** região anterior vista frontal; **B:** região anterior vista lateral; **C:** região posterior masculina vista lateral; **D:** região posterior feminina vista lateral; **E:** região da vulva vista lateral.

6.3.2. *Cucullanus maranhensis* n. sp.

Em cinco peixes foram observados nematodeos identificados como *Cucullanus maranhensis* n. sp. (n=16), na cavidade corporal e intestino. A prevalência foi de 11%, abundância média 0,36 e intensidade média 3,20. Os 16 espécimes foram medidos (n=7 fêmeas e n=9 machos).

Família Cucullanidae Cobbold, 1864

Gênero *Cucullanus* Müller, 1777

Cucullanus maranhensis n. sp.

Hospedeiro: *Colomesus psittacus* Bloch e Schneider, 1801 (Tetraodontiformes: Tetraodontidae).

Local de infecção: cavidade corporal e intestino.

Localização: município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil.

Etimologia: O nome específico deste nematódeo, *maranhensis*, refere-se a região zoogeográfica na qual o hospedeiro foi encontrado (ou seja, município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil).

Comentários: das 14 espécies válidas do gênero *Cucullanus* de distribuição pelo Brasil, a nova espécie aqui descrita, *Cucullanus maranhensis* n. sp., pode ser distinguida principalmente pela cutícula dilatada, mais visivelmente entre o anel nervoso e a extremidade anterior. Essa característica não foi observada em nenhuma outra espécie. Além disso, este é o primeiro relato de *Cucullanus* em *Colomesus psittacus* no estado do Maranhão de habitat marinho.

Observou-se dimorfismo sexual, fêmeas maiores do que os machos, e região anterior semelhante em ambos os sexos. Os nematoides tinham tamanho médio, cutícula delicada, com estrias transversais finas ao longo do corpo, e dilatada, principalmente entre o anel nervoso e a extremidade anterior. A extremidade anterior é arredondada, com quatro papilas cefálicas, uma abertura oral dorsoventral na forma de uma fenda, circundada por um anel cuticular e delimitada por uma fileira de dentes pequenos. Há um par de anfídeos dorsolaterais e o esôfago é muscular claviforme, dividido em duas regiões

distintas e bem desenvolvidas. A região anterior do esôfago é bem esclerotizada, formando uma pseudocápsula oral (esôfastomo), com anel nervoso localizado no final desta região. A região posterior do esôfago é expandida e se abre para o intestino, por meio de uma válvula esôfago-intestinal em forma de dois sacos. O divertículo do esôfago e ceco intestinal estão ausentes. Um par de derídeos alinhados está localizado abaixo da válvula esôfago-intestinal, a 1.150 a 3.249 (1.875 ± 1.190) ($n=3$) da extremidade anterior (Figura 25C). Poro excretor não foi visualizado.

Nos machos, o comprimento total variou de 4.749 a 11.680 (8.876 ± 2.763) e maior largura do corpo de 251 a 530 (402 ± 99) na região anterior. Esôfago medindo 589 a 880 (738 ± 100) de comprimento por 124 a 192 (154 ± 25) de largura, representando 8% do comprimento total do corpo. Esôfastomo medindo 186 a 279 (241 ± 36) de comprimento por 69 a 125 (94 ± 18) de largura. O anel nervoso está posicionado a 252 a 340 (313 ± 29) da extremidade anterior e a largura do corpo ao nível do anel nervoso foi de 201 a 423 (301 ± 75) (Figura 25A). Uma pseudoventosa pré-cloacal, medindo 92 a 261 (176 ± 68) de comprimento por 65 a 148 (117 ± 31) de largura, está localizada, a partir da sua abertura, 645 a 1.109 (874 ± 170) da extremidade posterior do corpo. A abertura cloacal tem um lábio superior protuberante sem conter papila e a largura do corpo ao nível da cloaca mediu de 89 a 195 (143 ± 38). Observou-se dois espículos longos, filiformes e esclerotizados, representando 9% do comprimento total do corpo. O comprimento do espículo direito e esquerdo foi de 600 a 986 (801 ± 157) e 585 a 914 (742 ± 126), respectivamente. O gubernáculo é esclerotizado e em forma de colher em vista lateral, medindo 46 a 161 (103 ± 52) de comprimento. Dez pares de papilas caudais foram observadas da seguinte forma: cinco pares pré-cloacais (o par 1 está localizado anteriormente a ventosa pré-cloacal e os pares 2, 3, 4 e 5 são ventrais e estão localizados posteriormente a ventosa pré-cloacal) e cinco pares pós-cloacais (os pares 6, 8 e 10 são ventrais, o par 7 é lateral e o par 9 é dorsal). A cauda é cônica, sem projeção cuticular (espinho) e asas caudais, medindo 177 a 260 (217 ± 29) de comprimento (Figura 25D). Fasmídeos não foram visualizados.

Nas fêmeas, o comprimento total variou de 9.183 a 14.556 (12.679 ± 2.013) e maior largura do corpo de 413 a 605 (507 ± 72) na região anterior.

Esôfago medindo 792 a 960 (893 ± 54) de comprimento por 157 a 224 (184 ± 24) de largura, representando 7% do comprimento total do corpo. Esôfastomo medindo 253 a 327 (281 ± 28) de comprimento por 75 a 106 (95 ± 10) de largura. O anel nervoso estava posicionado 312 a 365 (337 ± 22) da extremidade anterior e a largura do corpo ao nível do anel nervoso foi de 317 a 463 (368 ± 46) (Figura 25A). A vulva pós-equatorial está localizada a 4.670 a 6.019 (5.387 ± 490) da extremidade posterior do corpo e a largura do corpo ao nível da vulva foi de 440 a 568 (504 ± 49). A vagina é muscular e ovojector é anfidélfico. Os ovos são arredondados, medindo 61 a 67 (64 ± 2) de comprimento por 43 a 46 (44 ± 1) de largura. A região posterior apresenta duas glândulas retais e ânus, com largura do corpo ao nível do ânus de 128 a 189 (158 ± 26). A cauda é cônica e sem projeção cuticular (espinho), medindo 294 a 412 (345 ± 43) de comprimento (Figura 25B).



Figura 25. Imagem de microscopia óptica de *Cucullanus maranhensis* n. sp. coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. **A:** região anterior vista frontal; **B:** região posterior masculina vista lateral feminina; **C:** região anterior vista frontal, → evidenciando o derídeo; **D:** região posterior vista lateral masculina.

6.4. *Philometra brasiliensis* n. sp.

Uma fêmea grávida e uma fêmea subgrávida foram coletadas das gônadas maduras (Figura 26) de um único *C. psittacus*. A prevalência foi de 2%, abundância média 0,04 e intensidade média 1.

Família Philometridae Baylis & Daubney, 1926

Gênero *Philometra* Costa, 1845

Philometra brasiliensis n. sp.

Hospedeiro tipo: *Colomesus psittacus* (Bloch & Schneider, 1801)

(Tetraodontiformes, Tetraodontidae).

Local de infecção: gônadas.

Localidade do hospedeiro: município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil.

Data de coleta: 10 a 12 de dezembro de 2019.

Etimologia: O nome específico deste nematoide está relacionado com o país de sua origem, ou seja, Brasil.

Comentários: das sete espécies válidas do gênero *Philometra*, a nova espécie aqui descrita, *Philometra brasiliensis* n. sp., pode ser distinguida principalmente pela presença de duas papilas na região posterior e por infectar as gônadas de *Colomesus psittacus* do Brasil.

Corpo filiforme, com cutícula lisa e muito delicada. Extremidade cefálica arredondada, com abertura bucal pequena, circular, sem dentes cuticulares e quatro pares de papilas cefálicas. Anfídeos laterais não visualizados. O esôfago é muscular, inflado na extremidade anterior, formando um bulbo distinto e sem dentes esofágicos. Extremidade caudal arredondada, com um par de papilas caudais na região posterior. Vulva e ânus ausentes. Os ovários são curtos, com extremidades largas e arredondadas, situadas próximo às extremidades anterior e posterior do corpo.

A cor do corpo da fêmea grávida é marrom escura da extremidade anterior até a região mediana e marrom mais claro da região média a extremidade posterior (Figura 27), medindo 338 mm de comprimento e 1,4 mm de largura. As regiões anterior e posterior do corpo não tem variação significativa na largura,

medindo 332 e 310, respectivamente. Bulbo esofágico medindo 196 de comprimento por 197 de largura. Anel nervoso circundando o esôfago a 328 da extremidade anterior do corpo e largura do corpo ao nível do anel nervoso de 402. Intestino de cor marrom, retilíneo, sob o útero até a região mediana do corpo e deslocado lateralmente pelo útero da região mediana a região posterior do corpo. Antes do ovário posterior, o intestino se atrofia, formando duas glândulas retais e um ligamento curto, fixado ventralmente à parede do corpo, próximo à extremidade posterior. O ovário anterior está logo abaixo do nível do anel nervoso, sobrepondo-se ao esôfago, e o ovário posterior entre o término do intestino e o ligamento intestinal. O útero ocupa a maior parte do espaço do corpo, chegando a preencher completamente o corpo na região anterior a região mediana, com numerosas larvas, principalmente enroladas, ao nível do anel nervoso a região mediana, e larvas e ovos da região mediana a região posterior do corpo (Figuras 28D e 30). As larvas (n=15) tem 440 a 608 ($541,41 \pm 36,43$) de comprimento e 16 a 22 ($18,98 \pm 1,28$) de largura.

A fêmea subgrávida tem corpo marrom claro (Figura 27), medindo 125 mm de comprimento e 0,8 mm de largura. As regiões anterior e posterior do corpo não tem variação significativa na largura, medindo 297 e 305, respectivamente. Bulbo esofágico medindo 155 de comprimento por 148 de largura. O comprimento total do esôfago é de 0,7 mm, representando 0,6% do comprimento do corpo. Glândula esofágica imperceptível. Anel nervoso circundando o esôfago a 264 da extremidade anterior do corpo e largura do corpo ao nível do anel nervoso de 373. Extremidade posterior do esôfago se abre para o intestino através de um ventrículo arredondado, com 99 de comprimento por 87 de largura. Intestino de cor marrom, reto, deslocado lateralmente pelo útero e estendendo-se até a região posterior (Figura 28A e 29). Antes do ovário posterior, o intestino se atrofia, formando duas glândulas retais e um ligamento curto, fixado ventralmente à parede do corpo, próximo à extremidade posterior. O ovário anterior está logo abaixo do nível do anel nervoso e o ovário posterior o nível do ligamento intestinal, próximo a extremidade posterior do corpo (Figura 30). O útero ocupa a maior parte do espaço do corpo, preenchido com numerosos ovos, principalmente na região anterior a região mediana.

Macho: desconhecido.

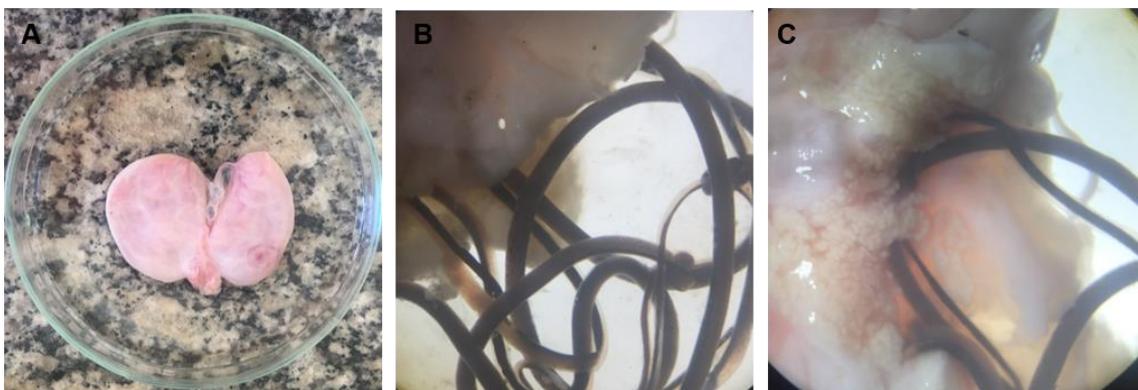


Figura 26. Gônadas e filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(A)** gônadas inteiras de *Colomesus psittacus*; **(B)** imagem observada sob o estereomicroscópio de *Philometra brasiliensis* n. sp. encistadas dentro das gônadas de *Colomesus psittacus*; **(C)** imagem observada sob o estereomicroscópio da presença de ovos dentro das gônadas de *Colomesus psittacus* encistadas por *Philometra brasiliensis* n. sp..



Figura 27. Filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(SG)** corpo inteiro da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp.; **(G)** corpo inteiro da fêmea grávida de *Philometra brasiliensis* n. sp..

