



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA
MESTRADO EM SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL NA AMAZÔNIA

RICARDO LUIS SOUSA SANTANA

**TAXONOMIA DE *Contraecaecum* (NEMATODA: ANISAKIDAE) PARASITO DE
Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA RESERVA
EXTRATIVISTA MARINHA DE SOURE, ILHA DE MARAJÓ, PARÁ**

BELÉM
2022

RICARDO LUIS SOUSA SANTANA

**TAXONOMIA DE *Contraecum* (NEMATODA: ANISAKIDAE) PARASITO DE
Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA RESERVA
EXTRATIVISTA MARINHA DE SOURE, ILHA DE MARAJÓ, PARÁ**

Dissertação de mestrado apresentada à
Universidade Federal Rural da Amazônia,
como parte das exigências do Curso de
Mestrado em Saúde e Produção Animal na
Amazônia: área de concentração Saúde e Meio
Ambiente, para obtenção do título de Mestre.
Orientadora: Profa. Dra. Elane Guerreiro Giese
Coorientador: Prof. Dr. Raul Henrique da Silva
Pinheiro

**BELÉM
2022**

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

S231t Santana, Ricardo Luis Sousa
TAXONOMIA DE *Contraecum* (NEMATODA: ANISAKIDAE) PARASITO DE *Phalacrocorax
brasilianus* (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA RESERVA EXTRATIVISTA MARINHA DE
SOURE, ILHA DE MARAJÓ, PARÁ / Ricardo Luis Sousa Santana. - 2022.
80 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Saúde e Produção Animal na
AMAZÔNIA (PPGSPAA), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia,
Belém, 2022.

Orientador: Profa. Dra. Elane Guerreiro Giese
Coorientador: Prof. Dr. Raul Henrique da Silva Pinheiro.

1. Nematoda. 2. Anisakidae. 3. *Contraecum*. 4. *Phalacrocorax*. 5. Marajó. I. Giese, Elane Guerreiro,
orient. II. Título

CDD 592.3

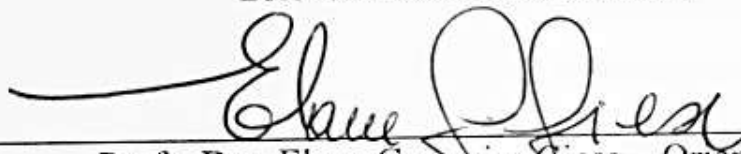
RICARDO LUIS SOUSA SANTANA

**TAXONOMIA DE *Contraeaecum* (NEMATODA: ANISAKIDAE) PARASITO DE
Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA RESERVA
EXTRATIVISTA MARINHA DE SOURE, ILHA DE MARAJÓ, PARÁ**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Saúde e Produção Animal: área de concentração Saúde e Meio Ambiente, para obtenção do título de Mestre.

Aprovado em 17 de agosto de 2022

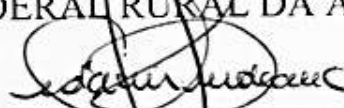
BANCA EXAMINADORA:



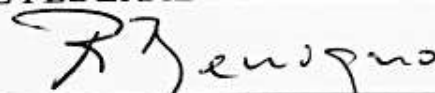
Prof. Dra. Elane Guerreiro Giese – Orientadora
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA



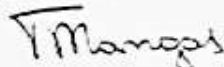
Prof. Dra. Michele Velasco Oliveira da Silva - 1º Examinador
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA



Prof. Dr. José Ledamir Sindeaux Neto – 2º Examinador
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA



Prof. Dr. Raimundo Nonato Moraes Benigno – 3º Examinador
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA



Prof. Dr. Tiago Paixão Mangas - Suplente
INSTITUTO FEDERAL DO PARÁ - IFPA

RESUMO

A ocorrência de endoparasitos em aves aquáticas é um tema relevante, pois estas são capazes de promover grandes alterações nas dinâmicas locais, devido sua elevada capacidade de deslocamento e dispersão. O biguá (*Phalacrocorax brasilianus*) é uma das aves piscívoras mais abundantes na América do Sul, sendo que no Brasil está adaptada a diversos ecossistemas aquáticos. Dentre estes destacamos, as paisagens naturais da reserva extrativista marinha de Soure, composta por áreas de várzeas, igapós, campos inundáveis, manguezais com influência marinha e praias estuarinas. Em seu ambiente natural, os animais podem estar dispostos a parasitoses, como as helmintíases, logo, estudos sobre helmintos, nos permitem conhecer a diversidade parasitária, seus índices ecológicos de parasitismo e acrescenta dados epidemiológicos sobre ocorrência e distribuição na região amazônica. Este trabalho identificou nematódeos do gênero *Contracaecum*, parasitos de *P. brasilianus* (Aves, Phalacrocoracidae) do ecossistema marajoara. Foram examinados 20 exemplares de biguás durante o período de abril de 2020 a fevereiro de 2022, capturados e cedidos por pescadores ribeirinhos do município de Soure. As aves foram examinadas no Laboratório de Histologia e Embriologia Animal - LHEA - UFRA. Os nematódeos coletados foram quantificados para análises dos índices ecológicos de parasitismo e processados para análises por microscopia de luz, eletrônica de varredura e espécimes representativos foram utilizados para caracterização molecular sempre que possível. Das 20 amostras analisadas, 90% (n=18) estavam parasitadas por *Contracaecum* spp., com intensidade média de infecção de 41,2; abundância média de 37,1 e amplitude variando de 3-360 parasitos por hospedeiro. Quanto ao sítio de infecção, o ventrículo foi o órgão mais acometido pelo parasitismo causado por *Contracaecum* 88,9% (n=16). Análises morfológicas de indivíduos adultos permitiram atribuí-los a cinco táxons distintos: um correspondente a *C. australe*, também caracterizado molecularmente, confirmando o parasitismo em *P. brasilianus*, ampliando a distribuição geográfica deste parasito, sendo este o primeiro registro da espécie no Brasil. Além disso, análises morfológicas revelaram a existência de *Contracaecum* sp. 1, seus caracteres morfológicos apoiam fortemente a hipótese de se tratar de uma nova espécie do gênero *Contracaecum*. Demais táxons identificados por meio de análises morfológicas foram atribuídos a outras três espécies distintas: *C. rudolphii* s. l., *C. multipapillatum* s. l. e *C. microcephalum* confirmando a presença destas espécies em *P. brasilianus* na Reserva Extrativista Marinha de Soure, Pará-Brasil.

Palavras-chave: Nematoda; Anisakidae; *Contracaecum*; *Phalacrocorax*; Marajó.

ABSTRACT

The occurrence of endoparasites in water birds is a relevant issue, as they can promote major changes in local dynamics, due to their high capacity for displacement and dispersion. The cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) is one of the most abundant piscivorous birds in South America, and in Brazil it is adapted to different aquatic ecosystems. Among these, we highlight the natural landscapes of the marine extractive reserve of Soure, composed of areas of floodplains, igapós, flooded fields, mangroves with marine influence and estuarine beaches. In their natural environment, animals may be prone to parasitosis, such as helminthiasis, so studies on helminths allow us to know the parasite diversity, their ecological indices of parasitism and add epidemiological data on occurrence and distribution in the Amazon region. This work identified nematodes of the *Contracaecum* genus, parasites of *P. brasilianus* (Aves, Phalacrocoracidae) from the marajoara ecosystem. Twenty specimens of cormorants were examined during the period from April 2020 to February 2022, captured and provided by riverine fishermen in the municipality of Soure. The birds were examined at the Laboratory of Animal Histology and Embryology - LHEA - UFRA. The nematodes collected were quantified for analysis of ecological indices of parasitism and processed for analysis by light microscopy, scanning electron microscopy and representative specimens were used for molecular characterization whenever possible. Of the 20 samples analyzed, 90% (n=18) were parasitized by *Contracaecum* spp., with a mean intensity of infection of 41.2; mean abundance of 37.1 and amplitude ranging from 3-360 parasites per host. Regarding the site of infection, the ventricle was the organ most affected by parasitism caused by *Contracaecum* 88.9% (n=16). Morphological analysis of adult individuals allowed us to assign them to five distinct taxa: one corresponding to *C. australe*, also molecularly characterized, confirming the parasitism in *P. brasilianus*, expanding the geographic distribution of this parasite, which is the first record of the species in Brazil. Furthermore, morphological analyzes revealed the existence of *Contracaecum* sp. 1, its morphological characters strongly support the hypothesis that it is a new species of the *Contracaecum* genus. Other taxa identified through morphological analysis were assigned to three other distinct species: *C. rudolphii* s. l., *C. multipapillatum* s. l. and *C. microcephalum* confirming the presence of these species in *P. brasilianus* in the Marine Extractive Reserve of Soure, Pará-Brazil.

Keywords: Nematoda; Anisakidae; *Contracaecum*; *Phalacrocorax*; Marajó.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	6
2	OBJETIVOS	8
2.1	Objetivo geral	8
2.2	Objetivos Específicos.....	8
3	REVISÃO DE LITERATURA.....	9
3.1	Arquipélago de Marajó.....	9
3.2	Espécie Hospedeira.....	10
3.3	Classificação taxonômica e caracterização morfológica de <i>Contracaecum</i> Railliet e Henry, 1912.	14
3.4	Ciclo de Vida.....	16
3.5	Caracterização molecular	19
3.6	<i>Contracaecum</i> spp. na América do Sul	21
4	MATERIAL E MÉTODOS	25
4.1	Aspectos éticos da pesquisa.....	25
4.2	Procedência e preservação dos hospedeiros	25
4.3	Processamento dos nematódeos.....	26
4.3.1	Microscopia de luz	28
4.3.2	Microscopia eletrônica de varredura (MEV).....	28
4.3.3	Extração, amplificação e sequenciamento de DNA	29
4.4	Identificação morfológica	30
4.5	Análises Filogenéticas.....	30
4.6	Índices ecológicos de parasitismo.....	31
4.7	Destinação dos nematódeos após identificação	31
4.8	Destinação das carcaças e vísceras após necropsia	32
5	RESULTADOS.....	33
6	DISCUSSÃO	53
7	CONCLUSÃO	61
8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	62
	ANEXOS	75

1 INTRODUÇÃO

Os nematódeos da família Anisakidae podem infectar uma grande variedade de organismos aquáticos nas várias fases de desenvolvimento do seu ciclo de vida (ANDERSON, 2000). Segundo Ángeles-Hernández *et al.* (2020), atualmente a família conta com 7 gêneros válidos, a saber: *Anisakis*, *Contracaecum*, *Mawsonascaris*, *Pseudoterranova*, *Terranova*, *Phocascaris* e *Sulcascaris*.

O gênero *Contracaecum* Railliet e Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae) é o maior táxon dentro da família Anisakidae, porém muitas das espécies foram inadequadamente descritas, com descrições pouco detalhadas e às vezes não ilustradas, sendo difícil a diferenciação entre espécies intimamente relacionadas (SHAMSI *et al.* 2009a; SHAMSI, 2014). Essa dificuldade não se deve apenas à semelhança morfológica de espécies crípticas ou irmãs, mas também a descrições inapropriadas realizadas por alguns autores, sendo que o advento de técnicas de microscopia eletrônica de varredura e biomoleculares tornou possível a identificação mais precisa de espécies dentro do gênero (ABOLLO *et al.* 2001; SHAMSI, 2014).

A composição específica de *Contracaecum* ainda é controversa, devido alguns autores com base em critérios filogenéticos, terem confirmado uma grande plasticidade morfológica, havendo, por vezes, formação de complexos de espécies crípticas, com traços morfológicos ou comportamentais indistinguíveis, mas isolados reprodutivamente, estando por estes motivos a sistemática do gênero em constante revisão (BIOLÉ *et al.* 2012).

Vários autores, utilizando caracteres morfológicos e moleculares, têm identificado e descrito novas espécies para o gênero *Contracaecum*, como: *C. pyripapillatum* Shamsi, Gasser, Beveridge, Shabani (2008a), na Austrália; *C. bioccai* Mattiucci, Paoletti, Olivero-Verbel, Baldiris, Arroyo-Salgado, Garbin, Navone, Nascetti (2008), na Colômbia; *C. rudolphii* D e *C. rudolphii* E Shamsi, Norman, Gasser, Beveridge (2009b), na Austrália; *C. gibsoni* e *C. overstreeti* Mattiucci, Paoletti, Solorzano, Nascetti (2010), na Grécia; *C. australe* Garbin, Mattiucci, Paoletti, González-Acunã, Nascetti (2011), na Argentina; *C. fagerholmi* e *C. rudolphii* F D'Amelio, Cavallero, Dronen, Barros, Paggi (2012), nos Estados Unidos e mais recentemente *C. jorgei* Sardela, Mancini, Salinas, Simões, Luque (2020), na Argentina.

Para Tavares *et al.* (2017), a escassez de dados sobre biodiversidade de parasitos limita a possibilidade de abordagens ecológicas de conservação, salientando a necessidade de fortalecimento de linhas de pesquisa sobre taxonomia, sistemática e ecologia das comunidades de helmintos.

O gênero *Contracaecum* tem sido registrado em diferentes localidades do planeta (BIOLÉ *et al.* 2012). Sendo parasitos de organismos aquáticos, tendo os peixes como hospedeiros intermediários e/ou paratênicos que se infectam ingerindo, copépodes, moluscos gastrópodes, celenterados, ctenóforos e peixes menores infectados ou mesmo pela ingestão das larvas no estágio de vida livre e têm como hospedeiros definitivos mamíferos aquáticos e aves piscívoras (ANDERSON, 2000; MADI e DA SILVA, 2005; MATTIUCCI *et al.* 2008; MATTIUCCI e NASCETTI, 2008; SHAMSI *et al.* 2009a).

Em aves aquáticas as infecções podem ocorrer no proventrículo, causando lesões devido sua fixação no tecido, caracterizadas por úlceras e hemorragias, podendo promover morte celular e destruição do revestimento do órgão, tendo potencial de contribuir para o óbito do hospedeiro (ABOLLO *et al.* 2001).

Em humanos, o potencial zoonótico de *Contracaecum* já foi comprovado, por meio do registro de um caso na Austrália, em que a paciente expeliu a larva ainda viva, a qual foi identificada após exame microscópico detalhado (SHAMSI e BUTCHER, 2011). A anisaquíase ou anisaquídose é uma zoonose de origem alimentar pouco conhecida, resultado da ingestão de pescados contendo a forma larvar de terceiro estágio infectante, sendo sua ocorrência estritamente relacionada ao hábito de comer peixe cru (D'AMELIO *et al.* 2020). Segundo Shamsi (2020a), a infecção está frequentemente relacionada ao consumo de pratos como sushi, ceviche, sashimi e arenque em conserva, sendo que algumas ictiozoonoses podem ser graves ou até fatais, no entanto, muitas são leves, talvez subdiagnosticadas e, portanto, não estão bem documentadas.

Em países da América do Sul em geral, esta doença é pouco conhecida e considerada uma doença zoonótica emergente, que por falta de conhecimento da população e profissionais da saúde pode estar subdiagnosticada (CASTELLANOS-GARZÓN *et al.* 2020).

Diante disso, sendo a espécie *Phalacrocorax brasilianus*, ave aquática migratória intercontinental, que frequenta os ambientes aquáticos amazônicos e sendo dispersora de vários helmintos, inclusive de nematódeos do gênero *Contracaecum*, além de ser uma ave utilizada no consumo humano, reforça a importância deste estudo para o conhecimento do estado sanitário desses animais, além claro da descrição taxonômica de helmintos do gênero *Contracaecum* em aves dos ecossistemas aquáticos da Reserva Extrativista Marinha de Soure.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Caracterizar os nematódeos do gênero *Contracaecum* parasitos de *Phalacrocorax brasilianus*, na Reserva Extrativista Marinha de Soure (Resexmar-Soure), Ilha de Marajó, Pará-Brasil.

2.2 Objetivos Específicos

- Investigar a ocorrência de nematódeos *Contracaecum* em *Phalacrocorax brasilianus*;
- Analisar os sítios de infecção de *Contracaecum* em *Phalacrocorax brasilianus*;
- Caracterizar morfológica e molecularmente *Contracaecum* coletados de *Phalacrocorax brasilianus*;
- Determinar índices ecológicos de parasitismo para *Contracaecum* de *Phalacrocorax brasilianus*;
- Revisar, calcular e descrever dados sobre variação alométrica entre caracteres morfológicos em *Contracaecum* spp. parasitos de aves, a partir de valores disponíveis na literatura;

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Arquipélago de Marajó

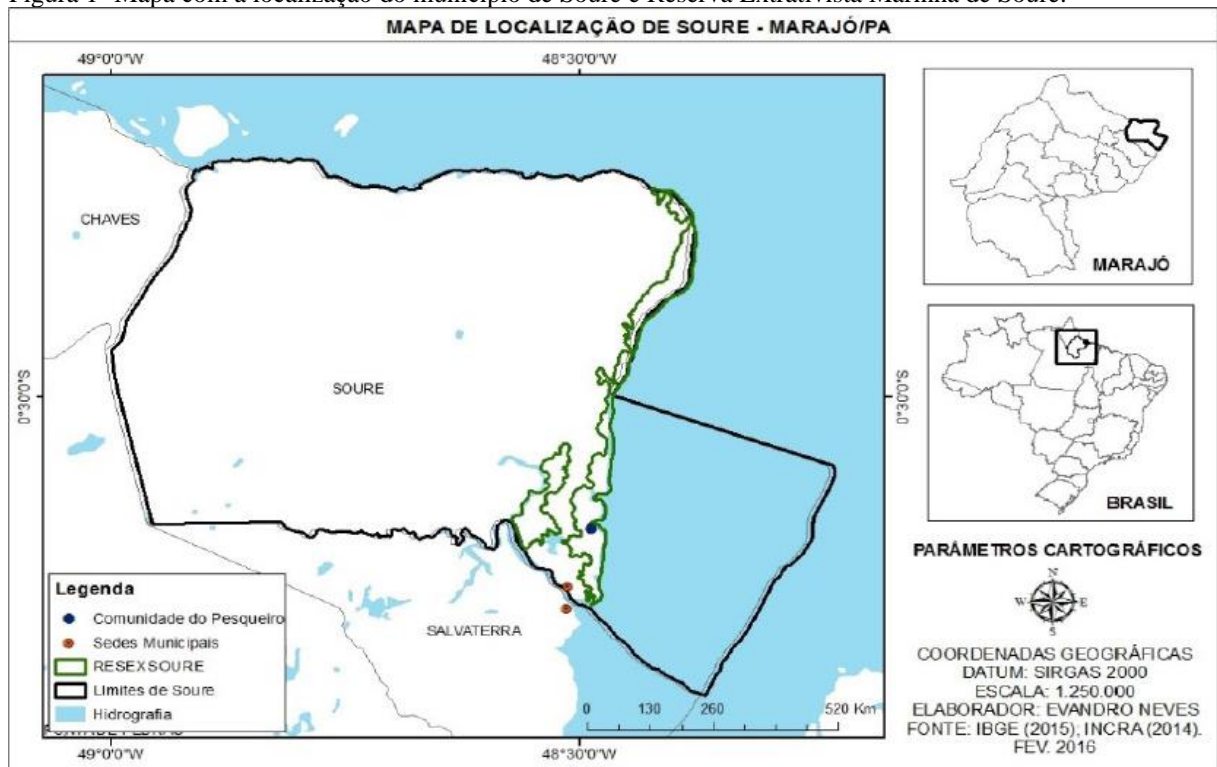
O arquipélago de Marajó é uma Área de Proteção Ambiental (APA-Marajó) em função do seu vasto e diverso ecossistema, abrange 12 municípios que juntos perfazem uma área total de 5.904.400 hectares, cujos limites são dados ao norte pelo oceano Atlântico, à oeste pelo rio Amazonas e à leste pelo Rio Pará (Baía de Marajó) (BARBOSA *et al.* 2012). Constitui-se numa das mais ricas regiões do país em termos de recursos hídricos e biológicos, formado por um conjunto de ilhas, que, em seu todo, constitui a maior ilha fluviomarina do mundo (BRASIL, 2007, p.12).

O Marajó é considerado uma potência ambiental sem precedentes e devido a sua grande relevância, atualmente existem oito unidades de conservação na região, entre elas, uma reserva ecológica (Mata do Bacurizal e do Lago Caraparú), uma reserva de desenvolvimento sustentável (Itatupã-Baquiá), uma floresta nacional (Caxiuanã), um parque estadual (Charapucu) e quatro reservas extrativistas (Resex Mapuá, Resex Terra Grande Pracuúba, Resex Gurupá-Melgaço e Resex Marinha de Soure) (EULER e RAMOS, 2021). Que visam assegurar o uso sustentável e a conservação dos recursos naturais renováveis, possibilitando seu manejo pela população extrativista local, em consonância com desenvolvimento comunitário e a conservação ambiental (BARBOSA *et al.* 2012).

A reserva extrativista marinha de Soure (Resexmar-Soure) conta com uma área de aproximadamente 27 mil hectares distribuídos em duas áreas descontínuas: Manguezal de Soure (de maior extensão) e Manguezal do Rio Saco (NEVES, 2020). Está localizada na costa leste da Ilha de Marajó no estuário da Bacia Amazônica, seus limites abrangem praticamente na totalidade áreas de manguezais e suas praias de águas associadas (ICMBIO, 2018).

O município de Soure localizado na costa leste, porção oriental do Marajó (Figura 1), possui área com aproximadamente 2.857 km² de extensão e população estimada de 25.752 pessoas (IBGE, 2021). Possui clima tropical úmido, caracterizado por uma estação menos chuvosa que compreende os meses de junho a novembro e uma estação mais chuvosa que vai de dezembro a maio, com temperatura média anual de 27°C (LIMA *et al.* 2005).

Figura 1- Mapa com a localização do município de Soure e Reserva Extrativista Marinha de Soure.



Fonte: Neves (2020).

A Resexmar-Soure apresenta um complexo de ambientes aquáticos, alagáveis e de transição, com praias estuarinas, manguezais exuberantes, dunas, igarapés, canais de maré, várzeas, matas de igapós, associados a forte sazonalidade climática, esta sazonalidade e variedade de ambientes estão entre os principais responsáveis pela elevada biodiversidade registrada na região, sejam espécies de caráter permanente ou transitório e nesse contexto destacam-se as espécies migratórias de aves aquáticas e limícolas, incluindo as trans-hemisféricas (ICMBIO, 2018).

3.2 Espécie Hospedeira

A família Phalacrocoracidae conta atualmente com 42 espécies distribuídas em 3 gêneros: *Microcarbo*, *Leucocarbo* e *Phalacrocorax*, sendo este último o maior grupo da família, composto por 22 espécies (GILL *et al.* 2021). No Brasil estão registradas apenas duas espécies de Phalacrocoracidae a saber: *P. brasilianus* (Gmelin, 1789) e *L. bransfieldensis* (Murphy, 1936) Piacentini *et al.* (2015). Sendo que o único registro de *L. bransfieldensis*, foi realizado por meio da evidência de uma anilha recuperada de uma carcaça de ave encontrada em 1996 no litoral norte da Bahia (LIMA *et al.* 2002).

Dentro do gênero *Phalacrocorax*, o cormorão neotropical *P. brasilianus* (Syn. *P. olivaceus*; *Nannopterum brasilianus*) (Figura 2) é abundante, sendo encontrado em toda região neotropical com ampla distribuição biogeográfica, ocorre do sul dos Estados Unidos ao norte das Bahamas, Cuba, noroeste do México e abrange toda América do Sul (BIRDLIFE INTERNACIONAL, 2021).

Figura 2 – Exemplar de *Phalacrocorax brasilianus* em ambiente natural.



Fonte: <https://pixabay.com/pt/photos/p%c3%a1ssaro-mar-agua-corvo-marinho-4304176/>

No Brasil esta ave habita diferentes ambientes de água doce e marinha (BARQUETE *et al.* 2008; FARIAS *et al.* 2015). Estando adaptada a uma grande diversidade de ambientes, que incluem áreas de manguezais, lagos, lagoas, represas, rios, baías, mares e pântanos (ANTAS, 1994; NUNES *et al.* 2005; VOTTO *et al.* 2006; EFE *et al.* 2007; BRANCO, 2007; BARQUETE *et al.* 2008; BRANCO *et al.* 2009; XAVIER e VOLCAN, 2009; MANOEL *et al.* 2011; MONTEIRO *et al.* 2011; VIEIRA *et al.* 2014; SILVA *et al.* 2014; FARIAS *et al.* 2015; CARVALHO *et al.* 2019; DE OLIVEIRA *et al.* 2019; KANTEK *et al.* 2020).

Possuem hábitos diurnos, com base alimentar oportunista e generalista, sendo os peixes (Figura 3A) uma das suas principais fontes proteicas, porém selecionam suas presas com base na disponibilidade, aproveitando os recursos mais abundantes e fáceis de capturar, alimentam-se mergulhando para captura da presa (BARQUETE, 2008; GIL DE WEIR *et al.* 2011; ALARCÓN *et al.* 2012; CONDE-TINCO e IANACONE, 2013; OVEGÅRD *et al.* 2021; TETTE-POMARICO *et al.* 2020; MORGENTHALER *et al.* 2021). Outros organismos

aquáticos podem compor sua dieta como: crustáceos e moluscos (DE OLIVEIRA *et al.* 2019; TETE-POMARICO *et al.* 2020), insetos (ALARCÓN *et al.* 2012, CASAUX *et al.* 2012), anelídeos (PETRACCI *et al.* 2009) e girinos (XAVIER; VOLCAN, 2009).

Aves piscívoras são reconhecidas por ocupar uma posição importante nas teias alimentares marinhas, equivalente à de peixes e mamíferos maiores (ABOLLO *et al.* 2001). E o importante papel que estas desempenham como dispersoras (Figura 3B) de organismos parasitos nos diferentes ecossistemas já é bastante reconhecido no meio científico, tendo sido estudada por vários autores (KENNEDY *et al.* 1986; KENNEDY 1998; BARQUETE, 2006; FRISCH *et al.* 2007; VIOLANTE-GONZÁLEZ *et al.* 2015; VAN LEEUWEN *et al.* 2012, 2017; CARRERA-JÁTIVA *et al.* 2020).

Figura 3 – A- Espécime de Biguá jovem se alimentando de peixe cascudo (Loricariidae- *Hypostomus* sp.). B- Biguá adulto defecando no ambiente aquático.



Fonte: Imagem A: <https://www.flickr.com/photos/jquental/15231509017/in/photostream/> e imagem B: <http://aves-argentina.blogspot.com/2012/08/bigua-phalacrocorax-brasilianus.html>.

Kennedy *et al.* (1986) e Kennedy (1998), afirmam que a migração realizada por aves aquáticas contribui para a aquisição e dispersão de várias espécies de helmintos em diversas áreas geográficas. Para Van Leeuwen *et al.* (2017), aves piscívoras podem ser os principais vetores de dispersão de plantas e invertebrados, desempenhando um papel importante na manutenção da conectividade de populações entre bacias hidrográficas, requerendo mais atenção científica.

Para Carrera-Játiva *et al.* (2020), a proximidade filogenética, hábitos alimentares, distribuição geográfica e especificidade parasitária, são determinantes para diversidade de

hospedeiros que podem albergar determinados táxons de parasitos. Nesse sentido Violante-González *et al.* (2015), enfatizaram a necessidade de se realizar mais estudos sobre espécies de aves piscívoras, com intuito de conhecer uma parte importante do ciclo de vida de muitas espécies de parasitos, que usam estas aves como hospedeiros definitivos, assim como para determinação do padrão de estruturação das comunidades de parasitos entre às espécies de aves que compartilham o mesmo habitat e/ou habitats diferentes; e devido à sua diversidade, a classe Aves é um ótimo grupo de hospedeiros para investigar como diferentes características relacionam hospedeiros e fatores ambientais que podem influenciar na riqueza da comunidade parasitária (LEUNG e KOPRIVNIKAR, 2016).

Estudos sobre helmintofauna de aves aquáticas são considerados de grande importância, pelo fato destes animais atuarem como hospedeiros definitivos de uma grande diversidade de helmintos e pelo papel que estas desempenham na dispersão de parasitos dentro dos ecossistemas, contribuindo para que estes conquistem novos habitats, além de proporcionar a manutenção dessas espécies no ambiente (KENNEDY *et al.* 1986; KENNEDY, 1998).

Dentre as aves piscívoras, sabe-se que várias espécies da família Phalacrocoracidae atuam efetivamente como hospedeiros definitivos para espécies de nematódeos do gênero *Contracaecum* em diferentes regiões do planeta (ABOLLO *et al.* 2001; BARSON e MARSHALL, 2004; TORRES *et al.* 2005; AMATO *et al.* 2006; SHAMSI *et al.* 2009b; AL-MOUSSAWI e MOHAMMAD, 2011; GARBIN *et al.* 2011; MORAVEC e SCHOLZ, 2016; MATTIUCCI *et al.* 2020; SARDELLA *et al.* 2020; AMOR *et al.* 2020).

Devido à ampla distribuição geográfica de *P. brasiliensis* e ao fato de todos os espécimes examinados se apresentarem parasitados por nematódeos *Contracaecum*, Biolé *et al.* (2012), destacaram o importante papel desta ave, hospedeiro definitivo, na dispersão e continuidade do ciclo de vida destes parasitos.

Sendo que em algumas regiões do mundo essas aves são utilizadas como fonte de proteína animal pela população, como forma de variar sua dieta alimentar (CIFUENTES-SARMIENTO e RUIZ-GUERRA, 2009, pag. 15). Este comportamento alimentar também foi observado no local de procedência dos espécimes hospedeiros (*P. brasiliensis*) utilizados no presente estudo, onde alguns pescadores ribeirinhos (donos de currais de pesca e moradores locais) capturam e abatem as aves que ficam presas nos currais para utilizarem como alimento (SANTANA *et al.* 2022, dados não publicados).

