



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS - UFAM
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS - ICB
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOLOGIA - PPGZOO

As espécies de Nematoda e a histopatologia do tubo digestivo de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) (Siluriformes: Auchenipteridae) de lagos de várzea da Amazônia

JÉSSICA YELLE FERREIRA CORDEIRO

Manaus, Amazonas

2019



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS - UFAM
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS - ICB
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOLOGIA – PPGZOO

As espécies de Nematoda e a histopatologia do tubo digestivo de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) (Siluriformes: Auchenipteridae) de lagos de várzea da Amazônia

Discente: Jéssica Yelle Ferreira Cordeiro

Orientadora: Profa. Lúcia Helena Rapp Py-Daniel Dra.

Co-orientador: Prof. José Celso de Oliveira Malta Dr.

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Amazonas como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre pelo Programa de Pós-Graduação em Zoologia.

Manaus, Amazonas

2019

À minha primeira professora, minha mãe! E à Rose Adriele
dos Reis Marinho (*In memorian*) pela amizade sincera.

Dedico!

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal do Amazonas e ao Programa de Pós-Graduação em Zoologia pela oportunidade e infraestrutura concedida.

Ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia pela infraestrutura concedida.

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

Ao meu querido co-orientador, Dr. José Celso de Oliveira Malta, por ter me acolhido em seu laboratório, e ter me ensinado a ser melhor como profissional e como pessoa. Obrigada por todo o apoio e respeito. Pela confiança e excelente orientação. Minha sincera gratidão e admiração! (*O que são dois pontinhos pretos no microscópio?*).

À minha orientadora Dra. Lúcia Helena Rapp Py-Daniel, por ter aceitado me orientar. Obrigada por todo incentivo, confiança, bons conselhos e excelente orientação. Este trabalho não poderia ter sido realizado sem o seu apoio. Minha sincera gratidão!

À Esmeralda Frota Ferreira, a mulher que tenho o orgulho, de nesta vida, chamar de “mamãe”. Por ter me ensinado que “o conhecimento é a nossa maior riqueza”. Por todo trabalho duro e por toda renúncia que fez por mim e meus irmãos. Apesar de ter adiado seus sonhos, nunca desistiu, e hoje é a minha maior inspiração e motivação. Eu lhe amo (*minha velha*). Muito obrigada!

Aos meus irmãos: João Pedro, Jorge Luíz, Giovanna Maria, Carmem Júlia e Gabrielle por serem a base da minha vida. Obrigada pelas lembranças que trago da infância e por todo apoio e incentivo até aqui. Amo todos vocês!

À Giovanna Maria Ferreira Cordeiro, por todas as vezes que literalmente me arrastou para a creche. Por ser um exemplo de perseverança e determinação. Minha bióloga favorita. Obrigada por todos os bolos de aniversário e por toda a tua doação em me ajudar a concluir esta etapa. Amo você (*minha flor*).

À Cristiane Feitoza, pelos sinceros dezoito anos de amizade. A irmã que a vida me deu. Obrigada pela infância maravilhosa e todas as travessuras. Por todos os diálogos e livros compartilhados. Por todos os banhos de chuva e lanches na escola. Por sempre estar ao meu lado e torcer por mim. Você é uma mulher incrível. Amo você (*salsicha*).

À Amanda Karen Silva de Souza, por ter sido fundamental no desenvolvimento deste trabalho, repassando para mim seu conhecimento e experiências. Obrigada pela amizade nesse período e por ter me ensinado a ser forte. Sem você eu não teria conseguido manter o foco. Obrigada por tudo! (*Bohemian Rhapsody*).

À toda a equipe do Laboratório de Parasitologia de peixes (LPP-INPA): Amanda Souza, Daniel Porto e Marília Rodriguês, por terem me recebido tão bem. Obrigada por todo conhecimento e aprendizado. Pelos bons momentos e toda a ajuda oferecida. E ao Dr. Luíz Fernando Alves (que todos os dias vem tomar um cafezinho e rir das nossas piadas). Sou muito grata a vocês.

Aos meus amigos Afonso (*seu Zé*), Amine, Cecimara, David, Janiely, Márcia, Rodrigo e Vitória, por todas as risadas, amizade e apoio nos momentos difíceis. Obrigada pelos momentos vividos juntos e que vão deixar saudades! Vocês são pessoas incríveis.

À Amine Eakafaz e Lorena Vieira por terem me ajudado em um momento bastante delicado. Foi através de vocês que cheguei até meus orientadores e tive a oportunidade de conhecer pessoas incríveis. Sem a ajuda de vocês este trabalho não teria sido realizado. Muito obrigada!

À Maíza Conceição Ferreira da Cunha, por ter me recebido no Laboratório Funcional de Histologia (UFAM), e oferecido a devida orientação e ajuda para a preparação das lâminas de histologia.

À Monique Freire Santana, por ter me ajudado nas análises apesar do pouco tempo do qual dispunha. Obrigada por ter me recebido em seu laboratório com tanto carinho e compartilhado comigo seu conhecimento.

À Profª Dra. Jeannie Nascimento dos Santos, pela ajuda nas análises e sugestões para a finalização do trabalho, apesar da distância. Minha sincera gratidão.

Ao Laboratório Temático de Microscopia Óptica e Eletrônica (INPA) pela disponibilização de equipamentos, em especial ao servidor Lucas Castanhola pelo auxílio na realização das fotomicrografias dos espécimes.

À todos que, de alguma forma contribuíram para que este sonho se tornasse realidade, meus mais sinceros agradecimentos. Sucesso à todos!

“Ninguém vai bater tão duro como a vida, mas não se trata de bater duro, se trata de quanto você aguenta apanhar e seguir em frente, o quanto você é capaz de aguentar e continuar tentando, é assim que se consegue vencer”

Rocky Balboa

Cordeiro, Jéssica Yelle Ferreira
C794a As espécies de Nematoda e a histopatologia do tubo digestivo de
Auchenipterus nuchalis (Spix & Agassiz, 1829) (Siluriformes:
Auchenipteridae) de lagos de várzea da Amazônia / Jéssica Yelle
Ferreira Cordeiro. 2019
80 f.: il. color; 31 cm.

Orientadora: Lúcia Helena Rapp Py-Daniel
Coorientador: José Celso de Oliveira Malta
Dissertação (Mestrado em Zoologia) - Universidade Federal do
Amazonas.

1. endoparasitos. 2. histopatologia. 3. peixe. 4. água doce. 5.
Amazônia. I. Py-Daniel, Lúcia Helena Rapp II. Universidade Federal
do Amazonas III. Título

Resumo

Foram capturados 44 *Auchenipterus nuchalis*, em quatro expedições, nos meses de setembro, outubro, novembro e dezembro de 2018, no complexo de lagos do Catalão no município de Iranduba, Amazonas, margem esquerda do rio Solimões e direita do rio Negro. Os peixes mediam, em média, 11,8 - 18 ($15,1 \pm 1,35$) cm de comprimento padrão e pesavam 30,1 - 71,0 ($47 \pm 10,66$) g. Para os estudos parasitológicos foram examinados 38 peixes e 31 estavam parasitados. Foram coletados 88 espécimes de Nematoda: 53 *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* larvas L4 e adultos no intestino e estômago; 18 *Spinitectus rodolphiheringi* larvas L3, L4 e adultos no intestino e estômago, e 17 *Contraecum* sp. larvas L3 no estômago. Para os estudos anatômicos e histológicos foram utilizados seis *A. nuchalis*. As características morfológicas, anatômicas e histológicas mostraram que a estrutura e disposição do tubo digestivo, de *A. nuchalis* encontra-se de acordo com o padrão geral básico descrito para os demais peixes teleósteos. Foi observado a divisão em: cavidade bucofaríngea, esôfago, estômago e intestino e, histologicamente, a parede do tubo é constituída pelas camadas mucosa, submucosa, muscular e serosa. A fixação das espécies de Nematoda, no tubo digestivo de *A. nuchalis*, não causou lesões mecânicas agressivas ou mesmo visíveis ao longo da mucosa avaliada.

Palavras-chave: endoparasitos; histopatologia; peixe; água doce; Amazônia.

Abstract

Forty-four *Auchenipterus nuchalis* were caught in four expeditions in September, October, November and December 2018, at the Catalão lakes complex, in the municipality of Iranduba, Amazonas, on the left bank of the Solimões River and to the right of the Negro River. The fish measured, on average, 11.8 - 18 (15.1 ± 1.35) cm of standard length and weighed 30.1 - 71.0 (47 ± 10.66) g. For the parasitological studies 38 fish were examined and 31 were parasitized. Eighty-eight specimens of Nematoda were collected: 53 *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* larvae L4 and adults in the intestine and stomach; 18 *Spinitectus rodolphiheringi* larvae L3, L4 and adults in the intestine and stomach, and 17 *Contracaecum* sp. larvae L3 in the stomach. For the anatomical and histological studies, six *A. nuchalis* were used. The morphological, anatomical and histological characteristics showed that the structure and arrangement of the digestive tract of *A. nuchalis* is in accordance with the general basic pattern described for the other teleost fishes. It was observed the division into: buccopharyngeal cavity, esophagus, stomach and intestine and, histologically, the wall of the tube consists of the mucosa, submucosa, muscular and serous layers. The attachment of Nematoda species to the digestive tract of *A. nuchalis* did not cause aggressive or even visible mechanical lesions along the evaluated mucosa.

Keywords: endoparasites; histopathology; fish; freshwater; Amazon.

Sumário

1. Introdução.....	5
1.1. Família <i>Auchenipteridae</i>	6
1.2. Hospedeiros: <i>Auchenipterus nuchalis</i>	7
1.3. Filo Nematoda.....	8
1.4. Nematoda: ciclo de vida.....	8
1.5. Interação parasito – hospedeiro e aplicação da histologia.....	10
2. Justificativa.....	12
3. Objetivos.....	13
3.1. Objetivo geral.....	13
3.2. Objetivos específicos.....	13
4. Material e métodos.....	13
4.1. Área de estudo.....	13
4.2. Coleta dos peixes.....	14
4.3. Coleta, preparação e fixação das espécies parasitas de Nematoda.....	14
4.4. Desenho e morfometria dos parasitos.....	15
4.5. Identificação das espécies parasitas	15
4.6. Preparação de cortes histológicos para avaliação sob microscopia de luz.....	16
5. Análise de dados.....	16
5.1. Índices parasitários.....	16
5.2. Status comunitário.....	17
5.3. Análise semi quantitativa das alterações histológicas.....	18
6. Resultados.....	18
6.1. Parasitologia.....	18
6.1.1. Índices parasitários.....	28
6.2. Anatomia do tubo digestivo.....	31
6.3. Histologia do tubo digestivo.....	36
7. Discussão.....	40
8. Conclusão.....	54
9. Referências bibliográficas.....	55

Lista de figuras

Figura 1. *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) (Santos *et al.* 2006).

Figura 2. Mapa da região do complexo de lagos Catalão, Iranduba, Amazonas, Brasil (Röpke 2016).

Figura 3. *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958; **A** – corpo inteiro de indivíduo macho (500 μm); **B** – (*) larvas no interior do corpo da fêmea (50 μm); **C** - extremidade posterior do corpo do macho mostrando a espícula (EP) (50 μm); **D** – extremidade anterior do corpo do parasito, com detalhe para a cápsula bucal (CB); anel nervoso (AN) e esôfago muscular (EM) (50 μm); **E** – extremidade posterior do corpo da fêmea, mostrando o reto (R) (100 μm).

Figura 4. *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958; **A** e **B** - exemplares completos de fêmea (esquerda) e macho (direita); **C** – extremidade posterior da fêmea: R - reto; **D** – extremidade posterior do macho: E – espícula; **E** – extremidade anterior do corpo do parasito: DM – dentes medianos; CB – cápsula bucal; EP – espirais; AB – anel basal; AN – anel nervoso; EM – esôfago muscular; EG – esôfago glandular.