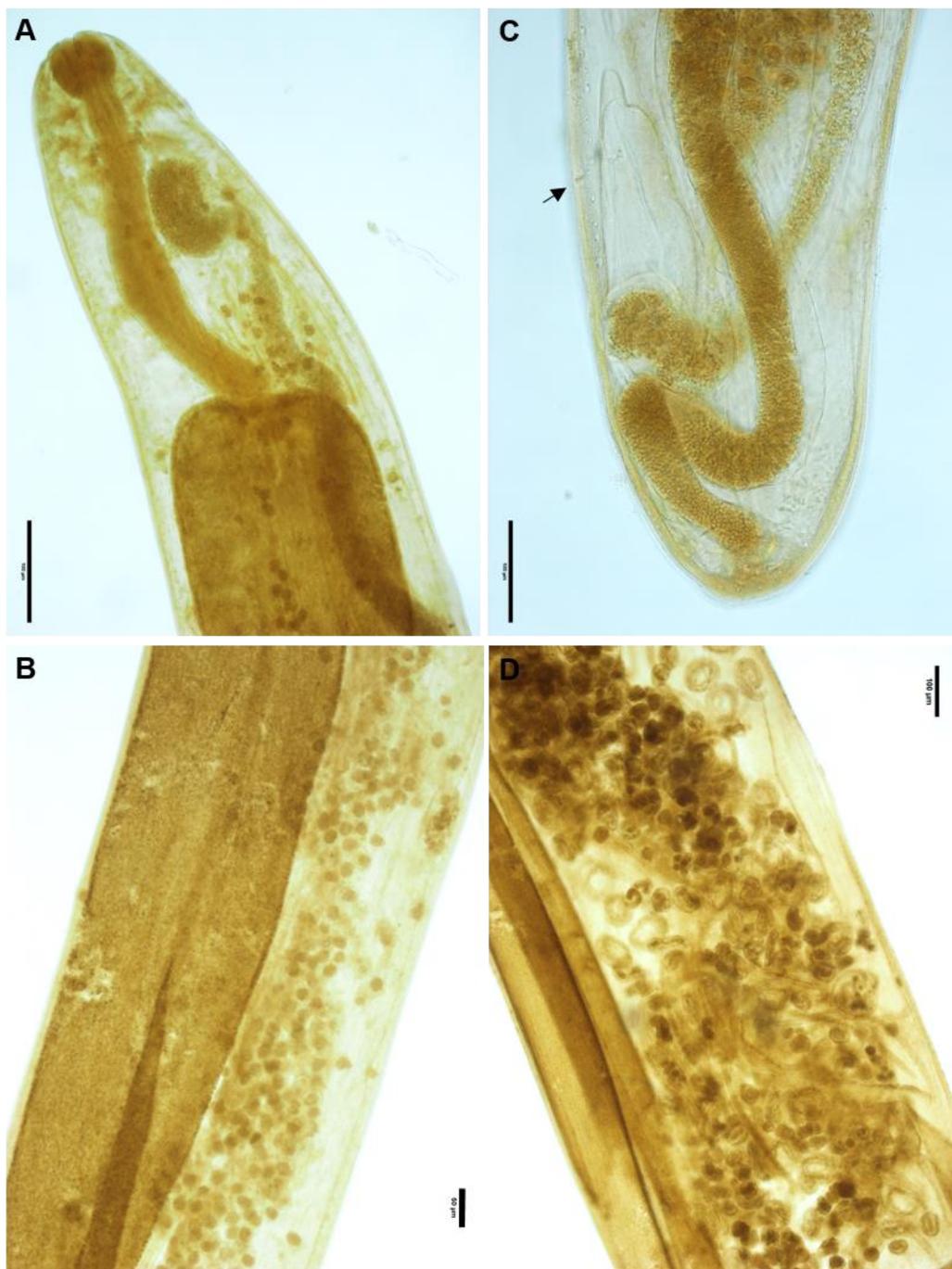


Figura 28. Imagem de microscopia óptica dos filometrídeos coletados de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil. **(A)** região cefálica da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., barra: 100 μ m; **(B)** útero repleto de ovos da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., barra: 50 μ m; **(C)** região posterior da fêmea subgrávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., com \rightarrow evidenciando a papila caudal, barra: 100 μ m; **(D)** útero repleto de larvas e ovos da fêmea grávida de *Philometra brasiliensis* n. sp., barra: 100 μ m.

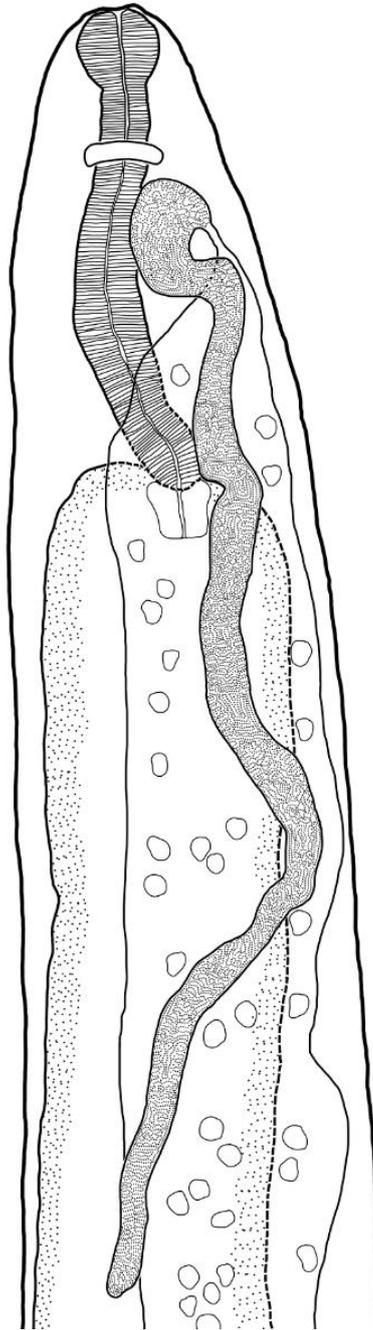


Figura 29. *Philimetra brasiliensis* n. sp. subgrávida coletada de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. Região anterior vista frontal.

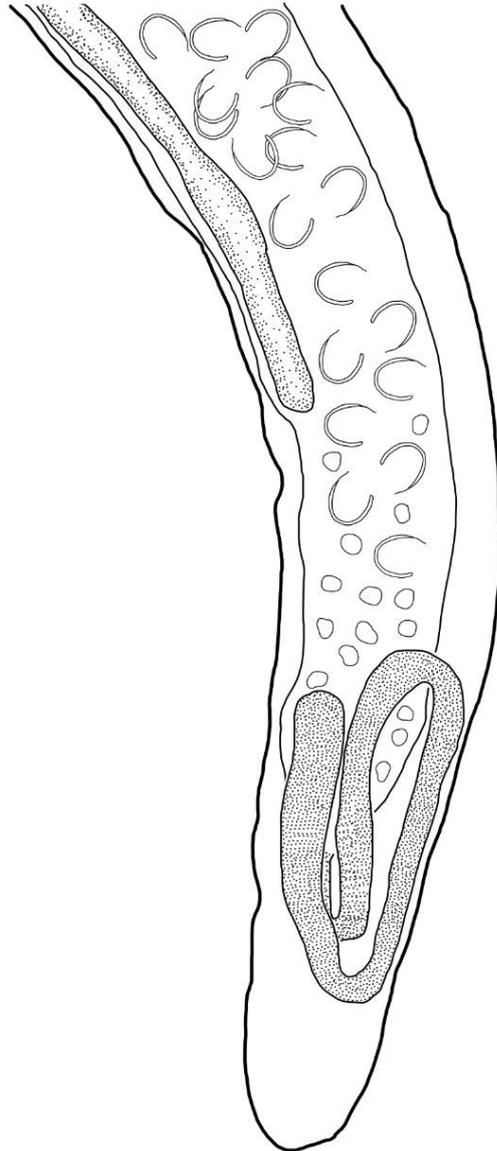


Figura 30. *Philimetra brasiliensis* n. sp. grávida coletado de *Colomesus psittacus* do município de Raposa, Estado do Maranhão, Brasil. Região posterior vista lateral.

7. DISCUSSÃO

7.1. Lepocreadiidae

Os espécimes coletados de *Colomesus psittacus* do norte do Brasil foram identificados como pertencentes ao gênero *Bianium* com base na chave de Jones et al. (2005). Este apresentava corpo oval, 'scoop' incompleto (não unido posteriormente, com abas laterais dobradas ventralmente), ventosa ventral pré-equatorial, ceco atingindo parede posterior do corpo com ânus, vesícula seminal interna e externa, poro genital sinistral a ventosa ventral, ovário multilobado, metratermo distinto e musculoso, vitelaria estende-se desde a ventosa ventral até a extremidade posterior e vesícula excretora em forma de 'I'.

O gênero *Bianium* é classificado na família Lepocreadiidae Odhner, 1905, subfamília Lepocreadiinae Odhner, 1905. Esta subfamília possui distribuição ampla, infectando principalmente os peixes teleósteos da ordem Tetraodontiformes. Bray et al. (1996), ao revisarem a subfamília Diploproctodaeinae (hoje incluídas em Lepocreadiinae), caracterizaram este grupo de Digenea pela presença de um 'scoop', uma estrutura muscular, e em muitos casos com presença de desenvolvimento glandular, encontrada na parede corporal da região anterior do parasito. Os autores descrevem dois tipos de 'scoop': 'scoop' completo, que consiste em uma crista muscular ou abas que percorrem a parte anterior do corpo, as quais se unem formando uma crista na região posterior à ventosa ventral; e 'scoop' incompleto, que consiste na presença de abas laterais que não formam cristas ao longo do corpo, ou seja, não se unem.

Durante muitos anos, as espécies do gênero *Bianium* foram reclassificados diversas vezes, por diversos autores (STUNKARD, 1930; SOGANDARES-BERNAL; HUTTON, 1958; YAMAGUTI, 1934; 1958). Sogandares-Bernal e Hutton (1958) e Skrjabin (1965) consideraram o gênero *Bianium* sinônimo de *Diploproctodaeum* La Rue, 1926 por não haver diferenças essenciais entre estes dois gêneros, pois ambos possuem duas aberturas anais,

região anterior do corpo com forma semelhante a uma espátula e região posterior quase cilíndrica. No entanto, de acordo com Yamaguti (1971), os membros de *Diploproctodaeum* possuem 'scoop' completo, o qual pode ser fracamente desenvolvido, formando um disco, com formato em 'V' ou 'U', que ocasionalmente, não inclui a ventosa ventral, e a vitelaria começa após a ventosa ventral. Enquanto, no gênero *Bianium* o 'scoop' é incompleto, onde as abas laterais podem se espalhar lateralmente ou apresentarem-se dobradas ventralmente, e a vitelaria começa ao nível da ventosa ventral ou anterior a mesma. Bray et al. (1996), revisando Diploproctoeinae, afirmam ainda que, o gênero *Bianium* tem 'scoop' incompleto no 'forebody' e *Diploproctodae* tem 'scoop' completo no 'forebody'. Esses mesmos autores, inferem que, em ambos os gêneros, o ânus pode estar presente ou não. Análises filogenéticas realizadas por Bray et al. (2018), baseadas no gene 28S de Lepocreadiidae de peixes da Baía de Moreton, Queensland, na Austrália, mostraram que estes dois gêneros, semelhantes e controversos, *Bianium* e *Diploproctodaeum*, formaram um clado bem sustentado, no entanto, internamente mal resolvidos, e os autores afirmam que é clara a necessidade de maior amostragem, tanto de espécies quanto de genes, para que surja um arranjo convincente.

Desta forma, os espécimes analisados no presente estudo pertencem ao gênero *Bianium* por possuírem abas laterais, que não se unem na região ventral do corpo ('scoop' incompleto), e cada ceco se abre na extremidade posterior do corpo, formando um ânus.

De acordo com o banco de dados disponível online em WoRMS (2019a), atualmente são consideradas oito espécies válidas no gênero *Bianium*: *Bianium plicatum* (Linton, 1928) Sunkard, 1931; *Bianium hemistoma* (Ozaki, 1928) Yamaguti, 1934; *Bianium indicum* (Gupta, 1967) Bray, Cribb & Barker, 1996; *Bianium purii* Gupta, 1968; *Bianium lianyungangense* Shen, 1990; *Bianium arabicum* Sey, 1996; *Bianium rewa* Bray, Cribb & Barker, 1996; e *Bianium isostoma* Liu, 1997.

Recentemente Nguyen et al. (2017), baseado em análise genética, descreveram uma nova espécie do gênero, *Bianium tonkiensis* Nguyen, Nhuyen, Ha & Ermolenko, 2017, de *Lagocephalus lunares* (Bloch & Schneider, 1801) do Golfo de Tonkin, Vietnã, no entanto não descreveram os caracteres que

diferenciam *B. tonkiensis* das demais espécies do gênero, apresentando apenas uma chave de identificação para sete espécies, incluindo *B. spongiosum* que foi transferido para o gênero *Pelopscreadium* como *P. spongiosum* (Bray & Cribb, 1998) Dronen, Blend, Khalifa, Mohamadain & Karer, 2016. Nessa chave, semelhante a elaborada por Bray et al. (1996), os autores diferenciam *B. tonkiensis* das demais espécies pela presença de ovário com 8 a 11 lóbulos, contudo tal característica é compartilhada com *B. purii* (10 a 15 lóbulos) e *B. arabicum* (7 a 10 lóbulos). Dessas duas espécies, apenas a primeira foi incluída na referida chave. Ademais, algumas espécies do gênero *Bianium* foram descritas sem caracterizar as lobulações do ovário e nas ilustrações esta estrutura se assemelha a de *B. tonkinensis*. A morfologia dos espécimes descritos por Nguyen et al. (2017) são semelhantes a *B. plicatum* e *B. arabicum*, ambos relatados no mesmo hospedeiro, *L. lunaris*. Sey (1996) descreve *B. arabicum* afirmando sua similaridade com *B. plicatum*, diferindo deste pelas abas laterais que alcançam a extremidade posterior do corpo. No entanto, Bray et al. (2018), ao analisarem os espécimes de Sey (1996) não observaram as abas laterais até a extremidade posterior. Além disso, Sey (1996) difere *B. arabicum* das demais espécies do gênero pela razão das ventosas, posição da vitelaria e estrutura da parte distal do aparelho reprodutor masculino. Ao compararmos as espécies *B. arabicum* e *B. plicatum*, estes não apresentam características essenciais para sua distinção, exceto os tamanhos das ventosas, ventosa oral similar a ventosa ventral e ventosa oral maior que ventosa ventral, respectivamente (LINTON, 1928; SEY, 1996, BRAY et al., 2018). Bray et al. (2018), ao analisarem as relações dos organismos da família Lepocreadiidae com base no gene 28S, mostraram que *B. arabicum* forma um clado fortemente suportado com espécies similares desta família de Digenea parasitos de Tetraodontiformes. Todavia, *B. plicatum* e *B. arabicum* não formaram um clado, evidenciando se tratar de espécies distintas. *Bianium plicatum* tem uma ampla distribuição geográfica e tem sido relatado em muitas espécies de peixes nos oceanos Atlântico e Pacífico dos Estados Unidos, Índia e Oceania (LINTON, 1940; MANTER, 1940; 1947; CABALERO; BRENES-MADRIGAL, 1958; SOGANDARES-BERNAL; HUTTON, 1959; HAFEEZULLAH, 1970; BRAY et al., 1996; 1998; MADHAVI; BRAY, 2018). *Bianium plicatum* foi originalmente descrito

em uma gaivota, *Larus argentatus*, mas Stunkard (1931) cita que parasitos de peixes podem persistir por um tempo no intestino de aves piscívoras. Dessa forma, a gaivota relatada como hospedeira de *B. plicatum* foi, conforme Manter (1947), uma hospedeira acidental, uma vez que este parasito é relatado em diversas espécies de peixes, sendo este o único relado em ave. Bilqees (1974), ao analisar espécimes de *B. plicatum* de *Tetrodon inermis* da costa de Karachi, no Paquistão, descreveu variações morfológicas, tais como variações na posição do poro genital em cinco espécimes e variações morfológicas da bolsa do cirro e estruturas associadas em sete espécimes. Todavia, Bray et al. (1996) afirmam que tais resultados devem ser tratados com muita atenção, uma vez que o material analisado é muito pobre e bastante macerado. A autora cita ainda os espécimes não apresentando espinhos, diferindo-os das demais espécies do gênero. Sabe-se que os espinhos podem ser perdidos em espécimes mal conservados.