3.3 Classificação taxonômica e caracterização morfológica de *Contracaecum* Railliet e Henry, 1912

Os nematódeos da família Anisakidae têm como principais representantes os gêneros *Anisakis* Dujardin, 1845, *Pseudoterranova* Krabbe, 1878 e *Contracaecum* Railliet e Henry, 1912 que causam grandes preocupações em relação à segurança alimentar, devido seus potenciais zoonóticos (SHAMSI, 2020a). O gênero *Contracaecum* conta com aproximadamente 100 espécies descritas, distribuídas mundialmente (SHAMSI, 2019a).

Classe Secernentea Linstow, 1905

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Ascaridoidea Railliet e Henry, 1915

Família Anisakidae Railliet e Henry, 1912

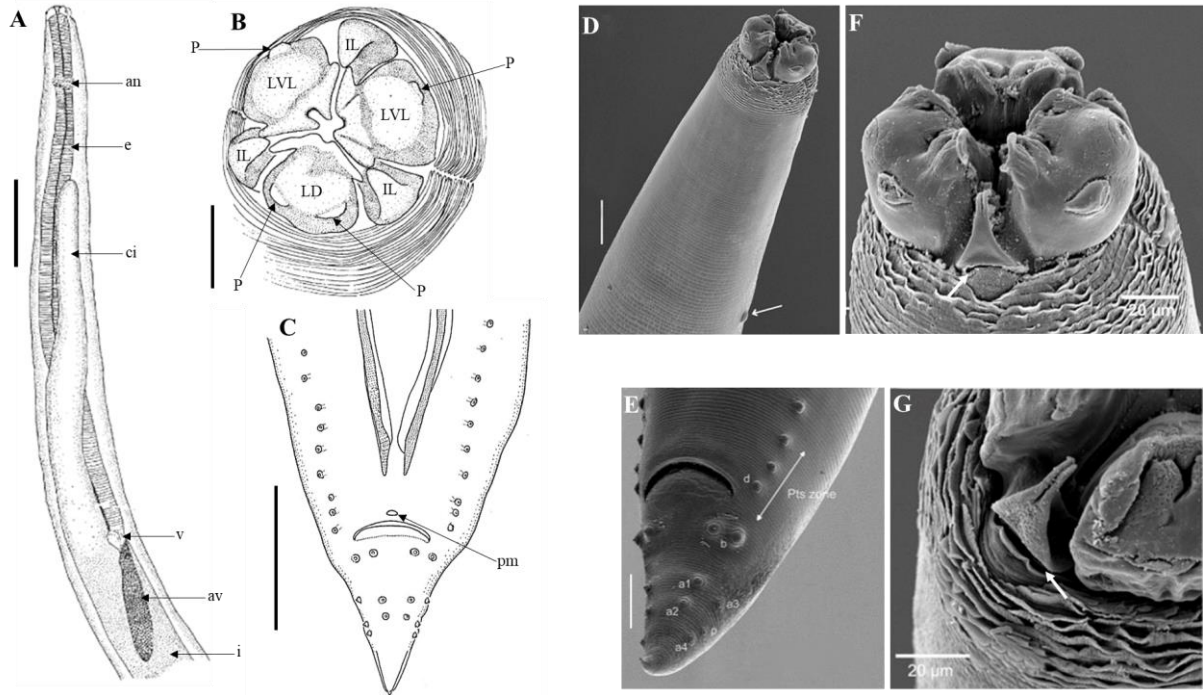
Gênero *Contracaecum* Railliet e Henry, 1912

Baylis (1920) avaliando a importância das estruturas do canal alimentar na classificação dos Ascaridoidea, se refere a *Contracaecum* por apresentar esôfago com ventrículo reduzido, emitindo apêndice ventricular posterior, ceco intestinal presente, interlábios geralmente bem desenvolvidos e ausência de cristas dentígeras. Barus *et al.* (1978), caracterizam o gênero morfológicamente por apresentarem lábios sem cristas dentígeras; interlábio presente, geralmente bem desenvolvido, ventrículo reduzido, com apêndice ventricular posterior sólido, ceco intestinal presente, macho sem asa caudal definida, espículos longos, alados, iguais ou sub-iguais, fêmea com vulva pré-equatorial, ovípara, parasitos de peixes, aves e mamíferos piscívoros.

A classificação atual de *Contracaecum* spp. baseia-se principalmente nas características morfológicas observadas ao microscópio de luz, como estruturas cefálicas, bucais e faríngeas, detalhes cuticulares, forma e tamanho dos espículos; extremidade posterior (papilas pré e pós-cloacais) e formato da cauda (GARBIN, 2009).

Segundo Shamsi (2019a), esses nematódeos possuem dois cecos de direção oposta como parte de seu sistema digestivo, daí a origem do nome *Contracaecum*, poro excretor localizado em sua extremidade anterior. Sendo estas consideradas as características morfológicas mais significativas na diferenciação das espécies de *Contracaecum* do restante dos nematódeos anisakuídeos, porque são as mais consistentes em todos os estágios de desenvolvimento (Figura 4).

Figura 4 - Morfologia de nematódeos *Contraecum*. A- extremidade anterior de *C. bancrofti* mostrando anel nervoso (an), esôfago (e), ceco intestinal (ci), ventrículo (v), apêndice ventricular (av) e intestino (i), (barra de escala = 0,65 mm); B- visão apical dos lábios de *C. bancrofti* evidenciando lábio dorsal (LD), lábios ventro-laterais (LVL), interlábios (IL) e papilas cefálicas (P), (barra de escala = 0,17 mm); C- extremidade posterior do macho de *C. chubutensis*, vista ventral mostrando papilas pré e pós-cloacais, pm- papila mediana (barra de escala = 0,2 mm); D e E- fotomicrografias de *C. pelagicum*. D- vista lateroventral da região anterior mostrando deirídio (seta), lábios, interlábios e anulação do colar cefálico (barra de escala = 50 μ m); E- cauda do macho demonstrando detalhes das papilas pré e pós-cloacais: d- papilas pré-cloacais proximais, “zona pts” (zona de estrias transversais pré-cloacais) representa 25 estrias transversais que se iniciam no orifício cloacal e se estendem anteriormente, cobrindo três papilas nesta figura, b- papilas para-cloacais, a1 e a2- papilas subventrais, a3 e a4- papilas sublaterais, p- fasmídeo (barra escala = 50 μ m); F- e G- fotomicrografias da região anterior de *C. pelagicum* e *C. chubutensis* respectivamente, evidenciando a presença do poro excretor localizado a nível de interlábio ventral (setas).



Fonte: Imagens (A-B) adaptadas de Shamsi *et al.* (2009a) e Shamsi, (2019a); imagem (C) adaptada de Garbin *et al.* (2008); imagens (D-E) adaptadas de Garbin *et al.* (2007). imagens (F-G) adaptadas de Garbin, (2009).

Em seu estudo sobre afinidades morfológicas entre diferentes grupos dentro dos Ascaridoidea, Fagerholm (1991), demonstrou número e arranjo de papilas caudais e estruturas semelhantes a papilas em machos de diferentes gêneros, como forma de diferenciá-los. Caracteres de importância sistemática também foram avaliadas, como: espículos, presença/ausência de gubernáculo, placas caudais e outras ornamentações, incluindo asa caudal, asa cervical, além de características relacionadas à morfologia esôfago-intestinal, dos lábios, interlábios, posição do poro excretor e morfologia do sistema excretor.

Barson e Marshall (2004), basearam-se na presença do apêndice ventricular, ceco intestinal e medidas de comprimento para estabelecer diagnóstico genérico por microscopia de luz, enquanto utilizaram microscopia eletrônica de varredura para avaliar estruturas da região cefálica e cauda (lábios, interlábios, número e arranjo de papilas caudais e espículos) para identificação específica. Segundo Moravec e Scholz (2016), características taxonômicas como

estruturas cefálicas, número e distribuição de papilas pós-cloacais, fasmídeo, presença de uma papila mediana simples no lábio anterior da cloaca, bem como forma da extremidade distal dos espículos são características distintivas entre *C. rudolphii* e os três outros congêneres parasitos de aves, *C. microcephalum* (Rudolphi, 1809), *C. micropapillatum* (Stossich, 1890) e *C. variegatum* (Rudolphi, 1809).

Para Alqaisi *et al.* (2020), características diagnósticas consideradas para identificação de espécies *Contracaecum* são: presença dos lábios, interlábios (com ou sem bifurcação), espículos, forma distal dos espículos, número e distribuição das papilas pré e pós-cloacais, distância da vulva à extremidade anterior e posterior e formato da cauda.

Em Biolé *et al.* (2012), características morfométricas e ultraestruturais dos espécimes estudados permitiram a identificação da espécie *C. australe* parasitando *P. brasiliensis* na Argentina, espécie descrita anteriormente no mesmo hospedeiro por Garbin *et al.* (2011), no Chile. Entretanto, os autores evidenciaram pequenas diferenças morfológicas como: posição mais anterior do anel nervoso e deirídio, ventrículo e apêndice ventricular menores, maior número de papilas pré-cloacais, localização da vulva ligeiramente pré-equatorial e menor tamanho dos ovos, diferenças que os autores consideraram como variantes intraespecíficas, pelo menos, até que estudos moleculares expressem o contrário.

O número de espécies válidas para o gênero ainda não está bem estabelecido, devido à grande dificuldade para se determinar diagnóstico a nível de táxon específico, por conta da grande semelhança que os caracteres morfológicos apresentam entre diferentes espécies (GARBIN, 2009); e ao fato de que a muitas dessas espécies foram mal descritas, tornando assim, a identificação específica bastante difícil (FAGERHOLM e GIBSON, 1987; AL-MOUSSAWI e MOHAMMAD, 2011; SHAMSI, 2014; 2019a). Para Bermúdez (2011), devido algumas características diagnósticas utilizadas na identificação morfológica das espécies carecerem de valor interespecífico, o uso de ferramentas moleculares para uma identificação precisa de parasitos tem ganhado grande importância.

3.4 Ciclo de Vida

A identificação precisa de um parasito em qualquer estágio de seu ciclo de vida tem implicações importantes para estudos epidemiológicos e resolução de problemas taxonômicos (KIJEWSKA *et al.* 2002). E nesse sentido várias tentativas têm sido realizadas para elucidar o ciclo de vida de *Contracaecum* spp., parasitos de aves (THOMAS, 1937; HUIZINGA, 1967; BARTLETT, 1996; BARQUETE, 2006; DZIEKOŃSKA-RYNKO e ROKICKI, 2007;

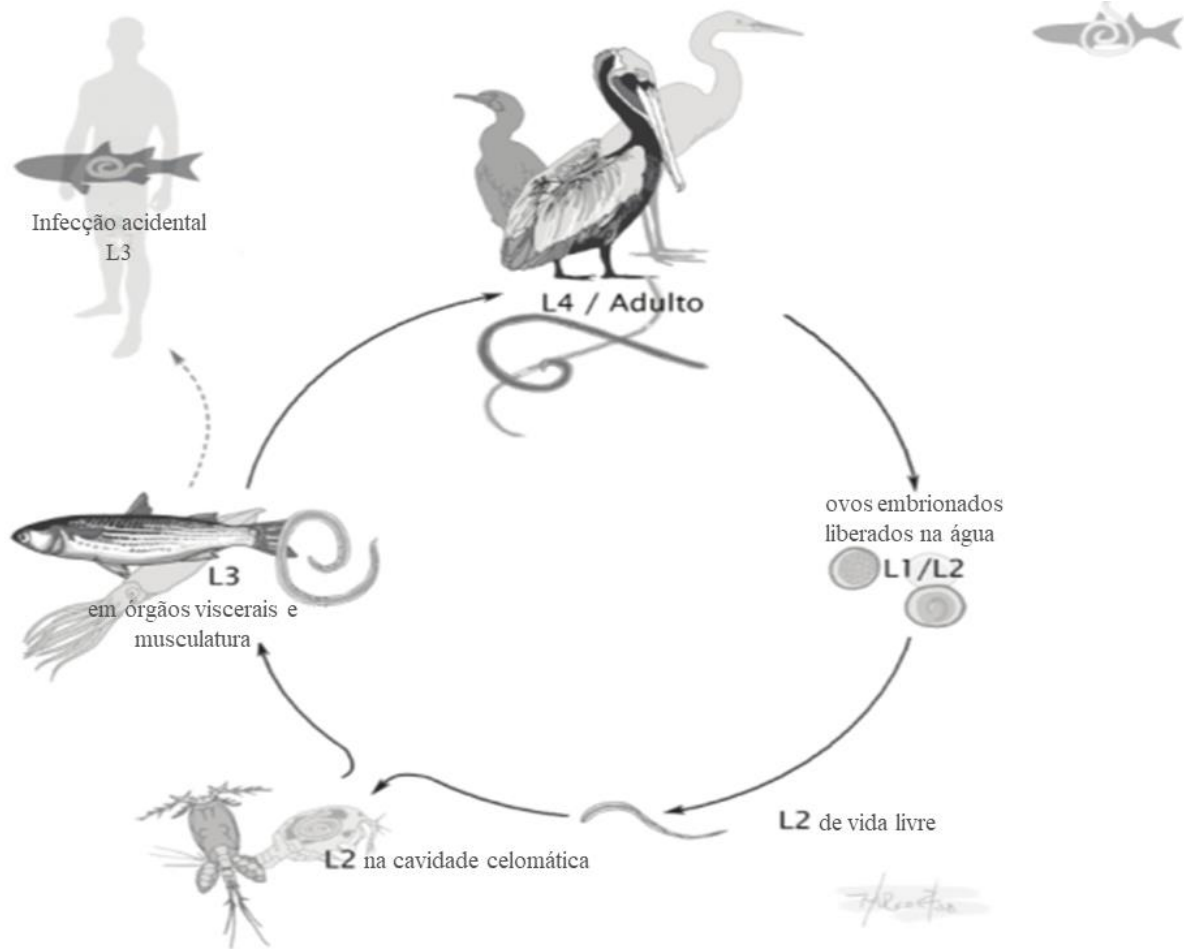
MORAVEC, 2009; DZIEKOŃSKA-RYNKO *et al.* 2010; DZIEKOŃSKA-RYNKO *et al.* 2013; VALLES-VEGA *et al.* 2017).

Thomas (1937), observou duas mudas ocorrendo no ovo de *C. rudolphii*, com larvas eclodidas (presumivelmente em estágio L2) infectando peixes, ocorrendo transferência de larva de peixes para peixes carnívoros maiores e cormorões sendo infectados ao predação peixes contendo nematódeos encistados.

Huizinga (1967), estudando o ciclo de vida de *C. multipapillatum* identificou apenas uma muda ocorrendo nos ovos (L1 → L2), onde a larva eclodiu como L2. Entretanto Valles-Vega *et al.* (2017), estudando o ciclo do mesmo parasito verificaram que este aparentemente desenvolve duas mudas dentro do ovo (L1 → L2 → L3), eclodindo uma larva L3, os autores também inferiram que a alta taxa de eclosão e sobrevivência das larvas em todas as concentrações salinas utilizadas em seu estudo sugerem que o ciclo de vida destes parasitos pode ocorrer em água doce, salobra e marinha.

Segundo Anderson (2000), fêmeas fecundadas de *Contracaecum* depositam ovos no trato digestivo de seus hospedeiros definitivos, que são expelidos junto às fezes para o ambiente aquático. Os ovos embrionam e as larvas de primeiro estágio mudam para o segundo estágio e eclodem dos ovos retendo a bainha. Estas são ingeridas pelos primeiros hospedeiros intermediários (normalmente invertebrados, especialmente copépodes), no intestino dos quais perdem a bainha e se encistam na hemocele. Esses invertebrados são ingeridos pelos segundos hospedeiro intermediários/paratênicos (normalmente peixes) nos quais as larvas atingem o terceiro estágio infectante (L3). O hospedeiro definitivo é infectado pela ingestão de peixes contendo a L3, nos quais irão se desenvolver em larvas L4 e adultos que maturam sexualmente e acasalam (Figura 5).

Figura 5 - Ciclo de vida conceitual de *Contracaecum multipapillatum* s. l.



Fonte: Adaptado de Bermúdez (2011).

Bartlett (1996), em seu estudo sobre a morfogênese de *C. rudolphii* relatou que as larvas recém eclodidas dos ovos, supostamente pertenciam ao segundo estágio larval. Contudo, experimentos desenvolvidos por Dziekońska-Rynko e Rokicki (2007); Moravec (2009); Dziekońska-Rynko *et al.* (2010); Dziekońska-Rynko *et al.* (2013), também com *C. rudolphii* indicaram que larvas recém eclodidas pertenciam ao estágio L3; e que tanto estas larvas quanto aquelas ainda nos ovos já eram infectantes para copépodes e peixes, os quais podem ser considerados hospedeiros metaparatênicos (hospedeiro obrigatório em que a larva não sofre muda, mas cresce) deste nematódeo (MORAVEC, 2009).

Barquete (2006), verificou que larvas de *C. pelagicum* eclodiram do ovo em estágio L3. Garbin *et al.* (2013), também afirmam que as duas primeiras mudas deste parasito ocorrem no interior do ovo eclodindo assim, no estágio L3.

Dziekońska-Rynko e Rokicki (2007), observaram que as L3 de *C. rudolphii* eclodidas retinham a cutícula do estágio anterior (L2), e inferiram que o ciclo de vida de *C. rudolphii* pode envolver dois ou três hospedeiros, porém seus dados não foram suficientes para afirmar

se peixes são hospedeiros intermediários obrigatórios para estes parasito. Entretanto para Dziekońska-Rynko *et al.* (2010), os peixes são considerados hospedeiros paratênicos. Segundo Barus *et al.* (2001), para larvas infectantes do nematódeo *C. rudolphii*, peixes participam no ciclo como segundo hospedeiro intermediário ou paratênico obrigatórios e, constituem até 87% do alimento total do hospedeiro definitivo (aves piscívoras). A compreensão dos ciclos de vida desses parasitos é fundamental para determinar a potencial fonte de infecção, a fim de projetar campanhas educacionais eficazes para várias partes interessadas e para desenvolver programas práticos de controle e prevenção (SHAMSI, 2020a).

3.5 Caracterização molecular

O fato de os hospedeiros intermediários/paratênicos e definitivos possuírem uma ampla faixa de distribuição geográfica, e sendo o *Contraecaecum* considerado um parasito sem grande especificidade em relação aos seus hospedeiros definitivos, influencia significativamente no desenvolvimento dos padrões de estruturação genética na população (PERKINS *et al.* 2011; COLE e VINEY, 2018).

Para Carrera-Játiva *et al.* (2020), espécies de parasitos generalistas que toleram diferenças na fisiologia dos hospedeiros podem infectar uma grande variedade de espécies aviárias. Desta forma, a elevada mobilidade e capacidade de dispersão de seus hospedeiros podem não só manter altos níveis de fluxo gênico observado nesses nematódeos, mas também aumentá-los (MATTIUCCI e NASCETTI, 2008; COLE e VINEY, 2018). E a capacidade dos parasitos de se adaptarem a ambientes, hospedeiros u de sofrer especiação é afetada diretamente pelo fluxo gênico entre populações e deriva genética dentro delas e, entender quais fatores controlam esses parâmetros, são fundamentais para compreensão dos processos micro evolutivos desses táxons (CRISCIONE *et al.* 2005).

Para Perkins *et al.* (2011), análises moleculares podem ser necessárias para entender melhor a distribuição e diversidade dos parasitos entre hospedeiros, bem como para revelar a gama e grau de especialização dos hospedeiros, que não podem ser totalmente observadas apenas pelo estudo morfológico. Ainda segundo os autores a convergência é também um fator que pode ser um problema para coleta de dados morfológicos para sistemática dos parasitos, pois pode-se esperar que adaptações a esses ambientes comuns, às vezes engendre morfologias convergentes entre espécies de parasitos.

Segundo Criscione *et al.* (2005), marcadores moleculares possuem três usos principais
1- identificação de espécies conhecidas em seus estágios de vida morfológicamente

indistinguíveis (ovos, larvas); 2- elucidar ciclos de vida dos parasitos; 3- busca por espécies crípticas.

Para Carlson *et al.* (2020), um dos principais problemas pendentes é a diversidade críptica, fração de espécies não descritas que são geneticamente distintas, mas morfologicamente indistinguíveis, ou pelo menos tão sutilmente que sua descrição representa um desafio. Nesse sentido Zhu *et al.* (2007), em seu estudo sobre ferramentas práticas de PCR para delineamento de espécies crípticas de *Contracaecum rudolphii* s.l., demonstraram a aplicabilidade das sequências de espaçadores transcritos internos (ITS1-ITS2) como marcadores ideais para estudar classificação e variação genética.

A identificação tradicional de espécies de nematódeos *Contracaecum* por estudos morfológicos e morfométricos por vezes é muito difícil, devido à alta variabilidade morfológica que pode levar a sobreposição considerável de muitas características e sua interpretação ambígua (SHAMSI *et al.* 2008a; BIOLÉ *et al.* 2012). Como observado em parasitos de *Pelecanus conspicillatus* identificados inicialmente como *C. multipapillatum* s.l., e que após exame morfológico detalhado notou-se presença de papilas pré-cloacais de formatos piriformes ou circulares, sugerindo que estes parasitos poderiam pertencer a espécies distintas, fato confirmado pela análise das sequências ITS-1 e ITS-2 que evidenciaram dois genótipos distintos, que em conjunto com a pequena diferença morfológica observada confirmou existência de duas espécies diferentes, uma não descrita anteriormente, denominada formalmente como *C. pyripapillatum* n. sp. (SHAMSI *et al.* 2008a).

Por esta razão, é essencial implementar abordagens que permitam a identificação precisa de espécies (SHAMSI, 2014). Nesse sentido, a utilização de múltiplos métodos parecem ser necessários para desenvolver uma taxonomia contemporânea, e assim, surgiu a “taxonomia integrativa”, com objetivo de integrar fontes de dados disponíveis para enquadrar os limites de espécies (ALLGAYER *et al.* 2021). Objetivo que tem sido alcançado nos últimos anos, por meio da utilização de marcadores nucleares ribossômicos e mitocondriais, ferramentas moleculares poderosas que complementam o exame morfológico em relação a identificação de novas espécies e possibilitam a realização de inferências sobre relações filogenéticas desses parasitos (D’AMELIO *et al.* 2012).

Segundo Shamsi *et al.* (2009a), abordagens integradas (morfológicas e moleculares) utilizadas em seu estudo foram úteis para confirmar o status taxonômico de cinco espécies de *Contracaecum* na Austrália. Fato também relatado por diversos outros autores, que utilizaram técnicas taxonômicas tradicionais aliadas a abordagens moleculares e filogenéticas para a validação de táxons já descritos e/ou determinação de novas espécies para *Contracaecum*

(NAVONE *et al.* 2000; LI *et al.* 2005; SHAMSI *et al.* 2008a, GARBIN *et al.* 2011; SARDELLA *et al.* 2020).

Marcadores genéticos-moleculares de espécies anisacuídeos, fornecem um meio rápido e preciso para rastrear e identificar vários mamíferos marinhos, aves piscívoras, peixes e lulas que servem como seus hospedeiros definitivos, intermediários e/ ou paratênicos, dados que fornecem informações importantes sobre traços da história de vida, aspectos epizootiológicos desses parasitos e seus ciclos de vida (MATTIUCCI e NASCETTI, 2008).

Além disso, para as espécies de *Contracaecum*, métodos moleculares fornecem marcadores genéticos adicionais e ferramentas práticas baseadas em PCR para identificação de espécies crípticas dentro dos grupos de morfoespécies de parasitos de aves, como: *C. rudolphii* sensu lato (s.l.) denominadas até então como: A, B, C, D, E e F e *C. multipapillatum* s. l., formado por pelo menos quatro espécies, a saber: *C. pyripapillatum*; *C. gibsoni*, *C. overstreeti* e *C. multipapillatum* D (NADLER e HUDSPETH, 2000; NAVONE *et al.* 2000; ZHU *et al.* 2007; SHAMSI *et al.* 2008a; D'AMÉLIO *et al.* 2007, 2012 MATTIUCCI *et al.* 2010).

Porém, como relatado por Shamsi *et al.* (2008a), alguns estudos foram baseados apenas em dados moleculares e não incluíram quaisquer dados morfológicos ou morfométricos; e segundo D'Amélio *et al.* (2007), embora dados moleculares forneçam informações valiosas sobre identidade genética das espécies de diferentes continentes, uma análise criteriosa sobre diferenciação morfológica dentro dos complexos de espécies é necessária para designação nomenclatural formal das mesmas; e que a combinação de ambas as técnicas devem continuar a fazer parte da sistemática dos parasitos de forma complementar, não devendo se ignorar a importância de espécimes devidamente identificados e a necessidade de características diagnósticas distintivas nas descrições das espécies, através de uma apreciação e estudo cuidadoso da morfologia (PERKINS *et al.* 2011).

3.6 *Contracaecum* spp. na América do Sul

Na América do Sul até o presente momento estão registradas 18 espécies de *Contracaecum*, parasitando aves piscívoras de diversas famílias (Tabela 1), sendo *C. microcephalum* a espécie com maior número de registros, *C. rudolphii*, *C. pelagicum* e *C. multipapillatum* também são espécies bastantes relatadas em aves no subcontinente Americano. No Brasil, a literatura consultada registra a presença de oito espécies de *Contracaecum*, a saber: *C. microcephalum* (Rudolphi, 1819) Baylis, 1920; *C. multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920; *C. granulosum* (Schneider, 1866) Baylis, 1932; *C. caballeroi* Bravo-Hollis, 1939; *C.*

crenulatum Schuurmans-Stekhoven, 1937; *C. pelagicum* Johnston e Mawson, 1942 e *C. plagiaticium* Lent e Freitas, 1948 (VICENTE *et al.* 1995a); *C. rudolphii* Hartwich, 1964 (VICENTE *et al.* 1996; AMATO *et al.* 2006). Sendo *C. pelagicum* a espécie mais registrada e mais bem estudada no Brasil.

Tabela 1– Espécies de *Contracaecum* parasitos de aves de acordo com os registros feitos por diferentes pesquisadores na América do Sul. Siglas: CB- cavidade bucal; ES- esôfago; P- proventrículo; V-ventrículo; I- intestino; ID- intestino delgado; TG- trato gastrointestinal; RP- Recuperado de pellets; NI- não informado.

Espécies	Hospedeiros	Sítios de infecção	Localidades	Referências
<i>C. microcephalum</i>	<i>Ardea a. egretta, Ardea alba, Ardea cocoi, Nycticorax nycticorax, Butorides striata, Egretta t. thula, Egretta thula, Bubulcus ibis, Ixobrychus involucris, Syrigma sibilatrix</i>	ES, V, I, ID	Brasil, Argentina	Vicente <i>et al.</i> 1995a; 1995b; Bernardon <i>et al.</i> 2017; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. rudolphi</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus, Chroicocephalus maculipennis, Chroicocephalus serranus, Larus dominicanus, Podiceps major, Leucocarbo atriceps, Milvago c. temucoensis, Pelecanus thagus, Anhinga anhinga</i>	ES, P, V, TG	Brasil, Chile, Peru	Torres <i>et al.</i> 1983; 1991; 1993; 2000; 2005; Vicente <i>et al.</i> 1996; Amato <i>et al.</i> 2006; Oyarzún-Ruiz <i>et al.</i> 2016; Angulo-Tisoc <i>et al.</i> 2018; González-Acuña <i>et al.</i> 2020; Oyarzún-Ruiz e González-Acuña 2021
<i>C. pelagicum</i>	<i>Spheniscus magellanicus, Spheniscus humboldti, Thalassarche melanophris, Calonectris borealis, Eudyptes chrysocome</i>	CB, ES, P, V, I, ID, TG	Brasil, Argentina, Chile, Peru, Uruguai	Lent; Freitas, 1948; Santos, 1984; Vicente <i>et al.</i> 1995a; Garbin <i>et al.</i> 2007; González-Acuña <i>et al.</i> 2008; Ederli <i>et al.</i> 2009; Diaz <i>et al.</i> 2010; Yáñez <i>et al.</i> 2012; Campos <i>et al.</i> 2013; Borges <i>et al.</i> 2014; Cárdenas <i>et al.</i> 2017; Altrão <i>et al.</i> 2017; Mariani <i>et al.</i> 2019; Fernández <i>et al.</i> 2019; De Paula <i>et al.</i> 2020; Ewbank <i>et al.</i> 2020; Drago <i>et al.</i> 2020; Oyarzún-Ruiz e González-Acuña, 2021
<i>C. multipapillatum</i>	<i>Ardea a. egretta, Ardea alba, Ardea cocoi, Bubulcus i. ibis, Egretta t. thula, Nycticorax n. hoactli, Cochlearius cochlearius, Anhinga a. anhinga</i>	ES, V, I	Brasil, Argentina	Vicente <i>et al.</i> 1995a; 1995b; 1996; Navone <i>et al.</i> 2000; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. caballeroi</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus, Rupornis m. magnirostris, Buteogallus u. urubitinga, Milvago c. chimachima, Herpetotheres c. cachinnans, Falco s. cearae</i>	ES, V, I	Brasil, Uruguai	Lent; Freitas, 1948; Pinto <i>et al.</i> 1994
<i>C. plagiaticium</i>	<i>Nycticorax n. naevius, Nycticorax n. hoactli, S. magellanicus, Pilherodius pileatus, Sula l. leucogaster</i>	ES, V, I, ID	Brasil, Uruguai	Lent; Freitas, 1948; Vicente <i>et al.</i> 1995a; 1995b; 1996; Campos <i>et al.</i> 2013
<i>C. australe</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus, Phalacrocorax gaimardi</i>	V	Argentina, Chile	Garbin <i>et al.</i> 2011; Biolé <i>et al.</i> 2012; Garbin <i>et al.</i> 2014; Drago <i>et al.</i> 2020; Oyarzún-Ruiz e González-Acuña, 2021

Fonte: O autor (2022).