Figura 5. *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – corpo inteiro de indivíduo macho (500 μm); **B** – extremidade anterior do corpo mostrando os anéis de espinhos (AE); coroa de espinhos (CE) e o vestíbulo (VE) (50 μm); **C** - extremidade posterior do corpo do macho, mostrando as espículas (EP) (50 μm); **D** – (*) ovos no interior do corpo da fêmea (50 μm); **E** – extremidade posterior do corpo da fêmea evidenciando a projeção cuticular (PC) caudal (50 μm).

Figura 6. *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – extremidade anterior mostrando o vestíbulo (VE) (50 μm); **B** – (*) detalhe mostrando os ovos no interior do corpo da fêmea (50 μm); **C** – detalhe dos anéis de espinhos (AE) na extremidade anterior (50 μm); **D** – extremidade anterior do macho com detalhe para os espículos (EP) (50 μm).

Figura 7. *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – extremidade posterior de fêmea grávida: com destaque para ovos elípticos (O); **B** – extremidade posterior de macho: destaque para papilas caudais (PC) e espícula (EP); **C** – extremidade anterior do corpo do parasito: VE – vestíbulo; CE – coroa de espinhos; EM – esôfago muscular; EC – espinhos cuticulares e EG – esôfago glandular.

Figura 8. *Contracaecum* sp.; **A** – corpo inteiro do indivíduo (100 µm); **B** – extremidade anterior do corpo, mostrando a bainha da cutícula (BC); esôfago muscular (EM); ceco intestinal (CI) e apêndice ventricular (AP) (50 µm); **C** - extremidade posterior do corpo, mostrando a cauda cônica (CC) e a cutícula estriada (CE) (50 µm); **D** – detalhe da extremidade anterior do corpo do indivíduo, mostrando a cutícula (CT) e o dente larval (DL) (50 µm).

Figura 9. Vista ventral da cavidade celomática de *Auchenipterus nuchalis* – Brânquias (BRQ); Esôfago (ESF); Intestino anterior (IA); Fígado (FIG); Intestino médio (IM); Estômago (EST); Intestino posterior (IP) e Reto (R).

Figura 10. Esôfago de *Auchenipterus nuchalis*. **(A)** vista externa do órgão – seta e **(B)** Mucosa interna evidenciando a disposição de pregas.

Figura 11. Estômago de *Auchenipterus nuchalis*. **(A)** vista externa do órgão - primeira alça intestinal (AI) e um lobo do fígado (FIG) e **(B)** Mucosa interna do estômago, com as regiões cárdica (C), fúndica (F) e pilórica (P).

Figura 12. Intestino de *Auchenipterus nuchalis*. **(A)** vista externa do órgão completo **(B)** mucosa interna que manteve-se uniforme ao longo do órgão; **(C)** mucosa interna da porção final do intestino posterior, região de transição intestino/reto e **(D)** mucosa interna do reto e ânus.

Figura 13. **(A)** Tubo digestivo completo de *Auchenipterus nuchalis* – Esôfago (EF), Estômago (ET), Intestino anterior (IA), Intestino médio (IM), Intestino posterior (IP) e Reto (R); **(B)** Mucosa esofágica interna com pregas longitudinais; **(C)** Mucosa interna do estômago, especificamente da região cárdica; **(D)** parede interna do estômago, evidenciando região cárdica (*) e região pilórica (seta); **(E)** Mucosa interna evidenciada

ao longo de toda a extensão do intestino; **(F)** transição do intestino posterior para o reto e **(G)** mucosa interna do reto/ânus.

Figura 14. Corte histológico do esôfago de *Auchenipterus nuchalis*. **(A)** camada mucosa – epitélio de revestimento (seta preta), células caliciformes (cabeças de seta pretas) e células epiteliais (cabeças de seta brancas); **(B)** camada submucosa – tecido conjuntivo (cabeças de seta brancas); **(C)** camada muscular interna longitudinal (setas pretas) e **(D)** camada muscular externa circular (cabeças de seta pretas).

Figura 15. **(A)** Corte histológico da transição esôfago/estômago – células epiteliais cúbicas (seta preta) e células epiteliais colunares com borda em escova (cabeça de seta branca).

Figura 16. Corte histológico do estômago de *Auchenipterus nuchalis* **(A)** camada mucosa – células epiteliais colunares com borda em escova (cabeças de seta brancas), **(B)** camada submucosa com tecido conjuntivo denso (setas pretas), **(C)** camada muscular: interna circular (cabeças de seta pretas) e externa longitudinal (cabeças de seta brancas) e **(D)** serosa – células epiteliais pavimentosas (setas pretas).

Figura 17. **(A)** Corte histológico do intestino de *Auchenipterus nuchalis*. **(A)** camada mucosa – células colunares epiteliais (setas pretas), células caliciformes (cabeças de seta brancas); **(B)** camada submucosa – tecido conjuntivo denso (cabeças de seta pretas); **(C)** camada muscular: interna circular (cabeças de seta pretas) e longitudinal externa (cabeças de seta brancas); **(D)** camada serosa com células pavimentosas (setas pretas) e células caliciformes na porção retal (cabeças de seta brancas).

Lista de tabelas

Tabela 1. Os índices parasitológicos e o estágio de desenvolvimento das espécies de Nematoda parasitas de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) do complexo de lagos do Catalão, rio Solimões, Iranduba, Amazonas.

Tabela 2. Local de infestação, prevalência e “status” comunitário das espécies de Nematoda parasitas de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) do complexo de lagos do Catalão, rio Solimões, Iranduba, Amazonas.

Tabela 3. Morfometria de espécimes machos de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958 e *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934 (Nematoda) de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) do lago Catalão, Amazonas, Brasil.

Tabela 4. Morfometria de espécimes fêmeas de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958 e *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934 (Nematoda) de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) do lago Catalão, Amazonas, Brasil.

1. Introdução

O reino Animalia detém um total de 1.552.319 espécies distribuídas em 40 filos, sendo que dentre o filo Chordata, os peixes representam 576 famílias, 5.017 gêneros e 34.200 espécies (Zhang 2011, Froese e Pauly 2019). A classe Actinopterygii apresenta 46 ordens, dentre elas, Siluriformes, com 40 famílias (2 marinhas), 490 gêneros e 3.730 espécies (Eschmeyer e Fong 2011).

A maior diversidade de peixes de água doce do mundo é encontrada na América do Sul. Na Amazônia, a maior bacia hidrográfica do planeta, com sete milhões de km², é formada por grandes rios como o Amazonas e seus afluentes, além de uma grande diversidade de corpos d'água como lagos e igarapés. Este conjunto forma uma das redes hídricas mais densas do planeta (Junk 1983).

A bacia Amazônica e seus tributários diferem em diversos aspectos, dentre eles, suas características limnológicas, por isso os rios são categorizados como: rios de águas brancas, pretas e claras (Sioli 1984). Ao longo do curso destes rios são encontradas grandes planícies de inundação, chamadas “várzeas” e “igarapós” (Irion *et al.* 1997; Lowe-McConnell 1999).

A inundação periódica das várzeas, através do transbordamento lateral dos rios de águas brancas, que possuem grande quantidade de nutrientes e materiais em suspensão, proporciona a renovação de nutrientes do solo e da própria água (Irion *et al.* 1997). São proporcionados aos seres vivos presentes nesses habitats novos nichos entre a planície e o rio (Junk 1997; Melack e Forsberg 2001).

Essa dinâmica hidrológica estimula o crescimento biológico de toda a cadeia trófica. Ela fornece habitats para organismos de uma grande diversidade de táxons: bactérias, fungos, algas, protozoários, esponjas, platelmintos, nematódeos, moluscos, crustáceos, insetos, peixes, aves, reptéis, mamíferos. Por isso, as várzeas são consideradas habitats capazes de suportar uma alta produtividade biológica aquática (Sioli 1984; Junk *et al.* 1989; Rocha 2002).

Segundo Reis *et al.* (2016), a diversidade de peixes presentes nos ecossistemas aquáticos amazônicos, chegou a 2411 espécies. Sabe-se que a composição faunística, de um determinado ambiente, é formada tanto por indivíduos vertebrados, quanto por invertebrados. Assim, levando em consideração a quantidade de espécies de peixes encontradas na Amazônia, é esperado encontrar uma diversidade de parasitos muito alta (Malta 1984).

Estima-se que pelo menos 15 espécies parasitas estejam presentes em cada espécie de peixe, em todos os habitats que vão desde águas tropicais à polares, e que o número total destes organismos seja de pelo menos de 45.000 espécies (Eiras 1994; Thatcher 2006). Entretanto, o número de espécies parasitas presentes nos ecossistemas aquáticos continentais brasileiros ainda é impreciso e difícil de ser estimado (Agostinho *et al.* 2005).

Entre os cordados os peixes são os que apresentam a maior quantidade e diversidade de espécies parasitas. Eles foram os primeiros vertebrados a surgir na escala evolutiva, e por um longo período de tempo, viveram em estreita associação com uma grande variedade de formas de invertebrados, entre eles, os parasitas. Porém, o parasitismo não surgiu como resultado do aparecimento dos peixes, pois, muito antes disso, pequenos invertebrados invadiam os invertebrados maiores, estando, portanto, pré-adaptados a parasitar os vertebrados quando surgiu a oportunidade (Thatcher 2006).

O fato dos peixes estarem inseridos em ambientes aquáticos potencializa a reprodução, complementação do ciclo de vida e a dispersão destes invertebrados parasitas (Malta 1984). Além disso, a presença de espécies parasitas nos meios aquáticos é essencial ao monitoramento e conservação destes habitats, pois estes seres são extremamente sensíveis à alterações no ambiente (Eiras *et al.* 2010), além de constituírem grande fração da biodiversidade total do planeta (Dobson *et al.* 2008; Poulin 2014).

1.1. Família Auchenipteridae

Os peixes da família Auchenipteridae apresentam corpo coberto por pele lisa. Os olhos tendem a ser grandes, pois são de hábitos crepusculares e noturnos. Possuem três pares de barbilhões, sendo dois pares mentonianos e um par maxilar e a linha lateral é em zig-zag. As nadadeiras anais podem ser curtas (7 a 18 raios) ou longas (com até 62 raios); a dorsal, em geral, é curta e a caudal emarginada ou truncada obliquamente. As aberturas branquiais são pequenas e com as membranas unidas ao istmo, em quase todas as espécies. A maioria dos representantes desta família apresentam dimorfismo sexual, sendo que os barbilhões maxilares dos machos se tornam ossificados (semelhantes a chifres) no período reprodutivo, em alguns casos também, os raios anteriores da nadadeira anal transformam-se em órgão copulador (Galvis *et al.* 2006).

1.2. Hospedeiro: *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829)

Auchenipterus nuchalis (Spix & Agassiz 1829) ocorre na América do Sul: baixo rio Solimões, nos rios Amazonas e Tocantins, ao norte, até o rio Marowijne. Possivelmente também nos rios Rupununi na Guiana e Negro no Brasil (Froese e Pauly 2019). *Auchenipterus nuchalis* tem baixo valor econômico e é popularmente conhecido como “mandi peruano” e habita os cursos mais baixos dos rios maiores. Ele apresenta natação livre, ocorre próximo a superfície, onde a concentração de oxigênio dissolvido na água é mais elevada, em função das trocas gasosas realizadas com o ar. E tem migração vertical diária (Santos *et al.* 2006).

É um peixe de pequeno porte que pode chegar até 20 cm de comprimento. Apresenta coloração pálida e dorso cinza claro. Ele tem hábito noturno, sendo mais ativo nas horas crepusculares (Santos *et al.* 2006). *Auchenipterus nuchalis* apresenta hábito alimentar carnívoro, sua dieta básica é de insetos aquáticos e microcrustáceos que podem ser hospedeiros intermediários de várias espécies parasitas de peixes (Machado *et al.* 1996).

A nadadeira caudal de *A. nuchalis* tem cor negra na margem distal, a região anterior das peitorais é ligeiramente pigmentada e as pélvicas negras na base e a anal começa após a metade do corpo. Possui em média de 37 a 47 rastros branquiais no primeiro arco branquial (Vari e Ferraris 1998).

O macho apresenta dimorfismo sexual no período reprodutivo, onde seus barbilhões maxilares tornam-se espessos e ossificados. Os barbilhões mentonianos alcançam as nadadeiras pélvicas. Os primeiros raios da nadadeira anal são fundidos, sustentando o tubo urogenital que corre ao longo da borda anterior até a ponta dos raios (Galvis *et al.* 2006).