Dentre as espécies do gênero *Bianium*, *B. hemistoma*, *B. indicum*, *B. rewa*, *B. isostoma* e *B. macropharingea* n. sp. são facilmente distinguíveis das outras espécies do gênero. *Bianium rewa* é a única espécie do gênero e provavelmente da subfamília, a apresentar ovário trilobado, enquanto as demais espécies possuem o ovário multilobado. *Bianium hemistoma* se distingue pela posição do poro genital, localizado posteriormente, sinistral a ventosa ventral. Ozaki (1928) descreveu esta espécie possuindo um 'scoop' completo, bem representado em sua ilustração, no entanto, exames posteriores do espécime-tipo e 'vouchers' feitos por Yamaguti (1934; 1942; 1951; 1970) e Zhukov (1960), mostraram que este não é o caso, pois descreveram o 'scoop' como incompleto. Apesar da descrição de *B. isostoma* ter sido feita em chinês, sua ilustração deixa claro a posição do poro genital, localizado posteriormente, dextral a ventosa ventral, o que o difere das demais espécies deste gênero. Liu (1997), descreve a espécie *B. isostoma* e afirma sua semelhança com *B. hemistoma*, exceto pela razão entre as ventosas e tamanho dos ovos. *Bianium indicum* é característico por apresentar a distribuição da vitelaria restrita. Gupta (1967) descreveu esta espécie como *Anterovitellosum indician* afirmando que, apesar dos espécimes serem muito semelhantes ao gênero *Bianium*, diferiam deste por ter a extensão da vitelaria limitada e possuir uma forma piramidal do corpo. No entanto, Bray et

al (1996), incluíram a espécie no gênero *Bianium* devido a sua próxima relação com *B. plicatum*, sendo a distribuição restrita da vitelária, uma característica específica. A nova espécie descrita aqui, também é facilmente diferenciada das demais, pelo espaço ocupado pela faringe, em relação as ventosas. Comparando-se as medidas destas três estruturas, ventosa oral, faringe e ventosa ventral, estas aproximam-se de outras espécies, no entanto, o espaço ocupado por elas no corpo do Digenea, caracteriza a nova espécie, isto é, ocupa praticamente todo o espaço entre a ventosa oral e ventral, sendo sobreposta pelas ventosas. A faringe encontra-se inteiramente na concavidade posterior da ventosa oral e o esôfago é indistinguível. A ramificação do ceco ocorre sob a ventosa ventral. Tais características não foram observadas nas demais espécies do gênero *Bianium*. Ademais, este é o primeiro relato do gênero *Bianium* em *C. psittacus* e o primeiro relato deste gênero no Oceano Atlântico da América do Sul.

Chaves de identificação de espécies de *Bianium* diferem *B. plicatum* de *B. purii* baseado nos tamanhos dos ovos (BRAY et al., 1996; MADHAVI; BRAY, 2018), sendo *B. purii* com ovos menores que 50 μm e *B. plicatum* com ovos maiores que 50 μm . Contudo, Madhavi e Bray (2018) citam *B. purii* com ovos medindo de 45 a 48 de comprimento, muito próximos de 50 μm , não sendo este um bom caractere para a distinção dessas espécies. *Bianium purii* possui comprimento do corpo relativamente menor que *B. plicatum*, além de ovário com 10 a 15 lóbulos, útero entre o ovário e a bolsa do cirro, enquanto *B. plicatum* possui ovário com aproximadamente 20 lóbulos e útero sobrepondo o ovário, alcançando o testículo anterior (SKRJABIN, 1965; MADHAVI; BRAY, 2018).

A espécie *B. lianyungangense* possui morfologia distinta das demais espécies do gênero, apesar de possuir os cecos se estendendo até a extremidade posterior do corpo. Shen (1990) descreve a espécie de *Cynoglossus semilaevis* Günther, 1873, do Mar Amarelo, na China, classificando-a no gênero *Bianium* e diferindo-a das demais espécies pela localização da bolsa do cirro anterior à ventosa ventral, com o poro genital abrindo-se lateralmente, ao nível da ventosa oral, ovário com quartos lóbulos e folículos vitelínicos em menor número. Apesar de Bray et al. (1996) e Sey (1996) revisarem a subfamília Diploproctodaeinae, não consideraram *B.*

lianyumgangense. Bray e Nahhas (1998) consideraram esta uma espécie 'putative', uma vez que difere das demais, principalmente pela posição do poro genital e seu hospedeiro, *C. semilaevis*. Além disso, Shen (1990) descreve a espécie baseada em apenas um espécime, não relatando a presença de 'scoop' e nem de espinhos recobrimdo o corpo, caracteres estes também não observados em sua ilustração. Bray e Nahhas (1998) indicam que esta espécie é próxima a *Lepocreadioides* Yamaguti, 1936. De acordo com Bray e Cribb (1998), os membros do gênero *Lepocreadioides* são predominantemente parasitos de peixes chatos, particularmente, os pertencentes ao gênero *Cynoglossus*. Os membros de *Lepocreadioides* são relatados em águas rasas e mornas, do Indo-Pacífico Ocidental e leste do Oceano Atlântico. Dessa forma, a espécie *B. lianyumgangense* deve ser transferida para o gênero *Lepocreadioides* como *Lepocreadioides lianyumgangense* n. comb., devido a posição do poro genital ao nível da ventosa oral conforme os demais membros do gênero *Lepocreadioides* (BRAY, 2005), falta de relato espinhos no corpo do único espécime analisado por Shen (1990), o qual não tem evidência de depósito do espécime-tipo, combinada com sua espécie hospedeira.

Até o momento, há somente o relato de três metazoários parasitas de *C. psittacus*: *Rohdella amazonica* Giese, Silva, Videira, Furtado, Matos, Gonçalves, Melo & Santos, 2015 (Trematoda, Aspidogastrea), no intestino; larvas do gênero *Gnathostoma* Owen, 1837 (Nematoda, Spirurida) encistadas na camada serosa do intestino; e *Cucullanus marajoara* Pinheiro, Santana, Monks, Santos & Giese, 2018 (Nematoda, Cucullanidae), no intestino, todos no estado do Pará, Brasil (GIESE et al., 2015; PINHEIRO et al., 2017; 2018). Desta forma, *C. psittacus* da costa norte do Brasil são hospedeiros de *B. macropharingea* n. sp., sendo este o primeiro relatado do gênero na América do Sul e primeiro relato de Digenea neste hospedeiro. Com a descrição da nova espécie, sinonímia de *B. tankinensis* (= *B. arabicum*) e reclassificação de *B. lianyumgangense* (= *P. lianyumgangense* n. comb.), o gênero *Bianium* conta com oito espécies: *B. plicitum*; *B. hemistoma*; *B. indicum*; *B. purii*; *B. arabicum*; *B. rewa*; *B. isostoma* and *B. macropharinges* n. sp.

Chave para espécies do gênero *Bianium*

1 a	Folículos vitelinos restritos a pequenas manchas laterais no nível do saco cirro.....	<i>B. indicum</i> (Gupta, 1967)
1 b	Folículos vitelinos atingem a extremidade posterior.....	2
2 a	Ovário multilobado.....	3
2 b	Ovário trilobado.....	<i>B. rewa</i> Bray, Cribb & Barker, 1996
3 a	Poros genital, localizado anteriormente, sinistral a ventosa ventral.....	4
3 b	Poros genital, localizado posteriormente, sinistral a ventosa ventral.....	<i>B. hemistoma</i> (Ozaki, 1928)
3 c	Poros genital, localizado anteriormente, dextral a ventosa ventral.....	<i>Bianium isostoma</i> Liu, 1997
4 a	Faringe ocupando todo espaço entre a ventosa oral e a ventosa ventral.....	<i>B. macropharyngea</i> n. sp.
4 b	Faringe não ocupando todo espaço entre a ventosa oral e a ventosa ventral.....	5
5 a	Ovos menores que 50 µm.....	<i>B. purii</i> Gupta, 1968
5 b	Ovos maiores que 50 µm.....	6
6 a	Tamanho da ventosa oral similar ao da ventosa ventral.....	<i>B. plicitum</i> (Linton, 1928)
6 b	Tamanho da ventosa oral maior que a ventosa ventral.....	<i>B. arabicum</i> Sey, 1996

7.2. *Contracaecum* sp.

As larvas de nematoides do gênero *Contracaecum* são semelhantes às larvas de *Hysterothylacium* spp. por possuírem ceco intestinal e apêndice ventricular. Entretanto, essas devem ser diferenciadas pela localização do poro excretor, onde em *Contracaecum* spp. essa estrutura está localizada na extremidade anterior, logo após o dente cuticular, enquanto que em *Hysterothylacium* spp. o poro excretor localiza-se na região do esôfago, ao nível do anel nervoso (KØIE; FAGERHOLM, 1995). Dessa forma, podemos inferir que

as larvas coletadas de baiacus, de nossa pesquisa pertencem ao gênero *Contracaecum*, pois além das características morfológicas comuns a esses dois gêneros, as larvas analisadas possuem o poro excretor na região anterior, próximo a abertura oral.

A morfologia dos espécimes coletados no presente estudo é característica de larvas de terceiro estágio (L3), por não apresentarem aparelho reprodutor desenvolvido, mas esôfago, anel nervoso, ventrículo e ceco desenvolvidos, ao contrário do que descreveu Huizinga (1967), para as larvas de segundo estágio (L2). Segundo Huizinga (1967) as larvas de segundo estágio são delgadas, alongadas, com dente cuticular presente na face ventral da boca, ceco intestinal não desenvolvido, e esôfago, ventrículo e anel nervoso com desenvolvimento incompleto sendo dificilmente visualizado com um aumento de 400x, além de ter o intestino fino com material granular conectado ao ânus subterminal. Portanto as larvas de *Contracaecum* sp. deste estudo não podem ser classificadas como larvas de segundo estágio.

A identificação ao nível de espécie das larvas coletadas não foi possível, uma vez que a identificação específica de nematoides é realizada com base em um conjunto de caracteres morfológicos do sistema reprodutor, juntamente com sua morfometria, de espécimes machos e fêmeas (BARSON, 2004). No entanto, o relato da ocorrência do gênero *Contracaecum* em *C. psittacus* é importante, pois é o primeiro nesse hospedeiro, além ser o primeiro no gênero *Colomesus*.

Os nematoides adultos do gênero *Contracaecum* são parasitos de aves piscívoras e mamíferos marinhos (HARTWICH, 1974; VICENTE et al., 1985). Embora alguns autores ainda consideram os copépodes e os peixes como os primeiros e segundo hospedeiro intermediário, respectivamente, de *Contracaecum* spp., os dados disponíveis mostram que as larvas de terceiro estágio desses nematoides já se desenvolvem dentro dos ovos no ambiente externo (água) e já são infectantes para o hospedeiro definitivo (THOMAS, 1937; KØIE; FAGERHOLM, 1993; 1995; DZIEKONSKA RYNKO; ROKICKI, 2007; MORAVEC, 2009). No entanto, uma variedade de invertebrados (copépodes, larvas de insetos) e vertebrados (peixes, menos frequentemente anfíbios e répteis) podem atuar como hospedeiros paratênicos que geralmente participam

na transmissão de espécies *Contracaecum* para o hospedeiro definitivo (MORAVEC, 2009).

O gênero *Contracaecum* já foi descrito em um hospedeiro da mesma ordem que *C. psittacus*, *Aluterus monoceros* (Linnaeus, 1758), espécie marinha coletada no litoral do Rio de Janeiro (LUQUE; POULIN, 2004). Dias et al. (2010) encontraram prevalência de 26%, intensidade média de 3,31 e abundância média de 0,53 para *Contracaecum* sp. parasitando o fígado e mesentério desse peixe. Tais valores são semelhantes a este estudo, exceto a prevalência. As larvas de *Contracaecum* apresentam baixa especificidade de hospedeiro intermediário ou paratênico, podendo infectar várias espécies de peixes marinhos e de água doce (THOMAS, 1937; WHITFIELD; HEEG, 1977), o que pode resultar numa baixa infecção em determinadas espécies de hospedeiros intermediários, devido a uma maior distribuição dentre diferentes hospedeiros.

Larvas de *Contracaecum* sp. foram relatadas infectando o fígado e mesentério de Tetraodontiforme (DIAS et al., 2010). Nesta pesquisa, os parasitos também foram encontrados no estômago e intestino dos baiacus. Esses dados corroboram para a diversidade da fauna parasitológica e habitat desse gênero de parasito descrito em Tetraodontiformes.

As larvas de *Contracaecum* sp. encontradas no presente estudo se assemelham morfológicamente às larvas de terceiro estágio deste gênero analisadas por Yamaguti (1954), Martins et al. (2005), Pardo et al. (2009), Shamsi; Aghazadeh-Meshgi (2011), Moravec et al. (2016), Shamsi et al. (2017), Younis et al. (2017) e Pinheiro et al. (2019). Contudo, esses nematoides se diferem morfometricamente em relação ao apêndice ventricular, visto que tais autores encontram pequenos apêndices ventriculares quando comparados aos comprimentos dos corpos dos vermes, enquanto em nosso estudo o apêndice ventricular equivale quase metade do comprimento do corpo das larvas (Tabela 2). Yamaguti (1954) e Ribeiro et al. (2017) encontraram em *Otolithes* sp. e *Anableps anableps*, respectivamente, larvas de terceiro estágio de *Contracaecum* sp. com apêndice ventricular medindo aproximadamente um terço do corpo, o que se aproxima ao dado deste estudo (Tabela 2). Desta forma, podemos observar uma variação no comprimento do apêndice ventricular entre as larvas de terceiro estágio de espécies de *Contracaecum*. Este caractere pode

ser usado para auxiliar na identificação das espécies através da observação das larvas infectantes, bem como Klöser et al. (1992) distinguiram dois tipos de larvas através da relação do comprimento total da larva com a razão do comprimento do esôfago pelo ceco intestinal, embora nenhuma diferença morfológica entre os dois tipos de larvas foi identificadas.