Tabela 1 continuação– Espécies de *Contraecaecum* parasitos de aves de acordo com os registros feitos por diferentes pesquisadores na América do Sul. Siglas: CB- cavidade bucal; ES- esôfago; P- proventrículo; V-ventrículo; I- intestino; ID- intestino delgado; TG- trato gastrointestinal; RP- Recuperado de pellets; NI- não informado.

Espécies	Hospedeiros	Sítios de infecção	Localidades	Referências
<i>C. chubutensis</i>	<i>Phalacrocorax atriceps</i>	V	Argentina	Garbin <i>et al.</i> 2008; 2011; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. travassosi</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i> , <i>Phalacrocorax albiventer</i>	ES, V	Argentina, Uruguai	Gutiérrez, 1943; Lent e Freitas, 1948; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. ovale</i>	<i>Rollandia rolland</i>	V	Argentina	Galeano e Tanzola, 2012; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. mirounga</i>	<i>Spheniscus magellanicus</i>	P	Argentina	Garbin <i>et al.</i> 2019a; Drago <i>et al.</i> 2020
<i>C. macronectidis</i>	<i>Macronectes giganteus</i>	P	Chile	Oyarzún-Ruiz e González-Acuña, 2021
<i>C. heardi</i>	<i>Spheniscus magellanicus</i>	NI	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> 2008; Oyarzún-Ruiz e González-Acuña, 2021
<i>C. crenulatum</i>	<i>Cochlearius cochlearius</i>	I	Brasil	Vicente <i>et al.</i> 1995a
<i>C. granulosum</i>	<i>Fregata magnificens</i>	V	Brasil	Vicente <i>et al.</i> 1995a
<i>C. bioccai</i>	<i>Pelecanus occidentalis</i>	V	Colômbia	Mattiucci <i>et al.</i> 2008
<i>C. mexicanum</i>	<i>Pelecanus occidentalis</i>	I	Venezuela	Díaz-Ungria, 1978
<i>C. jorgei</i>	<i>Nannopterum (P.) brasilianus</i>	P, I	Argentina	Sardella <i>et al.</i> 2020
<i>Contraecaecum sp.</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i> , <i>Cairina moschata domestica</i> , <i>Phalacrocorax albiventer</i> , <i>Phalacrocorax atriceps</i> , <i>Phalacrocorax gaimardi</i> , <i>Larus dominicanus</i> , <i>Spheniscus magellanicus</i> , <i>Spheniscus humboldti</i> , <i>Phalacrocorax thagus</i> , <i>Pygoscelis papua</i> , <i>Puffinus puffinus</i> , <i>Tigrisoma sp.</i> , <i>Tigrisoma l. marmoratum</i> , <i>Phalacrocorax pileatus</i> , <i>Jabiru mycteria</i> , <i>Ciconia maguari</i> , <i>C. cochlearius</i> , <i>Butorides striata</i> , <i>Ardea a. egretta</i> , <i>Ardea cocoi</i> , <i>Busarellus n. nigricollis</i> , <i>Fulica leucoptera</i> , <i>Rostrhamus s. sociabilis</i> , <i>Egretta t. thula</i> , <i>Nyctanassa v. cayennensis</i> , <i>Nycticorax n. hoactli</i> , <i>Anhinga a. anhinga</i> , <i>Fregata sp. Caracara Merrem</i> , 1826, NI	P, V, I, ID, TG, RP, NI	Brasil, Argentina, Chile	Torres <i>et al.</i> 1993; Pinto <i>et al.</i> 1994; Vicente <i>et al.</i> 1995a; 1995b; 1996; Kreiter e Semenas, 1997; Fredes <i>et al.</i> 2006; 2007; González-Acuña <i>et al.</i> 2008; 2009; Díaz <i>et al.</i> 2011a; De Melo <i>et al.</i> 2012; Mariani <i>et al.</i> 2019; Garbin <i>et al.</i> 2019a; 2019b; Drago <i>et al.</i> 2020; Oyarzún-Ruiz e González-Acuña, 2021; Carvalho <i>et al.</i> 2021.

Fonte: O autor (2022).

4 MATERIAL E MÉTODOS

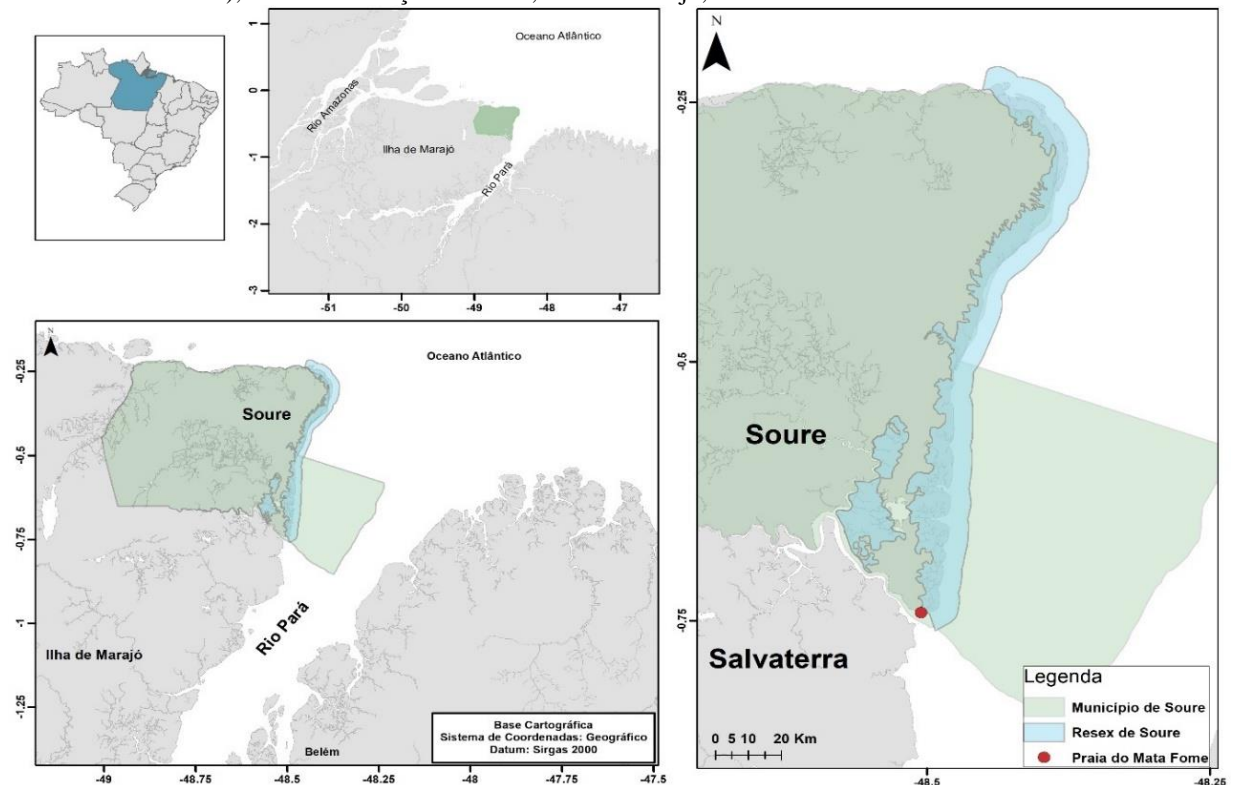
4.1 Aspectos éticos da pesquisa

Este estudo foi desenvolvido sob autorização para atividades com finalidades científicas do ICMBio/SISBIO nº 74195-2 (Anexo 1), e em conformidade com a Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA/UFRA) sob protocolo de nº 6309230520 (Anexo 2).

4.2 Procedência e preservação dos hospedeiros

No período de junho de 2020 a abril 2022 foram adquiridos 20 exemplares de *Phalacrocorax brasilianus* procedentes da zona costeira do município de Soure (Reserva Extrativista Marinha de Soure) - Ilha de Marajó (Latitude: -0.74244° , Longitude: -48.50756°) (Figura 6), que se encontravam aprisionadas em currais de pesca (Figura 7), sendo abatidas e retiradas pelos donos de currais para serem utilizadas como fonte alternativa de alimento. As aves utilizadas no presente estudo foram gentilmente cedidas pelos donos de currais de pesca da região.

Figura 6 – Mapa da área de estudo, com destaque para município de Soure (Reserva Extrativista Marinha de Soure-Praia do Mata Fome), local de obtenção das aves, Ilha de Marajó, Estado do Pará-Brasil.



Fonte: O autor (2022).

Figura 7 – Currais de pesca localizados na Praia do Mata Fome, município de Soure (Resexmar-Soure), local de obtenção das aves, Ilha de Marajó, Estado do Pará-Brasil.



Fonte: O autor (2022).

As amostras, foram acondicionadas em sacos plásticos de forma individualizada e mantidas refrigeradas em caixas isotérmicas com gelo, encaminhadas ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA) do Instituto da Saúde e Produção Animal (ISPA) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

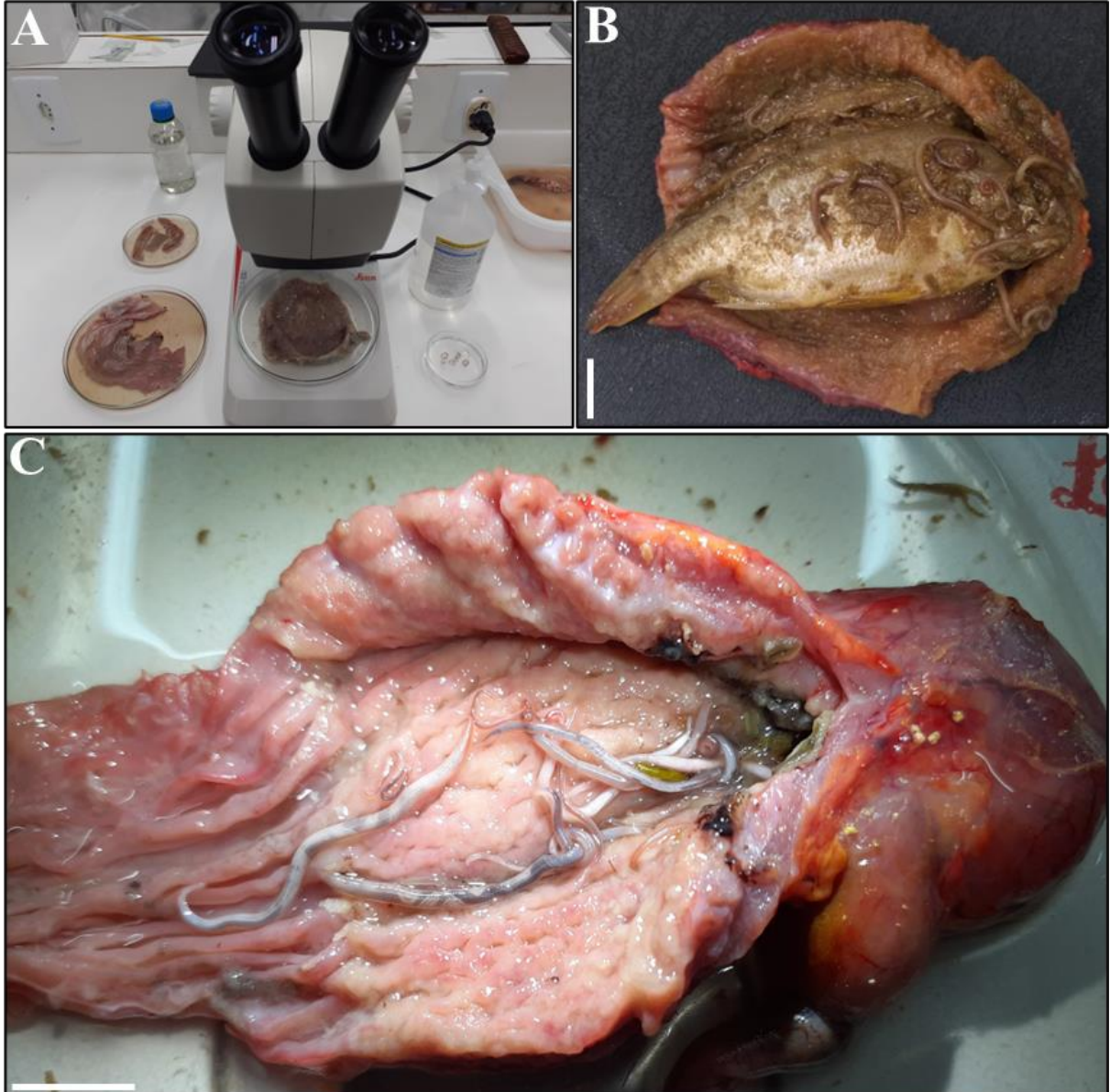
4.3 Processamento dos nematódeos

As aves foram sexadas e necropsiadas para investigação parasitária de nematódeos *Contraecum*, representantes de outros filós foram fixados e armazenados de acordo com (AMATO e AMATO, 2010).

Inicialmente foi realizada análise macroscópica dos órgãos da cavidade celomática (traqueia, pulmão, esôfago, proventrículo, ventrículo, intestinos, fígado, vesícula biliar e cloaca). Seguido da remoção e transferência dos órgãos individualizados em placas de Petri contendo solução salina (cloreto de sódio 0,9%) e observados sob estereomicroscópio LEICA

ES2 (Figura 8). Todos os dados referentes as coletas foram registradas em uma ficha de necropsia (Anexo 3).

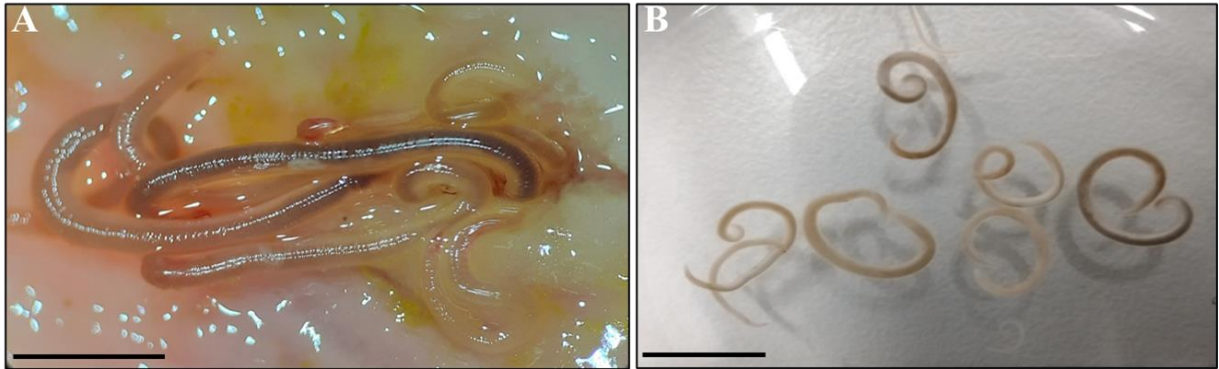
Figura 8– A: Órgãos individualizados em placas de Petri e observados sob lupa. B- Estômago de biguá contendo espécime de peixe do gênero *Genyatremus* sp., e nematódeos do gênero *Contracaecum*. C- Estômago de biguá contendo espécimes de *Contracaecum*. (Barras de escala 1 cm).



Fonte: O autor (2022).

Espécimes de *Contracaecum* recuperados foram lavados em solução fisiológica 0,9% (Figura 9), quantificados e armazenados em A.F.A (Formol-Ácido-Acético) para estudos morfológicos por microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura. Sendo que, alguns espécimes representativos foram fixados em álcool etílico à 70% para análises moleculares.

Figura 9– A: Espécimes de nematódeos *Contracaecum* fixados no estômago de *P. brasilianus* (Barra de escala 0,5 cm). B– Espécimes de *Contracaecum* armazenados temporariamente em placa de Petri contendo solução salina de cloreto de sódio a 0,9% (Barra de escala 1 cm).

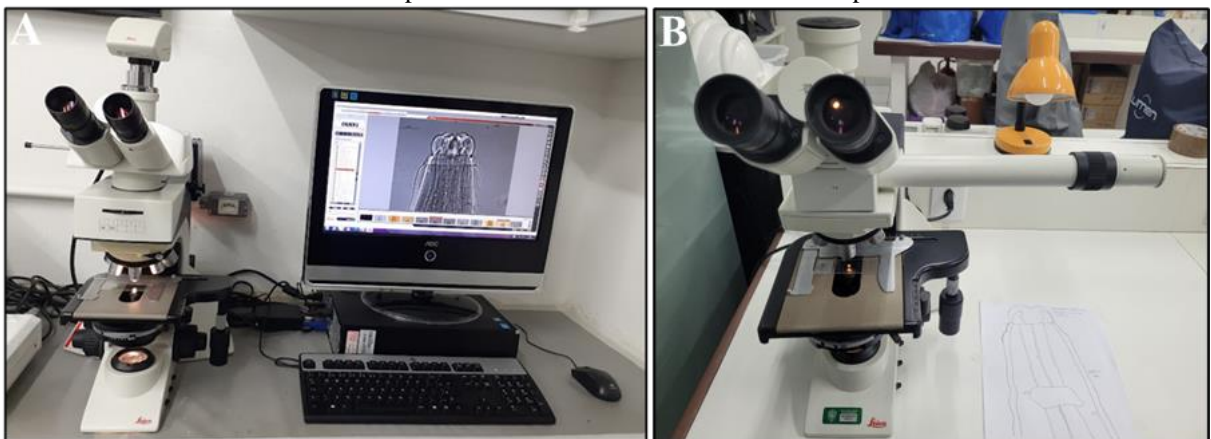


Fonte: O Autor (2022).

4.3.1 Microscopia de luz

Os nematódeos fixados em solução de AFA, foram clarificados em Lactofenol de Aman e observados em microscópio (LEICA DM 2500), com sistema de captura digital acoplada (LEICA ICC50 HD) e desenhados em microscópio (LEICA DM 2500) com câmara clara acoplada, a partir dos quais foram obtidas fotomicrografias e desenhos morfológicos, respectivamente (Figura 10).

Figura 10– A: Realização de fotomicrografia de *Contracaecum* parasito de *P. brasilianus* realizada em microscópio ótico modelo Leica DM 2500 com sistema de captura digital. B– Desenho morfológico de *Contracaecum* realizado em microscópio Leica DM 2500 com câmara clara acoplada.



Fonte: O autor (2022).

4.3.2 Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

Para MEV, os nematódeos fixados em A.F.A foram lavados em água destilada por 1 horas, pós-fixados em tetróxido de ósmio (O_5O_4) a 1% por 2 horas, sendo submetidos à desidratação em série crescente de etanol a partir do etanol 70% à 100% por 1 hora em cada

bateria de álcool, posteriormente foram secos até ponto crítico de CO₂, montados em suporte metálicos de alumínio (*stubs*), metalizados com ouro+paládium e observados em microscópio eletrônico de varredura (VEGA 3, TESCAN) no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura, anexo ao LHEA (Figura 11).

Figura 11– Realização de fotomicrografia de *Contracaecum* por meio da técnica de microscopia eletrônica de varredura.



Fonte: O autor (2022).

4.3.3 Extração, amplificação e sequenciamento de DNA

Quatro nematódeos adultos representativos à *C. rudolphii* s. l. de acordo com caracteres morfológicos avaliados, consistindo em dois espécimes machos e duas fêmeas, foram usados para caracterização genética por sequenciamento das regiões do primeiro e segundo espaçadores internos transcritos do DNA ribossomal (ITS-1, ITS-2 e região 5.8S). O rDNA foi extraído no Laboratório de Biologia Molecular da Universidade Federal do Pará, usando o kit de extração de DNA Spin Tissue Mini Kit, Stratec®, seguindo-se o protocolo indicado pelo fabricante.

As regiões ITS-1, 5.8S e ITS-2 do rDNA foram amplificadas usando os iniciadores NC5 (Direto: 5' - GTA GGT GAA CCT GCG GAA GGA TCA TT - 3') e NC2 (Reverso: 5' - TTA GTT TCT TTT CCT CCG CT - 3') (ZHU *et al.* 1998).

O volume final da reação foi de 25 µL, sendo 2,5 µL de tampão de reação (BUFF), 1 µL de MgCl₂, 2 µL de dNTP's, 0,5 µL de cada primer, 0,2 µL unidade de Taq-DNA polimerase, 17,3 µL de H₂O e 1 µL de DNA extraído. As amostras foram processadas no termociclador (Applied Biosystems™ ProFlex™ PCR System, 3 x 32-well), submetidas às seguintes condições: 95°C por 5 minutos seguido de 35 ciclos à 95°C por 1 minuto (desnaturação), 56°C por 1 minuto (anelamento), 72°C por 1 minuto (extensão) e uma extensão final a 72°C por 7 minutos. Os amplicons foram submetidos à eletroforese em gel de agarose a 1,5%. O produto de PCR foi purificado com ExoSAP-IT™, quantificado em equipamento Nanodrop e sequenciado usando os iniciadores NC5 e NC2 em equipamento AB 3500 *Genetic Analyzer*, com geração de aproximadamente 700 nucleotídeos cada, pela empresa ACTGene Análises Moleculares.

4.4 Identificação morfológica

Os nematódeos coletados foram identificados de acordo com Barus *et al.* (1978); Vicente *et al.* (1995a); Anderson (2000); Gibbons (2010) e artigos científicos correlatos disponíveis.

4.5 Análises Filogenéticas

Para as análises filogenéticas, quinze espécies do gênero *Contraecum* foram incluídas no grupo interno e para o grupo externo, o táxon escolhido foi o gênero *Ascaris* Linnaeus, 1758 (Número de acesso do GenBank: JF837182). Para a reconstrução filogenética, foi feito o alinhamento concatenado com sequências de genes ribossômicos do Espaçador Interno Transcrito (ITS1+ITS2) utilizando os parâmetros do programa Muscle (Edgar, 2004) integrado no software Geneious 7.1.3 e em seguida suas extremidades foram trimadas. O modelo evolutivo de substituição nucleotídica foi determinado pelo critério de informação Akaike (Akaike Information Criterion - AIC) com o programa JModelTest (Posada, 2008) e o mais adequado escolhido foi GTR + G. As reconstruções filogenéticas foram realizadas através do

método da Máxima Verossimilhança (ML) na plataforma CIPRES Science Gateway (MÜLLER *et al.* 2018).

Análises de ML foram realizadas utilizando RAxML (Guindon e Gascuel, 2003) e foi implementada usando valores de suporte de bootstrap de 1000 repetições e apenas nós com valores de bootstrap maiores que 70% foram considerados bem suportados. As árvores foram visualizadas no software FigTree v1.3.1 (Rambaut, 2009) e editadas no software Adobe Photoshop 21.0.2. Os cálculos para verificar a divergência genética entre as espécies, foram conduzidos utilizando o modelo parâmetro Kimura 2 no software MEGA 5 (KIMURA 1980, TAMURA *et al.* 2011).

4.6 Índices ecológicos de parasitismo

Após coleta e fixação, os parasitos foram quantificados com auxílio de estereomicroscópio para determinação dos índices ecológicos de parasitismo: prevalência (P%), intensidade média de infecção (IMI) e abundância média (AM), conforme equações abaixo, segundo (BUSH *et al.* 1997; BAUTISTA-HERNÁNDEZ *et al.* 2015). Os dados foram tabulados e comparados com os dados presentes na literatura existente para cada táxon posteriormente identificado.

$$P\% = \frac{\text{Número total de aves parasitadas} \times 100}{\text{Número de aves examinadas}}$$

$$IMI = \frac{\text{Número total de parasitos}}{\text{Número de aves infectadas}}$$

$$AM = \frac{\text{Número total de parasitos}}{\text{Número de aves examinadas}}$$

4.7 Destinação dos nematódeos após identificação

Espécimes representativos (espécimes *voucher*) de espécies encontradas serão depositados na Coleção de Invertebrados do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG), Belém, Pará, Brasil, devidamente etiquetados e numerados.

4.8 Destinação das carcaças e vísceras após necropsia

Após cada necropsia realizada, as carcaças das aves foram devidamente colocadas em sacos para lixo biológico e mantidas congeladas até a coleta do material, realizada pela empresa prestadora de serviço de coleta de lixo biológico da Universidade Federal Rural da Amazônia.

5 RESULTADOS

Dos 20 exemplares aves analisadas, em 90% (n=18) foi possível evidenciar o parasitismo por nematódeos do gênero *Contracaecum*, com IMI de 41,2; AM=37,1 e amplitude variando de 3-360 parasitos por hospedeiro. Em dois espécimes um macho e uma fêmea não foram evidenciados o parasitismo por nematódeos *Contracaecum*. Dos 18 espécimes parasitados 9 eram machos (50%) e 9 fêmeas (50%), onde as fêmeas apresentaram maior amplitude de infecção variando de 10-360 parasitos, enquanto nos machos a amplitude variou entre 3-43 parasitos por hospedeiro. Quanto a intensidade média de infecção (IMI) por sexo do hospedeiro, foi observado que os valores também foram mais elevados nos hospedeiros fêmeas (59,2), do que nos machos (23,2). Quanto ao sítio de infecção, o ventrículo foi o órgão mais acometido pelo parasitismo causado por *Contracaecum* 88,9% (n=16), enquanto um espécime apresentou parasitismo no proventrículo 5,5% (n=1) e um espécime apresentou concomitantemente no proventrículo e ventrículo 5,5% (n=1). Quanto ao sexo dos nematódeos encontrados, 24,4% (n=181) eram machos, 31,3% (n=232) fêmeas e 44,3 (n=329) eram larvas.

Dentre os nematódeos do gênero *Contracaecum* recuperados, foi possível a identificação de cinco morfotipos distintos, baseados em características chaves para diferenciação das espécies, como: comprimento total, forma e tamanho dos lábios e interlábios, presença ou ausência de fenda interlabial, posição da vulva, forma da cauda, comprimento dos espículos e forma da ponta distal dos espículos, número e distribuição das papilas caudais, como demonstrado a seguir. As medições estão em milímetros (mm), a menos que indicado de outra forma, as faixas são seguidas (entre parênteses) pela média e desvio padrão (\pm). A nomenclatura para o padrão das papilas caudais nos machos segue Fagerholm (1988, 1991).

Contracaecum morfotipo I

Anisakidae Railliet & Henry, 1912

Contracaecum australe Garbin, Mattiucci, Paoletti, González-Acuña e Nascetti, 2011

(Baseado em análises de microscopia de luz e eletrônica de varredura: (Figs. 12–16).

Morfologia Geral: corpo totalmente estriado transversalmente. Colar cefálico bem evidente com região lateral em forma de V sem estrias. Três interlábios lisos ou discretamente fendidos atingindo 4/5 do comprimento dos lábios. Lábios mais longos que largos, cada lábio apresentando três incisuras apicais mediais notórias, com duas aurículas conspícuas e lobadas dirigidas lateralmente. Lábio dorsal apresentando duas grandes papilas dirigidas lateralmente,

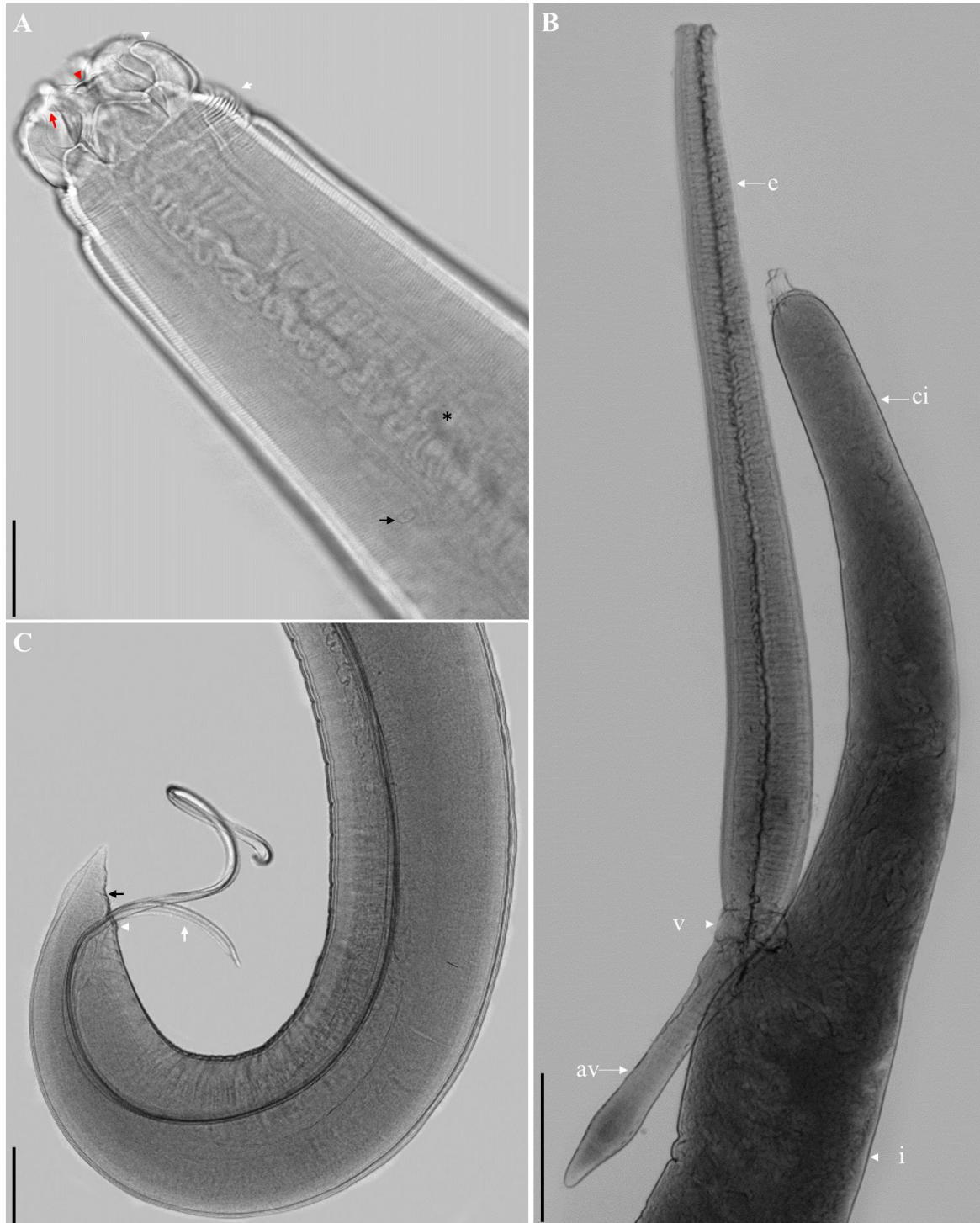
lábios ventrolaterais com uma papila grande e um anfídeo bem evidente, deslocado para a linha lateral do corpo. Deirídios com aspecto de botão localizados ao nível do anel nervoso ou imediatamente posterior. Ventrículo globular, apêndice ventricular sólido, ceco intestinal desenvolvido, mais longo que o apêndice ventricular 2 a 3. Vulva pré-equatorial. Cauda com formato cônico. Fasmídeo bem visível tanto nos machos quanto nas fêmeas.