Auchenipterus nuchalis é especialmente capturado durante a estação chuvosa, que é o seu período reprodutivo. Ocorre com menos frequência em zonas de inundação, prefere zonas erodidas onde aparece em grande número. O período de desova ocorre no início da enchente, com fecundidade média de 15 mil ovócitos por postura (Santos *et al.* 2006).

Somente uma espécie parasita é citada para *A. nuchalis*, o Nematoda da superfamília Seuratoidea, da família Cucullanidae: *Cucullanus (Cucullanus) brevispiculus* Moravec, Kohn, & Fernandes, 1993. Parasito do intestino de *A. nuchalis* capturado no reservatório de Itaipu na bacia do rio Paraná (Moravec 1998).



Figura1. *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) (Santos *et al.* 2006).

1.3. Filo Nematoda

O filo Nematoda envolve 3 classes, 31 ordens, 267 famílias, 2.829 gêneros e 24.783 espécies (Zhang 2011). Em populações de peixes são os parasitas mais encontrados, sendo que pelo menos 17 famílias de Nematoda possuem espécies que parasitam peixes (Moravec e Thatcher 1997; Eiras *et al.* 2010), porém são considerados pouco patogênicos (Luque 2004).

As espécies de Nematoda têm corpo cilíndrico e alongado, não segmentado, bilateralmente simétrico e com as extremidades afiladas. O tamanho do corpo varia de 1 mm a mais de 1 m de comprimento. O corpo é coberto por cutícula secretada pela hipoderme subjacente, e que durante o crescimento e maturação sofre mudas periódicas, semelhante aos artrópodes, sendo trocada pelo menos quatro vezes. A maioria das espécies de Nematoda são dióicas, ovíparas e sexualmente dimórficas. Algumas são ovovivíparas e pode ocorrer hermafroditismo. A principal característica de dimorfismo sexual é que as fêmeas possuem cauda simples e o macho apresenta cauda recurvada ou espiralada, além de geralmente serem menores. Os nematóides têm tubo digestivo completo, composto por boca, cavidade bucal, esôfago, intestino e ânus, e a coloração dos indivíduos, vista a olho nu, é branco-avermelhada, ou translúcida (Vicente *et al.* 1985; Moravec 1998).

1.4. Nematoda: ciclo de vida

As espécies de Nematoda são, na maioria das vezes, endoparasitas e penetram no peixe hospedeiro através da alimentação, que consiste basicamente de hospedeiros intermediários parasitados (Thatcher 2006). Quanto ao ciclo de vida podem ser monoxenas (apenas um hospedeiro) ou heteroxenas (necessitam de hospedeiros intermediários) (Marcogliese 1995).

Durante o ciclo de vida das espécies de Nematoda heteroxenas há a necessidade de dois ou mais hospedeiros intermediários, que geralmente são invertebrados dos filos Mollusca e Arthropoda. Os peixes de diversas espécies podem atuar tanto como hospedeiro intermediário quanto definitivo. Os nematóides adultos que parasitam peixes, são encontrados principalmente no tubo digestivo e as formas larvais encistadas ou livres na cavidade celomática de onde podem migrar para vários órgãos (Eiras *et al.* 2006).

Para entender o ciclo de vida heteroxeno das espécies de Nematoda parasitas, é preciso delimitar os nomes das várias categorias de hospedeiros envolvidas no ciclo e sua terminologia segundo os conceitos de Odening (1976). Os hospedeiros obrigatórios são indispensáveis para o desenvolvimento e complementação do ciclo de vida de um helminto heteroxeno, estes hospedeiros são chamados de: hospedeiros intermediários (um ou mais) e hospedeiro definitivo (Moravec 1998).

O hospedeiro intermediário é um hospedeiro obrigatório no ciclo de vida, o parasito deve cumprir certa parte de seu desenvolvimento ontogenético nele, mas não atinge a maturidade. Este, além do hospedeiro definitivo, é o único outro hospedeiro indispensável no ciclo ontogenético do parasito. O hospedeiro definitivo permite que o helminto (em estágio infectante) atinja sua plena maturidade. Neste hospedeiro abrigam-se os adultos, que se reproduzem de forma sexual e geram os ovos e larvas (formas propagativas), que são liberadas no corpo do hospedeiro definitivo. Porém, a ocorrência de espécies de Nematoda adultas, não necessariamente caracteriza este hospedeiro como definitivo, pois em certos casos pode tratar-se de um hospedeiro facultativo: paratênico, paradefinitivo ou pós-cíclico (Moravec 1998).

Hospedeiro paratênico é considerado hospedeiro facultativo para larvas de helmintos. Nele não ocorre nenhum ou apenas um desenvolvimento parcial, que não é considerado como troca qualitativa, pois esse desenvolvimento ocorreria nas categorias de hospedeiros obrigatórios (intermediário ou definitivo) de qualquer maneira. Mesmo assim, os hospedeiros paratênicos desempenham importante papel na transmissão de muitas espécies de Nematoda parasitas de peixes (Moravec 1998).

Hospedeiro parafinitivo é um hospedeiro facultativo que substitue parcialmente a função do hospedeiro definitivo. No hospedeiro parafinitivo a larva sofre desenvolvimento semelhante ao do hospedeiro definitivo, mas atinge nele, somente o estágio de sub adulto. Sendo assim, não há produção de ovos e larvas, ocorrendo somente no hospedeiro definitivo. Considerando fatores como predação interespecífica, canibalismo em peixes e a considerável capacidade de re-infestação por larvas de helmintos no mesmo peixe, a participação dos hospedeiros parafinitivos, na transmissão de espécies de Nematoda em peixes, é bastante comum e significativa (Moravec 1998).

Hospedeiro pós-cíclico é um hospedeiro facultativo de helmintos completamente maduros, já produzindo ovos e larvas. Eles adquirem estes helmintos maduros os quais os reinfestam e sobrevivem nele por certo período, sem nenhum desenvolvimento. O hospedeiro pós-cíclico substitui o hospedeiro definitivo somente na função de disseminação. Este hospedeiro desempenha um papel importante na propagação de diversas espécies de Nematoda parasitas, pois, uma vez que seu hospedeiro definitivo é predado, estes parasitas ainda podem sobreviver um pequeno período e liberar seus ovos e larvas neste hospedeiro pós-cíclico (Moravec 1998).

Pode ocorrer ainda, o chamado hospedeiro acidental, mas ele não está envolvido na transmissão e geralmente leva à morte do parasito (Marcogliese 1995). A compreensão do ciclo de vida de um helminto é fundamental para distinguir um hospedeiro facultativo de um hospedeiro obrigatório. Identificar o verdadeiro hospedeiro definitivo é necessário para qualquer consideração sobre especificidade entre espécies de Nematoda parasitas de peixes (e seus hospedeiros) (Moravec 1998).

É importante destacar que, algumas vezes durante os ciclos de vida e a circulação de helmintos no ambiente, a mesma espécie animal, frequentemente o mesmo indivíduo, pode se tornar temporariamente hospedeiro de duas ou mais categorias: intermediário, definitivo ou hospedeiro pós-cíclico. O hospedeiro que tem a função de duas ou mais categorias combinadas é chamado de hospedeiro polivalente (Moravec 1998).

1.5. Interação parasito-hospedeiro e aplicação da histologia

Parasito é o nome dado ao ser vivo que utiliza outro animal de espécie diferente como seu hospedeiro. O parasito explora o hospedeiro como fonte de recursos, e o hospedeiro acaba tendo que sustentar o parasito que se abriga nele. Durante o processo

evolutivo, o parasito perdeu gradualmente a capacidade de elaborar moléculas metabólicas essenciais, por isso depende de maneira fisiológica e bioquímica do seu hospedeiro, sendo impossível sobreviver sem esta associação (Olsen 1974; Thatcher 2006).

Esta relação é considerada a interação ecológica mais comum que existe. Praticamente todo o organismo de vida livre é hospedeiro de uma ou mais espécies de parasitas (Price 1987). O número de espécies parasitas é pelo menos igual ou provavelmente maior, do que o das espécies não parasitas (Windsor 1998; Poulin e Morand 2000).

O parasito não tem como objetivo prejudicar ou matar seu hospedeiro. Porém, dependendo da espécie do parasito, do tecido invadido e da intensidade de infestação, podem causar danos e nos casos mais severos, a morte do seu hospedeiro (Thatcher 2006; Poulin e Leung 2011). Entretanto, as espécies parasitas estabilizam cadeias tróficas e comunidades animais, atuam na regulação da abundância ou densidade destas, através de pressão seletiva sobre suas populações hospedeiras, eliminando destas, os indivíduos imunocomprometidos (Luque e Poulin 2007).

Na natureza, a relação parasito-hospedeiro é aparentemente não danosa (Takemoto *et al.* 2004). Dessa maneira, faz-se necessário o uso de ferramentas complementares, como a histologia para uma análise específica. Estudos histológicos têm apresentado inúmeras informações à respeito do trato gastrointestinal de peixes, contribuindo para a ampliação do conhecimento da biologia de diversas espécies (Cal 2006).

Patologia é literalmente o estudo do dano causado por doenças, lesões físicas ou deficiências nutricionais em um organismo. A ictiopatologia difere bastante da patologia humana, por inúmeras razões, entre elas, e talvez a principal seja que um peixe não pode nos apontar onde está sentindo dor, por isso, os pesquisadores dependem de indicações visíveis (alterações celulares ou teciduais) além da detecção dos organismos patogênicos invasores para sua devida identificação (Thatcher 2006).

A histopatologia é uma técnica utilizada no diagnóstico de doenças, através da avaliação do funcionamento dos tecidos e células. Características histopatológicas podem evidenciar o impacto causado no organismo, por agentes estressores, e mostrar alterações no ambiente, como exposição à poluição e metais pesados, por exemplo (Cavichiolo 2009; Saraiva *et al.* 2015).

Nos peixes, os estudos histopatológicos são direcionados para diferentes órgãos: brânquias, tegumento, olhos, intestino, bexiga natatória, fígado, pâncreas, rim, baço e coração os quais comumente estão expostos à toxinas, parasitos e poluentes (Jerônimo 2013).

A maioria das alterações histopatológicas observadas em peixes é resultado direto dos danos físicos causados aos tecidos corporais do hospedeiro, pelos dispositivos de fixação dos indivíduos parasitas, que podem ser: espinhos, grampos, ventosas, tentáculos e apêndices. Os danos causados podem ser: hemorragia localizada, aumento celular (hipertrofia), aumento do crescimento celular (hiperplasia), e transformação de células epiteliais em células mucosas (metaplasia). Os parasitos também podem afetar seus hospedeiros por sua presença física (atrofia por pressão), por secreções químicas ou excreções e até mesmo por seu modo de alimentação (Thatcher 2006).

2. Justificativa

A constante busca biológica em tentar descobrir quantas e quais espécies habitam nosso planeta é antiga e contínua. Dessa forma, informações taxonômicas confiáveis tornam-se essenciais, especialmente quando projetamos o futuro do nosso planeta frente ao atual cenário global: mudanças climáticas, espécies invasoras, destruição de habitats e consequente perda de biodiversidade (Zhang 2011).

Mesmo os peixes sendo o grupo de vertebrados com o maior número de espécies parasitas, a maioria destas espécies ainda é desconhecida. Parasitas geralmente são associados à malefícios por isso acabam sendo negligenciados. A presença ou ausência de espécies parasitas e níveis de parasitismo podem estar relacionados com as alterações no ecossistema avaliado, dessa forma, este conhecimento pode contribuir para programas de manejo, utilizando o parasita como indicador da qualidade do ambiente e marcador biológico e seus hospedeiros (Thatcher 2006).

O conhecimento sobre os invertebrados que ocorrem no Brasil é bastante diversificado, porém quando estreitamos a busca para as espécies de Nematoda parasitas de peixes, especialmente na Amazônia, percebemos o quanto esse conhecimento é limitado. Além disso, é necessário entender como e quanto esta relação pode estar afetando a população hospedeira, para dessa maneira elaborar estratégias que podem ser aplicados em ambientes artificiais, de cultivo de peixe, por exemplo (Thatcher 2006).