Tabela 2. Medidas em micrômetros de larvas de terceiro estágio de *Contraecum* sp. de diferentes espécies de peixes.

Hospedeiros	CT	CAV	Estudos
<i>Synagris taeniopterus</i>	7.300	440	Yamaguti (1954)
<i>Saurida gracilis</i>	3.300	290	Yamaguti (1954)
<i>Chorinemus moadetta</i>	5.350	500	Yamaguti (1954)
<i>Otolithes</i> sp.	9.800 – 18.300	3.000 – 4.600	Yamaguti (1954)
<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i>	12.000 34.500	– 400 – 720	Martins et al. (2005)
<i>Sorubim cuspicaudus</i>	17.920	340	Pardo et al. (2009)
<i>Barbus</i> spp.	19.260	740	Shamsi; Aghazadeh-Meshgi (2011)
<i>Lophius gastrophysus</i>	4.140	360	Saad et al. (2012)
<i>Sandelia capensis</i>	36.290	775	Moravec et al. (2016)
<i>Anableps anableps</i>	11.066	3.116	Ribeiro et al. (2017)
<i>Astronotus ocellatus</i>	960	140	Shamsi et al. (2017)
<i>Oreochromis niloticus</i>	47.000	2.430	Younis et al. (2017)
<i>Tilapia galilaea</i>	45.000	2.150	Younis et al. (2017)
<i>Lates niloticus</i>	46.000	1.110	Younis et al. (2017)
<i>Hydrocynus forskalii</i>	42.000	980	Younis et al. (2017)
<i>Cyprinus carpio</i>	14.000	356	Pinheiro et al. (2019)
<i>Colomesus psittacus</i>	3.015	1.470	Presente estudo

CT: comprimento total e CAV: comprimento do apêndice ventricular.

7.3. *Cucullanus* spp.

O gênero *Cucullanus* é formado por mais de 100 espécies, as quais parasitam peixes de água doce, salobra e marinha (LÓPEZ-CABALLERO et al., 2009; YOOYEN et al., 2011; LACERDA et al., 2015). No Brasil, várias ordens de peixes (Siluriformes, Perciformes, Cichliformes, Characiformes, Tetradontiformes, Gymnotiformes, Ophidiiformes, Anguilliformes, Lophiiformes e Gadiformes) foram descritas infectadas com 14 espécies do gênero *Cucullanus* em água doce, estuarina e marinha (PINHEIRO, et al., 2018). Para Moravec et al. (1993), espécies de *Cucullanus* têm uma morfologia bastante semelhante, o que culminou na descrição incorreta de algumas espécies. Visto isso, a realização de uma comparação detalhada entre todas as espécies é impraticável, logo as comparações morfológicas e morfométricas entre diferentes espécies devem considerar o grupo taxonômico do hospedeiro (MORAVEC et al., 2005; LÓPEZ-CABALLERO et al. al., 2009; YOOYEN et al., 2011; PEREIRA et al., 2015) e a região zoogeográfica na qual o hospedeiro foi encontrado (MORAVEC et al., 1997; SARDELLA et al., 1997; CASPETA-MANDUJANO et al. , 2000; LANFRANCHI et al., 2004; CABAÑAS-CARRANZA & CASPETA-MANDUJANO, 2007; LACERDA et al., 2015; PEREIRA et al., 2015).

Cucullanus spp. deste estudo foram assim classificados por terem as seguintes características: boca perpendicular ao eixo do corpo, esôfago bem desenvolvido com placas esclerotizadas na cápsula pseudobucal, ceco intestinal ausente, extremidade caudal cônica e pontiaguda, espículos delgados e longos e pouco pares de papilas pré-cloacal (CHABAUD, 1978; MORAVEC, 1998).

Pinheiro et al. (2018), descreveram uma nova espécie para este gênero, *C. marajoara* parasita de *C. psittacus* de estuário coletado no município de Soure, no Arquipélago de Marajó, estado do Pará. Tal espécie também foi encontrada neste estudo, com morfologia e morfometria semelhantes à de Pinheiro et al. (2018). Apenas uma diferença foi observada, a localização específica dos derídeos entre os espécimes. Pinheiro et al. (2018) falam apenas da presença de um par de derídeos, mas não especificam sua localização. De

acordo com suas medidas, os derídeos estavam ao nível esôfago, mais próximos ao anel nervoso, pois o anel nervoso e os derídeos estavam posicionados nos machos a 220–860 (320 ± 260) e 520–760 (650 ± 630), respectivamente e nas fêmeas a 260–320 (290 ± 300) e 640–950 (760 ± 910), respectivamente, da extremidade cefálica. Contudo, nesta pesquisa, os espécimes analisados apresentaram os derídeos ao nível do esôfago, mais próximo da porção final do esôfago, o que pode ser comprovado, uma vez que o esôfago mediu 680 a 868 (802 ± 79) de comprimento, enquanto o anel nervoso e os derídeos estavam posicionados a 244 a 324 (290 ± 30) e 650 a 767 (708 ± 83), respectivamente, da extremidade anterior. Além disso, este é o primeiro relatado de *C. marajoara* em *C. psittacus* de habitat marinho e do estado do Maranhão.

Esta pesquisa descreve *Cucullanus maranhensis* n. sp. por diferir morfológicamente, morfometricamente, em relação ao grupo taxonômico do hospedeiro e / ou região zoogeográfica na qual o hospedeiro foi encontrado no Brasil. Esta nova espécie se difere, morfológicamente, das demais, por ser a única a apresentar toda sua cutícula dilatada, mais visivelmente entre o anel nervoso e a extremidade anterior.

Cucullanus maranhensis n. sp. difere de *C. tucunarensis* Lacerda et al., 2015 e *C. opisthoporus* Pereira & Luque, 2017, parasitos de peixes do gênero *Cichla* do norte do Brasil, pela região zoogeográfica, pelo habitat (peixe de água doce), pela ordem (Cichliformes) de seus hospedeiros e por apresentam espinhos esclerotizados no final da cauda na região ventral. Além de, *C. tucunarensis* ter dois pares a mais de papilas caudais que *Cucullanus maranhensis* n. sp. (LACERDA et al., 2015; PEREIRA; LUQUE, 2017).

Cucullanus brevicaudatus Preira, Vieira & Luque, 2014, parasito de *Balistes capriscus* Gmelin, 1789 (Tetraodontiformes), difere de *Cucullanus maranhensis* n. sp. pela região zoogeográfica, família de seu hospedeiro, morfologia do gubernaculum (bem esclerotizada, fina distalmente, aumentada e com pequeno ornamento), tamanho da cauda e distribuição das papilas caudais (seis pares de papilas pré-cloacais, um par de papilas ad-cloacais e três pares de papilas posteriores) (PEREIRA et al., 2014).

Cucullanus dodsworthi Barreto, 1922, parasito de *Sphoeroides testudineus* (Linnaeus, 1758) (Tetraodontiformes), difere desta nova espécie

pela região zoogeográfica de seu hospedeiro e, apesar de também ter dez pares de papilas, pela distribuição única (três pares ventrais pré-cloacais, quatro pares ad-cloacais, uma papila pré-cloacal anterior ao lábio cloacal e três pares pós-cloacais, sendo esses dois pares ventrais e um par lateral) (BARRETO, 1922; CAMPANA-ROUGET, 1957; MEJÍA-MADRID; GUILLÉN-HERNÁNDEZ, 2011).

Embora *C. marajoara* seja parasito da mesma espécie de peixe que *Cucullanus maranhensis* n. sp., esta nova espécie tem maior comprimento total, maior largura do corpo na região anterior, um par de derídeos alinhados localizado abaixo da válvula esôfago-intestinal, ovojector anfidéltico e ausência de uma papila ventral não pareada (localizada em cima do lábio superior da abertura cloacal) (PINHEIRO et al., 2018).

Morfologicamente, *Cucullanus maranhensis* n. sp. difere de *C. oswaldocruzi* Santo, Vicente & Jardim, 1979 e *C. ageneiosus* Giese, Furtado, Lanfredi & Santos, 2010, pela região zoogeográfica, ordem (Siluriformes), habitat de seus hospedeiros (peixes de água doce e de estuário) e pela distribuição das papilas cloacais, as quais incluem a presença de cinco pares pré-cloacais (o primeiro par está localizado anteriormente a ventosa pré-cloacal, enquanto os pares 2, 3, 4 e 5 são ventrais e localizam-se posteriormente a ventosa pré-cloacal) e cinco pares pós-cloacais (os pares 6, 8 e 10 são ventrais, o par 7 é lateral e o par 9 é dorsal) (SANTOS et al., 1979; GIESE et al., 2010).

Vieira et al. (2015) estudaram alguns peixes marinhos e descreveram *C. gastrophysus* Vieira et al. 2015 parasitando *Lophius gastrophysus* Miranda Ribeiro, 1915 (Lophiformes), e redescreveram *C. genypteri* Sardella, Navone & Timi, 1997 parasitando *Genypterus brasiliensis* Regan, 1903 (Ophidiiformes), *C. pedroi* Timi & Lanfranchi, 2006 parasitando *Conger orbignianus* Valenciennes, 1837 (Anguilliformes) e *C. cirratus* Müller, 1777 parasitando *Urophycis brasiliensis* (Kaup, 1858) (Gadiformes) nos estados do Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul. *Cucullanus maranhensis* n. sp. difere dessas espécies pela região zoogeográfica, ordem de hospedeiro e ausência de papila ad-cloacal.

Cucullanus maranhensis n. sp. difere de *C. pulcherrimus* Barreto, 1918, *C. bagre* Petter, 1974 e *C. pseudopercis* Pereira, Vieira & Luque, 2015 pela região zoogeográfica e ordem de hospedeiro. Além disso, *C. bagre* tem um par

de papilas caudais a mais que *Cucullanus maranhensis* n. sp (BARRETO, 1918; PETTER, 1974; PEREIRA et al., 2015).

7.4. *Philometra brasiliensis* n. sp.

Durante a estação chuvosa de 2019, quando as coletas dos peixes foram realizadas, dos 19 espécimes de *C. psittacus* do litoral brasileiro pescados, apenas um estava infectado com nematoides filometrídeos, evidenciando uma baixa prevalência deste parasito (5%). Este dado permite inferir que os filometrídeos que infectam peixes de água salgada, em zonas tropicais, tem maturação no período da primavera. Segundo Moravec e Buron (2013), as informações sobre o fenômeno de maturação dos filometrídeos de peixes marinhos são escassas.

O filometrídeo deste estudo foi classificado como pertencente ao gênero *Philometra*, baseado na combinação dos seguintes caracteres: ausência de ornamentações na superfície da cutícula (MORAVEC; BURON, 2013); abertura oral simples circular, sem ornamentações; e quatro pares de papilas cefálicas bem desenvolvidas (ANDERSON et al., 2009).

Até o presente momento, há apenas sete espécies descritas de *Philometra* em peixes tetraodontiformes: *Philometra pellucida* (Jägerskiöld, 1893) de *Arothron stellatus* (Bloch & Schneider, 1801) e *Arothron nigropunctatus* (Bloch & Schneider, 1801) na Indonésia, Austrália e Japão (JÄGERSKIÖLD, 1893; MORAVEC et al., 2018); *Philometra balistii* (Rasheed, 1963) de *Abalistes stellaris* (Bloch & Schneider) e de *Balistes* sp. Linnaeus, 1758 no Oceano Índico, no Mar Vermelho e no Sul da China (RASHEED, 1963; PARUKHIN, 1971; 1989); *Philometra robusta* Moravec, Möller & Heeger, 1992 de *Arothron mappa* (Lesson, 1831) nas Filipinas (MORAVEC et al., 1992); *Philometra thaiensis* Moravec, Fiala & Dyková, 2004 de *Dichotomyctere fluviatilis* (Hamilton, 1822), *Dichotomyctere ocellatus* (Steindachner, 1870) e *Pao palembangensis* (Bleeker, 1852) na Tailândia (MORAVEC et al., 2004; QUIAZON et al., 2014); *Philometra javaensis* Moravec, Walter & Yuniar, 2012 de *Arothron immaculatus* (Bloch & Schneider, 1801) na Indonésia (MORAVEC et al., 2012); *Philometra lagocephali* Moravec &

Justine, 2008 de *Lagocephalus sceleratus* (Gmelin, 1789) e *Lagocephalus lunaris* (Bloch & Schneider, 1801) na Nova Caledônia e na China Meridional (MORAVEC; JUSTINE, 2008; WANG et al., 2015) e *Philometra damriyasai* Dewi & Palm, 2017 de *Tylerius spinosissimus* (Regan, 1908) na Indonésia (DEWI; PALM, 2017).

As espécies de *Philometra* relatadas em baiacus são oriundas da Ásia, Europa e Oceania, onde esses peixes fazem parte da culinária local, o que, conseqüentemente, torna esses estudos importantes. Nas Américas, são escassas as pesquisas parasitológicas acerca de Tetraodontidae. Em relação ao sítio de infecção no hospedeiro, *Philometra balistii* foi coletada da órbita-ocular, enquanto as demais espécies da cavidade abdominal (mesentério).

Os filometrídeos apresentam um alto grau de especificidade de hospedeiro e sua localização geográfica (RASHEED, 1963; IVASHKIN et al., 1971; MORAVEC, 2006), além de sítio de infecção, principalmente os vermes fêmeos grávidos (MORAVEC, 1978; MORAVEC; BURON, 2013). Visto isso, o hospedeiro, a localização do hospedeiro e o sítio de infecção do parasito do presente estudo contribuem para a proposta da nova espécie, *Philometra brasiliensis* n. sp. O primeiro relato do gênero *Philometra* parasitando *C. psittacus* foi publicado na forma de resumo, em um evento científico, por Giese et al. (2018), contudo tais autores não identificaram a espécie. Neste caso, o baiacu foi coletado do estuário do município de Soure, estado do Pará, Brasil, e os espécimes deste estudo, *Philometra* sp., também foi coletado das gônadas. Visto isso, esta pesquisa é o primeiro relato de *Philometra* infectando *C. psittacus* do Oceano Atlântico, estado do Maranhão Brasil.

Além do sítio de infecção e da distribuição geográfica, o número de espécimes (n=2) e o tamanho da fêmea grávida (338 mm) de *Philometra brasiliensis* n. sp. diverge das demais espécies deste gênero em tetraodontiformes, já que *P. pellucida* (474 mm) e *P. robusta* (450 mm) são maiores e as demais espécies descritas até o momento menores, com valores entre 48 mm a 210 mm (Tabela 3). Conforme afirmam Moravec e Buron (2013), tais fatos cooperam para classificação específica, mesmo quando as espécies são um tanto semelhantes morfologicamente.