Machos (Baseado em 15 espécimes): corpo 25,25 (19,71–28,89); largura na junção esôfago-ventrículo 0,64 (0,43–0,83); distância da extremidade anterior ao anel nervoso e deirídeos 0,56 (0,5–0,69) e 0,69 (0,51–0,73), respectivamente. Esôfago 3,03 (2,36–3,64); Ceco intestinal 2,1 (1,5–2,66); Ventrículo 0,2 (0,11–0,24); Apêndice ventricular 0,8 (0,56–1,03); Espículos subiguais, atingindo quase metade do comprimento do corpo. Espículos 12,08 (9,54–13,91); Cauda 0,2 (0,15–0,27). Razão entre comprimento do corpo/ largura do corpo 39,45; Razão entre comprimento do corpo/comprimento do esôfago 8,33; Razão entre comprimento do corpo/comprimento da cauda 126,2; Razão entre comprimento do esôfago/ comprimento do ceco intestinal 1,44; Razão entre comprimento do esôfago/ comprimento do apêndice ventricular 3,77; Razão entre comprimento do corpo/comprimento dos espículos 2,1; Extremidade caudal cônica, contendo 27–38 pares de papilas précloacais. Zona Pts (= primeiras 25 estrias transversas précloacais) incluindo 2 pares de papilas précloacais. Seis pares de papilas pós-cloacais sendo: 2 pares paracloacais, 2 pares subventrais, 2 pares sublaterais. Um par de fasmídeos entre os dois pares de papilas sublaterais. Papila mediana bem evidente na borda anterior da cloaca. Constrição caudal marcada logo após as papilas paracloacais. Ponta distal do espículo arredondada.

Fêmeas (Baseado em 15 fêmeas grávidas e ovos embrionados): Comprimento 29,66 (22,1–40,94), Largura na junção esôfago-ventrículo 0,78 (0,59–1,09). Distância da extremidade anterior ao anel nervoso e deirídeos 0,64 (0,48–0,76) e 0,68 (0,52–0,83), respectivamente. Esôfago 3,98 (2,89–5,09); Ceco intestinal 2,69 (2,06–3,46); Ventrículo 0,29 (0,18–0,4); Apêndice ventricular 0,89 (0,56–1,49). Vulva pré-equatorial, localizada no primeiro terço do corpo. Distância da extremidade anterior à vulva 10,64 (7,59–14,15). Cauda 0,37 (0,29–0,49). Um par de fasmídeos distais. Diâmetro do ovo embrionado 58 (55–60 μm). Razão entre comprimento do corpo/ largura do corpo 38; Razão entre comprimento do corpo/comprimento do esôfago 7,45; Razão entre comprimento do corpo/ comprimento da

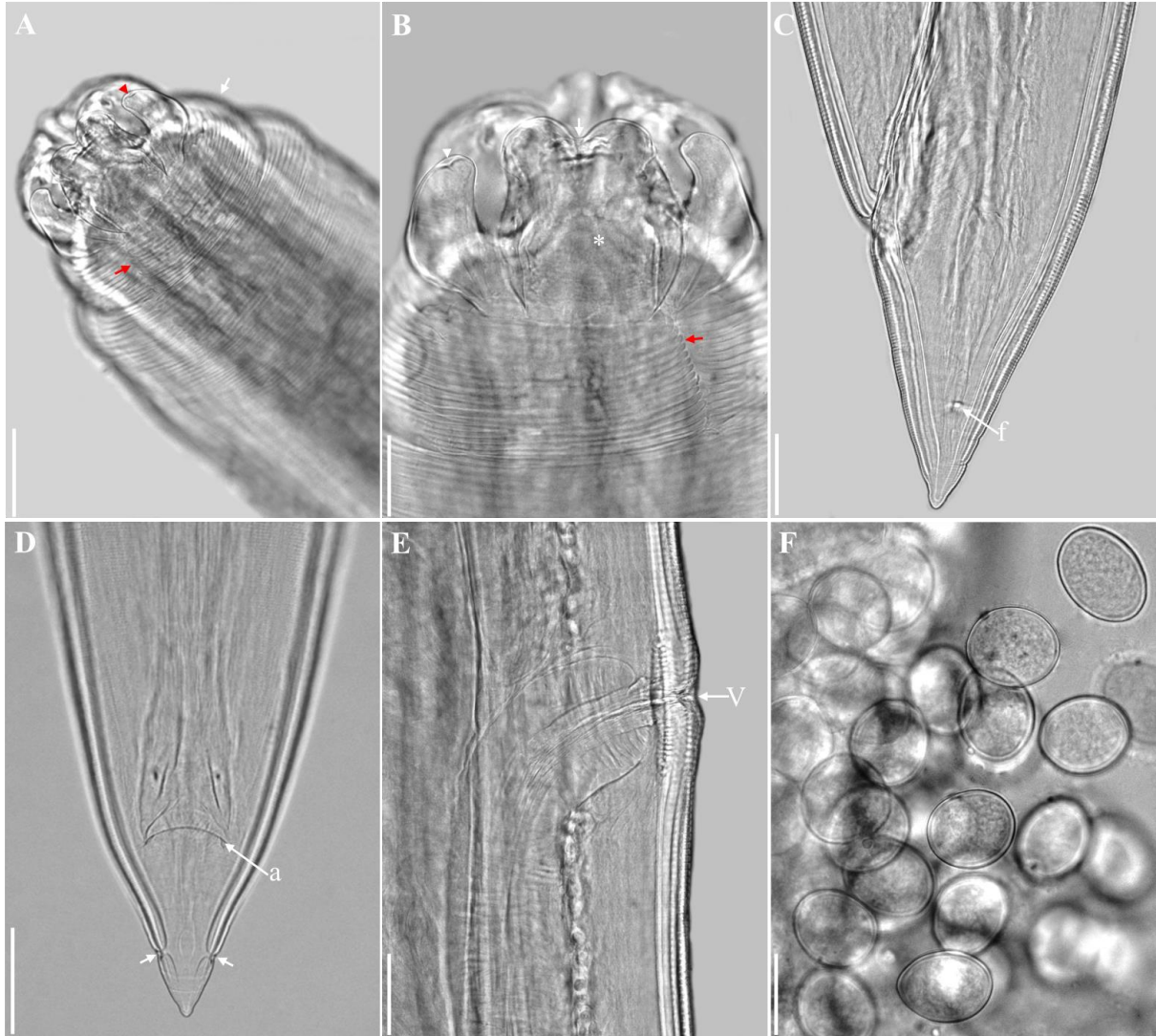
cauda 80,2; Razão entre comprimento do esôfago/ comprimento do ceco intestinal 1,47; Razão entre comprimento do esôfago/ comprimento do apêndice ventricular 4,47.

Figura 12- “A-C” Fotomicrografias de luz de *Contracaecum australe*. Em A- vista lateral de região anterior onde é possível observar lábio ventrolateral apresentando margem apical medial deprimida (cabeça seta vermelha), aurícula conspícua (seta vermelha), interlábio com ápice levemente fendido (cabeça seta branca), colar cefálico bem evidente (seta branca), barra de escala 100 μm ; B- vista lateral de parte do sistema digestório dissecado, evidenciando o esôfago (e), ceco intestinal bem desenvolvido (ci), ventrículo globular (v), apêndice ventricular sólido (av) e intestino (i), barra de escala 500 μm ; C- vista lateral da região caudal de um macho demonstrando constrição caudal (seta preta), espículos (seta branca) e presença da papila mediana no lábio superior da cloaca (cabeça de seta branca), barra de escala 300 μm .



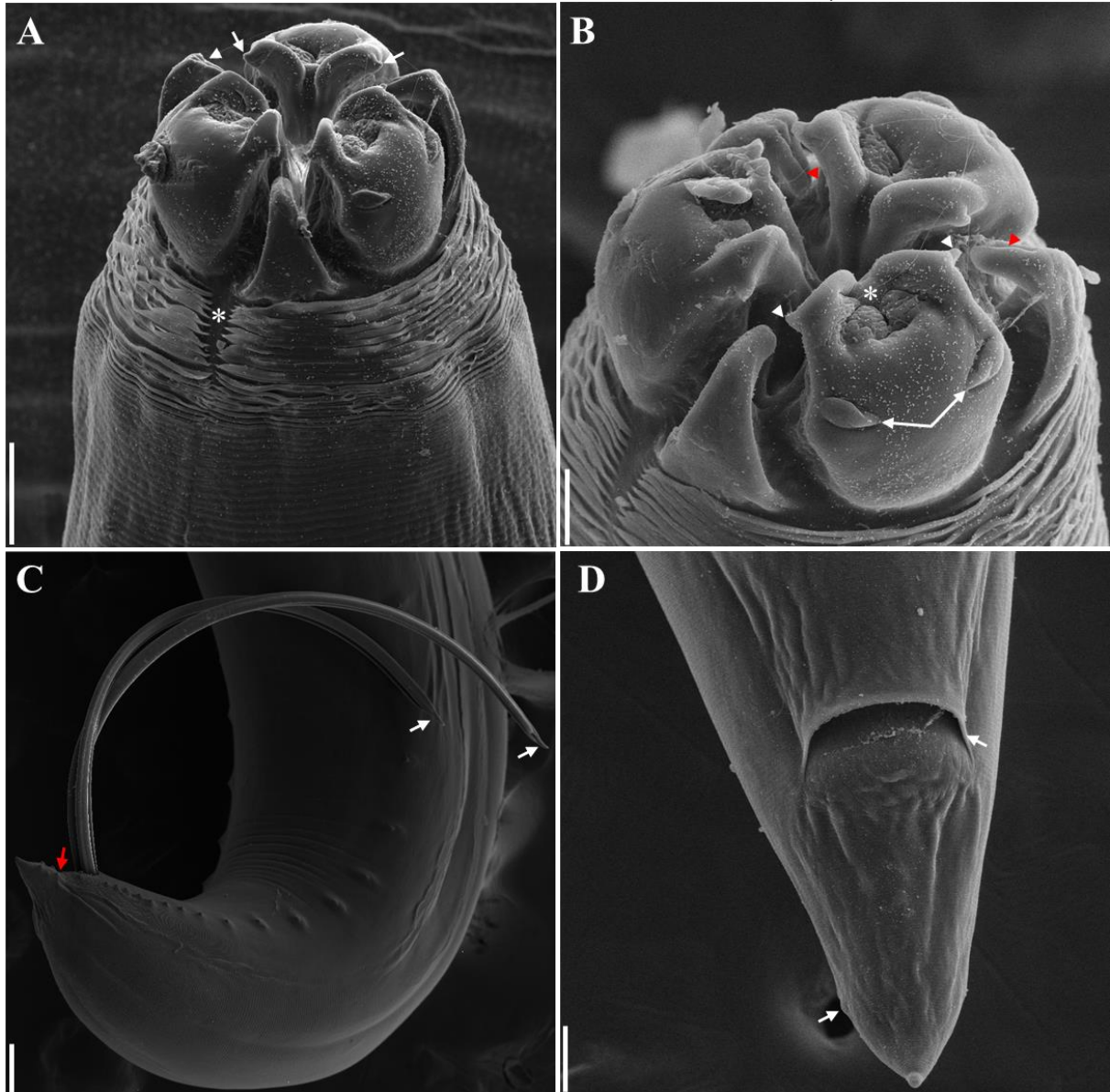
Fonte: O autor (2022).

Figura 13- “A-F” Fotomicrografias de *Contracaecum australe*. Em A- vista latero-apical de região cefálica onde se observar interlábio apresentando ápice bífido (cabeça de seta), colar cefálico conspícuo (seta branca), região lateral do colar cefálico sem anulações (seta vermelha), barra de escala 50 μm ; B- vista lateral de região anterior demonstrando o formato de um lábio ventrolateral mais longo que largo (*), com região apical medial marcadamente deprimida (seta branca), interlábios com ápice bífido (cabeça de seta), colar cefálico com ausência de anulações na sua região lateral (seta vermelha), barra de escala 50 μm ; C- vista lateral da cauda de uma fêmea evidenciando o fasmídeo (f), barra de escala 100 μm ; D- vista ventral da mesma cauda de fêmea evidenciando o anus (a) e fasmídeos (setas brancas), barra de escala 200 μm ; E- vista lateral demonstrando formato da vulva (v), barra de escala 100 μm . F- ovos de barra de escala 50 μm .



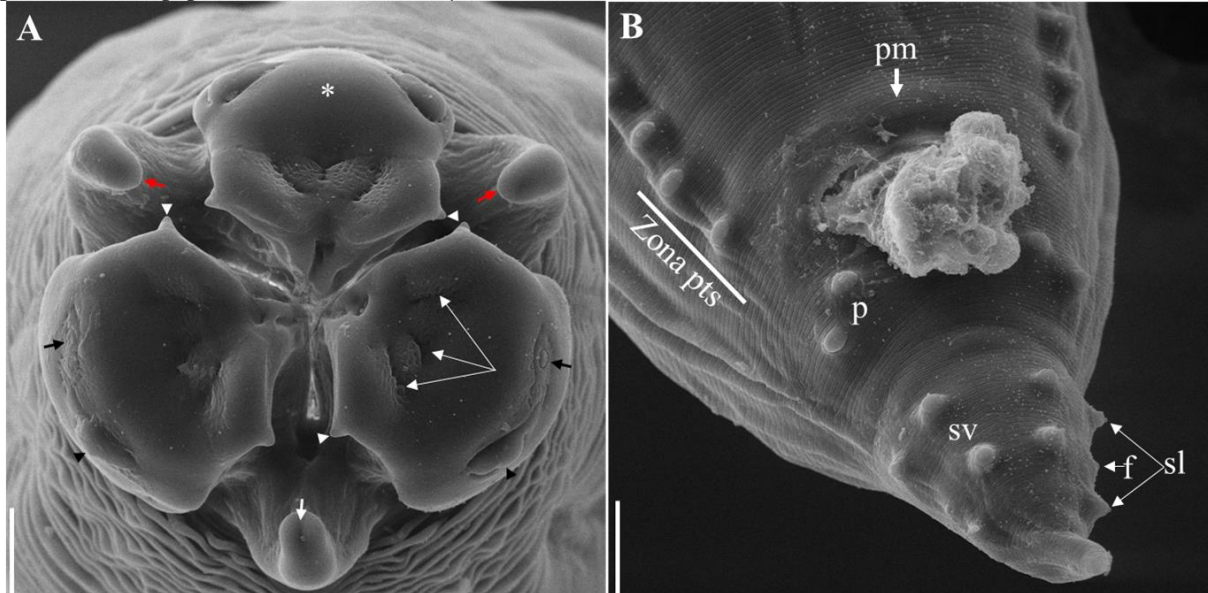
Fonte: O autor (2022).

Figura 14- “A-D” Fotomicrografias de microscopia eletrônica de varredura de *Contraecum australe*. Em A- vista latero-apical evidenciando interlábios com ápice bífido (cabeça de seta), colar cefálico marcado, com ausência de anulações na região lateral, em forma de V (*), lábio ventrolateral evidenciando as aurículas (setas), barra de escala 50 μ m; B- vista apical evidenciando o lábio dorsal com presença de duas papilas grandes (setas), região apical medial com presença de três depressões nítidas (*) e aurículas conspícuas (cabeças de seta branca), interlábios com ápice bífido (cabeças de seta vermelha), barra de escala 25 μ m; C- vista lateral da cauda de um macho demonstrando a constrição caudal logo após os pares de papilas paracloacais (seta vermelha) e espículos com ponta distal livre (setas brancas), barra de escala 100 μ m; D- vista ventral da cauda de uma fêmea evidenciando a forma cônica, o anus (seta branca) e fasmídeo (f), barra de escala 50 μ m.



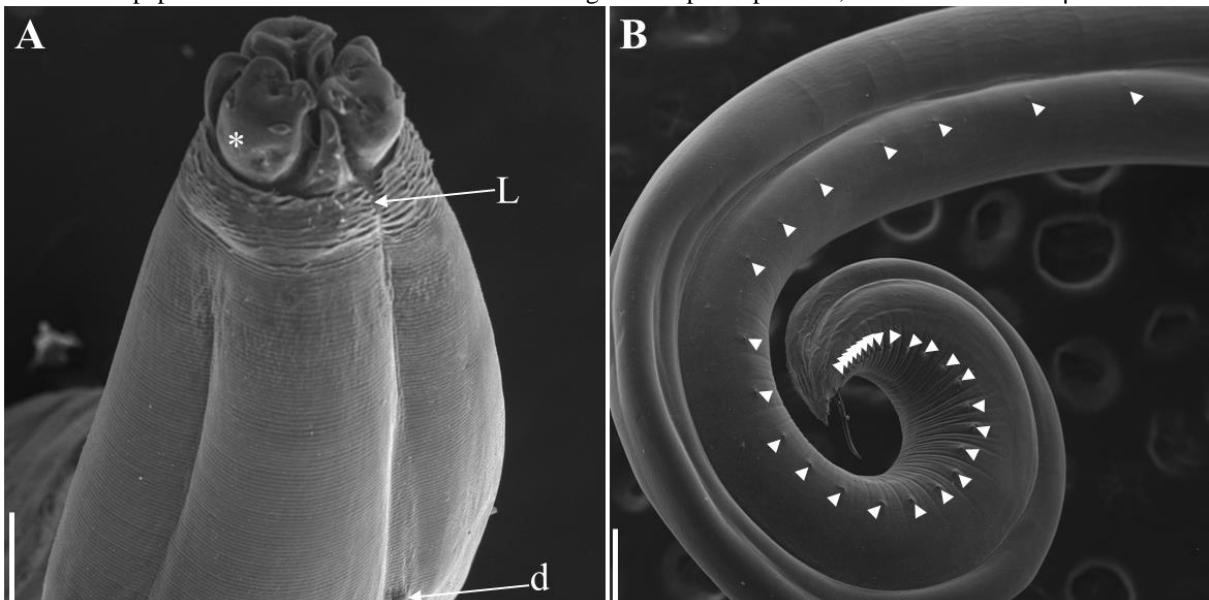
Fonte: O autor (2022).

Figura 15- “A-B” Microscopia eletrônica de varredura de *Contracaecum australe* macho. Em A- vista apical demonstrando a presença de dois interlábios sem ponta fendida (seta vermelha) e um interlábio apresentando ápice fendido (seta branca), lábios com região apical medial apresentando três depressões (seta tripla), aurículas nítidas (cabeças de seta branca), lábio dorsal com duas papilas grandes (*), lábios ventrolaterais apresentando uma papila grande (cabeça de seta preta) e um anfídeo deslocado para região lateral do corpo (seta preta) barra de escala 20 μm ; B- vista ventrolateral da cauda evidenciando a constrição caudal marcada logo após os pares de papilas paracloacais (p), dois pares de papilas subventrais (sv), dois pares de papilas sublaterais (sl) e fasmídeo (f) localizado entre as papilas sublaterais, presença de papila mediana (pm) no lábio superior da cloaca (seta) e zona pts contendo 2 papilas, barra de escala 25 μm .



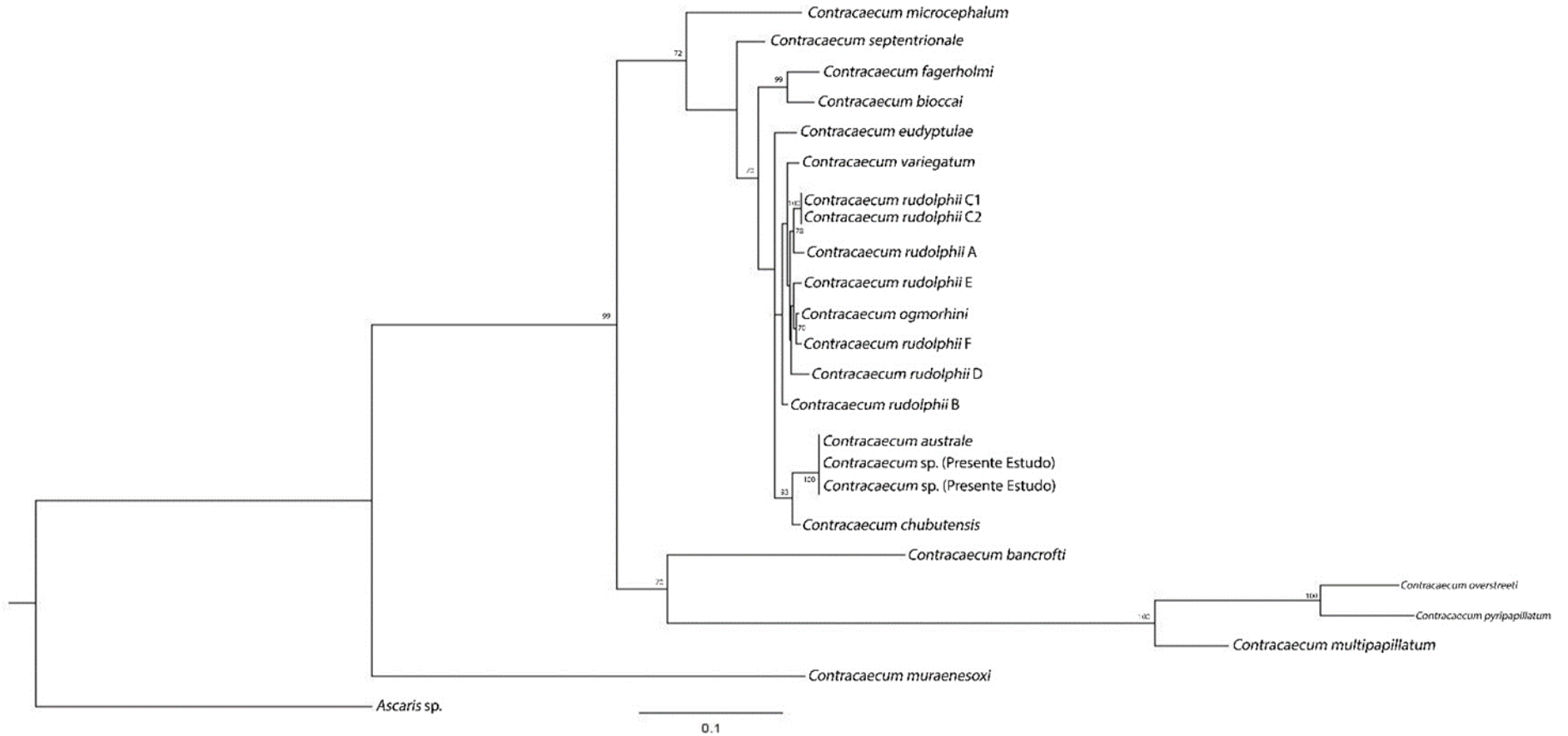
Fonte: O autor (2022).

Figura 16- “A-B” Microscopia eletrônica de varredura de *Contracaecum australe* macho. Em A- vista dorsolateral evidenciando lábio dorsal (*), região lateral do colar cefálico sem anulações em formato de V (L), presença de deirídio em forma de botão, com superfície lisa (d), barra de escala 50 μm ; B- vista lateral da cauda onde é possível observar 32 papilas distribuídas em fileira única ao longo do corpo do parasito, barra de escala 250 μm .



Fonte: O autor (2022).

Figura 17– Árvore filogenética por critério de Máxima Verossimilhança (ML) de *Contracaecum* spp., baseada em seqüências gênicas ribossômicas do Espaçador Interno Transcrito (ITS-1+ITS-2) e utilizando *Ascaris* sp. como grupo externo. Números em ramos representam valores de bootstrap que foram maiores que 70%.



Fonte: O autor (2022).

Tabela-2. Estimativas de Divergência Evolutiva entre Sequências de espécies de *Contracaecum*.

O número de substituições de base por sítio entre as sequências é mostrado. As análises foram realizadas usando o modelo de 2 parâmetros Kimura (1980). Esta análise envolveu 24 sequências de nucleotídeos. Todas as posições ambíguas foram removidas para cada par de sequência (opção de deleção em pares). Havia um total de 810 posições no conjunto de dados final. As análises evolutivas foram realizadas no MEGA5 Tamura *et al.* (2011).

	Ascaris	Cmu	Cba	Cmi	Cfa	Cse	Cbi	Cch	1321	Cau	CrA	Cva	CrC	CrCl	Ceu	CrB	CrE	CrD	CrF	Cog	Cmul	Cpy
Ascaris																						
Cmu	45%																					
Cba	53%	44%																				
Cmi	47%	41%	25%																			
Cfa	49%	42%	25%	14%																		
Cse	47%	38%	24%	12%	6%																	
Cbi	48%	40%	24%	14%	4%	6%																
Cch	47%	38%	23%	13%	6%	5%	6%															
C1321	47%	39%	23%	13%	7%	6%	6%	2%														
Cau	47%	39%	23%	13%	7%	6%	6%	2%	0%													
CrA	48%	37%	23%	13%	7%	5%	6%	3%	4%	4%												
Cva	48%	39%	24%	12%	6%	5%	6%	3%	5%	5%	2%											
CrC	48%	37%	23%	13%	6%	5%	6%	3%	4%	4%	1%	1%										
CrCl	48%	37%	23%	13%	6%	5%	6%	3%	4%	4%	1%	1%	0%									
Ceu	48%	39%	24%	14%	6%	5%	6%	3%	4%	4%	3%	3%	3%	3%								
CrB	48%	38%	22%	12%	5%	5%	5%	2%	3%	3%	2%	1%	2%	2%	2%							
CrE	48%	38%	23%	13%	6%	5%	6%	3%	5%	5%	2%	2%	2%	2%	3%	2%						
CrD	48%	39%	24%	13%	7%	6%	7%	3%	4%	4%	2%	2%	2%	2%	3%	2%	2%					
CrF	48%	39%	24%	13%	6%	5%	6%	3%	4%	4%	2%	2%	2%	2%	3%	2%	1%	2%				
Cog	48%	38%	23%	12%	6%	5%	6%	3%	4%	4%	2%	2%	1%	1%	3%	1%	1%	1%	0%			
Cmul	55%	50%	35%	35%	36%	35%	35%	34%	34%	34%	35%	34%	34%	34%	34%	35%	35%	35%	35%	34%		
Cpy	58%	56%	43%	42%	40%	40%	41%	38%	39%	39%	39%	40%	39%	39%	39%	40%	40%	39%	40%	40%	16%	
Cov	56%	51%	40%	38%	37%	36%	37%	34%	35%	35%	34%	35%	35%	35%	35%	35%	36%	35%	36%	36%	17%	10%

Fonte: O autor (2022).

Em nossos estudos a topologia da árvore derivada das análises filogenéticas inferidas das regiões gênicas ITS-1 e ITS-2 do rDNA de espécimes analisados molecularmente demonstraram 100% de correspondência com *Contracaecum australe* do Chile, se agrupando no mesmo clado ((Figura 17) e se mostraram distintas de todas as espécies previamente caracterizadas geneticamente e consideradas para fins de comparação. Os espécimes de *Contracaecum* de *Phalacrocorax brasilianus* do Brasil corresponderam as sequências relatadas anteriormente para os genes ITS-1 e ITS-2 de *C. australe* Garbin *et al.* (2011), depositadas no GenBank sob os números de acesso (ITS-1: HQ389545; ITS-2: HQ389547).

Sumário taxonômico

Hospedeiro: *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves, Phalacrocoracidae).

Localização: Reserva Extrativista Marinha de Soure - Ilha de Marajó, Estado do Pará-Brasil.

Sítio de infecção: Proventrículo e Ventrículo.

Prevalência: 17 aves infectadas de 20 analisadas (85%).

Intensidade média e amplitude: 43,7 (7-360).

Tabela 3: Comparação morfométrica entre espécies de *Contracaecum australe* e *C. rudolphii* parasitos de aves Phalacrocoracidae na América do Sul.