A utilização de ferramentas que auxiliam na compreensão do estado de saúde dos peixes em seus ambientes naturais é fundamental para responder esta e outras questões. Dentre estas ferramentas destaca-se a histologia, que permite realizar análises específicas e compreender, de maneira mais precisa, como estes organismos parasitas afetam seus hospedeiros e como o hospedeiro responde à estas infestações parasitárias.

Dentro dessa perspectiva, torna-se de grande importância conhecer as espécies de Nematoda de *A. nuchalis*, suas ações nos tecidos, suas interações e suas relações com o hospedeiro e com o ambiente natural.

3. Objetivos

3.1. Objetivo geral

Conhecer as espécies parasitas de Nematoda de *A. nuchalis* e avaliar as alterações histopatológicas causadas no tubo digestivo do hospedeiro.

3.2. Objetivos específicos

- Identificar as espécies parasitas de Nematoda;
- Identificar a presença de possíveis novas espécies;
- Calcular os índices parasitológicos de cada espécie;
- Identificar e avaliar as alterações histopatológicas causadas pelas espécies de Nematoda;
- Analisar de maneira qualitativa e semi quantitativa as alterações histológicas

4. Material e métodos

4.1. Área de estudo

As coletas foram realizadas no complexo de lagos Catalão (3°10'04''S e 59°54'45''W) no município de Iranduba, Amazonas (Figura 2), uma área de várzea do rio Solimões, próximo de sua confluência com o rio Negro. Esta região é formada por vários “lagos” que durante os períodos de cheia formam uma unidade contínua e nos períodos de seca isolam-se ou até mesmo secam completamente (Vale 2003).

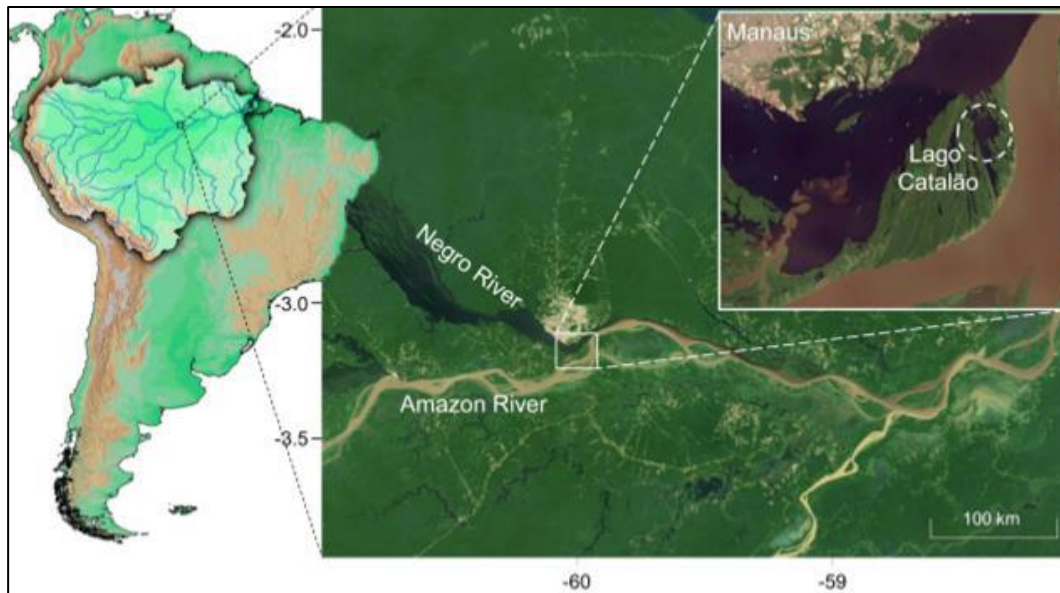


Figura 2. Mapa da região do complexo de lagos Catalão, Iranduba, Amazonas, Brasil (Röpke 2016).

4.2. Coleta dos peixes

Os exemplares de *A. nuchalis* foram capturados durante quatro pescarias, no complexo de lagos Catalão, nos meses de setembro, outubro, novembro e dezembro de 2018, período que compreende a vazante e seca. Para as capturas foram utilizadas redes de espera distribuídas de maneira aleatória nos lagos. O tempo de permanência das malhadeiras foi de aproximadamente dez horas, as despescas foram realizadas a cada duas horas. Os peixes foram identificados, medidos (o comprimento padrão (cm)) e pesados (g).

Cada exemplar de *A. nuchalis* foi examinado minuciosamente externamente a procura de sinais clínicos. Em seguida foram anestesiados com Eugenol, sacrificados por secção espinal, e feita uma incisão na cavidade celomática para observação da morfologia intestinal *in situ* e com o auxílio de um estereomicroscópio. Como se trata de exemplares de populações naturais o efetivo populacional é desconhecido e, conseqüentemente não é estatisticamente possível estabelecer um grau de confiança para detectar pelo menos um exemplar parasitado para um determinado grau de prevalência. Dessa forma, o tamanho da amostra foi o maior possível levando em conta as possibilidades de coleta, posterior armazenamento e processamento do material (Eiras *et al.* 2006).

4.3. Coleta, preparação e fixação das espécies de Nematoda

O trato digestivo dos exemplares de *A. nuchalis* foi aberto e colocado em placa de Petri, coberto com água destilada. Todos os nematóides coletados estavam mortos, por isso foram colocados diretamente no fixador frio. Depois foram transferidos para outra placa de Petri contendo solução salina a 0,65%, com a finalidade de efetuar a limpeza dos parasitos com auxílio de pincel e estiletos. Os espécimes extremamente pequenos (larvas) foram coletados e mantidos em recipientes pequenos. Todos os indivíduos foram conservados em etanol 70%, com ou sem 5 - 10% de glicerina conforme Moravec (1998).

Lâminas temporárias foram feitas diafanizando os nematóides em ácido fênico a 50%, 60% e 70%, e/ou ácido láctico com glicerina entre lâmina e lamínula. Para preservação dos espécimes nas montagens temporárias, câmaras úmidas foram feitas em placa de Petri para cada exemplar estudado (Moravec 1998).

Lâminas permanentes foram feitas diafanizando os nematóides em etanol 70° GL (para a remoção da glicerina), 80° GL, 90° GL, etanol absoluto 1, etanol absoluto 2, clarificados em lactofenol de Amann e Creosoto de faia, e montados em bálsamo do Canadá entre lâmina e lamínula. Os nematóides muito grandes passaram por fenol 10% após o lactofenol (Moravec 1998).

4.4. Desenho e morfometria dos parasitos

Os desenhos e medidas dos indivíduos foram feitos a partir de montagens totais dos exemplares em lâminas temporárias e permanentes, com o uso de câmara clara e ocular micrométrica, acopladas a um microscópio óptico (Olympus BH-2). Os desenhos apresentados neste trabalho são originais e a morfometria é apresentada em milímetros (mm), sendo expressos os valores mínimos, máximos, e entre parênteses a média e o desvio padrão. Exemplares representativos das espécies encontradas neste trabalho foram depositados como material testemunho na Coleção de Invertebrados do INPA, em Manaus.

4.5. Identificação das espécies parasitas

Para a identificação das espécies encontradas em *A. nuchalis*, as lâminas temporárias e permanentes foram analisadas ao microscópio de luz, com objetivas de 4X, 10X, 40X, 100X. Baseada nas características morfológicas foram utilizadas principalmente as chaves e descrições originais de: Moravec (1998).

4.6. Preparação de cortes histológicos para avaliação histopatológica sob microscopia de luz

O processamento histológico e preparação de lâminas foi realizado no “Laboratório de Pesquisas em Biologia do Desenvolvimento” da Universidade Federal do Amazonas (UFAM) e as análises foram realizadas no Laboratório de Patologia - Gerência de Anatomia Patológica da Fundação de Medicina Tropical. Para esta análise foram utilizados seis indivíduos, de cada um destes, foram retirados fragmentos dos diferentes órgãos componentes do tubo digestivo: esôfago, estômago e intestino. De cada órgão foram obtidos dois cortes, para posterior análise.

O tubo digestivo dos peixes avaliados foi removido da cavidade celomática, e as amostras fixadas em meio líquido (formol 10%) tamponado. Após fixação, o material foi submetido às técnicas histológicas padrão de: **1)** Desidratação (em série de concentração crescente de etanol de 70°GL a 100°GL); **2)** Diafanização em xilol; **3)** Impregnação e inclusão em parafina com o auxílio de dispensador Leica EG1120 com placa aquecida a 60°C e imediatamente resfriadas em placa refrigerada Leica EG1130 a -6° C; **4)** Obtenção de cortes histológicos de 5 µm de espessura com o auxílio de micrótomo semiautomático, os quais foram levados para estufa a 60°C; **5)** As lâminas com os cortes foram reidratadas através de imersão em série alcoólica decrescente (100%, 96%, 80% e 70%); **6)** As lâminas foram então coradas pelas técnicas Hematoxilina-Eosina (HE), e realizada a montagem definitiva das lâminas usando bálsamo do Canadá entre lâmina e lamínula (Maia 1979).

5. Análise dos dados

5.1. Índices parasitários

A abordagem quantitativa foi feita em nível de infrapopulações parasitárias, sendo calculados e analisados os índices parasitários de Prevalência (P), Intensidade (I); Intensidade média (IM) e Abundância média (A) (Margolis *et al.* 1982).

Infracomunidade se refere à comunidade de parasitos de um indivíduo da espécie hospedeira, enquanto comunidade componente é referente à comunidade de parasitos de uma população de hospedeiros (Bush *et al.* 1997).

- **Prevalência (P):** número de indivíduos de uma espécie particular de hospedeiro parasitado por uma espécie particular de parasita, dividido pelo número de hospedeiros examinados, multiplicado por 100.

$$P = \frac{HP}{HE} \times 100$$

→

P = Prevalência
HP = Hospedeiros parasitados
HE = Hospedeiros examinados

- **Intensidade (I):** número de indivíduos de uma espécie particular de parasita em cada hospedeiro parasitado.

- **Intensidade média (IM):** número total de indivíduos de uma espécie particular de parasita em uma amostra de uma espécie hospedeira, dividido pelo número de indivíduos parasitados da espécie de hospedeiro na amostra.

$$IM = \frac{\sum x_i}{HP}$$

→

IM = Intensidade média
 $\sum x_i$ = Número total de parasitas de uma espécie
HP = Hospedeiros parasitados

- **Abundância (A):** número total de indivíduos de uma espécie particular de parasita em uma amostra de hospedeiros dividido pelo número de indivíduos parasitados e não parasitados da espécie de hospedeiro na amostra.

$$A = \frac{\sum x_i}{PE}$$

→

A = Abundância
 $\sum x_i$ = Número total de parasitas de uma espécie
HE = Hospedeiros examinados, parasitados e não parasitados.

5.2. Status comunitário ou grau de importância dos táxons

As espécies foram categorizadas, dentro das comunidades parasitárias de acordo com Caswell (1978) e Hanski (1982) citados por Bush e Holmes (1986) em:

- **Espécies centrais:** presentes em mais de dois terços dos hospedeiros (prevalência maior que 66%);
- **Espécies secundárias:** presentes em um a dois terços do hospedeiro (prevalência entre

33 a 66%);

- **Espécies satélites:** em menos de um terço do hospedeiro (prevalência menor que 33%).

5.3. Análise semi quantitativa das alterações histológicas

As alterações histopatológicas foram avaliadas de maneira semiquantitativa através do cálculo do “Índice de Alteração Histopatológica” (IAH) proposto por Silva (2004) adaptado de Poleksic e Mitrovic-Tutundzic (1994). Este índice categoriza as alterações com base na severidade de cada uma. Conforme o comprometimento das funções do órgão afetado, são divididos em: “Estágio I” = não comprometem o funcionamento normal do órgão; “Estágio II” = alterações que começam a comprometer o funcionamento normal do órgão e “Estágio III” = alterações severas e irreversíveis.