Philometra balistii pode ser facilmente diferenciada da nova espécie pela presença de quatro grandes lobos cefálicos e dois lobos largos, que em *P. robusta* são subventrais na região em que o ligamento do intestino se fixa ventralmente à parede do corpo, próximo à extremidade posterior, e imperceptíveis, enquanto as de *P. brasiliensis* n. sp. são laterais a região posterior e visíveis. Além disso, a largura corporal e das extremidades cefálicas e caudais das fêmeas grávidas de *P. robusta* e *P. brasiliensis* n. sp. são discrepantes, juntamente com o bulbo esofágico de *P. robusta* que é oval e o de *P. brasiliensis* n. sp. que é redondo (Tabela 3). Tal característica, pode ser claramente visível, no artigo de Moravec et al. (1992), onde apresentam um dos autores segurando os vermes em suas mãos, onde evidencia seu grande tamanho corporal (Figura 31).



Figura 31. Dois espécimes vivos de *Philometra robusta* n. sp. nas mãos de um dos autores (H. Moller). **Fonte:** Moravec et al. (1992).

Por outro lado, a morfologia das extremidades cefálicas e caudais e dos esôfagos, e os ovários curtos das espécies descritas de Tetraodontidae são bastante semelhantes à de *Philometra brasiliensis* n. sp.. *Philometra lagocephali* difere por ter uma glândula esofágica grande e bem desenvolvida contra uma glândula esofágica muito pequena e mal demarcada das espécies de *Philometra* em tetraodontiformes, inclusive a deste estudo (MORAVEC; JUSTINE, 2008; WANG et al., 2015).

Philometra thaiensis é a única espécie que apresenta dentes cuticular e *P. javaensis* a única com muitos dentículos esclerotizados pequenos, ao passo que nesta nova espécie e nas outras de *Philometra* relatadas em tetraodontiformes, estas estruturas estão ausentes (Tabela 3). Todavia, *Philometra brasiliensis* n. sp. tem o maior comprimento das larvas no útero das demais espécies descritas em Tetraodontidae.

Philometra damriyasai e *P. javaensis* têm 10 papilas cefálicas e a extremidade posterior da fêmea sem projeções caudais (Tabela 3). No entanto, *P. damriyasai* se difere de *P. javaensis* por não ter dentículos esclerotizados pequenos na cutícula dos lobos esofágicos anteriores da boca e larvas maiores, medindo 397 a 457 (421) de comprimento por 19 a 24 (20) de largura (DEWI; PALM, 2017). A espécie de filometrídeo desta pesquisa apresentou larvas ainda maiores, medindo 440 a 608 (541) de comprimento por 16 a 22 (18) de largura.

Tabela 3. Características morfológicas e morfométricas das espécies de *Philometra* de Tetraodontidae.

	<i>Philometra</i> <i>sp.</i> * Presente estudo	<i>Philometra</i> <i>sp.</i> ** Presente estudo	<i>P. pellucida</i> * Jägerskiöld (1893; 1894) Moravec et al. (2018)	<i>P. pellucida</i> ** Jägerskiöld (1893; 1894) Moravec et al. (2018)	<i>P. balistii</i> * Rasheed (1963) Parukhin (1971; 1989)	<i>P. robusta</i> * Moravec et al. (1992)	<i>P. thaiensis</i> * Moravec et al. (2004) Quiazon et al. (2014)	<i>P. javaensis</i> * Moravec et al. (2012)	<i>P. javaensis</i> ** Moravec et al. (2012)	<i>P. lagocephalus</i> * Moravec e Justine (2008) Wang et al. (2015)	<i>P. lagocephalus</i> ** Moravec e Justine (2008) Wang et al. (2015)	<i>P. damriyasai</i> * Dewi e Palm (2017)	<i>P. damriyasai</i> ** Dewi e Palm (2017)
CT	338 mm	125 mm	474 mm	132 mm	210 mm	450 mm	48 mm	54 mm	39 mm	106 mm	63 mm	84,06 mm	74,65 mm
LC	1,4 mm	0,8 mm	10 mm	2,7 mm	0,6 mm	10 mm	2,4 mm	2,22 mm	1,16 mm	2,98 mm	1,44 mm	1,4m	0,94 mm
PCE			14	14	8	12	14	10	10	14	-	-	10
A			-	-	+	+	+	-	-	+	-	-	-
DC			-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
DE			-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
LRC	309,70	297,39	816	748	190	2000	422	299	231	194	262	-	95
CBE	196,12	154,92	299	272	-	272	177	163	177	204	194	181	137
LBE	196,57	148,37	313	231	-	381	190	163	163	223	204	159	135
CE	-	0,7 mm	2,58 mm	1,61 mm	2,34 mm	2,5 mm	1,404 mm	1,5 mm	1,33 mm	1,51 mm	1,31 mm	1,62 mm	1,38 mm
CE/CT	-	0,56%	1,30%	1,30%	1,11%	0,60%	2,90%	2,78%	3,41%	2,10%	3,00%	1,93%	2,08%
LE			367	190	1170	299	-	-	-	165	184	-	-
DNEEC			1,36	1,16	-	1630***	870***	966	857	990	884	-	-
CV	-	98,80	68	41	-	68	41	54	48	49	58	60	47
LV	-	87,45	163	136	-	177	95	99	108	126	107	89	61
DANEC	328,34	264,15	490	408	150	503	286	326	299	304	301	305	242
CLI			1360	476	-	-	-	408	408	1078	476	-	-
CL	541,41	-	489	-	400	420	375	393	-	424	-	421	-
LL	17,98	-	21	-	19	18	12	15	-	15	-	20	-
CEL			138	-	-	-	-	90	-	88	-	-	-
LRP	332,42	304,94	1,36	1,02	-	3000	408	503	272	748	534	-	-
PCA	2	2	-	-	4	2	-	-	-	-	-	-	-

* Fêmea grávida; ** Fêmea subgrávida; *** Não determinado no holótipo; (CT) comprimento total; (LC) largura do corpo; (PCE) papilas cefálicas; (A) anfiédeos; (DC) dente cuticular; (DE) dente esofágico; (LRC) largura da região cefálica; (CBE) comprimento do bulbo esofágico; (LBE) largura do bulbo esofágico; (CE) comprimento do esôfago; (CE/CT) comprimento do esôfago/comprimento total; (LE) largura do esôfago; (DNEEC) distância do núcleo esofágico a extremidade cefálica; (CV) comprimento do ventrículo; (LV) largura do ventrículo; (DANEC) distância do anel nervoso a extremidade cefálica; (CLI) comprimento do ligamento intestinal; (CL) comprimento da larva; (LL) largura da larva; (CEL) comprimento do esôfago da larva; (LRP) largura da região posterior; (PCA) presença de papila caudal.

As diferenças de *Philometra brasiliensis* n. sp. de outras espécies congêneras parasitas de Tetraodontidae são evidenciadas a partir da chave abaixo.

Chave para as espécies de *Philometra*, baseada em fêmeas grávidas, parasitos de peixes tetraodontídeos (Tetraodontiformes)

- 1 a Extremidade cefálica quadrangular, em vista dorso-ventral, com quatro grandes lobos laterais submedianos, cada um com duas papilas carnudas. Extremidade posterior com duas largas projeções caudais laterais, semelhantes a papilas. Comprimento total do corpo de 110–210 mm. Parasito da órbita-ocular de Balistidae (*Abalistes*, *Balistis*) *P. balistii*
- 1 b Extremidade cefálica arredondada sem lobos medianos. Região posterior com duas papilas. Comprimento total do corpo de 338 mm. Parasito das gônadas de *Colomesus psittacus* do Brasil *Philometra brasiliensis* sp. n.
- 1 c Extremidade cefálica arredondada, sem lobos submedianos. Projeções caudais momentânea ou ausente. Parasito da cavidade abdominal de Tetraodontidae 2
- 2 a Comprimento total do corpo >130 mm. Projeções caudais presentes ou ausentes 3
- 2 b Comprimento total do corpo < 110 mm. Projeções caudais ausentes 4
- 3 a Extremidade caudal com duas projeções, parecidas com minúsculas papilas. Comprimento do corpo 275–450 mm. Parasito de *Arothron mappa* das Filipinas *P. robusta*
- 3 b Extremidade caudal sem quaisquer projeções. Comprimento do corpo 132–475 mm. Parasito de *Arothron stellatus* e *A. nigropunctatus* do Indo-Oeste do Pacífico tropical *P. pellucida*
- 4 a Lobos esofágicos na boca com numerosos dentículos pequenos. Papilas cefálicas em número de 10. Comprimento total do corpo de 49–54 mm. Parasito de *Arothron immaculatus* da Indonésia *P. javaensis*
- 4 b Lobos esofágicos lisos, sem dentículos. Papilas cefálicas em número de 10 ou 14 5
- 5 a Papilas cefálicas em número de 10. Comprimento total do corpo de 84 mm. Parasito de *Tylerius spinosissimus* da Indonésia *P. damriyasai*
- 5 b Papilas cefálicas em número de 14. Parasito de peixes de outros gêneros 6

- 6 a Parasito de peixes marinhos. Comprimento total do corpo de 52–106 mm. Em *Lagocephalus sceleratus* e *L. lunaris* da Nova Caledônia e da China *P. lagocephali*
- 6 b Parasito de peixes de água doce. Comprimento total do corpo de 25–49 mm. Em *Dichotomyctere fluviatilis*, *D. ocellatus* e *Pao palembangensis* da Tailândia *P. thaiensis*

As espécies de *Philometra* são as mais patogênicas para peixes marinhos, frequentemente encontradas em peixes selvagens e cultivados para fins econômicos. Frequentemente, alterações patológicas associadas aos filometrídeos são descritas a partir de infecções das gônadas dos hospedeiros, principalmente dos ovários, induzindo vários graus de inflamação, hemorragia, edema, formação de granuloma e até provocando a castração parasitária (RAMACHANDRAN, 1975; HINE; ANDERSON, 1981; SAKAGUCHI et al., 1987; CLARKE et al., 2005; MORAVEC; SALGADO-MALDONADO, 2007; MORAVEC et al., 2007a). Apenas alguns estudos narraram alterações por infecções de órgãos extra-gonadais, provocando a diminuição da capacidade de nadar, degradação do epitélio enamelóide, intensa resposta inflamatória dos arcos branquiais, comprometimento do tamanho e/ou mortalidade do hospedeiro (SARAIVA, et al., 2008; BURON; ROUMILLAT, 2010; WILLIAMS et al., 2012; MORAVEC et al., 2013). Esta pesquisa detecta *Philometra* nas gônadas de tetraodontiformes e fortalece a teoria da preferência deste habitat no hospedeiro por este gênero de nematoide, conforme relatada pelos autores acima. Contudo, durante a necropsia não foi observado nenhum sinal de alterações patológicas macroscópicas, inclusive, as gônadas de *C. psittacus* estavam cheias de ovos (Figura 23).

8. CONCLUSÃO

Há relatos da ocorrência de apenas seis espécies de parasitos em *Colomesus*. Assim, podemos concluir que:

- Os baiacus, *C. psittacus*, do município de Raposa, estado do Maranhão, Brasil, estavam infectados com Acanthocephala, Cestoda, Digenea, Monogenoidea, Nematoda, Copepoda, Isopoda e Hirudinea. Logo, é possível inferir que essa espécie de peixe está atuando na cadeia epidemiológica como hospedeiro intermediário ou paratênico e definitivo com valor significativo de riqueza de espécies de parasitos;
- Este estudo descreve três novas espécies (*Bianium macropharingea* n. sp., *Philometra brasiliensis* n. sp. e *Cucullanus maranhensis* n. sp.);
- Tal pesquisa transfere *B. lianyumgangense* para o gênero *Lepocreadioides* como *Lepocreadioides lianyumgangense* n. comb.;
- É o primeiro relato de *Bianium* no Brasil e parasitando o gênero *Colomesus*;
- É o primeiro relato de larva de terceiro estágio de *Contracaecum* no gênero *Colomesus*;
- O presente trabalho, descreve a nova região zoogeográfica de *C. marajoara* e *Philometra* em *C. psittacus*.

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALLEN, G. R.; ERDMANN, M. V. **Reef Fishes of the East Indies**. Australia: Tropical Reef Research, 2012.

ALLEN, G. R.; RANDALL, J. E. Review of the Sharpnose Pufferfishes (subfamily Canthigasterinae) of the Indo-Pacific. **Records of the Australian Museum**, v. 30, n. 17, p. 475-517, 1977.

ALVES, R.; ROSA, I. L. Zootherapeutic practices among fishing communities in North and Northeast Brazil: A comparison. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 111, n. 1, p. 82-103, 2007.

AMARAL, C. R.; BRITO, P. M.; SILVA, D. A.; CARVALHO, E. F. A new cryptic species of South American freshwater pufferfish of the genus *Colomesus* (Tetraodontidae), based on both morphology and DNA data. **PLOS ONE**, v. 8, n. 9, p. 1-15, 2013.

AMATO, J. F. R.; BOEGER, W. A.; AMATO, S. B. **Protocolos para laboratório – coleta e processamento de parasitos de pescado**. Seropédica: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 1991.

ANDERSON, R. C. **Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission**. 2nd edn. New York: CABI Publishing, 2000.

ANDERSON, R. C.; CHABAUD, A. G.; WILLMOTT, S. **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Wallingford: CABI International, 2009.

BARRETO, A. L. S. Notas helminthológicas III. *Cucullanus pulcherrimus* n. sp. de nematoideo. **Brazil-Medico**, n. 18, p. 137-138, 1918.

BARRETO, A. L. Revision of the family Cucullanidae Barreto, 1916. **Memorias Instituto Oswaldo Cruz**, v. 14, n. 1, p. 68-87, 1922.

BARSON, M. The occurrence of *Contraecum* sp. larvae (Nematoda: Anisakidae) in the catfish *Clarias gariepinus* (Burchell) from Lake Chivero, Zimbabwe. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v.71, n.1, p. 35-39, 2004.

BETANCUR-R, R.; ACERO, A.; DUQUE-CARO, H.; SANTOS, S. R. Phylogenetic and morphologic analyses of a coastal fish reveals a marine biogeographic break of terrestrial origin in the southern Caribbean. **PLOS ONE**, v. 5, n. 7, p. e11566-e11566 2010.