Caracteres	<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011		<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011		<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011		<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011		<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	
	Macho	Fêmea	Macho	Fêmea	Macho	Fêmea	Macho	Fêmea	Macho	Fêmea
Hospedeiro	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>		<i>Phalacrocorax brasilianus</i>		<i>Phalacrocorax brasilianus</i>		<i>Phalacrocorax gaimardi</i>		<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	
Localidade	Pará-Brasil		Chile		Argentina		Argentina		Brasil	
Sítio de infecção	Ventrículo, Proventrículo		Ventrículo		Ventrículo		Ventrículo		Ventrículo, Proventrículo	
Corpo ^L	19,71–28,89	22,1–40,94	13,9–28,4	25,44–41,23	19,25–27,37	27–37	15,24–32,33	15,64–36,2	18–31	23–52
Corpo ^W	0,43–0,83	0,59–1,09	0,64–0,93	0,66–1,16	0,65–1	0,70–0,90	0,49–0,81	0,65–1,05	0,306–0,598	0,50–1,1
Anel nervoso ^a	0,50–0,69	0,48–0,76	0,58–0,68	0,50–0,68	0,35–0,39	0,4–0,475	0,43–0,60	0,46–0,60	–	–
Deirídio ^a	0,51–0,73	0,52–0,83	0,58–0,79	0,58–0,79	0,35–0,38	0,46–0,55	0,44–0,77	0,49–0,65	–	–
Esôfago ^L	2,36–3,64	2,89–5,09	2,62–4,6	1,52–3,95	4,12–4,4	3,62–4,5	2,23–3,45	2,56–3,5	2,4–3,8	2,4–5,4
Ceco Intestinal ^L	1,5–2,66	2,06–3,46	1,56–3,24	1,3–2,86	3,57–4	3,7–4,25	1,6–2,6	1,66–2,57	2,1–2,9	1,6–3,6
Ventrículo ^L	0,11–0,24	0,18–0,40	0,20–0,38	0,14–0,28	0,1–0,15	0,19–0,23	0,14–0,25	0,2–0,33	–	–
Apêndice Ventricular ^L	0,56–1,03	0,56–1,49	0,87–1,41	0,57–0,91	0,75–0,85	0,62–0,92	0,73–1,36	0,69–1,33	0,8–1,2	0,6–1,5
Vulva ^a	–	7,59–14,15	–	8,25–10,87	–	8,32–8,45	–	4,70–15,36	–	9,7–21,3
Ovos embrionados (µm)	–	55–60	–	63–71	–	47–57	–	50–70	–	91–105
Espículo ^L	9,54–13,91	–	9,6–15,88	–	9,2–10,45	–	7,2–10,44	–	4,5–8,2	–
Papilas pré-cloacais (pares)	27–38	–	27–32	–	32–40	–	27–43	–	>30 ^b	–
Papila mediana	1	–	1	–	1	–	–	–	–	–
Papilas pós-cloacais (pares)	6+1 ^c	–	6+1 ^c	–	6+1 ^c	–	6+1 ^c	–	7	–
Cauda ^L	0,15–0,27	0,29–0,49	0,18–0,24	0,28–0,58	0,12–0,35	0,12–0,3	0,17–0,25	0,22–0,40	0,14–0,235	0,20–0,60
Razão BL/BW	34,81–45,84	37,5–37,6	21,72–30,54*	35,54–38,54*	27,37–29,62*	38,57–41,1*	31,10–39,79*	24,06–34,48*	51,8–58,8*	46–47,27*
Razão BL/EL	7,94–8,35	7,67–8,04	5,31–6,17*	10,44–16,74*	4,67–6,22*	7,46–8,2*	6,83–9,34*	6,11–10,34*	7,5–8,15*	9,58–9,63*
Razão BL/TL	120,4–179,2	1,40–1,47	77,22–118,3*	1,17–1,38*	78,2–160,4*	0,98–1,06*	89,65–128,9*	1,36–1,54*	128,6–131,9*	1,5–1,5*
Razão EL/ICL	1,37–1,57	3,42–5,14	1,42–1,68*	2,67–4,34*	1,1–1,15*	4,89–5,84*	1,33–1,39*	2,63–3,71*	1,14–1,31*	3,6–4*
Razão EL/VAL	3,53–4,21	76,2–83,55	3,01–3,26*	71,09–90,86*	5,17–5,49*	123,3–225*	2,54–3,05*	71,09–90,5*	3–3,17*	86,67–115*
Razão BL/SL	2,07–2,08	–	1,45–1,79*	–	2,09–2,62*	–	2,12–3,09*	–	3,78–4*	–
Número de espécimes	15	15	10	10	8	4	10	10	30	30
Referências	Presente estudo		Garbin <i>et al.</i> (2011)		Biolé <i>et al.</i> (2012)		Garbin <i>et al.</i> (2014)		Amato <i>et al.</i> (2006)	

Fonte: O autor (2022).

^L = comprimento; ^W = largura; BL/BW = razão comprimento do corpo/largura do corpo; BL/EL = razão comprimento do corpo/comprimento do esôfago; BL/TL = razão comprimento do corpo/comprimento da cauda; EL/ICL = razão comprimento do esôfago/comprimento do ceco intestinal; EL/VAL = razão comprimento do esôfago/comprimento do apêndice ventricular; BL/SL = razão comprimento do corpo /comprimento do espículo; ^a = distância da região anterior até; ^b = mais de 30 pares de papilas pré-cloacais; ^c = +1 par de fasmídeos; *razões calculadas com valores máximos e mínimos fornecidos pelos autores.

Contracaecum Morfotipo II

Após comparações morfológicas espécimes referentes ao morfotipo II, foram atribuídos a *Contracaecum* sp. 1 (Figuras 18-19).

(Baseado em análises de microscopia de luz de oito espécimes machos).

Morfologia Geral: Cutícula finamente estriada transversalmente. Colar cefálico discreto. Interlábios nitidamente fendidos, atingindo 4/5 do comprimento dos lábios. Lábios com formato arredondado, mais longos que largos, cada lábio apresentando incisura apical medial evidente, com duas aurículas conspícuas dirigidas lateralmente. Lábio dorsal apresentando duas papilas. Lábios ventrolaterais com papila única. Deirídios em forma de botão localizados ligeiramente abaixo do anel nervoso. Ventrículo arredondado, apêndice ventricular presente, ceco intestinal desenvolvido, mais longo que o apêndice ventricular 2 a 3 vezes. Cauda com formato cônico e ponta arredondada. Fasmídeo conspícuo. Espículo com ponta afilada.

Machos (baseado em 8 espécimes machos adultos encontrados no ventrículo de um *Phalacrocorax brasilianus*): corpo 7,49-9,69 ($8,29 \pm 0,72$); 0,27-0,37 ($0,32 \pm 0,03$) largura do corpo na junção esôfago-ventrículo; distância do anel nervoso e deirídeos à região anterior 0,33-0,4 ($0,37 \pm 0,02$); 0,35-0,44 ($0,39 \pm 0,03$) esôfago 1,67-2,01 ($1,84 \pm 0,14$); ceco intestinal 1,04-1,34 ($1,2 \pm 0,11$); ventrículo 0,1-0,13 ($0,12 \pm 0,01$); apêndice ventricular 0,4-0,53 ($0,47 \pm 0,05$); espículos semelhantes, sub-iguais; espículo esquerdo 3,17-4,74 ($3,95 \pm 0,58$), espículo direito 3,09-4,57 ($3,83 \pm 0,54$); cauda 0,14-0,18 ($0,17 \pm 0,02$). Cauda cônica, contendo 27-38 ($32 \pm 3,16$) pares de papilas pré-cloacais, presença de papila mediana no lábio superior da cloaca; 6 pares de papilas pós-cloacais, os 2 primeiros pares paracloacais dispostos de forma oblíqua; 2 pares ventrolaterais e 2 dorsolaterais, fasmídeos localizados entre as papilas dorsolaterais.

Sumário taxonômico

Hospedeiro: *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves, Phalacrocoracidae).

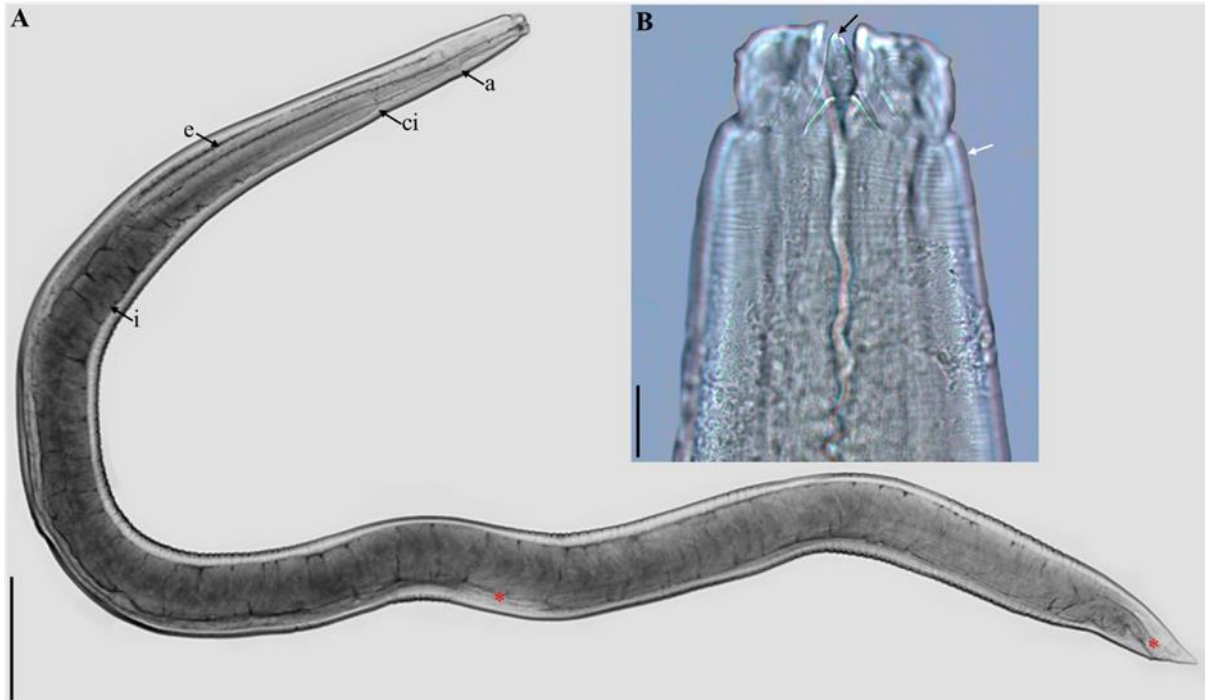
Localização: Reserva Extrativista Marinha de Soure - Ilha de Marajó, Estado do Pará-Brasil.

Sítio de infecção: Ventrículo.

Prevalência: 1 ave infectada de 20 analisadas (5%).

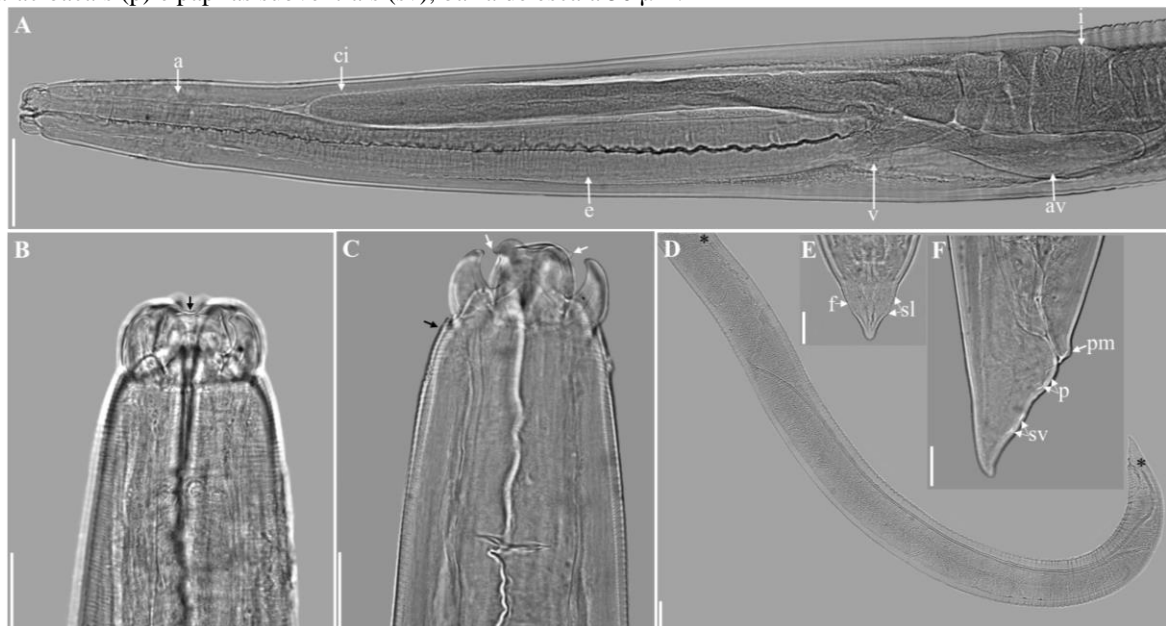
Intensidade média e amplitude: 11. (oito espécimes machos e três fêmeas não gravídicas).

Figura 18- “A-B” Fotomicrografias de luz de *Contracaecum* sp. 1. Em A- visão do comprimento total do parasito, evidenciando anel nervoso (a), ceco intestinal (ci), esôfago (e), intestino (i) e comprimento dos espículos (*), barra de escala 500 μ m; B- vista da região anterior demonstrando interlábio bífido (seta preta) e collar cefálico inconspícuo, barra de escala 50 μ m.



Fonte: O autor (2022).

Figura 19- “A-F” Fotomicrografias de *Contracaecum* sp. 1. Em A- visão da região anterior até o final do apêndice ventricular, onde é possível observar o anel nervoso (a), esôfago (e), ceco intestinal bem desenvolvido (ci), ventrículo (v), apêndice ventricular (av) e intestino (i), barra de escala 200 μ m; B- vista da região anterior demonstrando lábio com região apical medial deprimida (seta preta), barra de escala 50 μ m; C- vista da região anterior evidenciando lábio com formato arredondado, ligeiramente mais longo que largo, com aurículas conspícuas (setas brancas) e collar cefálico inconspícuo, barra de escala 50 μ m; D- vista da região posterior de um macho de *Contracaecum* sp. 1, onde é possível observar o comprimento dos espículos (*), barra de escala 200 μ m; E- vista ventral da cauda de um macho demonstrando as papilas sublaterais (sl) e fasmídeo localizado entre elas, barra de escala 50 μ m; F- vista lateral da cauda de um macho evidenciando a papila mediana (pm), papilas paracloacais (p) e papilas subventrais (sv), barra de escala 50 μ m.



Fonte: O autor (2022).

Tabela 4: Dados morfométricos de *Contracaecum* sp.1 e *C. australe* machos adultos parasitando *Phalacrocorax brasilianus* na reserva Extrativista Marinha de Soure, Pará-Brasil, em contraste com outros *Contracaecum* spp. parasitando a mesma espécie hospedeira e outros hospedeiros aviários.

Caracteres	<i>Contracaecum</i> sp. 1	<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011	<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	<i>Contracaecum humiu</i> Yamaguti 1941	<i>Contracaecum caballeroi</i> Bravo Hollis, 1939	<i>Contracaecum fagerholmi</i> D'Amelio <i>et al.</i> 2012	<i>Contracaecum microcephalum</i> Rudolphi, 1809	<i>Contracaecum jorgei</i> Sardella <i>et al.</i> 2020
	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho
Hospedeiro	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax capillatus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Pelecanus occidentalis</i>	<i>Nycticorax nycticorax</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>
Localidade	Pará-Brasil	Pará-Brasil	Brasil	Japão	Uruguay	Estados Unidos	Iraque	Argentina
Sítio de infecção	Ventrículo	Ventrículo, Proventrículo	Ventrículo, Proventrículo	Ventrículo, Proventrículo	Esôfago, Ventrículo	Ventrículo	Não informado	Proventrículo, intestino
Corpo ^L	7,49–9,69	19,71–28,89	18–31	18,3–36,3	24,29–26,97	22–27	18,50–28	14,31–20,98
Corpo ^W	0,27–0,37	0,43–0,83	0,306–0,598	0,65–1,37	0,53–0,64	0,80–0,84	0,62–0,77	0,29–0,59
Anel nervoso ^a	0,33–0,4	0,50–0,69	–	0,32–0,69	0,43–0,45	–	0,55–0,62	0,29–0,46
Deirídio ^a	0,35–0,44	0,51–0,73	–	0,63–0,85	0,44–0,48	–	0,61–0,71	0,29
Esôfago ^L	1,67–2,01	2,36–3,64	2,4–3,8	2,16–3,68	3,18–3,48	2,54–2,94	3,20–4,20	2,01–3,88
Ceco Intestinal ^L	1,04–1,34	1,5–2,66	2,1–2,9	1,68–3,31	2,71–3,01	1,87–2,34	2,40–3,30	1,19–3,32
Ventrículo ^L	0,1–0,13	0,11–0,24	–	0,22–0,30	0,096–0,104	0,1–0,12	–	0,03–0,09
Apêndice Ventricular ^L	0,4–0,53	0,56–1,03	0,8–1,2	0,79–1,24	0,51–0,61	0,43–0,57	0,90–1,60	0,29–0,57
Espículo ^L	3,09–4,74	9,54–13,91	4,5–8,2	3,62–5,78	0,90–1,09	4,15–4,85	2,8–4,5	2,03–3,63
Papilas pré-cloacais (pares)	27–38	27–38	>30 ^b	40–56	40–54	>40 ^b	25–31	26
Papila mediana	1	1	–	–	–	1	–	1
Papilas pós-cloacais (pares)	6+1^c	6+1^c	7	7	7	6+1^c	6	6+1 ^c
Cauda ^L	0,14–0,18	0,15–0,27	0,14–0,235	0,13–0,21	0,13–0,15	0,2–0,27	0,25–0,31	0,15–0,21
Razão BL/BW	26,2–27,7	34,81–45,84	51,8–58,8*	26,5–28,2*	42,14–45,83*	27,2–32	29,84–36,36	35,56–49,34
Razão BL/EL	4,5–4,8	7,94–8,35	7,5–8,15*	8,47–9,86*	7,64–7,75*	8,66–9,2	5,78–6,67	5,41–7,12
Razão BL/TL	53,5–53,8	120,4–179,2	128,6–131,9*	140,7–172,8*	179,8–186,8*	100–110	74–90,32	95,4–99,90
Razão EL/ICL	1,5–1,6	1,37–1,57	1,14–1,31*	1,1–1,28*	1,16–1,17*	1,26–1,36	1,27–1,33	1,16–1,69
Razão EL/VAL	3,8–4,2	3,53–4,21	3–3,17*	2,7–2,97*	5,7–6,23*	5,2–5,9	2,63–3,56	6,81–6,93
Razão BL/SL	2–2,4	2,07–2,08	3,78–4*	5–6,3*	24,74–26,99*	5,3–5,57	6,2–6,6	5,78–7,05
Número de espécimes	8	15	30	10	3	5	Não informado	2
Referências	Presente estudo	Presente estudo	Amato <i>et al.</i> (2006)	Nagasawa <i>et al.</i> (1999)	Lent e Freitas (1948)	D'Amelio <i>et al.</i> (2012)	Mohammad e Hbaniel, (2019a)	Sardella <i>et al.</i> (2020)

Fonte: O autor (2022).

^L = comprimento; ^W = largura; BL/BW = razão comprimento do corpo/largura do corpo; BL/EL = razão comprimento do corpo/comprimento do esôfago; BL/TL = razão comprimento do corpo/comprimento da cauda; EL/ICL = razão comprimento do esôfago/comprimento do ceco intestinal; EL/VAL = razão comprimento do esôfago/comprimento do apêndice ventricular; BL/SL = razão comprimento do corpo /comprimento do espículo; ^a = distância da região anterior até; ^b = mais de 30 pares de papilas pré-cloacais; ^c = +1 par de fasmídeos; *razões calculadas com valores máximos e mínimos fornecidos pelos autores.

Contracaecum Morfotipo III

Após análises morfológicas espécimes referentes ao morfotipo III, foram atribuídos a *Contracaecum rudolphii* s.l. (Figuras 20-21).

(Baseado em análises de microscopia de luz de 15 espécimes machos).

Morfologia Geral: Cutícula finamente estriada transversalmente. Colar cefálico discreto. Interlábios levemente fendidos, atingindo 4/5 do comprimento dos lábios. Lábios com formato arredondado, ligeiramente mais largos que longos, cada lábio apresentando incisura apical medial profunda, com duas aurículas conspícuas. Lábio dorsal apresentando duas papilas. Lábios ventrolaterais com papila única e um anfídeo. Deirídeos papilíferos, discretos, imediatamente posteriores ao anel nervoso. Ventrículo arredondado, com apêndice ventricular posterior sólido. Ceco intestinal robusto presente. Cauda com formato cônico e ponta levemente pontiaguda. Fasmídeo conspícuo. Espículo com ponta distal arredondada.

Machos (baseado em 15 espécimes machos adultos): corpo 11,03–17,43 ($13,9 \pm 2,4$); largura do corpo à nível de ventrículo 0,44–0,54 ($0,49 \pm 0,03$); distância do anel nervoso e deirídeos à região anterior 0,4–0,5 ($0,46 \pm 0,04$); 0,42–0,54 ($0,47 \pm 0,05$) esôfago 2,24–3,03 ($2,54 \pm 0,29$); ceco intestinal 1,53–1,94 ($1,68 \pm 0,15$); ventrículo 0,11–0,17 ($0,15 \pm 0,02$); apêndice ventricular 0,57–0,76 ($0,65 \pm 0,07$); espículos semelhantes, sub-iguais; espículo esquerdo 7,2–12,11 ($9,4 \pm 2,1$), espículo direito 7,08–12,06 ($9,2 \pm 2$); cauda 0,16–0,21 ($0,18 \pm 0,02$). Cauda cônica, contendo 28–38 ($33 \pm 3,22$) pares de papilas pré-cloacais, presença de papila mediana no lábio superior da cloaca, seis pares de papilas pós-cloacais, os dois primeiros pares paracloacais dispostos de forma oblíqua; dois pares ventrolaterais e dois dorsolaterais, fasmídeos localizados entre as papilas dorsolaterais.

Sumário taxonômico

Hospedeiro: *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves, Phalacrocoracidae).

Localização: Reserva Extrativista Marinha de Soure - Ilha de Marajó, Estado do Pará-Brasil.

Sítio de infecção: Ventrículo.

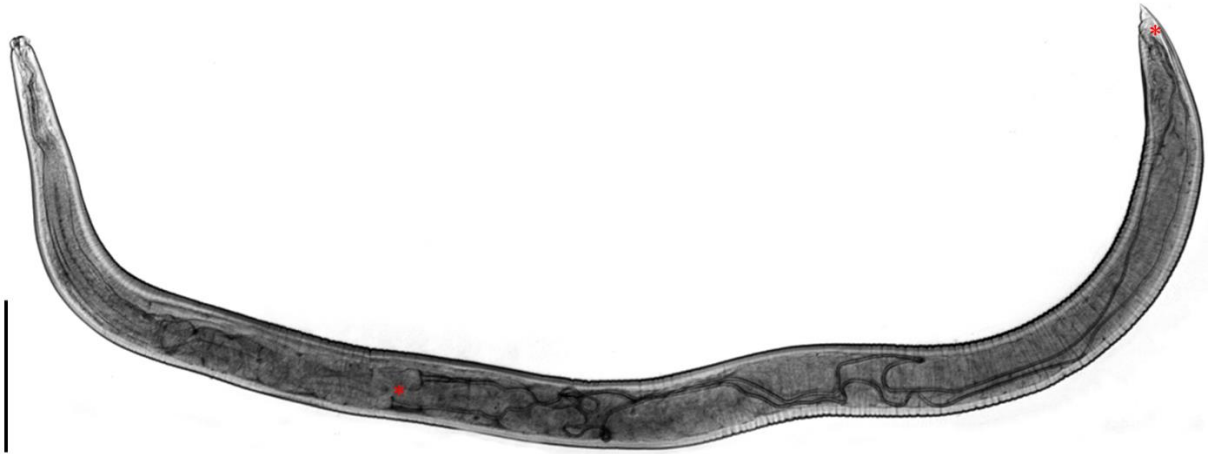
Prevalência: 13 aves infectadas de 20 analisadas (65%).

Figura 20- Fotomicrografias de luz de *Contracaecum rudolphii* s. l. A- Vista lateral da extremidade anterior, observa-se anel nervoso (an), ceco intestinal (ci), barra de escala 200 μ m. B- Vista lateral com visualização dos lábios e interlábios de mesmo comprimento, colar cefálico com anulações transversais sutis, barra de escala 50 μ m. C- Extremidade posterior vista lateral, visualização das papilas caudais, papila mediana (cabeça de seta), papilas paracloacais (p), papilas subventrais (sv) e extremidade distal livre do espículo, barra de escala 100 μ m. D- Papilas sublaterais (sl), fasmídeo (*), barra de escala 50 μ m. E- Visualização “in toto” de *C. rudolphii* s. l., evidenciando comprimento do espículo (*) em relação ao comprimento do corpo, barra de escala 1 mm.



Fonte: O autor (2022).

Figura 21- Fotomicrografias de luz de um outro espécime de *Contracaecum rudolphii* s. l. macho. visão do comprimento total do parasito, evidenciando a relação entre o comprimento do corpo comprimento do espículo (*), barra de escala 1 mm.



Fonte: O autor (2022).

Tabela 5: Dados morfométricos de *Contracaecum* sp.1, *C. australe* e *C. rudolphii* s. l. machos adultos parasitando *Phalacrocorax brasilianus* na reserva Extrativista Marinha de Soure, Pará-Brasil, em contraste com outros *Contracaecum* spp. parasitando a mesma espécie hospedeira e outros hospedeiros aviários.

Caracteres	<i>Contracaecum</i> sp. 1	<i>Contracaecum australe</i> Garbin <i>et al.</i> 2011	<i>Contracaecum rudolphii</i> s. l. Hartwich, 1964	<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	<i>Contracaecum rudolphii</i> D Shamsi <i>et al.</i> 2009	<i>Contracaecum rudolphii</i> E Shamsi <i>et al.</i> 2009	<i>Contracaecum rudolphii</i> F D'Amelio <i>et al.</i> 2012	<i>Contracaecum jorgei</i> Sardella <i>et al.</i> 2020
	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho	Macho
Hospedeiro	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>Phalacrocorax varius</i>	<i>Pelecanus occidentalis</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>
Localidade	Pará-Brasil	Pará-Brasil	Pará-Brasil	Brasil	Australia	Australia	Estados Unidos	Argentina
Sítio de infecção	Ventrículo	Ventrículo, Proventrículo	Ventrículo	Ventrículo, Proventrículo	Ventrículo	Proventrículo	Ventrículo	Proventrículo, intestino
Corpo ^L	7,49–9,69	19,71–28,89	11,03–17,43	18–31	14,9–26,1	23,7–27,0	15–20	14,31–20,98
Corpo ^W	0,27–0,37	0,43–0,83	0,44–0,54	0,306–0,598	0,49–0,78	0,68–0,93	0,76–1,01	0,29–0,59
Anel nervoso ^a	0,33–0,4	0,50–0,69	0,40–0,50	–	0,39–0,68	0,52–0,68	–	0,29–0,46
Deirídio ^a	0,35–0,44	0,51–0,73	0,42–0,54	–	0,42–0,65	0,64–0,72	–	0,29
Esôfago ^L	1,67–2,01	2,36–3,64	2,24–3,03	2,4–3,8	2,36–4,52	2,97–4,23	2,25–2,72	2,01–3,88
Ceco Intestinal ^L	1,04–1,34	1,5–2,66	1,53–1,94	2,1–2,9	1,76–3,25	2–3,25	2,05–2,17	1,19–3,32
Ventrículo ^L	0,1–0,13	0,11–0,24	0,11–0,17	–	–	–	0,1–0,14	0,03–0,09
Apêndice Ventricular ^L	0,4–0,53	0,56–1,03	0,57–0,76	0,8–1,2	0,57–1,3	0,86–1,14	0,88–0,96	0,29–0,57
Espículo ^L	3,09–4,74	9,54–13,91	7,08–12,11	4,5–8,2	3,90–6,99	5,53–6,13	5,96–7,30	2,03–3,63
Papilas pré-cloacais (pares)	27–38	27–38	28–38	>30 ^b	17–40	38–46	–	26
Papila mediana	1	1	1	–	1	–	1	1
Papilas pós-cloacais (pares)	6+1 ^c	6+1 ^c	6+1 ^c	7	6+1 ^c	6+1 ^c	6+1 ^c	6+1 ^c
Cauda ^L	0,14–0,18	0,15–0,27	0,16–0,22	0,14–0,235	0,16–0,23	0,17–0,22	0,2–0,24	0,15–0,21
Razão BL/BW	26,2–27,7	34,81–45,84	25,1–32,3	51,8–58,8*	30–33,5*	29–34,8*	19,7–19,8*	35,56–49,34*
Razão BL/EL	4,5–4,8	7,94–8,35	4,9–5,75	7,5–8,15*	5,77–6,3*	6,4–8*	6,7–7,4*	5,41–7,12*
Razão BL/TL	53,5–53,8	120,4–179,2	68,9–79	128,6–131,9*	93–113*	122,7–139*	7,3–9*	95,4–99,90*
Razão EL/ICL	1,5–1,6	1,37–1,57	1,46–1,56	1,14–1,31*	1,3–1,4*	1,3–1,5*	1,1–1,3*	1,16–1,69*
Razão EL/VAL	3,8–4,2	3,53–4,21	3,9–4	3–3,17*	3,48–4*	3,45–3,7*	2,6–2,8*	6,81–6,93*
Razão BL/SL	2–2,4	2,07–2,08	1,4–1,56	3,78–4*	3,7–3,8*	4,3–4,4*	2,5–2,7*	5,78–7,05*
Número de espécimes	8	15	15	30	11	5	3	2
Referências	Presente estudo	Presente estudo	Presente estudo	Amato <i>et al.</i> (2006)	Shamsi <i>et al.</i> (2009b)	Shamsi <i>et al.</i> (2009b)	D'Amelio <i>et al.</i> (2012)	Sardella <i>et al.</i> (2020)

Fonte: O autor (2022).