Dessa maneira, um valor médio de IAH foi calculado para cada órgão avaliado através da fórmula: $IAH = 10^0 \Sigma I + 10^1 \Sigma II + 10^2 \Sigma III$. Sendo que I, II e III correspondem ao número de alterações de estágio I, II e III respectivamente. Então, o valor médio resultante desta análise, segundo Poleksic e Mitrovic - Tutundzic (1994) é categorizado da seguinte maneira: 0 - 10 (representa funcionamento normal do tecido); 11-20 (danos leves para moderados); 21-50 (danos de moderados para severos); 51-100 (danos severos) e >100 (danos irreversíveis).

6. Resultados

6.1. Parasitologia

Foram capturados 44 *A. nuchalis*. Deste total, 38 peixes foram examinados para a coleta de parasitos intestinais e os demais 06 indivíduos foram utilizados para as análises histológicas.

Dos 38 indivíduos de coletados do complexo de lagos do Catalão, 31 estavam parasitados. Os peixes mediam 11,8 - 18 ($15,1 \pm 1,35$) cm de comprimento padrão médio e pesavam 30,1 - 71,0 ($47 \pm 10,66$) g em média. Foi coletado um total de 88 espécimes parasitas (larvas e adultos).

Três espécies de Nematoda foram identificadas: 53 indivíduos de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas e Pereira 1958; 18 de *Spinitectus* *rodolphiheringi* Vaz e Pereira 1934 e 17 de *Contracaecum* sp.

Taxonomia

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Secernentea Linstow, 1905

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Camallanoidea Railliet & Henry, 1915

Família Camallanidae Railliet & Henry, 1915

Subfamília Procamallaninae Yeh, 1960

Gênero *Procamallanus* Baylis, 1923

Subgênero *Spirocamallanus* Olsen, 1952

Uma espécie foi encontrada parasitando *A. nuchalis*: *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928.

Diagnose específica: baseada em 10 indivíduos adultos medidos (6 fêmeas e 4 machos). Estes nematóides são de grande porte, apresentam cutícula lisa e abertura oral circular. Oito papilas cefálicas distribuídas em dois círculos pequenos e um par de anfídeos circundam a abertura. A cápsula bucal está situada na extremidade anterior, com dois dentes medianos, apresenta coloração laranja e é revestida internamente de uma camada espessa com 14-16 espirais na região anterior da cápsula, sendo ausentes próximo aos dentes. O esôfago está dividido na porção anterior (muscular) e na posterior (glandular). O esôfago muscular é pequeno e dilatado na porção posterior, está ligado ao esôfago glandular que é largo e longo. Asa caudal presente nos machos. Espículos usualmente desiguais. Numerosas papilas pré-anais e pós-anais presentes. Seres ovovivíparos.

Diagnose da fêmea. Corpo com 8,84-21,13 ($14,49 \pm 4,77$) mm de comprimento e 0,17-0,527 ($0,39 \pm 0,11$) mm de largura máxima. Cápsula bucal incluindo o anel basal com 0,07-0,098 ($0,08 \pm 0,012$) de comprimento e 0,077-0,119 ($0,09 \pm 0,013$) de largura. Esôfago muscular com 0,28-0,37 ($0,34 \pm 0,03$) e esôfago glandular com 0,37-2,04 ($0,85 \pm 0,64$) de comprimento. Cauda cônica com comprimento de 0,3-1,02 ($0,66 \pm 0,32$).

Diagnose do macho. Corpo com 2,61-3,96 ($3,53 \pm 0,65$) mm de comprimento e 0,08-0,17 ($0,14 \pm 0,04$) mm de largura máxima. Cápsula bucal incluindo o anel basal com 0,06-0,08 ($0,07 \pm 0,008$) de comprimento e 0,04-0,08 ($0,06 \pm 0,01$) de largura. Esôfago muscular com 0,1-0,3 ($0,19 \pm 0,09$) e esôfago glandular com 0,25-0,47 ($0,34 \pm$

0,09) de comprimento. Cauda cônica curvada com 0,21-0,31 ($0,25 \pm 0,04$) de comprimento.

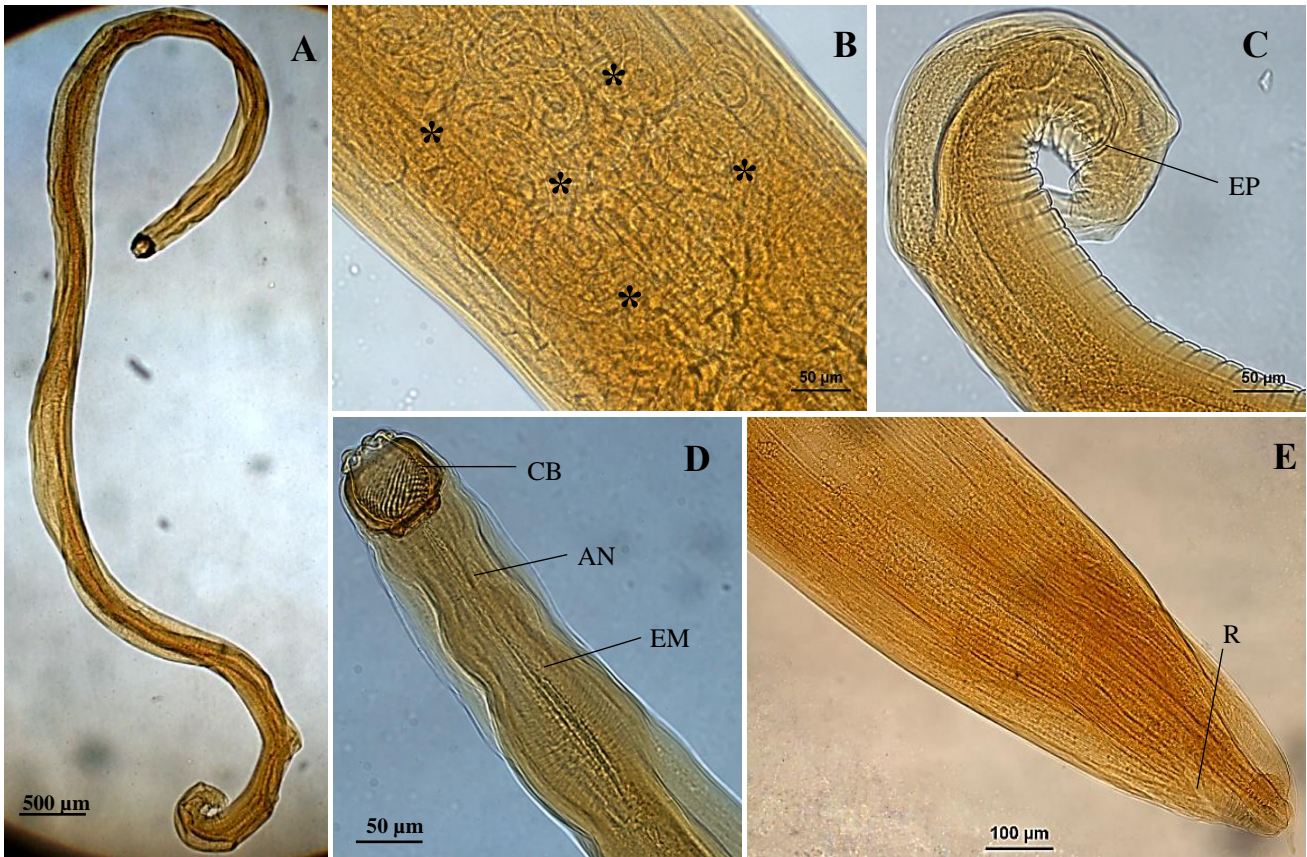


Figura 3. Fotomicrografias de *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira 1958; **A** – corpo inteiro de indivíduo macho (500 µm); **B** – (*) larvas no interior do corpo da fêmea (50 µm); **C** - extremidade posterior do corpo do macho mostrando a espícula (EP) (50 µm); **D** – extremidade anterior do corpo do parasito, com detalhe para a cápsula bucal (CB); anel nervoso (AN) e esôfago muscular (EM) (50 µm); **E** – extremidade posterior do corpo da fêmea, mostrando o reto (R) (100 µm).

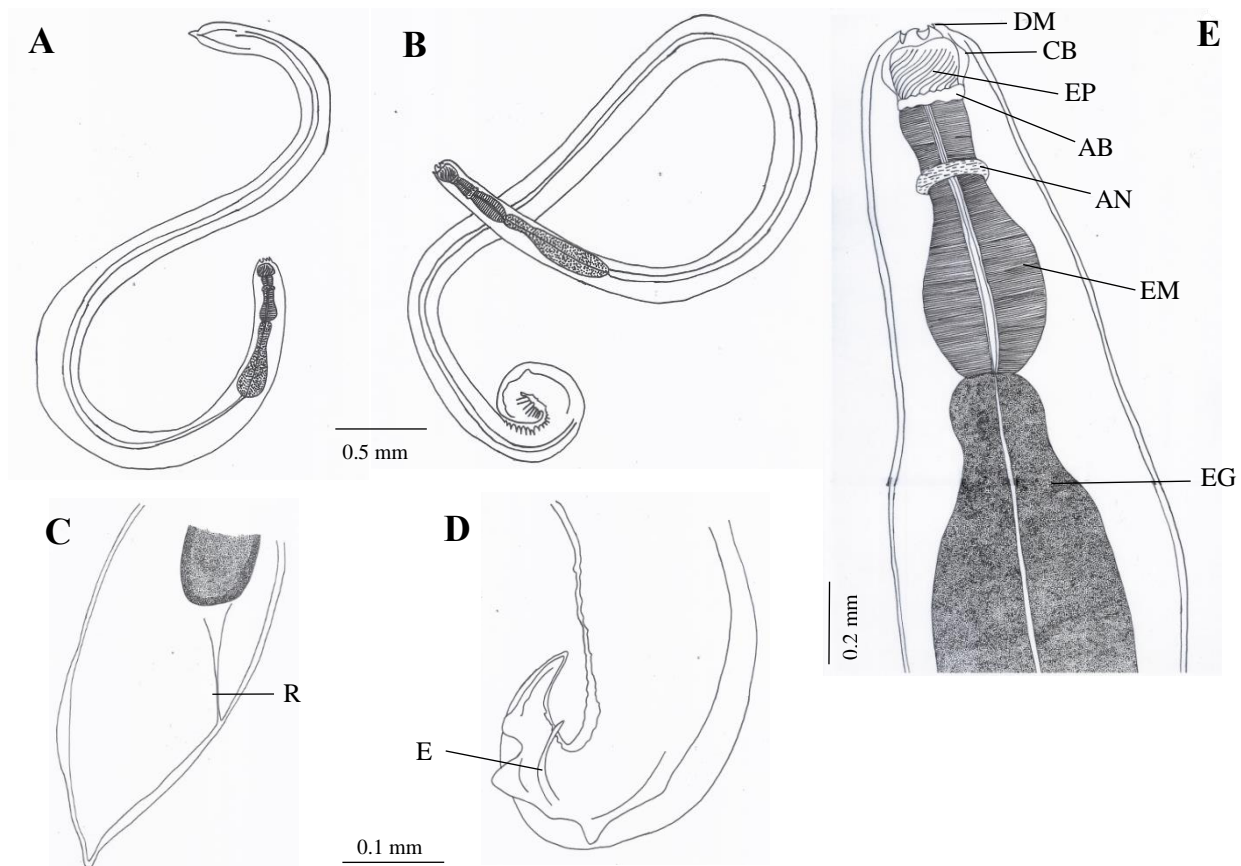


Figura 4. *Procammallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira 1958; **A** e **B** - exemplares completos de fêmea (esquerda) e macho (direita); **C** – extremidade posterior da fêmea: R - reto; **D** – extremidade posterior do macho: E – espícula; **E** – extremidade anterior do corpo do parasito: DM – dentes medianos; CB – cápsula bucal; EP – espirais; AB – anel basal; AN – anel nervoso; EM – esôfago muscular; EG – esôfago glandular.