BILQEES, F. M. Morphological variations in *Bianium plicatum* (Linton, 1928) Stunkard, 1930 (Trematoda), from a fish of the Karachi coast. **Acta Parasitologica Polonica**, v. 22, n. 26, p. 305-310, 1974.

BRANDS, S. J. (Comp.). **Systema Naturae 2000**: The Taxonomic Universal Taxonomic Services, Amsterdam, The Netherlands. 1989-2007. Disponível em: <<http://sn2000.taxonomy.nl>>. Acesso em: 16 de mar. 2019.

BRAY, R. A. Family Lepocreadiidae Odhner, 1905. In: JONES, A.; BRAY, R. A.; GIBSON, D. I. (Ed.). **Keys to the Trematoda**. Wallingford: CABI Publishing and The Natural History Museum, v. 2. p. 545-602, 2005.

BRAY, R. A.; CRIBB, T. H. Lepocreadiidae (Digenea) of Australian coastal fishes: new species of *Opechona* Looss, 1907, *Lepotrema* Ozaki, 1932 and *Bianium* Stunkard, 1930 and comments on other species reported for the first time or poorly known in Australian Waters. **Systematic Parasitology**, v. 41, p. 123-148, 1998.

BRAY, R. A.; CRIBB, T. H.; BARKER, S. C. Diploproctodaeinae (Digenea: Lepocreadiidae) from the coastal fishes of Queensland, Australia, with a review of the subfamily. **Journal of Natural History**, v. 30, n. 3, p. 317-366, 1996.

BRAY, R. A.; CRIBB, T. H.; BARKER, S. C. Lepocreadiidae Odhner, 1905 and Aephnidiogenidae Yamaguti, 1934 (Digenea: Lepocreadioidea) of fishes from Moreton Bay, Queensland, Australia, with the erection of a new family and genus **Systematic Parasitology**, v. 95, p. 479–498, 2018

BRAY, R. A.; GIBSON, D. I.; JONES, A. **KEYS TO THE TREMATODA**. Wallingford: CABI Publishing, 2009.

BRAY, R. A.; NAHHAS, F. M. *Diploproctodaeum arothroni* n. sp. (Digenea: Lepocreadiidae) from the pufferfish *Arothron hispidus* (L.) (Tetraodontidae) from Suva, Fiji, with revised key to the species of the genus. **Systematic Parasitology**, v. 40, p. 55-59, 1998.

BURON, I.; ROUMILLAT, W. A. Histopathology of two philometrid parasites of the southern flounder, *Paralichthys lethostigma*. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 46, p. 277–282, 2010.

BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. **Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575-583, 1997.

CABALERO, C. E.; BRENES-MADRIGAL, R. R. Helminths of the republic of Costa Rica. **Rev. Agric.**, v. 30, p. 54-56, 1958.

CAMARGO, M.; MAIA, T. Análise populacional do baiacu, *Colomesus psittacus* (Tetraodontiformes, Tetraodontidae), no estuário o rio Caeté, costa norte do Brasil. **Uakari**, v. 4, n. 1, p. 23-28, 2008.

CAMPANA-ROUGET, Y. Parasites de poissons de mer ouest-africains récoltés par J. Cadenat. Nématodes. (4e note). Sur quelques espèces de Cucullanidae. **Révision de la sous-famille**, v. 9, n. 2, p. 417-473, 1957.

CAMPOS, A.; CARBONELL, M. D.; RODRIGUEZ-BABIO, C. *Cucullanus carbonelli* n. sp. (Nematoda, Cucullanidae) parasite du poisson labride *Symphodus tinca*. **Vie et Milieu**, n. 43, p. 225–229, 1993.

CASAL, G.; MATOS, E.; TELES-GRILLO, M. L.; AZEVEDO, C. Morphological and genetical description of *Loma psittaca* sp. n. isolated from the Amazonian fish species *Colomesus psittacus*. **Parasitology Research**, v. 105, n. 5, p. 1261–1271, 2009.

CABAÑAS-CARRANZA, G.; CASPETA-MANDUJANO, J. M. A new cucullanid species (Nematoda) from the freshwater fish *Vieja intermedia* (Günther, 1862) (Cichlidae) in Mexico. **The Journal of Parasitology**, v. 93, n. 3, p. 646-649, 2007.

CASPETA-MANDUJANO, J. M.; MORAVEC, F.; AGUILAR-AGUILAR, R. *Cucullanus mexicanus* sp. n. (Nematoda: Cucullanidae) from the intestine of freshwater catfish *Rhamdia guatemalensis* (Pimelodidae) in Mexico. **Helminthologia**, v. 37, n. 4, p. 215-217, 2000.

CERVIGÓN, F.; CIPRIANI, R.; FISHER, W.; GARIBALDI, L.; HENDRICKX, M.; LEMUS, A. J.; MÁRQUEZ, R.; POUTIERS, J. M.; ROBAINA, G.; RODRIQUEZ, B. **Guia de Campo de lãs espécies comerciais marinas y de águas salobres de la costa septentrional de Sur América**. Roma: FAO, 1992.

CHABAUD, A. G. Keys to the genera of the superfamilies Cosmocercioidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea. In: ANDERSON, R. C.; CHABAUD, A. G.; WILLMOT, S. (Eds.). **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates**. Farnham Royal: Commonwealth Agricultural Bureaux, p. 1–27, 1978.

CHÁVEZ, R. A.; OLIVA, M. E. *Philometra chilensis* [sic] (Nematoda, Philometridae) affects the fecundity of the red cuskeel, *Genypterus chilensis* (Guichenot) (Pisces, Ophidiidae) in Chile. **Acta Parasitologica**, v. 56, p. 236–237, 2011.

CLARKE, L. M.; DOVE, A. D. M.; CONOVER, D. O. Prevalence, intensity, and effect of a nematode (*Philometra saltatrix*) in the ovaries of bluefish (*Pomatomus saltatrix*). **Fish Bull**, v. 104, p. 118–124, 2005.

CLINTON; ROBERTSON, C. **Wikipedia**: The Free Encyclopedia. 2011. Disponível em: <https://en.wikipedia.org/wiki/Colomesus_psittacus#/media/File:Colomesus_psittacus.jpg>. Acesso em: 23 de mar. 2019.

DEARDORFF, T. L.; OVERSTREET, R. M.; OKIHIRO, M.; TAM, R. Piscine adult nematode invading open lesion in a human hand. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 35, p. 827–830, 1986.

DEWI, K.; PALM, H. W. Philometrid nematodes (Philometridae) of marine teleosts from Balianese waters, Indonesia, including the description of *Philometra damriyasai* sp. nov. **Zootaxa**, v. 4341, p. 577–584, 2017.

DIAS, F. J. E.; SÃO CLEMENTE, S. C.; KNOFF, M. Nematoides anisaquídeos e cestoides Trypanorhyncha de importância em saúde pública em *Aluterus monoceros* (Linnaeus, 1758) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 19, n. 2, p. 94-97, 2010.

DRONEN, N. O.; BLEND, C. K.; KHALIFA, R. M. A.; MOHAMADAIN, H. S.; KARAR, Y. F. M. *Pelopscreadium aegyptense* n. gen., n. sp. and *Pelopscreadium spongiosum* (Bray & Cribb, 1998) n. comb., (Digenea: Lepocreadiidae), each from disjunct populations of the Yellow boxfish, *Ostrocion cubicus* Linnaeus (Ostraciidae). **Zootaxa**, v. 4127, n. 3, p. 567-578, 2016.

DZIEKOŃSKA-RYNKO, J.; ROKICKI, J. Life cycle of the nematode *Contraecum rudolphii* Hartwig, 1964 (sensu lato) from northern Poland under laboratory conditions. **Helminthologia**, v. 44, n.3, p. 95-102, 2007.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. **Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Editora Clichetec, 2010.

FERREIRA, L. F. O fenômeno parasitismo. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 7, n. 4, p. 261-277, 1973.

FRICKE, R.; ESCHMEYER, W. N.; FONG, J. D. **Eschmeyer's Catalog of Fishes**. 2020. Disponível em: <<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/SpeciesByFamily.asp#Tetraodontidae>>. Acesso em: 20 de mar. 2021.

FIEDLER, K., 1991. **Kaestner - Lehrbuch der speziellen Zoologie II/2: Band II: Wirbeltiere. Teil 2: Fische**. Jena: Spektrum Akademischer Verlag, 1991.

GARBIN, L. E.; MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; DIAZ, J. I.; NASCETTI, G.; NAVONE, G. T. Molecular identification and larval morphological description of *Contraecum pelagicum* (Nematoda: Anisakidae) from the anchovy *Engraulis anchoita* (Engraulidae) and fish-eating birds from the Argentine North Patagonian Sea. **Parasitology International**, v. 62, p. 309–319, 2013.

GIARRIZZO, T.; KRUMME, U. Temporal patterns in the occurrence of selected tropical fishes in mangrove creeks: implications for the fisheries management in north Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 52, n. 3, p. 679-688, 2009.

GIARRIZZO, T.; KRUMME, U.; WOSNIOK, W. Size-structured migration and feeding patterns in the banded puffer fish *Colomesus psittacus* (Tetraodontidae) from north Brazilian mangrove creeks. **Marine Ecology Progress Series**, v. 419, n. 419, p.157-170, 2010.

GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. **KEYS TO THE TREMATODA**. Wallingford: CABI Publishing, 2002.

GIESE, E. G.; FURTADO, A. P.; LANFREDI, R. M.; SANTOS, J. N. A New Cucullanid Species (Nematoda) from *Ageneiosus ucayalensis* Castelnau, 1855 (Pisces: Auchenipteridae) from Pará, Brazil. **Journal Parasitology**, v. 96, n. 2, p. 389-394, 2010.

GIESE, E. G.; MONGES, S.; PINHEIRO, R.; PULIDO-FLORES, G.; SANTOS, J.N. Diversidad de parásitos de *Colomesus psittacus* (Osteichthyes: Tetraodontiformes) del estado de Pará, Amazonas Brasileña. In: Revista Internacional de Contaminação

Ambiental Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos, 34., 2018, Washington. **Anais...** Washington: Revista Internacional de Contaminação Ambiental, 2018. P. 857.

GIESE, E. G.; SILVA, M. V. O.; VIDEIRA, M. N.; FURTADO, A. P.; MATOS, E. R.; GONÇALVES, E. C.; MELO, F. T. V.; SANTOS, J. N. *Rohdella amazonica* n. sp. (Aspidogastrea: Aspidogastridae) from the Amazonian banded puffer fish *Colomesus psittacus* (Bloch & Schneider, 1801). **Journal of Helminthology**, v. 89, n. 3, p. 288–293, 2015.

GUPTA, A. N. *Anterovitellosum indicum* gen. et. sp. n., from globe fish *Tetraodon viridipunctatus* (Gunther) from India, with discussion on its systematic position in the subfamily Diploproctodaeinae [sic] Park, 1939. **Ciencia**, v. 25, p. 215-218, 1967.

GUPTA, A. N. Studies on the genus *Bianium* Trematoda (Digenea) with description of three new species and discussion on status of genera *Diploproctodaeum* La Rue, 1926, *Bianium* Stunkard, 1930, and *Diplocreadium* Park, 1939. **Japanese Journal of Parasitology**, v. 17 n. 2, p. 139-146, 1968.

G1. **Variação de maré no Maranhão é uma das maiores do mundo.** 2017. Disponível em: <<https://g1.globo.com/ma/maranhao/maranhao-natureza/noticia/variacao-de-mare-no-maranhao-e-uma-das-maiores-do-mundo.ghtml>>. Acesso em: 28 de abr. 2021.

HADDAD JUNIOR, V. **Unesp Agência de Notícias.** 2015. Disponível em: <http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:http://unan.unesp.br/destaques/16411/Intoxicacao-por-carne-de-baiacu-possui-alta-taxa-de-mortalidade&gws_rd=cr&dcr=0&ei=KN_xWZ-gN8f_wQSzn6-oDQ>. Acesso em: 26 de fev. 2019.

HAFEEZULLAH, M. Lepocreadid trematodes of marine fishes of India. **Parasitology**, v. 61, p. 345-356, 1970.

HARTWICH, G. **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates.** 2nd edn. England: Commonwealth Agricultural Bureaux, 1974.

HESP, S. A.; HOBBS, R. P.; POTTER, I. C. Infection of the gonads of *Glaucosoma hebraicum* by the nematode *Philometra lateolabracis*: occurrence and host response. **Journal of Fish Biology**, v. 60, p. 663–673, 2002.

HINE, P. M.; ANDERSON, C. D. Diseases of the gonads and kidneys of New Zealand snapper, *Chrysophrys auratus* Forster (F. Sparidae). In: FOWLER, M. E. (Ed.). **Wildlife Diseases of the Pacific Basin and Other Countries**. London: Academic Press, p. 166–170, 1981.

HUIZINGA, H. W. The Life Cycle of *Contraecaecum multipatillatum* (von Drasche, 1882) Lucker, 1941 (Nematoda: Heterocheilidae). **The Journal of Parasitology**, v. 53, n. 2, p. 368-375, 1967.

IVASHKIN, V. M.; SOBOLEV, A. A.; KHROMOVA, L. A. **Camallanata of Animals and Man and the Diseases Caused by Them**. Moscow: Osnovy Nematodologii, 1971.

JÄGERSKIÖLD, L. A. **Bidrag till kännedomen om nematoderna**. Stockholm: Akademisk Afhandling Uppsala, 1893.

JÄGERSKIÖLD, L. A. Beiträge zur Kenntniss der Nematoden. **Zoologische Jahrbücher, Abtheilung für Anatomie und Ontogenie der Thiere**, v. 7, p. 449–532, 1894. INGLIS, W. G. The relationship of the nematode superfamily Seuratoidea. **Journal of Helminthology**, v. 41, p. 115-136, 1967.

JIMENEZ, E. A.; ASANO FILHO, M.; FRÉDOU, F. L. Fish bycatch of the laulao catfish *Brachyplatystoma vaillantii* (Valenciennes, 1840) trawl fishery in the Amazon Estuary. **Brazilian Journal of Oceanography**, v. 61, n. 2, p. 129-140, 2013.

JONES, A.; BRAY, R. A.; GIBSON, D. I. **KEYS TO THE TREMATODA**. Wallingford: CABI Publishing, 2005.