^L = comprimento; ^W = largura; BL/BW = razão comprimento do corpo/largura do corpo; BL/EL = razão comprimento do corpo/comprimento do esôfago; BL/TL = razão comprimento do corpo/comprimento da cauda; EL/ICL = razão comprimento do esôfago/comprimento do ceco intestinal; EL/VAL = razão comprimento do esôfago/comprimento do apêndice ventricular; BL/SL = razão comprimento do corpo /comprimento do espículo; ^a = distância da região anterior até; ^b = mais de 30 pares de papilas pré-cloacais; ^c = +1 par de fasmídeos; *razões calculadas com valores máximos e mínimos fornecidos pelos autores.

Contracaecum Morfotipo IV

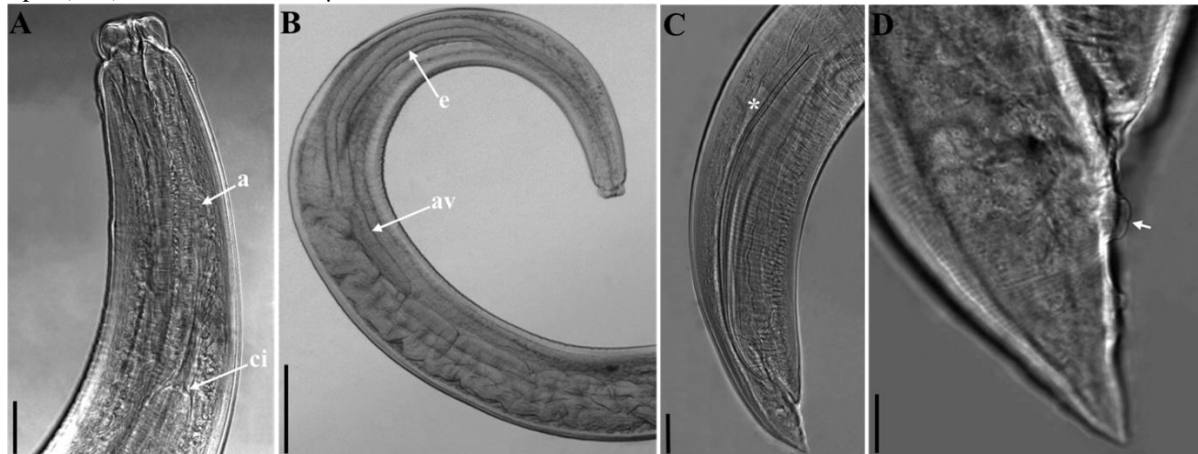
Contracaecum multipapillatum s.l. - (Figura 22).

(Baseado em análises de microscopia de luz de 3 espécimes machos).

Morfologia Geral: Cutícula finamente estriada transversalmente. Colar cefálico inconspícuo. Interlábios discretamente fendidos, ligeiramente menores que os lábios. Lábios com formato arredondado, ligeiramente mais largos que longos, cada lábio apresentando incisura apical medial marcada. Lábio dorsal apresentando duas papilas. Lábios ventrolaterais com papila única. Deirídeos papilíferos, discretos, imediatamente posteriores ao anel nervoso. Ventrículo reduzido, globular, com apêndice ventricular posterior sólido, ceco intestinal bem desenvolvido. Cauda com formato cônico e ponta levemente pontiaguda. Fasmídeo conspícuo. Espículo com ponta distal pontiaguda.

Macho (baseado em 3 espécimes): corpo 17,78 (11,69–21,54 ± 5,2); largura do corpo na junção esôfago-ventrículo 0,62 (0,47–0,81 ± 0,17); distância do anel nervoso e deirídeos à região anterior 0,35 (0,33–0,37 ± 0,02) e 0,38 (0,37–0,39 ± 0,01) ; esôfago 2,97 (2,53–3,21 ± 0,38); ceco intestinal 2,12 (1,9–2,53 ± 0,35); ventrículo 0,14 (0,1–0,16 ± 0,03); ; apêndice ventricular 0,62 (0,5–0,71 ± 0,11); espículos semelhantes, sub-iguais; espículo esquerdo 1,1 (0,91–1,27 ± 0,18); espículo direito 0,98 (0,83–1,06 ± 0,13); cauda 0,12 (0,12–0,13 ± 0,01). Cauda cônica, com 54–94 pares de papilas pré-cloacais, 1 papila mediana, 7 pares de papilas pós-cloacais, os dois primeiros pares paracloacais dispostos de forma oblíqua; 1 par de papilas dupla, 2 pares de papilas ventrolaterais e 2 dorsolaterais, fasmídeos localizados entre as papilas dorsolaterais.

Figura 22- *Contracaecum multipapillatum* s. l. A- Vista lateral da extremidade anterior, observa-se anel nervoso (a), ceco intestinal (ci), barra de escala 100µm. B- Vista lateral mostrando esôfago (e), apêndice ventricular (av), barra de escala 250µm. C- Extremidade posterior de um macho em vista lateral, evidenciando espículo curto (*), barra de escala 100µm. D- Extremidade posterior, cauda de um macho demonstrando presença de papila paracloacal dupla (seta), barra de escala 25µm.



Fonte: o autor (2022).

Contracaecum Morfotipo V

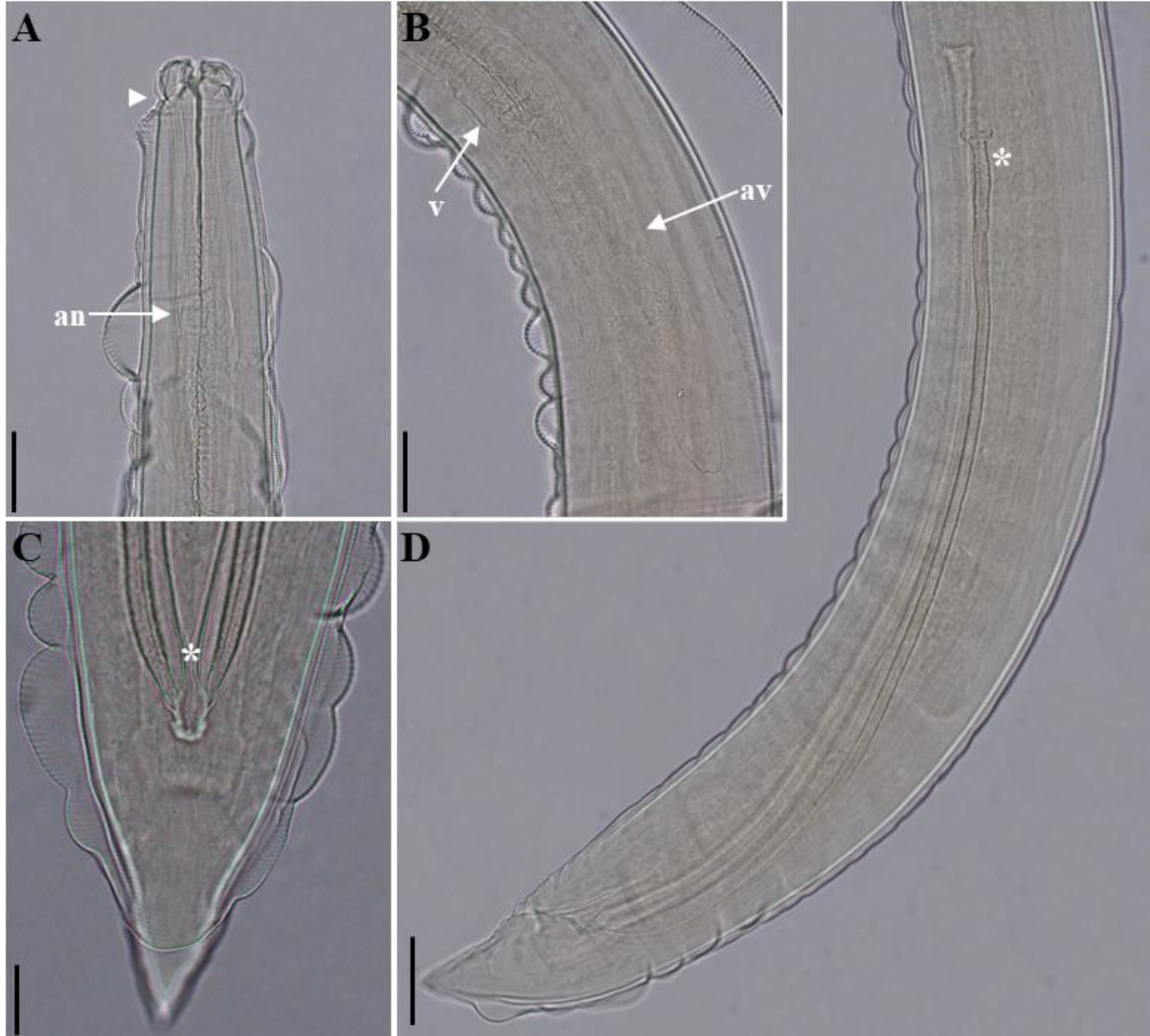
Contracaecum microcephalum (Figura 23).

(Baseado em análises de microscopia de luz de 1 espécime macho).

Morfologia Geral: Cutícula finamente estriada transversalmente. Colar cefálico diminuto. Interlábios simples. Lábios com formato arredondado, ligeiramente mais largos que longos. Lábio dorsal apresentando duas papilas. Lábios ventrolaterais com papila única. Deirídeos papilíferos, discretos, imediatamente posteriores ao anel nervoso. Ventrículo alongado, arredondado, com apêndice ventricular posterior sólido alongado, ceco intestinal presente. Cauda com formato cônico pontiaguda. Fasmídeo conspicuo. Espículo com ponta distal livre curta e pontiaguda.

Macho (baseado em 1 espécime): corpo 12,29; largura do corpo na junção esôfago-ventrículo 0,27; distância do anel nervoso e deirídeos à região anterior 0,29 e 0,37, respectivamente; esôfago 1,53; ceco intestinal 1,18; ventrículo 0,13; apêndice ventricular 0,4; espículos semelhantes, sub-iguais; espículo esquerdo 1,11; espículo direito 1,14; cauda 0,16. Cauda cônica, com 26 pares de papilas pré-cloacais, papila mediana presente, 6 pares de papilas pós-cloacais, os 2 primeiros pares paracloacais dispostos de forma oblíqua; 2 pares ventrolaterais e 2 dorsolaterais, fasmídeos localizados mais ventrais em relação as papilas dorsolaterais.

Figura 23- *Contracaecum microcephalum*. A- Vista lateral da extremidade anterior, observa-se formato do lábio e interlábios; colar cefálico delicado e diminuto (cabeça de seta), anel nervoso (an), barra de escala 100µm. B- Vista lateral do ventrículo (v) e apêndice ventricular (av) bem desenvolvidos, barra de escala 100µm. C- Extremidade posterior vista ventral, visualização das extremidades distais dos espículos com ponta livre curta e de formato pontiagudo (*), barra de escala 100µm. D- Extremidade posterior, cauda evidenciando espículos curtos e de tamanhos desiguais (*), barra de escala 100µm.



Fonte: O autor (2022).

6 DISCUSSÃO

No presente estudo, *Phalacrocorax brasilianus* oriundos da Ilha de Marajó apresentaram uma alta prevalência de infecção 90% (18/20) causada por nematódeos *Contracaecum*, corroborando com os achados de Amato *et al.* (2006), Garbin *et al.* (2011) e Biolé *et al.* (2012) que registraram 100% de prevalência destes parasitos no mesmo hospedeiro. Já Sardella *et al.* (2020), detectaram um índice de 50% também em *P. brasilianus*, examinando apenas duas aves, fato que pode estar relacionado ao resultado encontrado.

Quanto a prevalência de infecção relacionada ao sexo das aves, o índice foi igual, independente do sexo dos hospedeiros (50%), indicando que nestas aves que frequentam a Reserva Extrativista Marinha de Soure o potencial de infecção não é influenciado pelo sexo de seus hospedeiros. Entretanto a amplitude de infecção foi superior nas fêmeas, 10–360 parasitos, enquanto nos machos a amplitude variou entre 3–43 parasitos por hospedeiro, diferindo dos índices relatados por Al- Moussawi e Mohammad (2011), em *P. carbo* coletados em Bagdá, onde os autores evidenciaram maior amplitude parasitaria nos machos, 65–149 parasitos, enquanto as fêmeas apresentaram taxas que variaram de 51–80 parasitos por hospedeiro. Sobre a interferência do sexo das aves na exposição aos estágios infectantes de parasitos, Poulin (1996), associou com as diferenças entre aves machos e fêmeas quanto a padrões de movimentação, territorialidade, interações sociais e hábitos alimentares. Segundo Lebedeva *et al.* (2017), a formação e estruturação das comunidades parasitárias estão diretamente relacionadas a biologia, preferências ecológicas dos hospedeiros e ao ciclo de vida dos parasitos.

Ainda de acordo com os resultados de Al- Moussawi e Mohammad (2011), quando relacionados ao sexo dos parasitos, os nematódeos fêmeas apresentaram maiores proporções que os machos 567 nematódeos *Contracaecum* fêmeas contra 343 *Contracaecum* machos, resultados que se assemelham ao nosso, onde se observou predomínio de *Contracaecum* fêmeas, no entanto quanto aos estágios larvais nossos valores foram superiores aos dos autores (329 x 34), respectivamente. Onde os estágios larvais (L3-L4) apresentaram maior número de espécimes, se comparados com machos e fêmeas adultos de *Contracaecum*. Segundo D' Amelio *et al.* (2012) marcadores moleculares e análises de sequência de regiões gênicas informativas são essencialmente uteis para a correta identificação de espécimes larvais e fêmeas, uma vez que características morfológicas diagnósticas estão presentes em indivíduos adultos machos.

Neste estudo os espécimes caracterizados previamente como pertencentes ao morfotipo I, apresentaram caracteres morfológicos e morfométricos muito semelhantes as descrições presentes na literatura para a espécie *Contracaecum australe* (Garbin *et al.* 2011; Biolé *et al.* 2012; Garbin *et al.* 2014), permitindo atribuí-los a este táxon específico, parasitando *P. brasiliensis* da Reserva Extrativista Marinha de Soure, Pará-Brasil. Resultado também confirmado pela topologia da árvore, derivada das análises filogenéticas inferidas das regiões gênicas ITS-1, 5.8S e ITS-2 do rDNA de quatro espécimes analisados molecularmente (Figura 17), sendo observado 100% de correspondência com *C. australe* do Chile, se agrupando no mesmo clado correspondente as sequências relatadas anteriormente para os genes ITS-1 e ITS-2 depositadas no GenBank sob os números de acesso (ITS-1: HQ389545 e ITS-2: HQ389547), (GARBIN *et al.* 2011).

Na árvore, o clado formado pelos espécimes de *C. australe* se mostraram distintos de todas as espécies previamente caracterizadas geneticamente de *Contracaecum* e consideradas para fins de comparação. Nas análises filogenéticas foi possível observar que *C. australe* caracterizado no Brasil se aproximou muito de *C. chubutensis* Garbin *et al.* (2008), com distância genética de 2%, porém formando 2 cladogramas distintos (Figura 17), como também observado por Garbin *et al.* (2011). Além do mais, as análises dos dados das sequências ITS-1, 5.8S e ITS-2 de *C. australe* do Brasil apoiaram sua distinção das espécies irmãs, *C. rudolphii* s.l. previamente detectadas em aves piscívoras (*C. rudolphii* A, *C. rudolphii* B, *C. rudolphii* C, *C. rudolphii* D, *C. rudolphii* E e *C. rudolphii* F), corroborando com os resultados encontrados por Garbin *et al.* (2011).

As sequências de *C. australe* do Brasil também foram comparadas à outras espécies com as regiões gênicas ITS-1, 5.8S e ITS-2 previamente caracterizadas e disponíveis no GenBank: *C. microcephalum* (ITS-1: FM177524/ ITS-2: FM177528), *C. septentrionale* (ITS-1: AJ634784/ ITS-2: AJ634787), *C. fagerholmi* (ITS-1, 5.8S, ITS-2: JF424599), *C. chubutensis* (ITS-1: HQ389546/ ITS-2: HQ389548), *C. bioccai* (ITS-1, 5.8S, ITS-2: JF424598), *C. eudyptulae* (ITS-1: FM177550/ ITS-2: FM177578), *C. variegatum* (ITS-1: FM177531/ ITS-2: FM177541), *C. ogmorhini* (ITS-1: FM177542/ ITS-2: FM177549), *C. bancrofti* (ITS-1: EU839566/ ITS-2: FM177522), *C. overstreeti* (ITS-1, 5.8S, ITS-2: MG515224), *C. pyripapillatum* (ITS-1: AM940062/ ITS-2: AM940066), *C. multipapillatum* (ITS-1: AM940056/ ITS-2: AM940060), *C. muraenesoxi* (ITS-1, 5.8S, ITS-2: EU828749), *C. rudolphii* A (ITS-1: JQ071414/ ITS-2: JQ071437); *C. rudolphii* B (ITS-1: JQ071412/ ITS-2: JQ071435); *C. rudolphii* C1 (ITS-1, 5.8S, ITS-2: FJ822037); *C. rudolphii* C2 (ITS-1, 5.8S, ITS-2: FJ589790); *C. rudolphii* D (ITS-1: FM210251/ ITS-2: FM210268), *C. rudolphii* E (ITS-1:

FM210257/ ITS-2: FM210271) e *C. rudolphii* F (ITS-1, 5.8S, ITS-2: JF424597) e para o grupo externo *Ascaris* sp., (ITS-1, 5.8S, ITS-2: JF837182).

Garbin *et al.* (2011), quando descreveram a espécie *Contracaecum australe* baseando-se em caracteres morfológicos considerados diagnósticos para as espécies do gênero (sensu Hartwich, 1964), como: comprimento dos espículos, morfologia da extremidade distal do espículo e a presença de fenda na ponta interlabial, relataram que a priori essa espécie parasito de *P. brasiliensis* do Chile poderia ser facilmente atribuída a *C. rudolphii* Hartwich 1964 sensu lato. Porém, após a comparação morfológica dos novos espécimes e devido a presença de caracteres como: constrição bem marcada na cauda logo após os pares de papilas paracloacais; presença de placa mediana (papila mediana), parasitos serem aparentemente menores e mais robusto e apresentarem espículos mais longos que *C. rudolphii* s.l. e apoiados por análises filogenéticas de sequências de múltiplos loci, foi confirmado como um clado distinto, altamente suportado do restante dos táxons de *Contracaecum* considerados, validando assim seu status específico.

Observando as características morfológicas de *C. australe* e as comparando com seus congêneres parasitos de aves, podemos observar que esta espécie pode ser facilmente diferenciada de algumas, por caracteres morfológicos de alto valor diagnóstico como já elencado por autores (Fagerholm 1988; 1991; Moravec e Scholz 2016), como por exemplo: *C. multipapillatum* s.l.; *C. pyripapillatum*; *C. overstreeti*; *C. gibsoni*; *C. bancrofti*; *C. spasskii*; *C. tricuspis*; *C. mexicanum*; *C. ovale*; *C. heardi*; *C. variegatum*, *C. travassosi* que possuem a presença de um ou mais pares de papilas caudais pós-cloacais dupla. No entanto em alguns casos essa diferenciação se torna um pouco mais difícil, sendo necessário o emprego de mais caracteres diagnósticos em conjunto para a diferenciação entre as espécies, como no caso de espécies do complexo *C. rudolphii*, *C. fagerholmi*, *C. eudypulae*, *C. ogmorhini*, pois estas espécies apresentam grande semelhança no número e padrão de distribuição de papilas caudais.

C. australe pode ser diferenciado das espécies *C. fagerholmi* e *C. rudolphii* F descritas por D'Amelio *et al.* (2012), pelo comprimento dos espículos que variam de (4,15–4,85 e 5,96–7,30), respectivamente, contra (9,6-15,88) em *C. australe* descrito por Garbin *et al.* (2011), valores semelhantes ao encontrado no presente estudo (9,54-13,91 mm). No entanto Biolé *et al.* (2012) ao assinalarem a ocorrência de *C. australe* em *P. brasiliensis* na Argentina observaram variações morfométricas que os autores consideraram como variações intraespecíficas, até que estudos moleculares provem o contrário ou corroborem com seus resultados. Os autores observaram: posição mais anterior do anel nervoso e deirídio, ventrículo e apêndice ventricular

menores, maior número de papilas pré-cloacais, localização pré-equatorial da vulva e menor tamanho dos ovos.

Garbin *et al.* (2014), ao adicionarem um novo hospedeiro parasitado por *C. australe* também na Argentina (*Phalacrocorax gaimardi* Lesson & Garnot, 1828) assinalaram variações morfométricas que corroboram em parte com os achados de Biolé *et al.* (2012), como maior amplitude no número de papilas pré-cloacais, menor tamanho do ventrículo e apêndice ventricular nos espécimes machos, vulva mais pré-equatorial e menor tamanho dos ovos nas fêmeas. No entanto, a diferença morfométrica mais importante se deu no comprimento dos espículos, quase um terço mais curto do que os descritos nos espécimes encontrados em *P. brasilianus* do Chile (7,2-10,44 x 9,6-15,88). Como podemos observar dentro das espécies congêneres de *Contracaecum* parasitos de aves piscívoras há uma grande faixa de variação em diversos caracteres métricos que possibilitam o encaixe de múltiplas espécies e dificultam a diferenciação das espécies com clareza.

C. australe pode ser diferenciado de *C. jorgei* também registrado em *P. brasilianus* (Syn. *Nannopterum brasilianus*) pelo comprimento dos espículos, razão entre comprimento do corpo/ comprimento dos espículos e menor número de papilas pré-cloacais. Além disso os autores Sardella *et al.* (2020), quando descreveram a espécie relataram a presença de duas papilas nos lábios ventrolaterais, além do lábio dorsal ser mais longo que os ventrolaterais, enquanto em *C. australe* os lábios possuem o mesmo tamanho e os lábios ventrolaterais possuindo somente uma papila labial e um fasmídeo em cada Garbin *et al.* (2011), resultados semelhantes aos do presente estudo.

De acordo com Garbin *et al.* (2011), análises morfológicas e diagnóstico diferencial de espécimes machos de *C. australe* permitiram a detecção de diferenças em vários caracteres, incluindo comprimento do espículo, formato peculiar da cauda masculina, disposição das papilas paracloacais e profundidade e forma da fenda no interlábio. Quanto aos caracteres mencionados pelos autores como: constrição caudal após as papilas paracloacais e presença da placa mediana (papila mediana), não demonstram ser caracteres fortes para diferenciação por exemplo entre *C. australe* e *C. rudolphii* s.l., já que apesar de não terem sido descritas por alguns autores, parecem claramente presentes em suas ilustrações ou mesmo fotomicrografias. (ver Abollo *et al.* 2001; Amato *et al.* 2006; D'Amelio *et al.* 2012; Moravec e Scholz, 2016), como ressaltado pelos próprios autores (Garbin *et al.* 2011).

Garbin *et al.* (2014), levantaram a possibilidade dos espécimes descritos por Amato *et al.* (2006), como *C. rudolphii* pertencerem na verdade a *C. australe* devido esses espécimes compartilharem certas características morfológicas (por exemplo, lábios, interlábios, arranjo e

número de papilas caudais) e o mesmo hospedeiro, porém se levarmos em consideração o comprimento dos espículos e a razão BL/SL entre (*C. rudolphii* 4,5–8,2 e 3,8–4 vs 9,6–15,88 e 1,4–1,8 *C. australe*) podemos observar que esses parasitos se enquadram melhor dentro de *C. rudolphii* s.l., já que essas características até então parecem ser as mais consistentes para diferenciação entre as espécies do complexo *C. rudolphii* e *C. australe*. No entanto concordamos com os autores sobre a necessidade de se realizar uma revisão dos espécimes mencionados e se possível avaliá-los molecularmente de forma a complementar o diagnóstico morfológico destes parasitos.

Além disso o comprimento dos espículos e razão BL/SL parecem ser características relevantes para diferenciação de *C. australe* das espécies do complexo *C. rudolphii*, já que até então as espécies do complexo descritas molecular e morfológicamente possuem comprimentos de espículos menores que *C. australe*: *C. rudolphii* A 6.8–7.2 e *C. rudolphii* B 8.6–9.5 Mattiucci *et al.* (2008); *C. rudolphii* C 5.20–5.96 D' Amelio *et al.* (2007); *C. rudolphii* D 3.90–6.99 e *C. rudolphii* E 5,53–6.13 Shamsi *et al.* (2009b); *C. rudolphii* F 5.96–7.30 D'Amelio *et al.* (2012), e maior razão BL/SL nas espécies do complexo *C. rudolphii* do que em *C. australe*. *C. rudolphii* A, B e C apesar de não descritos morfológicamente, os autores em seus trabalhos relatam o tamanho dos espículos para as espécies (MATTIUCCI *et al.* 2008; D'AMELIO *et al.* 2012).

Nematódeos representativos aos espécimes do morfotipo II, após comparação morfológica foram denominadas provisoriamente *Contracaecum* sp.1., pois não se enquadram em nenhuma das espécies descritas na literatura e, devido a pequena quantidade de espécimes para estudo morfológico e caracterização molecular, serão destinados a estudos futuros.

Dentre os nematódeos *Contracaecum* parasitos de aves piscívoras descritos, *C. multipapillatum*, *C. pyripapillatum*, *C. overstreeti*, *C. gibsoni*, *C. travassosi*, *C. spasskii*, *C. ovale*, *C. mexicanum*, *C. heardi*, *C. mirounga*, *C. quadripapillatum*, *C. granulosum* e *C. tricuspis*, podem ser prontamente diferenciados de *Contracaecum* sp.1., por possuírem papilas caudais pós-cloacais duplas, enquanto nossos espécimes apresentaram papilas pós-cloacais simples (BAYLIS, 1932; MORGAN, 1949; MAWSON 1953; DÍAS-UNGRÍA, 1978; BARSON e MARSHALL, 2004; SHAMSI *et al.* 2008; MATTIUCCI *et al.* 2010; GARBIN *et al.* 2011; GALEANO e TANZOLA, 2012; LI *et al.* 2013; SAAD *et al.* 2018; SHAMSI *et al.* 2019a). *C. caballeroi*, possui maior comprimento do corpo, espículos significativamente menores (24,29–26,97; 0,90–1,09) x (7,49–9,69 e 3,17–4,74) e maior número de papilas pré-cloacais que *Contracaecum* sp.1. (LENT e FREITAS, 1948). *C. plagiaticium* possui papilas caudais pós-cloacais em número de oito pares, com 3 pares de papilas subventrais dispostas em

fileira longitudinal, enquanto os nossos espécimes apresentam sete pares de papilas caudais pós-cloacais e somente dois pares de papilas caudais subventrais, além de comprimento do corpo menor (7,49–9,69) x (12,46–16,75).

C. pelagicum difere de *Contracaecum* sp.1., pelo comprimento do corpo e razão comprimento do corpo/ comprimento do espículo (11–25,08 e 3,6–4,9 x 7,49–9,69 e 1,6–3,1) (Garbin *et al.* 2007). *C. microcephalum*, *C. fagerholmi* e *C. septentrionale* podem ser diferenciados por apresentarem interlábios lisos e pela razão comprimento do corpo/ comprimento do espículo, maior em *C. microcephalum* (3,9–4,7); *C. fagerholmi* (5,0–5,54) e *C. septentrionale* (32,3–39,6) x (1,6–3,1) nos presentes espécimes (KREIS, 1955; SHAMSI *et al.* 2009; D'AMLEIO *et al.* 2012). *C. jorgei* apresenta maior razão comprimento do corpo/ comprimento dos espículos, interlábios lisos e menor número de papilas pré-cloacais, além de apresentar 2 papilas em cada lábio, enquanto nossos espécimes apresentam interlábios fendidos e lábios ventrolaterais somente com uma papila e, um anfídeo deslocado para a linha lateral do corpo do parasito (SARDELLA *et al.* 2020).

C. chubutensis, *C. australe*, *C. eudyptulae* e *C. ogmorhini* possuem espículos significativamente maiores que *Contracaecum* sp.1., (6–12,6; 9,6–15,88; 8,97–12,51; 10,42–13,73 x 3,17–4,74 mm), respectivamente (GARBIN *et al.* 2008; GARBIN *et al.* 2011; SHAMSI *et al.* 2009a). *C. bioccai* apresenta maior comprimento do corpo e espículos e, maior razão comprimento do corpo/ comprimento do espículo, (21–26, 5,8–6,5 e 3,6–4), quando comparado a *Contracaecum* sp. 1., (7,49–9,69, 3,17–4,74 e 1,6–3,1). *C. himeu* se assemelha muito aos espécimes do presente estudo em relação ao número e padrão de distribuição das papilas caudais pós-cloacais, contudo podem ser diferenciados por conta do maior comprimento do corpo e maior relação comprimento do corpo/ comprimento do espículo (18,3–36,3 e 5–6,3 x 7,49–9,69 e 1,6–3,1) e ainda por *C. himeu* possuir interlábios não fendidos. (NAGASAWA *et al.* 1999).