Comentários: Neste trabalho, larvas e adultos foram coletados no intestino e estômago de *A. nuchalis*. É comum, encontrarmos peixes de água doce sendo parasitados por *P. (S.) inopinatus* em toda América do Sul, pois esta espécie apresenta baixa especificidade parasitária. Quando liberadas no meio aquático, as larvas de *P. (S.) inopinatus* alcançam o fundo dos rios e lagos onde são ingeridas por copépodes, que atuam como hospedeiros intermediários. Quando o peixe ingere o copépode parasitado adquire o parasito (Fusco 1980). *Procammallanus (Spirocamallanus) inopinatus* ocorre

parasitando vários grupos de peixes de água doce, que provavelmente servem de hospedeiros pós-cíclicos ou paradesínticos (Moravec 1998).

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Secernentea Linstow, 1905

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Habronematoidea Ivaschkin, 1961

Família Cystidicolidae Skrjabin, 1946

Gênero *Spinitectus* Fourment, 1883

Uma espécie foi encontrada parasitando *A. nuchalis*: *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934.

Diagnose específica: baseada em 10 indivíduos adultos medidos (7 fêmeas e 3 machos). Estes nematóides são pequenos e cilíndricos, apresentam coloração esbranquiçada, cutícula corporal dotada de anéis transversos providos de fileiras de espinhos cuticulares, posteriormente direcionados, desde a região anterior até a região posterior do corpo. A abertura oral é alongada dorsoventralmente com dois pseudolábios laterais bem desenvolvidos e vestibulo pequeno. O esôfago é dividido em duas porções, uma muscular e outra glandular. Anel nervoso localizado entre o segundo e terceiro anéis de espinhos, poro excretor logo depois do quarto anel de espinhos. O macho apresenta porção caudal alada, com a presença de papilas. Na fêmea, a vulva situa-se geralmente na metade do corpo. Útero anfidiforme e ovos elípticos (Moravec 1998).

Diagnose da fêmea. Corpo com 1,921 - 4,403 ($3,112 \pm 1,014$) de comprimento e 0,051 - 0,182 ($0,09 \pm 0,052$) de largura máxima. Esôfago muscular com 0,132 - 0,666 ($0,29 \pm 0,18$) e esôfago glandular com 0,281 - 1,323 ($0,69 \pm 0,36$) de comprimento. Cauda com comprimento de 0,102-0,306 ($0,182 \pm 0,0636$). Ovos em formato elípticos medindo 0,044 - 0,054 ($0,041 \pm 0,0034$) de comprimento e 0,024 - 0,034 ($0,029 \pm 0,0033$) de largura.

Diagnose do macho. Corpo com 2,667 - 3,417 ($3,02 \pm 0,376$) de comprimento e 0,07 - 0,119 ($0,091 \pm 0,025$) de largura máxima. Esôfago muscular com 0,224 - 0,266 ($0,24 \pm 0,02$) e esôfago glandular com 0,714 - 1,071 ($0,89 \pm 0,17$) de comprimento.

Cauda com comprimento de 0,105 - 0,174 ($0,12 \pm 0,02$). Espículas medindo 0,076 - 0,158 ($0,10 \pm 0,04$).

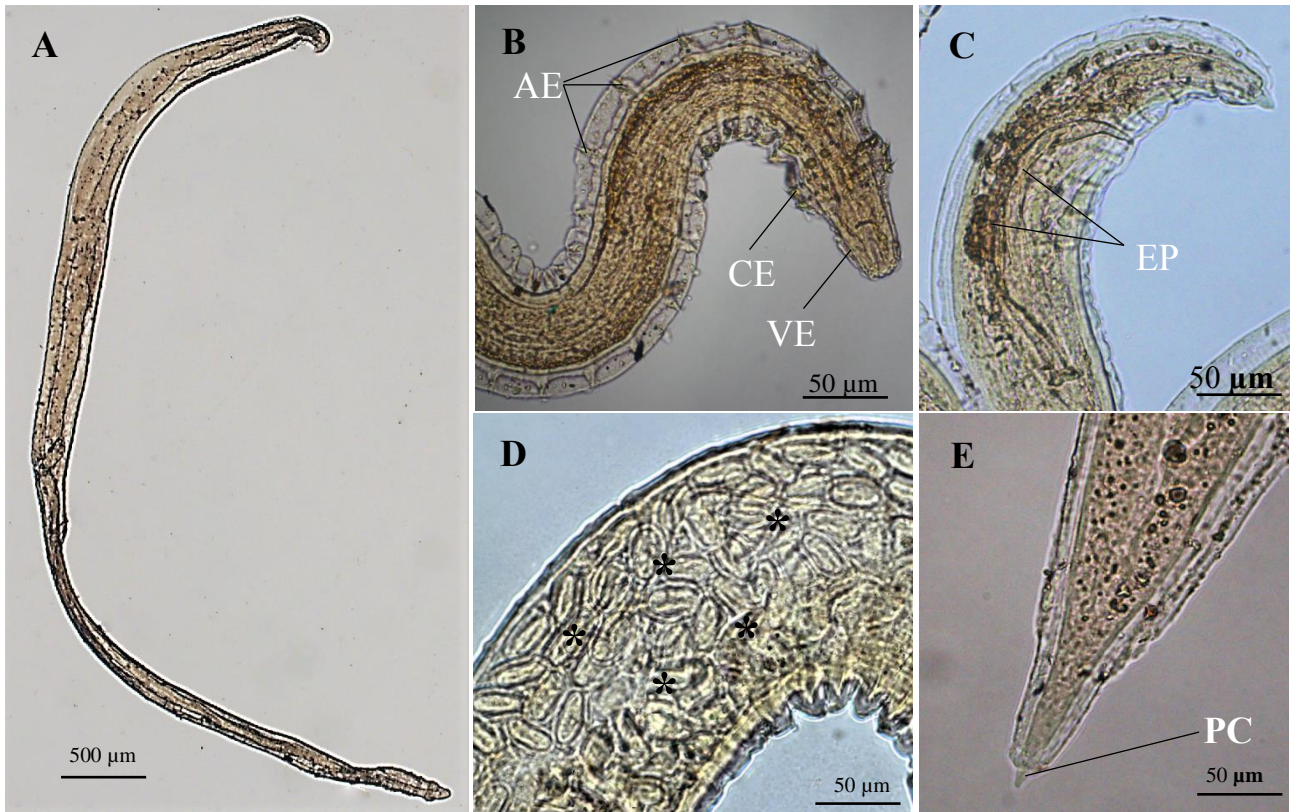


Figura 5. Fotomicrografias de *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – corpo inteiro de indivíduo macho; **B** – extremidade anterior do corpo mostrando os anéis de espinhos - AE; coroa de espinhos - CE; vestibulo - VE; **C** - extremidade posterior do corpo do macho, mostrando as espículas - EP; **D** – (*) ovos no interior do corpo da fêmea; **E** – extremidade posterior do corpo da fêmea evidenciando a projeção cuticular - PC caudal.

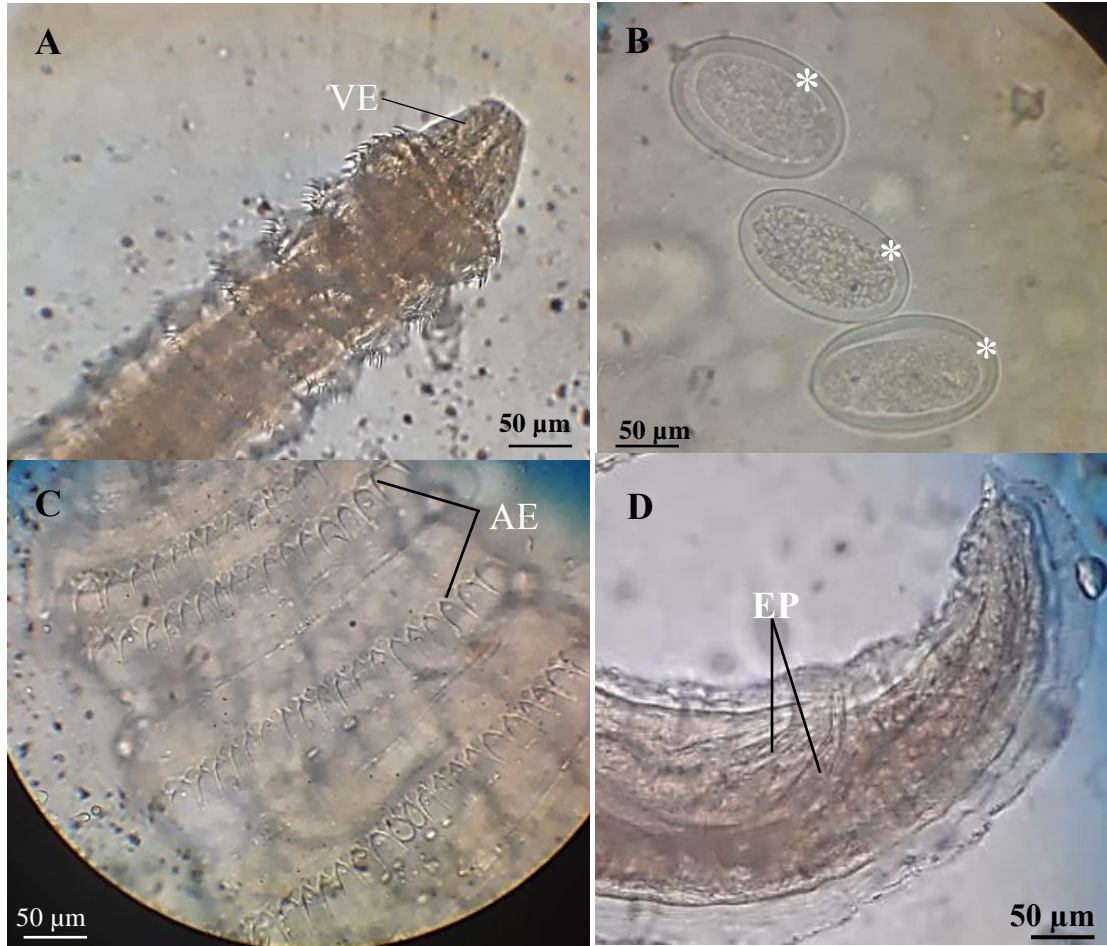


Figura 6. Fotomicrografias de *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – extremidade anterior mostrando o vestíbulo - VE; **B** – (*) detalhe mostrando os ovos no interior do corpo da fêmea; **C** – detalhe dos anéis de espinhos -AE, na extremidade anterior; **D** – extremidade anterior do macho com detalhe para os espículos - EP.

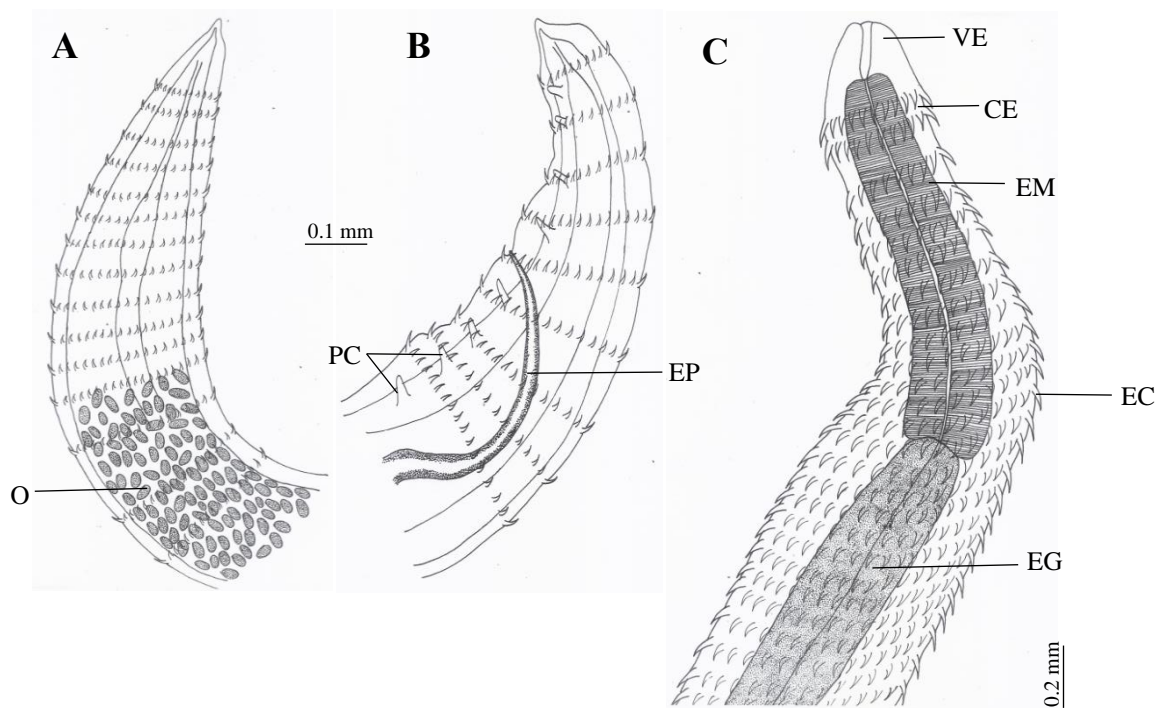


Figura 7. *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934; **A** – extremidade posterior de fêmea grávida: com destaque para ovos elípticos - O; **B** – extremidade posterior de macho: destaque para papilas caudais - PC e espícula - EP; **C** – extremidade anterior do corpo: VE – vestíbulo; CE – coroa de espinhos; EM – esôfago muscular; EC – espinhos cuticulares e EG – esôfago glandular.