KEITH, P.; LE BAIL, O. Y.; PLANQUETTE, P. **Atlas des poissons d'eau douce de Guyane (tome 2, fascicule I)**. Paris: Publications scientifiques du Museum national d'Histoire naturelle, 2000.

KLÖSER, H.; PLÖTZ, J.; PALM, H.; BARTSCH, A.; HUBOLD, G. Adjustment of anisakid nematode life cycles to the high Antarctic food web as shown by *Contraecaecum radiatum* and *C. osculatum* in the Weddell Sea. **International Journal for Parasitology**, v. 24, n. 3, p. 367.

KOVALICK, R. **Jornal Hoje**. 2013. Disponível em: <<http://g1.globo.com/jornal- hoje/noticia/2013/01/cozinheiros-precisam-de-licenca-para-preparar-peixe-venenoso-no-japao.html>>. Acesso em: 24 de jan. 2019.

KREBS, J. R.; DAVIS, N. B. **An introduction to behavioural ecology**. 3. ed. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1993.

KRUMME, U. Patterns in tidal migration of fish in a Brazilian mangrove channel as revealed by a split-beam echosounder. **Fisheries Research**, v. 70, n. 1, p. 1-15, 2004.

KRUMME, U.; KEUTHEN, H.; SAINT-PAUL, U.; VILLWOCK, W. Contribution to the feeding ecology of the banded puffer fish *Colomesus psittacus* (Tetraodontidae) in north Brazilian mangrove creeks. **Brazilian Journal of Biology**, v. 67, n. 3, p. 383-392, 2007.

KURODA, T.; MURAYAMA, T.; IMAI, J.; HORII, Y.; NAWA, Y. The first record of *Philometroides* sp. vomited from a man in Japan. **Japanese Journal of Parasitology**, v. 40, p. 599–603, 1991.

KØIE, M. The life cycle of *Dichelyne* (*Cucullanelus*) *minutus* (Nematoda: Cucullanidae). **Folia Parasitologica**, n. 48, p. 304–310, 2011.

KØIE, M.; FAGERHOLM, H. The life cycle of *Contraecaecum osculatum* (Rudolphi, 1802) sensu stricto (Nematoda, Ascaridoida, Anisakidae) in view of experimental infections. **Parasitology Research**, v. 81, n.6, p. 481–489, 1995.

LACERDA, A. C. F.; TAKEMOTO, R. M.; MARCHIORI, N. C.; MARTINS, M. L.; PAVANELLI, G. C. New species of *Cucullanus* (Nematoda: Cucullanidae), an intestinal parasite of the peacock bass *Cichla piquiti* (Perciformes: Cichlidae) from the Tocantins River, Brazil. **Journal Helminthology**, v. 89, n. 1, p. 9-12, 2015.

LANFRANCHI, A. L.; TIMI, J. T.; SARDELLA, N. H. *Cucullanus bonaraensis* n. sp. (Nematoda: Cucullanidae) parasitizing *Urophycis brasiliensis* (Pisces: Phycidae) from Argentinean waters. **Journal of Parasitology**, v. 90, p.808–812, 2004.

LA RUE, G. R. A trematode with two ani. **Journal of Parasitology**, v. 12, n. 4, p. 207-209, 1926.

LEVINE, N. **In Infectious Blood Diseases of Man and Animals**. Academic Press, 1968.

LE-VAN-HOA; PHAM-NGOC-KHUE. Morphology and developmental cycle of *Cucullanus chabaudi* n. sp., parasite of the fish *Pangasius pangasius* H. B. (P.

buchanani) of South Vietnam. **Bulletin de la Soci te´ de Pathologie Exotique et de ses Filiales**, n. 60, p. 315–318, 1967.

LINTON, E. Notes on trematode parasites of birds. **Proceedings of the United States National Museum**, v. 73, p. 1–36, 1928.

LINTON, E. Trematodes from fishes mainly from the Woods Hole region, Massachusetts. **Proceedings of the United States National Museum**, v. 88, p. 1-172, 1940.

LIU, S. F. Two new species of trematodes of marine fishes from Fujian, China (Trematoda: Digenea). **Acta Zootaxonomica Sinica**, v. 22, p. 118–124, 1997.

LÓPEZ-CABALLERO, J.; OSORIO-SARABIA, D.; GARCÍA-PRIETO, L. *Cucullanus costaricensis* n. sp. (Nematoda: Cucullanidae), A Parasite of *Bagre pinnimaculatus* (Siluriformes: Ariidae) from Río Tempisque, Costa Rica. **The Journal of Parasitology**, v. 95, n. 2, p. 413-423, 2009.

LUQUE, J. L. Parasitos:  Componentes ocultos de la biodiversidad? Parasites: A hidden component of the biodiversity? **Biologist**, v. 6, n. 1, p. 5-7, 2008.

LUQUE, J. L.; POULIN, R. Use of fish as intermediate hosts by helminth parasites: a comparative analysis. **Acta Parasitologica**, v. 49, n. 4, p. 353-361, 2004.

MACHADO, M. H.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. **Introdu o ao estudo dos parasitas de peixes**. Maringá: Universidade Estadual de Maringá/Nupélia, 1996. Apostila.

MADHAVI, R.; BRAY, R. A. Superfamily Lepocreadioidea Odhner, 1905. In: MADHAVI, R.; BRAY, R. A. (Eds.). **Digenetic Trematodes of Indian marine fishes**. Netherlands: Springer, p. 299-366, 2018.

MADI, R. R. **Utiliza o dos helmintos parasitas de *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) (Perciformes; Cichilidae) como indicadores ambientais**. 2005. 110 f. Tese (Doutorado em Biologia Animal) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas. 2005.

MALTA, J. C. O.; ANDRADE, S. M. S.; SANDRO, L. A. P.; TAVARES-DIAS, M.; VARELLA, A. M. B. **Parasitos do matrinxã *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 (Characidae: Bryconinae) na Amazônia central**. Macapá: Embrapa, 2009.

MANter, H. W. Digenetic trematodes of fishes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific. **Reports Allan Hancock Pacific Expeditions**, v. 2, n. 14, p. 325-497, 1940.

MANter, H. W. The digenetic trematodes of marine fishes of Tortugas, Florida. **American Midland Naturalist**, v. 38, p. 257-416, 1947.

MARANHÃO. **Diagnóstico ambiental da microrregião da aglomeração urbana de São Luís e dos Municípios de Alcântara, Bacabeira, e Rosário**: diagnóstico sócio-ambiental. São Luís: Secretaria de Estado do Meio Ambiente e Recursos Hídricos, 1998.

MARTINS, M. L. Manejo sanitário na piscicultura. In: RANZANI-PAIVA, M. J. T.; TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. A. P. (Org.). **Sanidade de organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela. p. 323-332, 2004.

MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; FENERICK, J. Larval *Contraecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplías malabaricus* and *Hoplerythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidenta marshlands of Maranhão, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 127, p. 51-59, 2005.

MEJÍA-MADRID, H. H.; GUILLÉN-HERNÁNDEZ, S. A new cucullanid from the black grouper *Mycteroperca bonaci* (Osteichthyes: Serranidae) off the coast of Yucatán, México. **Journal Parasitology**, v. 97, n. 1, p. 122-127, 2011.

MOLNÁR, K. Data on the developmental cycle of *Philometra obturans* (Prenant, 1886) (Nematoda: Philometridae). **Acta veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae**, v. 26, p. 183–188, 1976.

MOLNÁR, K. Recent observations on the developmental cycle of *Philometra obturans* (Prenant, 1886) (Nematoda: Philometridae). **Parasitolog Hungaricae**, v. 13, p. 665–666, 1980.

MORAVEC, F. **Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical region**. Prague: Academia, 1998.

MORAVEC, F. Redescription of the nematode *Philometra obturans* (Prenant, 1886) with a key to the philometrid nematodes parasitic in European freshwater fishes. **Folia Parasitologica**, v. 25, p. 115–124, 1978.

MORAVEC, F. Some aspects of the taxonomy and biology of dracunculoid nematodes parasitic in fishes: a review. **Folia Parasitology**, v. 51, p. 1–13, 2004.

MORAVEC, F. Experimental studies on the development of *Contracaecum rudolphii* (Nematode: Anisakidae) in copepod and fish paratenic hosts. **Folia Parasitologica**, v. 56, n. 3, p. 185-193, 2009.

MORAVEC, F.; BURON, I. A synthesis of our current knowledge of philometrid nematodes, a group of increasingly important fish parasites. **Folia Parasitologica**, v. 60, n. 2, p. 81-101, 2013.

MORAVEC, F.; BURON, I.; MEASURES, L. First description of the gravid female of *Philometra rubra* (Leidy, 1856) (Nematoda: Philometridae), a parasite of the abdominal cavity of temperate basses *Morone* spp. (Moronidae, Perciformes) in North America. **Journal of Parasitology**, v. 99, n. 3, p. 496-500, 2013.

MORAVEC, F.; CUTMORE, S. C.; YONG, R. Q.-Y. Redescription of *Philometra pellucida* (Jägerskiöld, 1893) (Nematoda: Philometridae) parasitic in the abdominal cavity of the blackspotted puffer *Arothron nigropunctatus* (Bloch & Schneider) (Teleostei: Tetraodontidae) off Australia and Japan. **Systematic Parasitology**, v. 95, n. 7, p. 1-7, 2018.

MORAVEC, F.; DYKOVÁ, I. On the biology of the nematode *Philometra obturans* (Prenant, 1886) in the fishpond system of Mácha Lake, Czechoslovakia. **Folia Parasitologica**, v. 25, p. 231–240, 1978.

MORAVEC, F.; FIALA, I.; DYKOVÁ, I. *Philometra thaiensis* sp. n. (Nematoda: Philometridae) from *Tetraodon palembangensis* and *T. fluviatilis* (Pisces) from fresh waters in Thailand, with a key to *Philometra* spp. parasitic in the host's abdominal cavity. **Acta Parasitologica**, v. 49, p. 319–324, 2004.

MORAVEC, F.; JUSTINE, J.-L. Some philometrid nematodes (Philometridae), including four new species of *Philometra*, from marine fishes off New Caledonia. **Acta Parasitologica**, v. 53, p. 369–381, 2008.

MORAVEC, F.; JUSTINE, J. L. Cucullanid nematodes (Nematoda: Cucullanidae) from deep-sea marine fishes off New Caledonia, including *Dichelyne etelidis* n. sp. **Systematic Parasitology**, n. 78, p. 95–108, 2011.

MORAVEC, F.; KOHN, A.; FERNANDES, B. M. M. New observations on seuratoid nematodes parasitic in fishes of the Parana´ River, Brazil. **Folia Parasitologica**, n. 44, p. 209–223, 1997.

MORAVEC, F.; LORBER, J.; KONEC`NY´, R. *Cucullanus maldivensis* n. sp. (Nematoda: Cucullanidae) and some other adult nematodes from marine fishes off the Maldive Islands. **Systematic Parasitology**, n. 70, p. 61–69, 2008.

MORAVEC, F.; MÖLLER, H.; HEEGER, T. *Philometra robusta* sp. n. (Nematoda: Philometridae) from the abdominal cavity of the scribbled toadfish, *Arothron mappa* (Lesson) from the Philippines. **Folia Parasitologica**, v. 39, p. 227–234, 1992.

MORAVEC, F.; RENSBURG, C. J.; VAN AS, L. L. Larvae of *Contraecaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in the threatened freshwater fish *Sandelia capensis* (Anabantidae) in South Africa. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 120, p. 251–254, 2016.

MORAVEC, F.; SASAL, P.; WU`RTZ, J.; TARASCHEWSKI, H. *Cucullanus oceanensis* sp. n. (Nematoda: Cucullanidae) from Pacific eels (*Anguilla* spp.). **Folia Parasitologica**, 52, 343–348, 2005.

MORAVEC, F.; WALTER, T.; YUNIAR, A. T. Five new species of philometrid nematodes (Philometridae) from marine fishes off Java, Indonesia. **Folia Parasitologica**, v. 59, p. 115–130, 2012.

NGUYEN, V. A.; NGUYEN, V. T.; HA, D. N.; ERMOLENKO, A. A new trematode species, *Bianium tonkinensis* n. sp. (Digenea, Lepocreadiidae), from headrabbit puffer *Lagocephalus lunares* (Bloch & Schneider, 1801) in the Gulf of Tonkin, Vietnam. **Scientific Journal of Dalrybvtuz**, v. 71, p. 69-73, 2017.

OVERSTREET, R. M. **Marine maladies? Worms, germs and other symbionts from the Northern Gulf of Mexico**. United Kingdom: Mississippi-Alabama Sea Gram Consortium, 1978.

OZAKI, Y. On some trematodes with anus. **Japanese Journal of Zoology**, v. 2, p. 5-33, 1928.

PARUKHIN, A. M. Nematodes from fishes of the Red Sea and Indian Ocean. **Biologiya Morya**, 23, 177–193, 1971.

PARUKHIN, A. M. **Parasitic worms of benthic fishes of the southern seas**. Kiev: Naukova Dumka, 1989.

PEREZ, G. R.; ROUMILLAT, W. A.; LEVESQUE, E. M.; CONNORS, V. A.; BURON, I. Synchronization of occurrence of the ovarian philometrid, *Philometra caroliensis*, with the spawning season of its fish host, the spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*. **Parasitology Research**, v. 104, p. 1079–1085, 2009.

PEREIRA, F. B.; LUQUE, J. L. Morphological and molecular characterization of cucullanid nematodes including *Cucullanus opisthoporus* n. sp. in freshwater fish from the Brazilian Amazon. **Journal Helminthology**, v. 91, n. 6, p. 739-751, 2017.

PEREIRA, F. B.; VIEIRA, F. M.; LUQUE, J. L. A new species of *Cucullanus* Müller, 1777 (Nematoda: Cucullanidae) parasitic in the grey triggerfish *Balistes capriscus* Gemlin (Osteichthyes: Balistidae) off Rio de Janeiro, Brazil. **Systematic Parasitology**, v. 87, n. 3, p. 283-291, 2014.

QUIAZON, K. M. A.; YOSHINAGA, T.; DOI, H.; ARAKI, J.; OGAWA, K. First description of male *Philometra thaiensis* Moravec, Fiala et Dyková, 2004 (Nematoda: Philometridae) from the body cavity of the eyespot pufferfish *Tetraodon biocellatus* Tirant, and evolutionary relationship of this species with other dracunculoids as inferred from SSU rRNA gene sequences. **Helminthologia**, v. 51, p. 236–245, 2014.