Zhang *et al.* (2020), ao estudarem nematódeos *Contracaecum* parasitos de aves piscívoras na China por meio de análises morfológicas e moleculares propuseram a ocorrência de uma nova espécie para o gênero. Contudo os autores não atribuíram a esta nova espécie nenhuma denominação taxonômica específica e levantaram a necessidade desses parasitos serem bem mais estudados.

A pequena quantidade de espécimes machos encontradas de *Contracaecum* sp. 1 dificultou o diagnóstico conclusivo destes nematódeos e a realização de análises moleculares para sua caracterização molecular. No entanto, ao comparar esses espécimes com outras espécies do gênero que parasitam aves piscívoras, pode-se observar diferenças nos caracteres morfológicos estudados, que os diferenciam das demais espécies. Contudo são necessários mais

estudos para a correta classificação taxonômica e designação nomenclatural formal destes nematódeos.

Espécimes referentes ao morfotipo III de *Contracaecum* do presente estudo exibem caracteres morfológicos claramente relacionados ao complexo *C. rudolphii* s. l. Sendo que este complexo atualmente compreende seis espécies crípticas reconhecidas (*C. rudolphii* A, B, C, D, E e F), sendo que *C. rudolphii* A, B e C apesar de já reconhecidos molecularmente ainda não foram descritos morfológicamente (MATTIUCCI *et al.* 2008; D'AMELIO *et al.* 2012).

D' Amelio *et al.* (2012) já havia registrado a necessidade de mais estudos para determinar se caracteres morfológicos podem ser utilizados para distinguir e atribuir nomes formais a estes nematódeos.

Comparando nossos espécimes as demais espécies de *C. rudolphii* s. l. reconhecidas por meio de análises moleculares e/ou morfológicas podemos observar pequenas diferenças encontradas em alguns caracteres métricos como: menor comprimento do corpo e maior comprimento dos espículos e, conseqüentemente menor razão comprimento do corpo/comprimento dos espículos em nossos espécimes (1,4–1,56) se comparados a *C. rudolphii* (3,78–4) Amato *et al.* (2006); *C. rudolphii* D (3,7–3,8) e *C. rudolphii* E (4,3–4,4) Shamsi *et al.* (2009b); *C. rudolphii* F 2,5–2,7 D' Amelio *et al.* (2012). Dentre estas espécies nossos resultados se assemelham mais a *C. rudolphii* F descrito em *Pelecanus occidentalis* nos Estados Unidos por D' Amelio *et al.* (2012). Contudo para determinação se nossos espécimes realmente pertencem ao complexo *Contracaecum rudolphii* futuros estudos genéticos são necessários.

Devido a pequena quantidade de espécimes referentes ao morfotipo IV (3 espécimes machos recuperados) e a péssima qualidade dos exemplares coletados de uma outra ave descongelada, sendo possível a utilização somente de 1 exemplar macho, identificado previamente como morfotipo V. Estes após análises morfológicas foram previamente atribuídos ao complexo *Contracaecum multipapillatum* e, a espécie *Contracaecum microcephalum*, respectivamente. Principalmente devido à grande semelhança no número e arranjo das papilas caudais pós-cloacais, comprimento do corpo e espículos e, uma breve descrição morfológica foi realizada.

Nossos espécimes do morfotipo IV apresentaram sete pares de papilas pós-cloacais mais fasmídeo, sendo um par de papilas subventrais duplo. *Contracaecum granulosum* (Schineyder, 1866) Baylis 1932, diferem de nossos exemplares por apresentarem 13–15 pares de papilas pós-cloacais, sendo 4–6 pares dispostas formando fileiras duplas de cada lado do corpo, um par de papilas duplas, dois pares de papilas ventrolaterais e dois pares sublaterais

(BAYLIS, 1932). Podem ser diferenciados de *C. travassosi* descritos também em *Phalacrocorax brasilianus*, por conta do arranjo das papilas pós-cloacais nestes espécimes, o que também é observado nas espécies *C. pyripapillatum* Shamsi *et al.* (2008), *C. bancrofti* Shamsi *et al.* (2009a), *C. overstreeti* e *C. gibsoni* Mattiucci *et al.* (2010), *C. ovale* Galeano e Tanzola (2012) e *C. mirounga* Garbin *et al.* (2019a).

C. heardi apresenta 18 pares de papilas pré-cloacais dispostas em fileiras duplas paralelas em cada lado do corpo; *C. mexicanum* podem ser diferenciados por apresentar oito pares de papilas pós-cloacais simples, mais um par de papilas duplas, além de apresentar de 140-145 pares de papilas pré-cloacais, enquanto nossos espécimes apresentam de 54-94 pares de papilas pré-cloacais dispostas de forma irregular em fileira ao longo do corpo. Atualmente se reconhece o complexo *C. multipapillatum* por conter quatro espécies crípticas (SHAMSI *et al.* 2008; MATTIUCCI *et al.* 2010). Mais coletas de *P. brasilianus* se fazem necessárias para aquisição de um número maior de exemplares desse nematódeo, para se estabelecer uma adequada descrição morfométrica e caracterização molecular para atribuir estes *Contracaecum* a um táxon específico.

Devido a má qualidade dos exemplares coletados de uma ave que havia sido congelada, pela impossibilidade de se realizar a necropsia do material refrigerado, foi possível a utilização de somente um espécime macho, previamente identificado a *Contracaecum* morfotipo V e após análise morfológica atribuído a *C. microcephalum* devido principalmente a região cefálica curta, colar cefálico diminuto, interlábios não bifurcados. Além de apresentar espículos curtos, com ponta distal livre curta e pontiaguda, padrão e número de papilas pós-cloacais e número de papilas pré-cloacais condizentes para a espécie (BARUS *et al.* 1978; SHAMS *et al.* 2009a). Para Moravec e Scholz (2016), a forma da extremidade distal dos espículos permite claramente a diferenciação entre *C. rudolphii* e *C. microcephalum*, espécies que possuem maior semelhança morfológica entre seus congêneres parasitos de aves.

7 CONCLUSÃO

Análises morfológicas de espécimes de *Contracaecum* permitiram atribuí-los a cinco táxons distintos: um correspondente a *Contracaecum australe*, também caracterizado molecularmente, confirmando a presença desta espécie parasitando *Phalacrocorax brasilianus* na Reserva Extrativista Marinha de Soure, ampliando a distribuição geográfica deste parasito, sendo este o primeiro registro da espécie no Brasil.

Além disso, análises morfológicas revelaram a existência de *Contracaecum* sp. 1 também parasitando *P. brasilianus*, seus caracteres morfológicos apoiam fortemente a hipótese de que *Contracaecum* sp. 1 pode ser uma nova espécie do gênero *Contracaecum*. Sendo necessário um maior número de espécimes para uma adequada caracterização morfológica e, sua identificação molecular.

Demais táxons identificados por meio de análises morfológicas foram atribuídos a outras três espécies distintas: *C. rudolphii* s. l., *C. multipapillatum* s. l. e *C. microcephalum* confirmando a presença destas espécies em *P. brasilianus* na Reserva Extrativista Marinha de Soure, Pará-Brasil. Portanto se faz necessário mais estudos para uma correta caracterização morfológica e molecular destes parasitos.

Ademais, a complexidade taxonômica específica, intraespecífica e a diversidade de espécies ainda hoje sendo descritas, redescritas e/ou validadas com o auxílio de metodologias de estudos morfológicos microscópicos, ultramicroscópicos e moleculares para *Contracaecum* spp., ressalta a necessidade de apoiar investigações contínuas sobre a biodiversidade de parasitos deste gênero, a fim de elucidar características taxonômicas, sistemáticas e contribuir para melhor compreensão destes parasitos.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABOLLO, E.; GESTAL, C.; PASCUAL, S. Anisakid infection in the European shag *Phalacrocorax aristotelis aristotelis*. **Journal of Helminthology**, v. 75, n. 3, p. 209-214, 2001.
- ALARCÓN, P. A. E; MACCHI, P. J.; TREJO, A.; ALONSO, M. F. Diet of the Neotropical Cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) in a Patagonian freshwater environment invaded by exotic fish. **Waterbirds**, v. 35, n. 1, 149-153, 2012.
- ALLGAYER, H.; HILLER, R. F.; VALIATI, V. H. Uma análise epistêmica para a elucidação do complexo de espécies crípticas. **Conjectura: filosofia e educação**, v.26, p. 1-16, 2021.
- AL-MOUSSAWI, A. A.; MOHAMMAD, K. M. *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 (Nematoda: Anisakidae) in the cormorant *Phalacrocorax carbo* (Linnaeus, 1758) wintering in Baghdad area: A new host record in Iraq. **Bulletin of the Iraq Natural History Museum**, v. 11, n. 3, p. 7-16, 2011.
- ALQAISI, A. Q.; AL-WARID, H. S.; AL-MOUSSAWI, A. A. Molecular characterization of *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 (Nematoda: Anisakidae) from the Cormorant *Phalacrocorax carbo* in Iraq. **Bulletin of the Iraq Natural History Museum**. v. 16, n. 2, p. 135-150, 2020.
- ALTRÃO, C. S.; DE PAULA, A. A.; TAVARES, M.; OTT, P. H.; SILVA-SOUZA, Â. T. Population structure of the nematode *Contracaecum pelagicum* Johnston & Mawson, 1942 during the winter migration of the Magellanic penguin *Spheniscus magellanicus* (Forster, 1781) in southern Brazil. **Oecologia Australis**, v. 21, n. 1, p. 62-71, 2017.
- AMATO, J. F. R.; AMATO, S. B. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. **Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**, v.16, p.369-393, 2010.
- AMATO, J. F. R.; MONTEIRO, C. M.; AMATO, S. B. *Contracaecum rudolphii* Hartwich (Nematoda, Anisakidae) from the Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) in southern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia** v. 23, n. 4, p. 1284–1289, 2006.
- AMOR, N.; FARJALLAH, S.; PIRAS, M. C.; BURREDDU, C.; GARIPPA, G.; MERELLA, P. New insights into the coexistence of *Contracaecum rudolphii* A and *Contracaecum rudolphii* B (Nematoda: Anisakidae) in *Phalacrocorax carbo sinensis* from Sardinia: genetic variability and phylogenetic analysis. **Parasitology**, v. 147, p. 1538-1551, 2020.
- ANDERSON, R. C. The Superfamily Ascaridoidea. In: **Nematodes parasites of vertebrates: their development and transmission**. 2ª ed. CABI Publishing, Wallingford, Oxon, United Kingdom, p. 267-288, 2000.
- ÁNGELES-HERNÁNDEZ, J. C.; GÓMEZ-DE ANDA, F. R.; REYES-RODRÍGUEZ, N. E.; VEGA-SÁNCHEZ, V.; GARCÍA-REYNA, P. B.; CAMPOS-MONTIEL, R. G.; ZEPEDA-VELÁZQUEZ, A. P. Genera and Species of the Anisakidae Family and Their Geographical Distribution. **Animals**, v. 10, n. 12, p. 2374, 2020.

ANGULO-TISOC, J.; HUACHO, M. Q.; VIDAURRE, M. T.; VELARDE, J. M. D. S. Helminths in *Pelecanus thagus* y *Spheniscus humboldti* de la costa de Lima, Perú. **Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú**, v. 29, n. 1, p. 253-262, 2018.

ANTAS, P. D. T. Z. Migration and other movements among the lower Paraná River valley wetlands, Argentina, and the south Brazil/Pantanal wetlands. **Bird Conservation International**, v. 4, p. 181-190, 1994.

BARBOSA, M. J. S.; EID, F.; SANTOS, M. A. R.; CARVALHO, K. F.; GUEDES, L. P. F.; SANTOS, R. A. S.; CRUZ, A. C.; DE SOUZA, E. J. L.; FÉLIX, O. D. L. **Relatório Analítico do Território do Marajó**. Belém, PA: Universidade Federal do Pará, 2012. 79 p. Disponível em: <http://sit.mda.gov.br/download/ra/ra129.pdf>. Acesso em: 9 abr. 2021.

BARQUETE, V. **Desenvolvimento, caracterização e infecção experimental de anisquídeos (Anisakidae: Nematoda) em laboratório**. Orientador: Joaber Pereira Junior. 2006. 30f. Dissertação. (Mestrado em aquicultura) - Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande- RS, 2006.

BARQUETE, V.; BUGONI, L.; VOOREN, C. M. Diet of Neotropic cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) in an estuarine environment. **Marine Biology**, v. 153, p. 431-443, 2008.

BARSON, M.; MARSHALL, B. E. First record of *Contracaecum* spp. (Nematoda: Anisakidae) in fish-eating birds from Zimbabwe. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 75, n. 2, p. 74-78, 2004.

BARTLETT, C. M. Morphogenesis of *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Ascaridoidea), a parasite of fish-eating birds, in its copepod precursor and fish intermediate hosts. **Parasite**, v. 4, p. 367-376, 1996.

BARUS, V.; SERGEEVA, T. P.; SONIN, M. D.; RYZHIKOV, K. M. **Helminths of fish-eating birds of the Palearctic Region I. Nematoda**. 315p. 1978.

BARUS, V.; TENORA, F.; KRACMAR, S.; PROKES, M. Cadmium and lead concentrations in *Contracaecum rudolphii* (Nematoda) and its host, the cormorant *Phalacrocorax carbo* (Aves). **Folia Parasitologica**, v. 48, p. 77-78, 2001.

BAUTISTA-HERNÁNDEZ, C. E.; MONKS, S.; PULIDO-FLORES, G.; RODRÍGUEZ-IBARRA, A. E. Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. **Estudios en biodiversidad**, v. 1, p. 11-19, 2015.

BAYLIS, H. A. On the Classification of the Ascaridae. I. - The Systematic value of certain characters of the alimentary canal. **Parasitology**, v. 12, n. 3, p. 253-264, 1920.

BERMÚDEZ, M. A. S.; **Estudio de la estructura antigénica de la larva L3 de *Contracaecum multipapillatum* (sensu lato)**. Orientadora: María Del Carmen Gómes Del Prado Rosas. 2011. 68f. Monografía. (Licenciatura em Biologia Marinha) - Universidad Autónoma de Baja California Sur, México, 2011.

BERNARDON, F. F.; VALENTE, A. S.; MÜLLER, G. Helminth assemblage of aquatic birds (Pelecaniformes: Ardeidae) of southern Rio Grande and a checklist of helminths of herons of Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 11, n. 2, p. 357-375, 2017.

BIOLÉ, F. G.; GUAGLIARDO, S. E.; MANCINI, M. A.; TANZOLA, R. D.; SALINAS, V.; MORRA, G. Primer registro de *Contracaecum australe* (Nematoda: Anisakidae) en *Phalacrocorax brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae) de la región central de Argentina. **BioScriba**, v. 5, n. 1, p. 1-11, 2012.

BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2021. Species factsheet: *Nannopterum brasilianus*. Disponível em: <http://www.birdlife.org>. Acesso em: 28/03/2021.

BORGES, J. N.; SANTOS, H. L. C.; BRANDÃO, M. L.; DOS SANTOS, E. G. N.; DE MIRANDA, D. F.; BALTHAZAR, D. A.; LUQUE, J. L.; SANTOS, C. P. Molecular and morphological characterization of *Contracaecum pelagicum* (Nematoda) parasitizing *Spheniscus magellanicus* (Chordata) from Brazilian waters. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 1, p. 74-79, 2014.

BRANCO, J. O. Avifauna aquática do Saco da Fazenda (Itajaí, Santa Catarina, Brasil): uma década de monitoramento. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 24, n. 4, p. 873–882, 2007.

BRANCO, J. O.; EVANGELISTA, C. L.; LUNARDON-BRANCO, M. J.; AZEVEDO JÚNIOR, S. M.; LARRAZÁBAL, M. E. atividade diária de *Phalacrocorax brasilianus* (Aves, Phalacrocoracidae), na região do Saco da Fazenda, Itajaí, SC, Brasil. **Ornithologia**, v. 3, n. 2, p. 73-82, 2009.

BRASIL. Decreto Presidencial em 26 de julho de 2006. Decreto Estadual de 30 de julho de 2007. **Plano de Desenvolvimento Territorial Sustentável para o Arquipélago do Marajó**, 313p, 2007.

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.

CAMPOS, S. D. E.; PEREIRA, B. B. N.; SICILIANO, S.; COSTA, C. H. C.; ALMOSNY, N. R. P.; BRENER, B. *Contracaecum pelagicum* and *C. plagiaticium* (Nematoda: Anisakidae) infection in Magellanic penguins (Sphenisciformes: Spheniscidae) on the coast of Rio de Janeiro State. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, n. 1, p. 89-93, 2013.

CÁRDENAS, M. Q.; COHEN, S. C.; FERNANDES, P. A.; FERNANDES, B. M. M. *Calonectris borealis* (Aves, Procellariidae) as a new host record for two nematode species in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 11, n. 1, p. 283-288, 2017.

CARLSON, C. J.; DALLAS, T. A.; ALEXANDER, L. W.; PHELAN, A. L.; PHILLIPS, A. J. What would it take to describe the global diversity of parasites?. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 287, n. 20201841, p. 1-12, 2020.

CARRERA-JÁTIVA, P. D.; MORGAN, E. R.; BARROWS, M.; JIMÉNEZ-UZCÁTEGUI, G.; TITUAÑA, J. R. A. Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites for captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. **Journal of advanced veterinary and animal research**, v.7, n. 3, p. 482-500, 2020.

CARVALHO, D. N.; OLIVEIRA, L. M.; MARÇAL JÚNIOR, O. Behavior of *Nannopterum brasilianus* (Gmelin, 1789) (Suliformes: Phalacrocoracidae) in an urban park in the municipality of Uberlândia, Minas Gerais State. **Biotemas**, v. 32, n. 3, p. 87-95, 2019.

- CARVALHO, E. L.; SANTANA, R. L. S.; SOUSA, D. F.; CABRAL, G. S.; PINHEIRO, R. H. S.; PEREIRA, W. L. A.; GIESE, E. G. Lesões por anisakídeos e capillariídeos em *Cairina moschata* criados na Ilha de Marajó, estado do Pará, Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 73, p. 885-892, 2021.
- CASAUX, R.; RAMÓN, A.; TARTARA, M. A.; BORRELL, V.; GONC, R. Diet of Breeding Neotropic Cormorants at the Carrileufu River, Patagonia: Is there Any Impact on Recreational Fish Resources?. **Ardeola**, v. 59, n. 2, p. 279-289, 2013.
- CASTELLANOS-GARZÓN, J. A.; FALLA-ZÚÑIGA, L. F.; SALAZAR, L.; PUSTOVRH-RAMOS, M. C. Anisákidos y anisakidosis: generalidades y su actualidad en Colombia. Revisión bibliográfica. **Iatreia**, v. 33, n. 2, p. 143-154, 2020.
- CIFUENTES-SARMIENTO, Y.; RUIZ-GUERRA, C. (eds.). 2009. Planes de acción para nueve especies de aves acuáticas (Marinas y Playeras) de las costas colombianas. **Asociación para el estudio y la conservación de las aves acuáticas en Colombia. CALIDRIS**. 100f. Cali, Colombia, 2009.
- COLE, R.; VINEY, M. The population genetics of parasitic nematodes of wild animals. **Parasites & vectors**, v. 11, p. 1-20, 2018.
- CONDE-TINCO, M. A.; IANNACONE, J. Bioecology of *Phalacrocorax brasilianus* (gmelin, 1789) (Pelecaniformes: Phalacrocoracidae) in South America. **The Biologist**, v. 11, n. 1, p. 151-166, 2013.
- CRISCIONE, C. D.; POULIN, R.; BLOUIN, M. S. Molecular ecology of parasites: elucidating ecological and microevolutionary processes. **Molecular ecology**, v. 14, p. 2247-2257, 2005.
- D'AMELIO, S.; CAVALLERO, S.; DRONEN, N. O.; BARROS, N. B.; PAGGI, L. Two new species of *Contraecaecum* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda: Anisakidae), *C. fagerholmi* n. sp. and *C. rudolphii* F from the brown pelican *Pelecanus occidentalis* in the northern Gulf of Mexico. **Systematic Parasitology**, v. 81, p. 1-16, 2012.
- D'AMELIO, S.; LOMBARDO, F.; PIZZARELLI, A.; BELLINI, I.; CAVALLERO, S. Advances in omic studies drive discoveries in the biology of Anisakid nematodes. **Genes**, v. 11, n. 7, p. 801, 2020.
- DE MELO, C. M. F.; DE OLIVEIRA, J. B.; ATHAYDE, A. C. R.; DANTAS, A. F. M.; FEITOSA, T. F.; VILELA, V. L. R.; DE MENEZES, D. J. A.; WAGNER, P. G. C. Identification of parasites in *Puffinus puffinus* (birds, Procellariiformes) from northeastern Brazil. **Veterinary research communications**, v. 36, p. 235-238, 2012.
- DE OLIVEIRA, K. R.; CORRÊA, L. L. C.; PETRY, M. V. Dieta de *Nannopterum brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae), no Sul do Brasil. **Oecologia Australis**, v. 23, n. 3, p. 432-439, 2019.
- DE PAULA, A. A.; OTT, P. H.; TAVARES, M.; SANTOS, R. A.; SILVA-SOUZA, A. T. Host-parasite relationship in Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*) during their long northward journey to the Brazilian coast. **Polar Biology**, v. 43, p.1261-1272, 2020.
- DIAZ, J. I.; CREMONTE, F.; NAVONE, G. T. Helminths of the kelp gull, *Larus dominicanus*, from the northern Patagonian coast. **Parasitology Research**, v. 109, p. 1555-1562, 2011.

- DÍAZ, J. I.; CREMONTE, F.; NAVONE, G. T. Helminths of the Magellanic penguin, *Spheniscus magellanicus* (Sphenisciformes), during the breeding season in Patagonian coast, Chubut, Argentina. **Comparative Parasitology**, v. 77, n. 2, p. 172-177, 2010.
- DÍAZ-UNGRÍA, C. Helminthos parasitos de vertebrados en el Estado Zulia. Algunas especies nuevas para Venezuela. **Kasmera**, v. 6, n. 1-4, p. 207-233, 1978.
- DRAGO, F. B.; NÚÑEZ, V.; DÍAZ, M. D. Checklist of the nematode parasites of wild birds of Argentina. **Revue suisse de Zoologie**, v. 127, n. 1, p. 43-61, 2020.
- DZIEKOŃSKA-RYNKO, J.; ROKICKI, J. Life cycle of the nematode *Contracaecum rudolphii* Hartwig, 1964 (sensu lato) from northern Poland under laboratory conditions. **Helminthologia**, v. 44, n.3, p. 95-102, 2007.
- DZIEKOŃSKA-RYNKO, J.; ROKICKI, J.; GOMUŁKA, P. Development of larval *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 (Ascaridida: Anisakidae) in experimentally infected goldfish (*Carassius auratus* L., 1758). **Journal of helminthology**, v. 84, p. 234-240, 2010.
- DZIEKOŃSKA-RYNKO, J.; ROKICKI, J.; MIERZEJEWSKA, K.; WZIĄTEK, B.; BIELECKI, B. W. A. Location and development of larvae of *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 (Nematoda: Anisakidae) in experimentally infected asps *Leuciscus aspius* (Linnaeus, 1758) (Pisces: Cyprinidae). **Oceanological and Hydrobiological Studies**, v. 42, n. 3, p. 296-301, 2013.
- EDERLI, N. B.; OLIVEIRA, F. C. R.; MONTEIRO, C. M.; SILVEIRA, L. S.; RODRIGUES, M. L. A. Occurrence of *Contracaecum pelagicum* Johnston & Mawson, 1942 (Nematoda, Anisakidae) in Magellanic penguin (*Spheniscus magellanicus* Forster, 1781) (Aves, Spheniscidae) at Espírito Santo coast. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 4, p. 1006-1008, 2009.
- EDGAR, R. C. Muscle: A multiple sequence alignment method with reduced time and space complexity. **BMC Bioinformatics**, v. 5, n113, p.1-19, 2004.
- EFE, M. A., AZEVEDO, M. A. G., FILIPPINI, A. Avifauna da Estação Ecológica de Carijós, Florianópolis-SC. **Ornithologia**, v. 2, n.1, p. 1-13, 2007.
- EULER, A. M. C.; RAMOS, C. A. P. **Marajó conectado: como a internet pode melhorar a vida da juventude marajoara no contexto da pandemia e da bioeconomia**. Embrapa Amapá, Nota Técnica, 005, 15p, 2021.
- EWBANK, A. C.; SACRISTÁN, C., COSTA-SILVA, S., ANTONELLI, M., LORENÇO, J. R., NOGUEIRA, G. A.; EBERT, M. B.; KOLESNIKOVAS, C. K. M.; CATÃO-DIAS, J. L. Postmortem findings in Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*) caught in a drift gillnet. **BMC Veterinary Research**, v. 16, n. 153, p. 1-10, 2020.
- FAGERHOLM, H. P. Long-standing associations between bird hosts and nematode parasites as manifested in conservative structural features in some Ascaridoid Nematodes. **Bulletin of the Scandinavian Society for Parasitology**, v. 8, n. 2, p:15-17, 1998
- FAGERHOLM, H. P. Patterns of caudal papillae in *Contracaecum osculatum* (Nematoda) and some related species from different regions of the world. **International Journal for Parasitology**, v.18, n.8: p. 1039-1051, 1988

FAGERHOLM, H. P. Systematic implications of male caudal morphology in ascaridoid nematode parasites. **Systematic Parasitology**, v. 19, p. 215-229, 1991.

FAGERHOLM, H. P.; GIBSON, D. I. A redescription of the pinniped parasite *Contracaecum ogmorhini* (Nematoda, Ascaridoidea), with an assessment of its antiboreal circumpolar distribution. **Zoologica Scripta**, v. 16, n. 1, p. 19-24, 1987.

FARIAS, F. B.; SERAFINI, P. P.; PALUDO, D.; CORREIA, E. C.; SOUZA JUNIOR, S. **Aves da estação ecológica de Carijós**. 2015, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. p. 27, 2015.

FERNÁNDEZ, Í.; MORAGA, R.; YÁÑEZ, F.; MANSILLA, M.; SMITH, C.; CAMPOS, V. Gastrointestinal helminths of wild Humboldt penguins *Spheniscus humboldti* (Meyen, 1834) from the south-central coast of Chile. **Latin american journal of aquatic research**, v. 47, n. 1, p. 206-211, 2019.

FREDES, F.; MADARIAGA, C.; RAFFO, E.; VALENCIA, J.; HERRERA, M.; GODOY, C.; ALCAÍNO, H. Gastrointestinal parasite fauna of gentoo penguins (*Pygoscelis papua*) from the Península Munita, Bahía Paraíso, Antarctica. **Antarctic Science**, v. 19, n. 1, p. 93-94, 2007.

FREDES, F.; RAFFO, E.; MUÑOZ, P.; HERRERA, M. Fauna parasitaria gastrointestinal en polluelos de pingüino papúa (*Pygoscelis papua*) encontrados muertos en zona antártica especialmente protegida (ZAEF N°150). **Parasitología latinoamericana**, v. 61, p. 179-182, 2006.

FRISCH, D.; GREEN, A. J.; FIGUEROLA, J. High dispersal capacity of a broad spectrum of aquatic invertebrates via waterbirds. **Aquatic Sciences**, v. 69, p. 568-574, 2007.

GALEANO, N. A.; TANZOLA, R. D. *Contracaecum ovale* (Nematoda: Anisakidae) from *Rollandia rolland* Quoy & Gaimard 1824 (Aves, Podicipedidae) in Argentina. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 2, p. 143-147, 2012.

GARBIN, L. E. **Taxonomía y evaluación de la especificidad hospedatoria de nematodos Anisakidae parásitos de aves marinas en el área de Península Valdés, Chubut, Argentina**. Orientadora: Graciela Teresa Navone. 2009. 197f. Tese. (Doutorado em Ciências Naturais) - Universidad Nacional de La Plata, Argentina, 2009.

GARBIN, L. E.; DIAZ, J. I., CREMONTE, F.; NAVONE, G. T. A new anisakid species parasitizing the imperial cormorant *Phalacrocorax atriceps* from the north Patagonian coast, Argentina. **Journal of Parasitology**, v. 94, n. 4, p. 852-859, 2008.

GARBIN, L. E.; MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; DIAZ, J. I.; NASCETTI, G.; NAVONE, G. T. Molecular identification and larval morphological description of *Contracaecum pelagicum* (Nematoda: Anisakidae) from the anchovy *Engraulis anchoita* (Engraulidae) and fish-eating birds from the Argentine North Patagonian Sea. **Parasitology International**, v. 62, n. 3, p. 309-319, 2013.

GARBIN, L. E.; NAVONE, G. T.; DIAZ, J. I.; CREMONTE, F. Further study of *Contracaecum pelagicum* (nematoda: anisakidae) in *Spheniscus magellanicus* (Aves: Spheniscidae) from Argentinean coasts. **Journal of Parasitology**, v. 93, n.1, p.143-150, 2007.

GARBIN, L., E.; DIAZ, J., I.; NAVONE, G., T. Species of *Contracaecum* parasitizing the Magellanic penguin *Spheniscus Magellanicus* (Spheniscidae) from the Argentinean coast. **Journal of Parasitology**, v. 105, n. 2, p. 222-231, 2019a.

GARBIN, L.; DIAZ, J. I.; MORGENTHALER, A.; MILLONES, A.; KUBA, L.; FUCHS, D.; NAVONE, G. T. Cormorant pellets as a tool for the knowledge of parasite-intermediate host associations and nematode diversity in the environment. **Helminthologia**, v. 56, n. 4, p. 296-302, 2019b.

GARBIN, L.; MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; NASCETTI, G. Genetic and morphological evidences for the existence of a new species of *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) parasite of *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) from Chile and its genetic relationships with congeners from fish-eating birds. **Journal of Parasitology**, v. 97, n. 3, p. 476-492, 2011.