Comentários: Neste trabalho, larvas e adultos foram coletados no intestino e estômago de *A. nuchalis*. As espécies de Nematoda desse gênero foram descritas parasitando o tubo digestivo de anfíbios e peixes tanto dulcícolas como marinhos (Moravec 1998; Thatcher 2006). Geralmente insetos aquáticos atuam como hospedeiros intermediários, sendo infectados por larvas de terceiro estágio L3, quando o peixeingere estes insetos ocorre a infestação (Keppner 1975; Jilek e Crites 1982).

Neste trabalho as principais características morfológicas de *S. rodolphiheringi* estão de acordo com as descritas por Moravec (1998). Elas são: extremidade anterior do

corpo alongada, dupla fileira de espinhos bem contíguas e localizadas na porção anterior do corpo, presença de espículos longos, que são características específicas para *S. rodolphiheringi*. A diferença entre as larvas de quarto estágio L4 e os adultos pode ser determinada taxonomicamente pela posição do poro excretor (Saraviva *et al.* 2002).

Classe Secernentea Linstow, 1905

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Ascaridoidea Railliet & Henry, 1915

Família Anisakidae Railliet & Henry, 1912

Gênero *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912

Uma espécie ocorreu parasitando *A. nuchalis*: *Contracaecum* sp.

Diagnose específica: baseada em 10 larvas de terceiro estágio L3 medidas. As principais características dos indivíduos de *Contracaecum* sp.: esôfago provido com ventrículo, apêndice ventricular posterior, ceco anterior intestinal e poro excretor situado na base dos lábios (Moravec 1998).

As larvas encontradas em *A. nuchalis* mediam, corpo com 2,29 - 3,67 ($2,90 \pm 0,46$) de comprimento e 0,05 - 0,23 ($0,10 \pm 0,05$) de largura máxima. As características morfológicas corpo alongado, fino e esbranquiçado, cutícula espessa e com estrias transversais muito marcadas, dente larval, esôfago, apêndice ventricular e ceco intestinal, permitiram identificar como *Contracaecum* sp., estas mesmas características foram usadas por Pardo *et al.* (2009) na identificação desta espécie.

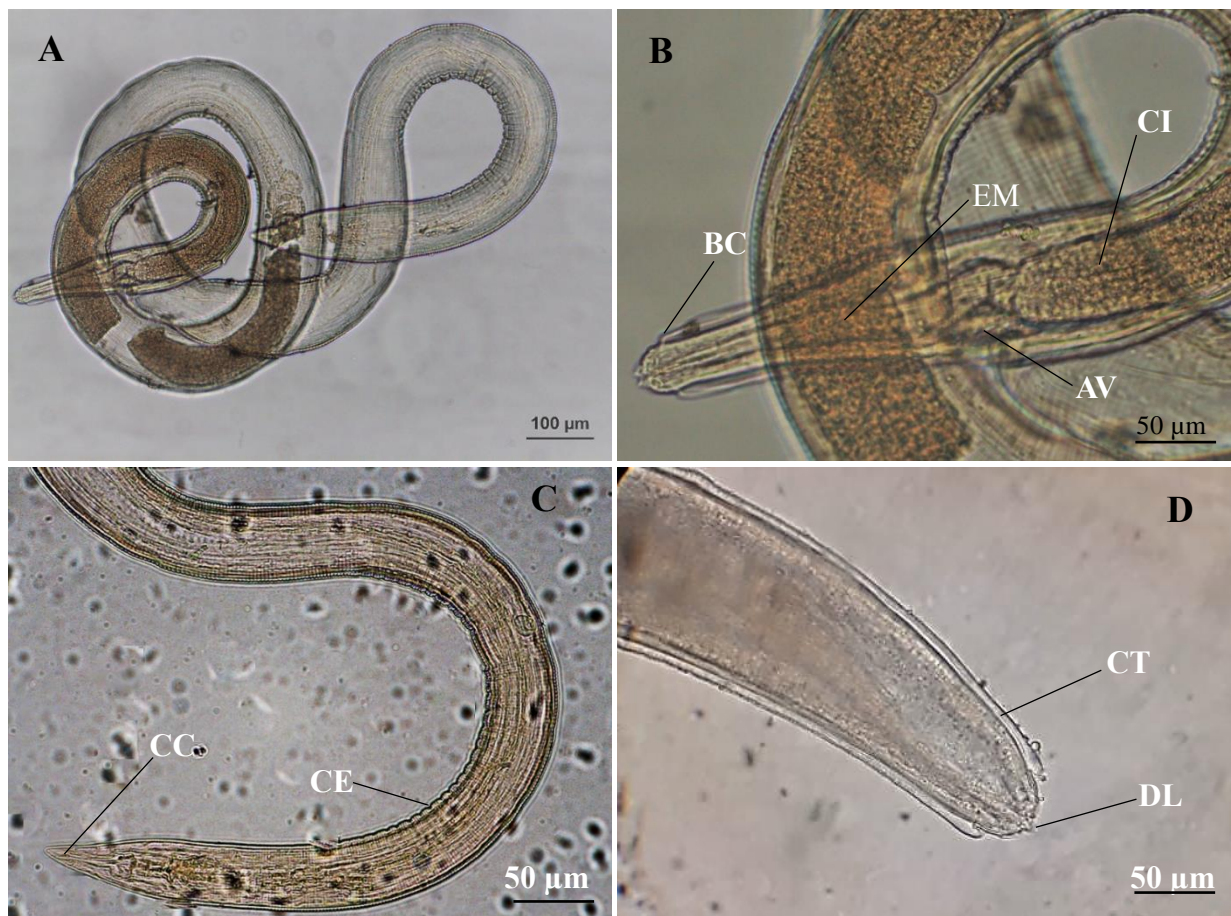


Figura 8. Fotomicrografias de *Contracaecum* sp.; **A** – corpo inteiro; **B** – extremidade anterior do corpo, mostrando a bainha da cutícula - BC; esôfago muscular - EM; ceco intestinal - CI e apêndice ventricular - AV; **C** - extremidade posterior do corpo, mostrando a cauda cônica - CC e a cutícula estriada - CE; **D** – detalhe da extremidade anterior do corpo, mostrando a cutícula - CT e o dente larval - DL.

Comentários: na família Anisakidae estão incluídos 18 gêneros e 224 espécies parasitos de vertebrados (Zhang 2011). Espécies de anisakídeos foram citadas para peixes das famílias: Anostomidae, Erythrinidae, Pimelodidae, Doradidae, Cichlidae e Characidae (Moravec 1998). Neste trabalho as larvas de terceiro estágio L3 foram coletadas no estômago de *A. nuchalis*. *Contracaecum* sp. é considerada uma espécie alogênica, pois em seus ciclos de vida estão envolvidos organismos fora do ambiente aquático. Os primeiros hospedeiros intermediários são microcrustáceos, que são

ingeridos por peixes que atuam como segundos hospedeiros intermediários ou paratênicos, os hospedeiros definitivos são mamíferos ou aves piscívoras (Marcogliese 1995; Moravec 1998; Luque *et al.* 2004; Tavares-Dias *et al.* 2014).

Estes parasitos utilizam-se de mecanismos de “escape” ao sistema de defesa do hospedeiro como, formação de cistos por exemplo. As larvas de terceiro estágio L3 (forma infectante) localizam-se nas serosas viscerais dos peixes, mas podem migrar para a musculatura, onde ficam encistadas, constituindo assim um potencial risco para humanos, se a carne do peixe for ingerida crua ou mal cozida (Moravec 1998; Tavares e Alejos 2006; Thatcher 2006).

Devido ao conhecimento insuficiente da morfologia das larvas de *Contracaecum* spp. parasitas de peixes, não é possível elaborar uma chave confiável para a correta identificação. Além disso, como a determinação da espécie geralmente é feita baseada na morfologia de indivíduos adultos, é praticamente impossível atribuir com certeza o nível taxonômico de espécie a estas larvas (Moravec 1998).

6.1.1. Índices parasitários

Os índices parasitários (prevalência, intensidade, intensidade média e abundância média) das espécies de Nematoda de *A. nuchalis* estão nas tabelas 1 e 2.

Tabela 1. Os índices parasitológicos e o estágio de desenvolvimento das espécies de Nematoda parasitas de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) do complexo de lagos do Catalão, rio Solimões, Iranduba, Amazonas.

Espécie	ED	PP/PE	NP	DR	VI	IM	AM
<i>Procamallanus</i> (<i>S.</i>) <i>inopinatus</i>	Adultos e larvas L4	20/38	53	52,5	1 - 5	2,65	1,39
<i>Spinitectus</i> <i>rodolphiheringi</i>	Adulto e larvas L3/L4	10/38	18	17,82	1 - 12	1,8	0,47
<i>Contracaecum</i> sp.	Larvas L3	1/38	17	16,83	1 - 17	17	0,44

ED = estágio de desenvolvimento, PP = peixe parasitado, PE = peixe examinado, NP = número de parasitos, DR = Dominância relativa; VI = variação da intensidade; IM = intensidade média; AM = abundância média.

Tabela 2. Local de infestação, prevalência e “status” comunitário das espécies de Nematoda parasitas de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz 1829) do complexo de lagos do Catalão, rio Solimões, Iranduba, Amazonas.

Espécie	Órgão parasitado	Prevalência (%)	“Status” comunitário
<i>Procamallanus (S.) inopinatus</i>	Estômago e Intestino	52,6	Secundária
<i>Spinitectus sp.</i>	Estômago e Intestino	26,3	Satélite
<i>Contracaecum sp.</i>	Estômago	2,63	Satélite

Morfometria dos parasitos

Tabela 3. Morfometria de espécimes machos de *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958 e *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934 de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) do Lago Catalão, Amazonas, Brasil.

		MACHOS					
Caracteres dos parasitos		<i>Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus</i> (n = 4)			<i>Spinitectus rodolphiheringi</i> (n = 3)		
		X ± DP	Mín.	Máx.	X ± DP	Mín.	Máx.
Corpo	Comprimento	3,53 ± 0,65	2,61	3,96	3,02 ± 0,376	2,66	3,41
	Largura	0,14 ± 0,04	0,08	0,17	0,09 ± 0,025	0,07	0,119
Esôfago Muscular	Comprimento total	0,19 ± 0,09	0,1	0,3	0,24 ± 0,02	0,224	0,266
Esôfago Glandular	Comprimento total	0,34 ± 0,09	0,25	0,47	0,89 ± 0,17	0,714	1,071
Cápsula bucal (anel basal)	Comprimento total	0,07 ± 0,008	0,06	0,08	-	-	-
	Largura	0,06 ± 0,01	0,04	0,08	-	-	-
Cauda	Comprimento total	0,25 ± 0,04	0,21	0,31	0,12 ± 0,02	0,105	0,174
Espículas	Comprimento total	-	-	-	0,10 ± 0,04	0,076	0,158

M = média; DP = desvio padrão; Min = mínimo; Max = máximo; - = caráter não medido

Tabela 4. Morfometria de espécimes fêmeas de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1958 e *Spinitectus rodolphiheringi* Vaz & Pereira, 1934 de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) do lago Catalão, Amazonas, Brasil.