PARDO, S.; NÚNES, D.; BARRIOS, R.; PRIETO, M.; ATENCIO, V. Índices parasitarios y descripción morfológica de *Contraecaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) en blanquillo *Sorubim cuspicaudus* (Pimelodidae) del río Sinú. **Revista de Medicina Veterinária e Zootecnia de Córdoba**, v. 14, n. 2, p. 1712-1722, 2009.

PETTER, A. J. Deux nouvelles espèces de Cucullanidae parasites de poissons en Guyane. **Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle**, n. 177, p. 1459-1490, 1974.

PINHEIRO, M. S. S. **Ciclo de vida e estrutura de uma assembléia de peixes teleósteos em um manguezal da Raposa, Maranhão, Brasil**. 2010. 180 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual Paulista, Rio Claro. 2010.

PINHEIRO, R. H. S.; FURTADO, A. P.; SANTOS, J. N.; GIESE, E. G. Larva de *Contracaecum*: análise retrospectiva morfológica e morfométrica, biogeografia e risco zoonótico na amazônia. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 1, p. 12-32, 2019.

PINHEIRO, R. H. S.; SANTANA, R. L. S.; MELO, F. T. V.; SANTOS, J. N.; GIESE, E. G. Gnathostomatidae nematode parasite of *Colomesus psittacus* (Osteichthyes, Tetraodontiformes) in the Ilha de Marajó, Brazilian Amazon. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 26, n. 3, p. 340-347, 2017.

PINHEIRO, R. H. S.; SANTANA, R. L. S.; MONKS, S.; SANTOS, J. N.; GIESE, E. G. *Cucullanus marajoara* n. sp. (Nematoda: Cucullanidae), a parasite of *Colomesus psittacus* (Osteichthyes: Tetraodontiformes) in the Marajó, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 27, n. 4, p. 521-530, 2018.

POULIN, R. **Evolutionary ecology of parasites**: from individuals to communities. 1 ed. New York: Chapman & Hall, 1998.

PRANG, G. An industry analysis of the freshwater ornamental fishery with particular reference to the supply of Brazilian freshwater ornamentals to the UK market. **UAKARI**, v. 3, n. 1, p. 7-51, 2007.

RADHAKRISHNAN, S.; BEEVI, A. M.; DEEPTHI, G. R.; RADHAKRISHNAN, T. *Philometra cephalus* (Nematoda) infection of the gonads of the long-arm mullet, *Valamugil cunnesius* – histopathology. **Indian Journal of Medical Research**, v. 5, p. 93–102, 2009.

RADHAKRISHNAN, S.; BEEVI, A. M.; DEEPTHI, G. R.; RADHAKRISHNAN, T. *Philometra cephalus* (Nematoda) infection in the gonads of the long-arm mullet *Valamugil cunnesius*: host-parasite relation. **Indian Journal Fisheries**, v. 57, p. 33–36, 2010.

RAMACHANDRAN, P. *Philometra cephalus* sp. n. infecting the gonads of the striped mullet, *Mugil cephalus* L. from the Arabian coast of Kerala, India, with a note on its pathology. **Zoologischer Anzeiger**, v. 194, p. 140–144, 1975.

RASHEED, S. A revision of the genus *Philometra* Costa, 1845. **Journal of Helminthology**, v. 37, p. 89-130, 1963.

REBÊLO, J. M. M. Hourly frequency and seasonality of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) on São Luís Island, Maranhão, Brazil. **Cad. Saúde Pública**, v. 17, n. 1, p. 221-227, 2001.

RED LIST. **The IUCN Red List of Threatened Species**. 2017a. Disponível em:<<http://www.iucnredlist.org/details/193650/0>>. Acesso em: 10 de mar. 2019.

RED LIST. **The IUCN Red List of Threatened Species**. 2017b. Disponível em:<<http://maps.iucnredlist.org/map.html?id=193650>>. Acesso em: 10 de mar. 2019.

RIBEIRO, J. S.; DE OLIVEIRA, F. C. R.; EDERLI, N. B. Short communication: first report of nematodes parasitizing the four-eyed-fish, *Anableps anableps* (Pisces, Cyprinodontiformes). **Parasitology Research**, v. 116, n. 8, p. 2249-2254, 2017.

ROCHA, S.; CASAL, G.; MATOS, P.; MATOS, E.; DKHIL, M.; AZEVEDO, C. Description of *Triangulamyxa psittaca* sp. nov. (Myxozoa: Myxosporea), a New Parasite in the Urinary Bladder of *Colomesus psittacus* (Teleostei) from the Amazon River, with Emphasis on the Ultrastructure of Plasmodial Stages. **Acta Protozool**, v. 50, n. 4, p. 327–338, 2011.

ROHDE, K. **Ecology of marine parasites**. Queensland: University of Queensland Press, 1982.

SAKAGUCHI, S.; YAMAGATA, Y.; SAKO, H. Reidentification of *Philometra* parasitic on the Red Sea bream. **Bulletin of National Research Institute of Aquaculture**, v. 12, p. 69–72, 1987.

SARAIVA, A.; HERMIDA, M.; COSTA, M. J.; MAIA, C.; REIS, A. R.; CRUZ, C.; VALENTE, A. First record of *Philometra ovata* (Nematoda) infection in *Gobio lozanoi* in Portugal. **Journal of Fish Biology**, v. 73, p. 2288–2292, 2008.

SARDELLA, N. H.; NAVONE, G. TERESA.; TIMI, J. T. A new species of *Cucullanus* (Nematoda: Cucullanidae) parasite of *Genypterus blacodes* and *G. brasiliensis* (Pisces: Ophidiidae) in the South West Atlantic. **Parasite**, v. 4, n. 1, p. 41-47, 1997.

SEY, O. Description of *Bianium arabicum* sp. n. (Trematoda, Lepocreadiidae) from the pufferfish, *Lagocephalus lunares* (Bloch et Schneider, 1801) in Kwaiti and a review of the genus *Bianium* Stunkard, 1930. **Parasitologia Hungarica**, v. 28, p. 13-20, 1996.

SHAMSI, S.; AGHAZADEH-MESHGI, M. Morphological and genetic characterisation of selected *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) larvae in Iran. **Iranian Journal of Fisheries Sciences**, v. 10, n. 2, p. 356-361, 2011.

SHAMSI, S.; TURNER, A.; WASSENS, S. Description and genetic characterization of a new *Contracaecum* larval type (Nematoda: Anisakidae) from Australia. **Journal of Helminthology**, v. 92, n. 2, p. 1-7, 2017.

SHEN, J. W. Description of four new species (Lepocreadiidae and Hemiuridae) and a list of digenetic trematodes of fishes from Yellow Sea. **Marine Science Bulletin**, v. 9, n. 4, p. 54-63, 1990.

SILVA; M. V. O.; VIDEIRA; M. V.; TORTELLY, R.; DE SÃO CLEMENTE, S. C.; MENEZES, R. C.; MATOS, E. R. Anatomopathological study of parrot pufferfish *Colomesus psittacus* parasitized by the aspidogastreaean *Rohdella* sp. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 1, p. 29-33, 2013.

SKRJABIN, K. I. **Trematodes of animals and man: Essentials of Trematodology**. Moscow: Izdatelsdvo Akademii Nauk SSSR, 1965.

STUNKARD, H. W. Another trematode with two anal openings. **Anatomical Record**, v. 47, n. 3, p. 363, 1930.

STUNKARD, H. W. Further observations on the occurrence of anal openings in digenetic trematodes. **Zeitschrift für Parasitenkunde**, n. 3, p. 713-725, 1931.

SOARES S. C. B. **Estudo e identificação de parasitas Trematoda Digenea em crustáceos e gastrópodes da Ria de Aveiro**. 2015. Ma. Dissertação, Metrado da Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar da Universidade do Porto, Porto, Portugal, 87pp.

SOGANDARES-BERNAL, F.; HUTTON, R. F. The status of the genus *Bianium* Stunkard, 1930, a synonym of *Diploproctodaeum* La Rue, 1926. **Journal of Parasitology**, v. 44, n. 5, p. 566-567, 1958.

SOGANDARES-BERNAL, F.; HUTTON, R. F. Studies on Helminth Parasites from the Coast of Florida. III. Digenetic Trematodes of Marine Fishes from Tampa and Boca Ciega Bays. **The Journal of Parasitology**, v. 45, n. 3, p. 337-346, 1959.

THATCHER, V. E; BOEGER, W. A. The Parasitic Crustaceans of Fishes from the Brazilian Amazon. 4. *Ergasilus colomesus* n. sp. (Copepoda: Cyclopoida) from an Ornamental Fish, *Colomesus asellus* (Tetraodontidae) and Aspects of Its Pathogenicity. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 102, n. 4, p. 371-379, 1983.

THOMAS, L. J. On the life cycle of *Contraecaecum spiculigerum* (Rud.). **Journal of Parasitology**, v. 23, p. 429-431, 1937.

THOMPSON, J. N. **The coevolutionary process**. Chicago and London: The University of Chicago Press, 1994.

VASILKOV, G. V. **Helminthoses of Fishes**. Moscow, 1983.

VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C. Nematóides do Brasil. 1° parte: nematóides de peixes. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, n. 25, p. 1-79, 1985.

VIEIRA, F. M.; PEREIRA, F. B.; PANTOJA, C.; SOARES, I. A.; PEREIRA, A. N.; TIMI, J. T.; SCHOLZ, T.; LUQUE, J. L. A survey of nematodes of the genus *Cucullanus* Müller, 1777 (Nematoda, Securatoidea) parasitic in marine fishes off Brazil, including description of three new species. **Zootaxa**, v. 4039, n. 2, p. 289-311, 2015.

VISMANIS, K. O.; NIKULINA, V. N. On taxonomic status of *Philometra sanguinea* (Rudolphi, 1819) (Nematoda, Dracunculidae), the causative agent of philometrosis in crucian carps. **Parazitologiya**, v. 2, p. 514–518, 1968.

WALDMAN, J. R.; GROSSFIELD, J.; WIRGIN, I. Review of stock discrimination techniques for striped Bass. **North American Journal of Fisheries Management**, v. 8, n. 4, p. 410-425, 1988.

WANG, S.-X.; LI, L.; ZHANG, L.-P. Redescription and genetic characterization of *Philometra lagocephali* Moravec et Justine, 2008 (Nematoda: Philometridae) from *Lagocephalus lunaris* (Bloch and Schneider) (Tetraodontiformes: Tetraodontidae) in the South China Sea. **Acta Parasitologica**, v. 60, p. 395–406, 2015.

WELLBORN T. L. **The life history of the eye nematode, *Philometra intraoculus* sp. n., of bluegill (*Lepomis macrochirus*)**. 1970. Ph.D. thesis, Graduate Faculty of Auburn University, Auburn, Alabama, 81 pp.

WHITFIELD, A. H.; HEEG, J. On the life cycles of the cestode *Ptychobothrium belones* and nematodes of the genus *Contraecaecum* from Like St Lucia, Zululand. **South African Journal of Science**, v. 73, p. 121-122, 1977.

WIERZBICKI, K. Philometrosis of crucian Carp. **Ada parasitologica polonica**, v. 8, p. 181-194, 1960.

WILLIAMS, C. F.; MORAVEC, F.; TURNBULL, J. F.; FERGUSON, H. W. Seasonal development and pathological changes associated with the parasitic nematode *Philometroides sanguineus* in wild crucian carp *Carassius carassius* (L.) in England. **Journal of Helminthology**, v. 86, p. 329–338, 2012.

WORMS. ***Bianium* Stunkard, 1930.** 2019a. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=415114>>. Acesso em: 21 de mar. 2019.

WORMS. ***Contraecaecum* Railliet & Henry, 1912.** 2019b. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22849>>. Acesso em: 23 de mar. 2019.

WORMS. ***Cucullanidae* Cobbold, 1864.** 2019c. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22859>>. Acesso em: 23 de mar. 2019.

WORMS. ***Cucullanus* Müller, 1777.** 2019d. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22861>>. Acesso em: 23 de mar. 2019.

WORMS. ***Lepocreadiidae* Odhner, 1905.** 2021. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=108438>>. Acesso em: 05 de jan. 2022.

WORMS. ***Philometrinae* Baylis & Daubney, 1926.** 2017. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22906>>. Acesso em: 20 de ago. 2021.

WORMS. ***Philometra* Costa, 1845.** 2020. Disponível em:<<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22918>>. Acesso em: 10 de set. 2021.

YAMAGUTI, S. Studies on the helminth fauna of Japan. Part 2. Trematodes of fishes. **I. Japanese Journal of Zoology**, v. 5, p. 249-541, 1934.

YAMAGUTI, S. Studies on the helminth fauna of Japan. Part 39. Trematodes of fishes mainly from Naha. **Transactions of the Biogeographical Society of Japan**, v. 3, p. 329-398, 1942.

YAMAGUTI, S. Studies on the Helminth Fauna of Japan. Part 48. Trematodes of fishes, X. **Acta Medica Okayama**, v. 7, n.4, p. 315-334, 1951.

YAMAGUTI, S. **Parasitic worms mainly from Celebes**: Nematodes of Fishes. Part 9 *Acta Medica Okayama*: v. 9, n. 1, p. 122-135, 1954.

YAMAGUTI, S. **Systema helminthum. Vol. I. The digenetic trematodes of vertebrates**. New York: Interscience Publishers, 1958.

YOOYEN, T.; MORAVEC, F.; WONGSAWAD, C. Two new species of *Cucullanus* Müller, 1777 (Nematoda: Cucullanidae) from marine fishes off Thailand. **Systematic Parasitology**, n. 78, p. 139–149, 2011.

YAMAGUTI, S. **Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates**. 2 Vols. Tokyo: Keigaku Publishing Co, 1971.

YOUNIS, A. E.; SAAD, A. I.; RABEI, J. M. The occurrence of *Contraecaecum* sp. larvae (Nematoda: Anisakidae) in four teleostean species from Lake Nasser, Egypt: morphological and molecular studies. **The Journal of Basic and Applied Zoology**, v. 78, n. 9, p. 1-13, 2017.

ZHUKOV, E. V. Endoparasitic worms of the fishes in the Sea of Japan and South-Kuril shallow-waters. **Trudy Zoologicheskogo Instituta**, v. 28, p. 3-146, 1960.