GILL, F., DONSKER, D., RASMUSSEN, P., 2021. **IOC World Bird List v11.1**. Disponível em: <https://www.worldbirdnames.org/bow/storks/>. Acessado em: 19/03/2021.

GIL-WEIR, K.; WEIR, E.; CASLER, C. L.; ANIYAR, S. Ecological functions and economic value of the Neotropic Cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) in Los Olivitos Estuary, Venezuela. **Environment and Development Economics**, v. 16, n. 5, p. 553-572, 2011.

GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; CERDA, F.; LÓPEZ, J.; ORTEGA, R.; MATHIEU, C.; KINSELLA, M. Checklist of the helminths of the kelp gull, *Larus dominicanus* (Aves: Laridae), with new records from Chile. **Zootaxa**, v. 2297, p. 27-43, 2009.

GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; KINSELLA, J. M.; LARA, J.; VALENZUELA-DELLAROSSA, G. Parasitos gastrointestinales en pingüino de Humboldt (*Spheniscus humboldti*) y pingüino de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) en las costas del centro y centro sur de Chile. **Parasitología latinoamericana**, v. 63, p. 58-63, 2008.

GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; LLANOS-SOTO, S.; OYARZÚN-RUIZ, P.; KINSELLA, J. M.; BARRIENTOS, C.; THOMAS, R.; CICCHINO, A.; MORENO, L. Parasites of the Neotropic cormorant *Nannopterum* (*Phalacrocorax*) *brasilianus* (Aves, Phalacrocoracidae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 3, p.1-16, 2020.

GUINDON, S; GASCUEL, O. A Simple, Fast, and Accurate Algorithm to Estimate Large Phylogenies by Maximum Likelihood. **Systematic Biology**, v.52, n.1, p.696–704. 2003

GUTIÉRREZ, R. O. Sobre la morfología de una nueva especie de *Contracaecum* (Nematoda: Ascarioidea). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 3, p. 159-172, 1943.

HUIZINGA, H. W. The life cycle of *Contracaecum multipapillatum* (von Drasche, 1882) Lucker, 1941 (Nematoda: Heterochelidae). **The Journal of Parasitology**, v. 53, n. 2, p. 368-375, 1967.

IBGE. **IBGE Cidades**. Soure, 2021. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pa/soure/panorama/>. Acesso em: 2 jul. 2021.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio), **Plano de Manejo da Reserva Extrativista Marinha de Soure - PA**. Brasília, 69p., 2018.

KANTEK, D. L. Z.; DE MELO, R. C.; MIYAZAKI, S. S.; CASTILHEIRO, W. F. F.; DOS SANTOS FILHO, M. Aves Aquáticas da Estação Ecológica de Taiamã: Variação Sazonal da Estrutura da Comunidade e a Importância das Áreas Protegidas no Pantanal. **Biodiversidade Brasileira**, v. 10, n. 3, p. 24-40, 2020.

KENNEDY, C. R. Aquatic birds as agents of parasite dispersal: A field test of the effectiveness of helminth colonization strategies. **Bulletin of the Scandinavian Society for Parasitology**, v. 8, n. 2, p:23–28, 1998.

KENNEDY, C. R.; BUSH, A. O.; AHO, J. M. Patterns in helminth communities: why are birds and fish different?. **Parasitology**, v. 93, p. 205-215, 1986.

KIJEWSKA, A.; ROKICKI, J.; SITKO, J.; WEGRZYN, G. Ascaridoidea: a simple DNA assay for identification of 11 species infecting marine and freshwater fish, mammals, and fish-eating birds. **Experimental Parasitology**, v. 101, p. 35–39, 2002.

KIMURA, M. A simple method for estimating evolutionary rate of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. *Journal of Molecular Evolution* v.16, p. 111–120, 1980.

KREITER A.; SEMENAS, L. Helmitos parásitos de *Larus dominicanus* en la Patagonia, Argentina. **Boletín Chileno de Parasitología**, v. 52, p. 39-42, 1997.

LENT, H.; FREITAS, J. F. T. Uma coleção de nematódeos, parasitos de vertebrados, do Museu de História Natural de Montevideo. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 46, n. 1, p. 1-71, 1948.

LEUNG, T. L. F.; KOPRIVNIKAR, J. Nematode parasite diversity in birds: the role of host ecology, life history and migration. **Journal of Animal Ecology**, v. 85, p. 1471-1480, 2016.

LI, A. X.; D'AMELIO, S.; PAGGI, L.; HE, F.; GASSER, R. B.; LUN, Z. R.; ABOLLO, E.; TURCHETTO, M.; ZHU, X. Q. Genetic evidence for the existence of sibling species within *Contracecum rudolphii* (Hartwich, 1964) and the validity of *Contracecum septentrionale* (Kreis, 1955) (Nematoda: Anisakidae). **Parasitology research**, v. 96, p. 361-366, 2005.

LIMA, A. M. M.; OLIVEIRA, L. L., FONTINHAS, R. L.; LIMA, R. J. S. Ilha do Marajó: Revisão histórica, hidroclimatologia, bacias hidrográficas e propostas de gestão. **Holos environment**, v. 5, n. 1, p. 65-80, 2005.

LIMA, P. C.; GRANTSAU, R.; LIMA, R. C. F. R.; SANTOS, S. S. Notas sobre os registros brasileiros de *Calonectris edwardsii* (Oustalet, 1883) e *Pelagodroma marina hypoleuca* (Moquin-Tandon, 1841) e primeiro registro de *Phalacrocorax bransfieldensis* Murphy, 1936 para o Brasil. **Ararajuba**, v. 10, n. 2, p. 263-265, 2002.

MADI, R. R.; DA SILVA, M. S. R. *Contracecum* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae): O parasitismo relacionado à biologia de três espécies de peixes piscívoros no reservatório do Jaguari, SP. **Revista Brasileira de Zootecias**, v. 7, n. 1, p. 15-24, 2005.

MANOEL, F. C.; BRANCO, J. O.; BARBIERI, E. Composição da avifauna aquática do Saco da Fazenda, Itajaí-SC. **O Mundo da Saúde**, v. 35, n. 1, p. 31-41, 2011.

MARIANI, D. B.; ALMEIDA, B. J. M.; FEBRÔNIO, A. D. M.; VERGARA-PARENTE, J. E.; SOUZA, F. A.L.; MENDONÇA, F. S. Causes of mortality of seabirds stranded at the Northeastern coast of Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 39, n.7, p. 523-529, 2019.

MATTIUCCI, S.; NASCETTI, G. Advances and trends in the molecular systematics of anisakid nematodes, with implications for their evolutionary ecology and host—parasite co-evolutionary processes. **Advances in parasitology**, v. 66, p. 47-148, 2008.

MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; CONSUEGRA-SOLORZANO, A.; NASCETTI, G. *Contracaecum gibsoni* n. sp. and *C. overstreeti* n. sp. (Nematoda: Anisakidae) from the Dalmatian pelican *Pelecanus crispus* (L.) in Greek waters: Genetic and morphological evidence. **Systematic Parasitology**, v. 75, p. 207-224, 2010.

MATTIUCCI, S.; PAOLETTI, M.; OLIVERO-VERBEL, J.; BALDIRIS, R.; ARROYO-SALGADO, B.; GARBIN, L.; NAVONE, G., NASCETTI, G. *Contracaecum bioccai* n. sp. from the brown pelican *Pelecanus occidentalis* (L.) in Colombia (Nematoda: Anisakidae): morphology, molecular evidence and its genetic relationship with congeners from fish-eating birds. **Systematic Parasitology**, v. 69, n. 2, p. 101-121, 2008.

MATTIUCCI, S.; SBARAGLIA, G. L.; PALOMBA, M.; FILIPPI, S.; PAOLETTI, M.; CIPRIANI, P.; NASCETTI, G. Genetic identification and insights into the ecology of *Contracaecum rudolphii* A and *C. rudolphii* B (Nematoda: Anisakidae) from cormorants and fish of aquatic ecosystems of Central Italy. **Parasitology research**, v. 119, p. 1243-1257, 2020.

MONTEIRO, C. M.; AMATO, J. F. R.; AMATO, S. B. Helminth parasitism in the Neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in southern Brazil: Effect of host size, weight, sex, and maturity state. **Parasitology Research**, v. 109, p. 849-855, 2011.

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.; SCHOLZ, T. Helminth parasites of the lesser great cormorant *Phalacrocorax carbo sinensis* from two nesting regions in the Czech Republic. **Folia Parasitologica**, v. 63, n. 022, p. 1-16, 2016.

MORGENTHALER, A.; MILLONES, A.; GANDINI, P.; FRERE, E. Which trophic discrimination factors fit the best? A combined dietary study of a coastal seabird. **Journal of Ornithology**, v. 162, n.1, p. 179-190, 2021.

MÜLLER, M. I.; MORAIS, D. H.; COSTA-SILVA, G. J.; AGUIAR, A.; ÁVILA, R. W.; DA SILVA, R. J. Diversity in the genus *Rhabdias* (Nematoda, Rhabdiasidae): Evidence for cryptic speciation. *Zoologica Scripta*. V. 47, n. 5, p. 595-607, 2018.

NADLER, S. A.; HUDSPETH, D. S. S. Phylogeny of the Ascaridoidea (Nematoda: Ascaridida) based on three genes and morphology: hypotheses of structural and sequence evolution. **Journal of Parasitology**, v. 86, n. 2, p. 380-393, 2000.

NAVONE, G. T.; ETCHEGOIN, J. A.; CREMONTE, F. *Contracaecum multipapillatum* (Nematoda: Anisakidae) from *Egretta alba* (Aves: Ardeidae) and comments on other species of this genus in Argentina. **Journal of Parasitology**, v. 86, n. 4, p. 807-810, 2000.

- NEVES, E. Participação comunitária na gestão de recursos pesqueiros na Reserva Extrativista Marinha de Soure, Amazônia Marajoara (PA). **GeoTextos**, v. 16, n. 1, p. 37-61, 2020.
- NUNES, A. P.; TOMAS, W.; TICIANEL, F. Aves da fazenda Nhumirim, Pantanal da Nhecolândia, MS. **Embrapa Pantanal-Documentos 81**. 34p, Corumbá, MS. 2005.
- OVEGÅRD, M. K.; JEPSEN, N.; NORD, M. B.; PETERSSON, E. Cormorant predation effects on fish populations: A global meta-analysis. **Fish and Fisheries**, v. 00, p. 1–18, 2021.
- OYARZÚN-RUIZ, P.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. Checklist and state of knowledge of helminths in wild birds from Chile: an update. **Austral journal of veterinary sciences**, v. 53, p. 63-72, 2021.
- OYARZÚN-RUIZ, P.; MUÑOZ-ALVARADO, P.; RAFFO, E. Helminths of *Milvago chimango temucoensis* (Aves: Falconiformes) from Los Ríos Region, Chile: new records for neotropical raptors. **Helminthologia**, v. 53, n. 4, p. 336-353, 2016.
- PERKINS, S. L.; MARTINSEN, E. S.; FALK, B. G. Do molecules matter more than morphology? Promises and pitfalls in parasites. **Parasitology**, v. 138, p. 1664-1674, 2011.
- PETRACCI, P. F.; CEREGHETTI, J.; MARTÍN, J.; OBED, Y. S. Dieta del Biguá (*Phalacrocorax olivaceus*) durante la primavera en el estuario de Bahía Blanca - Buenos Aires, Argentina. **EL Hornero**, v. 024, n. 02, p. 073-078, 2009.
- PIACENTINI, V. Q.; ALEIXO, A.; AGNE, C. E.; MAURÍCIO, G. N.; JOSÉ FERNANDO PACHECO, J. F.; BRAVO, G. A.; BRITO, G. R. R.; NAKA, L. N.; OLMOS, F.; POSSO, S.; SILVEIRA, L. F.; BETINI, G. S.; CARRANO, E.; FRANZ, I.; LEES, A. C.; LIMA, L. M.; PIOLI, D.; SCHUNCK, F.; DO AMARAL, F. R.; BENCKE, G. A.; COHN-HAFT, M.; FIGUEIREDO, L. F. A.; STRAUBE, F. C.; CESARI, E. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee/Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 23, n. 2, p. 91-298, 2015.
- PINTO, R. M.; VICENTE, J. J.; NORONHA, D. Nematode parasites of Brazilian accipitrid and falconid birds (Falconiformes). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 89, n. 3, p. 359-362, 1994.
- POSADA, D. jModelTest: phylogenetic model averaging. *Molecular Biology and Evolution*. V.25, n.7, p.1253–1256. 2008.
- RAMBAUT, A. (2009) Molecular Evolution, phylogenetics and epidemiology: Fig-Tree. World Wide Web electronic publication. URL: <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/>. Acesso em 20 de abril de 2022.
- SANTOS, C. P. Um nematódeo parasito do pinguim *Spheniscus magellanicus* (Forster) (Ascaridoidea, Anisakidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 79, n. 2, p. 233-237, 1984.
- SARDELLA, C. J.; MANCINI, M.; SALINAS, V.; SIMÕES, R. O.; LUQUE, J. L. A new species of *Contraecaecum* (Nematoda: Anisakidae) found parasitizing *Nannopterum brasilianus* (Suliformes: Phalacrocoracidae) and *Hoplias argentinensis* (Characiformes: Erythrinidae) in

South America: morphological and molecular characterization of larval and adult stages. **Journal of Helminthology**, v. 94, 2020.

SHAMSI, S. Parasite loss or parasite gain? Story of *Contracaecum* nematodes in antipodean Waters. **Parasite Epidemiology and Control**, v. 3, p. 1-7, 2019a.

SHAMSI, S. Recent advances in our knowledge of Australian anisakid nematodes. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, v. 3, n. 2, p. 178-187, 2014.

SHAMSI, S. Seafood-borne parasites in Australia: human health risks, fact or fiction?. **Microbiology Australia**, v. 41, n. 1, p. 33-37, 2020a.

SHAMSI, S.; BUTCHER, A. R. First report of human anisakidosis in Australia. **The Medical Journal of Australia**, v. 194, n. 4, p. 199-200, 2011.

SHAMSI, S.; GASSER, R.; BEVERIDGE, I.; SHABANI, A. A. *Contracaecum pyripapillatum* n. sp. (Nematoda: Anisakidae) and a description of *C. multipapillatum* (von Drasche, 1882) from the Australian pelican, *Pelecanus conspicillatus*. **Parasitology Research**, v. 103, n. 5, p. 1031-1039, 2008a.

SHAMSI, S.; NORMAN, R.; GASSER, R.; BEVERIDGE, I. Genetic and morphological evidences for the existence of sibling species within *Contracaecum rudolphii* (Hartwich, 1964) (Nematoda: Anisakidae) in Australia. **Parasitology Research**, v. 105, p. 529-538, 2009b.

SHAMSI, S.; NORMAN, R.; GASSER, R.; BEVERIDGE, I. Redescription and genetic characterization of selected *Contracaecum* spp. (Nematoda: Anisakidae) from various hosts in Australia. **Parasitology Research**, v. 104, n. 6, p. 1507-1525, 2009a.

SILVA, E. F.; NAIFF, R. H.; BARATA, F. D. B.; SANTOS JÚNIOR, L. S.; FRANÇA, P. F.; CAMPOS, C. E. C. Abundância Sazonal de *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves, Phalacrocoracidae) na Porção Norte da Bacia Amazônica, Macapá, Amapá, Brasil. **Biota Amazônia**, v. 4, n. 2, p. 64-67, 2014.

TAMURA, K.; PETERSON, D.; PETERSON, N.; STECHER, G.; NEI, M.; KUMAR, S. Mega 5: Molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance and maximum parsimony methods. *Molecular Biology and Evolution*. v.28, p.2731-2739, 2011.

TAVARES, L. E. R.; CAMPIÃO, K. M.; COSTA-PEREIRA, R.; PAIVA, F. Helminths endoparasites of vertebrates silvestres in Mato Grosso do Sul, Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 107, 2017.

TETTE-POMARICO, A.; LÓPEZ-PEÑA, A.; FRANKE-ANTE, R.; DUARTE, L. O. Dieta y amplitud del nicho trófico del cormorán neotropical [*Nannopterum brasilianus* (Gmelin, 1789)] en el Santuario de Flora y Fauna Ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe de Colombia. **Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras**, v. 49, p. 193-208, 2020.

THOMAS, L. J. On the Life Cycle of *Contracaecum spiculigerum* (Rud.) **The Journal of Parasitology**, v. 23, n. 4, p. 429-431, 1937.

TORRES, P.; ORTEGA, J.; SCHLATTER, R. Nematode parasites of the digestive tract in Neotropical cormorant chicks (*Phalacrocorax brasilianus*) from the River Cruces Ramsar site in southern Chile. **Parasitology research**, v. 97, p. 103-107, 2005.

- TORRES, P.; RUÍZ, E.; GESCHE, W.; MONTEFUSCO, A. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from Chiloe Island, Chile. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 27, n. 1, p. 178-179, 1991.
- TORRES, P.; SCHLATTER, R.; MONTEFUSCO, A.; GESCHE, W.; RUIZ, E.; CONTRERAS, A. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 88, n. 2, p. 341-343, 1993.
- TORRES, P.; SIERPE, V.; SCHLATTER, R. Occurrence of *Contraecaecum rudolphii* in new hosts in Chile. **Zeitschrift für Parasitenkunde**, v. 69, p. 397-399, 1983.
- TORRES, P.; VALDIVIESO, J.; SCHLATTER, R.; MONTEFUSCO, A.; REVENGA, J.; MARÍN, F.; LAMILLA, J.; RAMALLO, G. Infection by *Contraecaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in the Neotropic cormorant *Phalacrocorax brasilianus*, and fishes from the estuary of the Valdivia river, Chile. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 35, n. 2, p. 101-108, 2000.
- VALLES-VEGA, I.; MOLINA-FERNÁNDEZ, D.; BENÍTEZ, R.; HERNÁNDEZ-TRUJILLO, S.; ADROHER, F. J. Early development and life cycle of *Contraecaecum multipapillatum* sl from a brown pelican *Pelecanus occidentalis* in the Gulf of California, Mexico. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 125, p. 167-178, 2017.
- VAN LEEUWEN, C. H. A.; LOVAS-KISS, Á.; OVEGÅRD, M.; GREEN, A. J. Great cormorants reveal overlooked secondary dispersal of plants and invertebrates by piscivorous waterbirds. **Biology Letters**, v. 13, n. 20170406, 2017.
- VAN LEEUWEN, C. H. A.; VAN DER VELDE, G.; VAN GROENENDAEL, J. M.; KLAASSEN, M. Gut travellers: internal dispersal of aquatic organisms by waterfowl. **Journal of Biogeography**, v. 39, p. 2031-2040, 2012.
- VICENTE, J. J.; PINTO, R. M.; NORONHA, D.; CARVALHO, P. G. D. Nematode parasites of Brazilian Pelecaniformes and Trogoniformes birds: a general survey with new records for the species. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 13, n.4, p. 891-901, 1996.
- VICENTE, J. J.; PINTO, R. M.; NORONHA, D.; GONÇALVES, L. Nematode parasites of Brazilian Ciconiiformes birds: a general survey with new records for the species. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 90, n. 3, p. 389-393, 1995b.
- VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C.; PINTO R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, p. 1-273, 1995a.
- VIEIRA, B. P.; DIAS, D.; PIACENTINI, V. Q.; CORREIA, E. C.; SERAFINI, P. P. Birds of Estação Ecológica de Carijós, southern Brazil. **Check List**, v. 10, n. 5, p. 1110-1122, 2014.
- VIOLANTE-GONZÁLEZ, J.; PULIDO-FLORES, G.; MONKS, S.; ROJAS-HERRERA, A. A.; MELO-GARCÍA, M. A.; GARCÍA-IBÁÑEZ, S.; ESPARZA-IBARRA, E. L.; LARUMBEMORÁN, E.; CARBAJAL-VIOLANTE, J. Importancia de las aves ictiófagas como hospederos finales de helmintos, en dos lagunas costeras del estado de Guerrero, México. **Estudios en Biodiversidad**, v.1, p. 104-120, 2015.

VOTTO, A. P.; GOMES JUNIOR, A.; BUGONI, L.; PEREIRA JUNIOR, J. Sazonalidade da avifauna no campus carreiros da fundação Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil. **Estudos de Biologia**, v. 28, n. 62, p. 45-55, 2006.

XAVIER, J. A. A.; VOLCAN, M. V. Registro da predação de girinos de rã touro (*Lithobates catesbeianus*) pelo biguá (*Phalacrocorax brasilianus*) no estuário da Laguna dos Patos, Rio Grande do Sul, Brasil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, v. 4, n. 3, p. 267-270, 2009.

YÁÑEZ, F.; FERNÁNDEZ, Í., CAMPOS, V. V.; MANSILLA, M.; VALENZUELA, A.; GONZÁLEZ, H.; RODRÍGUEZ, C.; RIVAS, M.; ALVEAL, K.; OYARZÚN, C. First pathological report of parasitic gastric ulceration in Humboldt penguin (*Spheniscus humboldti*) along the coast of south-central Chile. **Latin American Journal of Aquatic Research**, v. 40, n. 2, p. 448-452, 2012.

ZHANG, Q.; MENG, M.; HUANG, C.; FENG, S.; LIU, J.; TANG, Y.; FAN, Y.; YUAN, G.; HAN, S.; LUO, J.; ZHAO, B.; HE, H. Identification and genetic characterization of *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) from China. **Integrative Zoology**, v. 0, p. 1-10, 2020.

ZHU, X. Q.; D'AMELIO, S.; GASSER, R. B.; YANG, T. B.; PAGGI, L.; HE, F.; LIN, R. Q.; SONG, H. Q.; AI, L.; LI, A. X. Practical PCR tools for the delineation of *Contracaecum rudolphii* A and *Contracaecum rudolphii* B (Ascaridoidea: Anisakidae) using genetic markers in nuclear ribosomal DNA. **Molecular and cellular probes**, v. 21, p. 97-102, 2007.

ZHU, X.; GASSER, R. B.; PODOLSKA, M.; CHILTON, N. B. Characterisation of anisakid nematodes with zoonotic potential by nuclear ribosomal DNA sequences. **International Journal for Parasitology**, v.28, p. 1911-1921, 1998.

ANEXOS

1. Autorização ICMBio/SISBIO



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 74195-2	Data da Emissão: 14/04/2021 15:11:40	Data da Revalidação*: 01/03/2022
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Elane Guerreiro Giese	CPF: 151.411.602-20
Título do Projeto: TAXONOMIA E FILOGENIA DE HELMINTOS PARASITOS DE Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA ILHA DE MARAJÓ, PARÁ	
Nome da Instituição: Universidade Federal Rural da Amazônia	CNPJ: 05.200.001/0001-01

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de material biológico	03/2020	03/2022

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Elaine Lopes de Carvalho	DISCENTE DE PÓS-GRADUAÇÃO	790.736.202-44	Brasileira
2	RICARDO LUIS SOUSA SANTANA	Auxiliar de coleta e processamento de material biológico	007.117.102-95	Brasileira

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0741950220210414

Página 1/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 74195-2	Data da Emissão: 14/04/2021 15:11:40	Data da Revalidação*: 01/03/2022
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Elane Guerreiro Giese	CPF: 151.411.602-20
Título do Projeto: TAXONOMIA E FILOGENIA DE HELMINTOS PARASITOS DE Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA ILHA DE MARAJÓ, PARÁ	
Nome da Instituição: Universidade Federal Rural da Amazônia	CNPJ: 05.200.001/0001-01

Observações e ressalvas

1	A autorização não eximirá o pesquisador da necessidade de obter outras anuências, como: I) do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador quando as atividades forem realizadas em área de domínio privado ou dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso; II) da comunidade indígena envolvida, ouvido o órgão indigenista oficial, quando as atividades de pesquisa forem executadas em terra indígena; III) do Conselho de Defesa Nacional, quando as atividades de pesquisa forem executadas em área indispensável à segurança nacional; IV) da autoridade marítima, quando as atividades de pesquisa forem executadas em águas jurisdicionais brasileiras; V) do Departamento Nacional da Produção Mineral, quando a pesquisa visar a exploração de depósitos fossilíferos ou a extração de espécimes fósseis; VI) do órgão gestor da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, dentre outras.
2	O pesquisador somente poderá realizar atividade de campo após o término do estado de emergência devido à COVID-19, assim declarado por ato da autoridade competente.
3	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
4	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
5	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
6	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
7	Esta autorização NÃO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
8	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
9	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infraestrutura da unidade.

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0741950220210414

Página 2/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 74195-2	Data da Emissão: 14/04/2021 15:11:40	Data da Revalidação*: 01/03/2022
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Elane Guerreiro Giese	CPF: 151.411.602-20
Título do Projeto: TAXONOMIA E FILOGENIA DE HELMINTOS PARASITOS DE Phalacrocorax brasilianus (AVES, PHALACROCORACIDAE) NA ILHA DE MARAJÓ, PARÁ	
Nome da Instituição: Universidade Federal Rural da Amazônia	CNPJ: 05.200.001/0001-01

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
1	Reserva Extrativista Marinha de Soure	PA	Amazônia	Não	Dentro de UC Federal

Atividades

#	Atividade	Grupo de Atividade
1	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Dentro de UC Federal

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
1	Coleta/transporte de amostras biológicas in situ	Phalacrocorax brasilianus	-

A quantidade prevista só é obrigatória para atividades do tipo "Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ". Essa quantidade abrange uma porção territorial mínima, que pode ser uma Unidade de Conservação Federal ou um Município.

Materiais e Métodos

#	Tipo de Método (Grupo taxonômico)	Materiais
1	Amostras biológicas (Aves)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça)/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Fragmento de tecido/órgão, Sangue
2	Método de captura/coleta (Aves)	Outros métodos de captura/coleta (Currais de pesca ou rede de pesca)

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo destino
1	Universidade Federal Rural da Amazônia	Laboratório

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0741950220210414

Página 3/4

2. Certificado CEUA/UFRA



Comissão de Ética no
Uso de Animais CEUA/UFRA



CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "TAXONOMIA E FILOGENIA DE HELMINTOS PARASITOS DE *Phalacrocorax brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae) NA ILHA DE MARAJÓ, PARÁ", protocolada sob o CEUA nº 6309230520 (ID 000191), sob a responsabilidade de **Elane Guerreiro Giese e equipe**; *ELAINE LOPES DE CARVALHO*; *RICARDO LUIS SOUSA SANTANA*; *RAUL HENRIQUE DA SILVA PINHEIRO* - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica ou ensino - está de acordo com os preceitos da Lei 11.794 de 8 de outubro de 2008, com o Decreto 6.899 de 15 de julho de 2009, bem como com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi **aprovada** pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural da Amazônia (CEUA/UFRA) na reunião de 05/08/2020.

We certify that the proposal "TAXONOMY AND PHILOGENY OF HELMINTH PARASITES OF *Phalacrocorax brasilianus* (Aves: Phalacrocoracidae) IN THE ISLAND OF MARAJÓ, PARÁ", utilizing 10 Birds (males and females), protocol number CEUA 6309230520 (ID 000191), under the responsibility of **Elane Guerreiro Giese and team**; *ELAINE LOPES DE CARVALHO*; *RICARDO LUIS SOUSA SANTANA*; *RAUL HENRIQUE DA SILVA PINHEIRO* - which involves the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum Chordata, subphylum Vertebrata (except human beings), for scientific research purposes or teaching - is in accordance with Law 11.794 of October 8, 2008, Decree 6899 of July 15, 2009, as well as with the rules issued by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA), and was **approved** by the Ethic Committee on Animal Use of the Federal Rural University of Amazonia (CEUA/UFRA) in the meeting of 08/05/2020.

Finalidade da Proposta: [Pesquisa \(Acadêmica\)](#)

Vigência da Proposta: de [07/2020](#) a [07/2023](#) Área: [Parasitologia](#)

Origem: [Animais provenientes de doação espontânea](#)

Espécie: [Aves](#) sexo: [Machos e Fêmeas](#) idade: [1 a 20 anos](#) N: [10](#)

Linhagem: [não se aplica](#) Peso: [500 a 3000 g](#)

Local do experimento: LABORATÓRIO DE HISTOLOGIA E EMBRIOLOGIA (LHEA)/INSTITUTO DA SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL/UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

Belém, 05 de agosto de 2020

Profa. Dra. Natalia Guarino Souza Barbosa
Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais
Universidade Federal Rural da Amazônia

Profa. Dra. Ernestina Ribeiro dos Santos Neta
Vice-Coodenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais
Universidade Federal Rural da Amazônia

3. Ficha de necropsia e coleta de aves



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
INSTITUTO DE SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL DA AMAZÔNIA
LABORATÓRIO DE HISTOLOGIA E EMBRIOLOGIA ANIMAL



REGISTRO DE NECROPSIA E COLETAS DE AVES																		
Espécie/Hospedeiro:																		
Nº Licença/CEUA:							Nº registro:											
Procedência:																		
Data de necropsia:							Data da coleta:											
Responsável pela necropsia:																		
Responsável pela coleta:																		
Sexo: ♀ ()				♂ ()				Idade: juvenil () Subadulto () Adulto ()										
Filo/Classe		Olhos	Boca/ Fossas nasais	Esôfago	Papo	Proventrículo	Ventrículo	Jejuno	Íleo	Cecos	Cloaca	Ovário/Oviduto/Testículos	Bursa de Fabricius	Rins	Traqueia	Pulmão	Pâncreas	Ductos biliares/Ves. biliar
		Nematoda																
Platyhelminthes	Cestoda																	
	Trematoda																	
Acantocephala																		
Observações:																		