		FÊMEAS					
		<i>Procamallanus</i> (<i>S.</i>) <i>inopinatus</i>			<i>Spinitectus rodolphiheringi</i>		
		(n= 6)			(n= 7)		
Caracteres dos parasitos		X ± DP	Mín.	Max.	X ± DP	Mín.	Max.
Corpo	Comprimento	14,49 ± 4,77	8,84	21,13	3,11 ± 1,014	1,921	4,403
	Largura	0,39 ± 0,11	0,17	0,527	0,09 ± 0,052	0,051	0,182
Esôfago Muscular	Comprimento total	0,34 ± 0,03	0,28	0,37	0,29 ± 0,18	0,132	0,666
Esôfago Glandular	Comprimento total	0,85 ± 0,64	0,37	2,04	0,69 ± 0,36	0,281	1,323
Cápsula bucal (anel basal)	Comprimento total	0,08 ± 0,012	0,07	0,098	-	-	-
	Largura	0,09 ± 0,013	0,07	0,119	-	-	-
Cauda	Comprimento total	0,66 ± 0,32	0,3	1,02	0,182 ± 0,063	0,102	0,306
	Comprimento total	*	*	*	0,041 ± 0,003	0,044	0,054
Ovos	Largura	*	*	*	0,029 ± 0,003	0,024	0,034

M = média; DP = desvio padrão; Min = mínimo; Max = máximo; - = caráter não medido; * = parasito não possui o caráter

6.2. Anatomia do tubo digestivo

Os espécimes de *A. nuchalis* utilizados (n= 6) para a descrição anatômica mediam 14 - 17 (15 ± 1,26) cm de comprimento padrão e pesavam 32 - 51 (39,3 ± 6,56) g. O tubo digestivo de *A. nuchalis* foi dividido, para fins descritivos, em: bucofaringe, esôfago, estômago (regiões cárdica, fúndica e pilórica) e intestino (anterior, médio e

posterior e reto). Todos os órgãos internos ficam compactados na parte anterior do corpo, devido ao tamanho pequeno da cavidade celomática em relação ao tamanho corpóreo do animal.

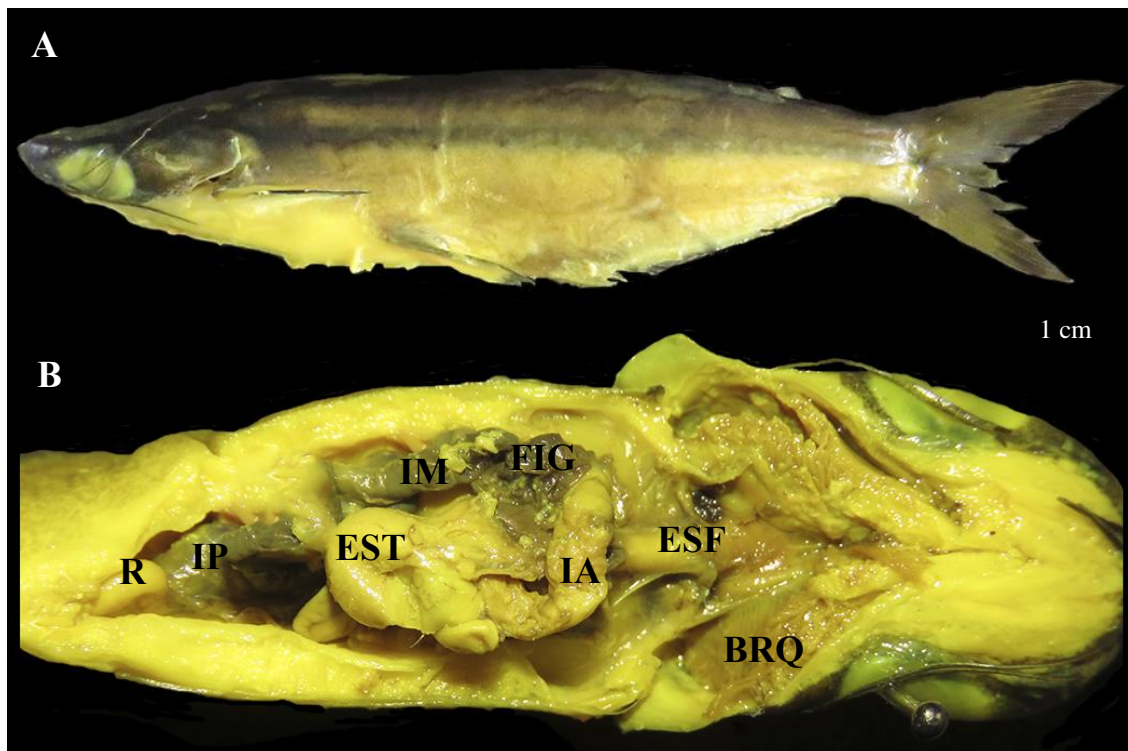


Figura 9. Vista ventral da cavidade celomática de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) – Brânquias (BRQ); Esôfago (ESF); Intestino anterior (IA); Fígado (FIG); Intestino médio (IM); Estômago (EST); Intestino posterior (IP) e Reto (R).

Macroscopicamente os órgãos componentes do tubo digestivo de *A. nuchalis* apresentaram-se da seguinte maneira:

- **Esôfago:** O esôfago encontrava-se em posição caudal à faringe, cranial ao estômago e entre os lobos hepáticos. Trata-se de uma estrutura tubular curta com 7 - 15 ($11 \pm 5,65$) mm de comprimento. Externamente este órgão apresenta parede espessa e muscular. Internamente apresenta mucosa constituída por pregas, não muito pronunciadas e bastante muco em toda a extensão do órgão.

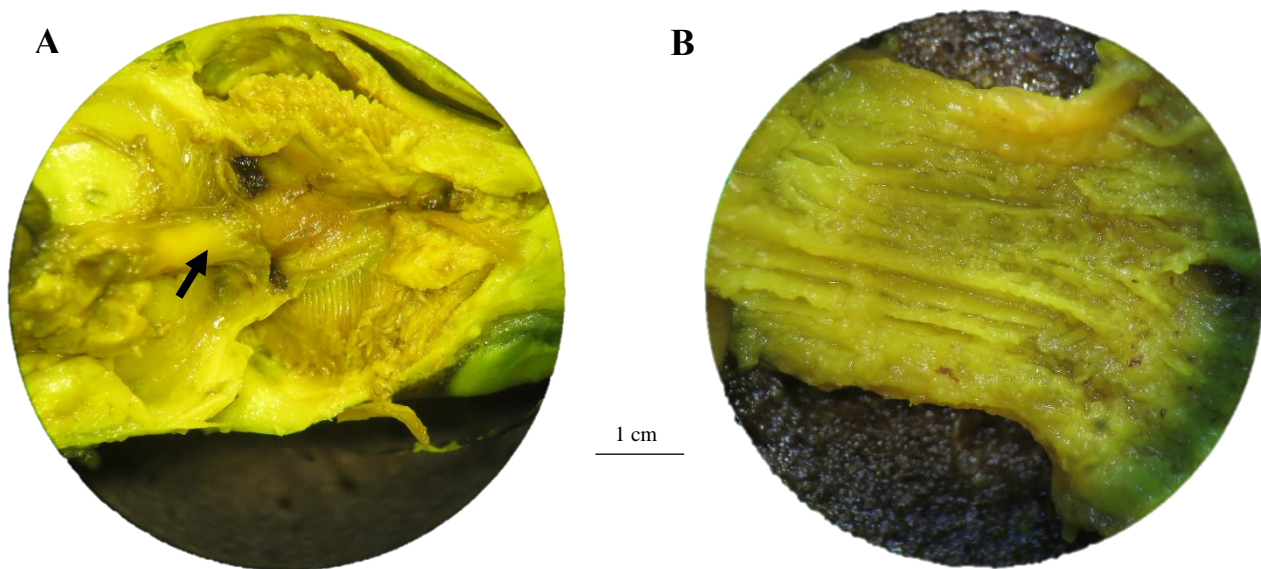


Figura 10. Esôfago de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). **(A)** Vista externa do órgão – seta; **(B)** Mucosa interna evidenciando a disposição de pregas.

- **Estômago:** é um órgão pequeno, medindo 10 - 12 ($11 \pm 1,41$) mm de comprimento, em formato saculiforme. O órgão apresenta região cárdica, fúndica e pilórica bem definidas. A mucosa interna encontra-se composta por pregas gástricas bem pronunciadas, principalmente na região cárdica as quais diminuem na porção central do saco (região fúndica). A região pilórica forma um tubo a partir da porção final da região fúndica e se estende até o início do intestino, esta região apresenta luz bem reduzida e mucosa constituída por pregas longitudinais rasas.

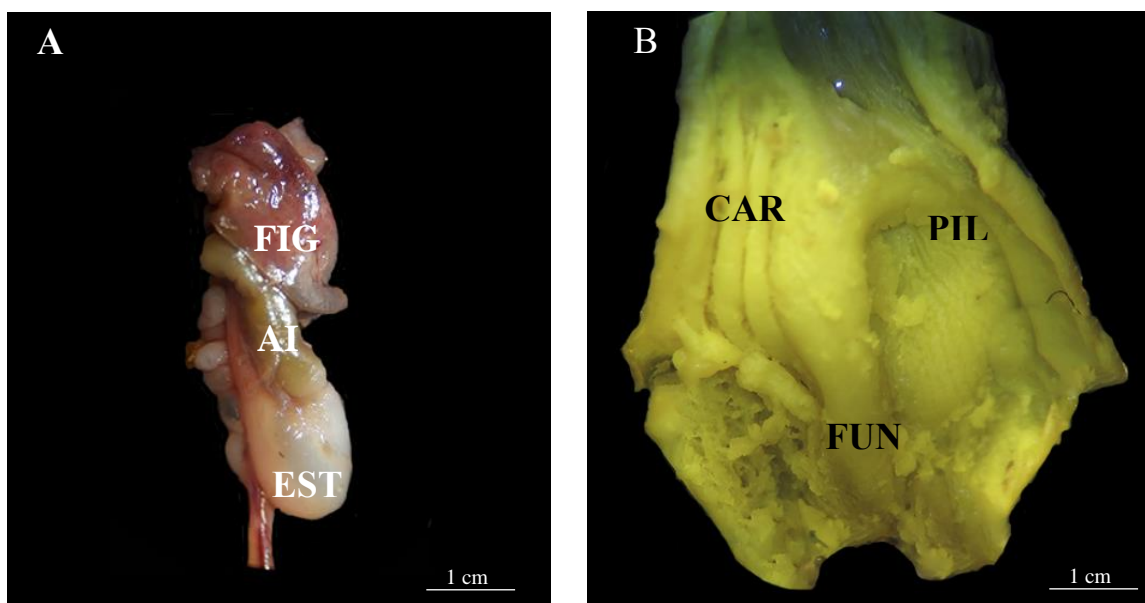


Figura 11. (A) Estômago de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) - (EST) vista externa; primeira alça intestinal (AI); um lobo do fígado (FIG). (B) Mucosa interna do estômago, com as regiões cárdica (CAR), fúndica (FUN) e pilórica (PIL).

- **Intestino:** O intestino de *A. nuchalis* é o órgão mais longo do tubo digestivo, medindo 62 - 72 ($67 \pm 7,07$) mm e se estende desde a região pilórica do estômago até o ânus. O órgão está dividido em quatro regiões: anterior, médio, posterior e reto, essa divisão foi feita com base na observação visual da distribuição macroscópica das mesmas na cavidade celomática do peixe. Apresenta de 9 - 12 alças aproximadamente, tanto alças retilíneas quanto enoveladas, sendo a região anterior bastante enovelada. A mucosa interna apresenta pregas anostomosadas e delgadas em toda a extensão do órgão. Essas pregas têm sua altura e espessura gradualmente reduzidas conforme se aproxima dos

segmentos posteriores. A região do reto apresenta mucosa interna com pregas dispostas longitudinalmente.

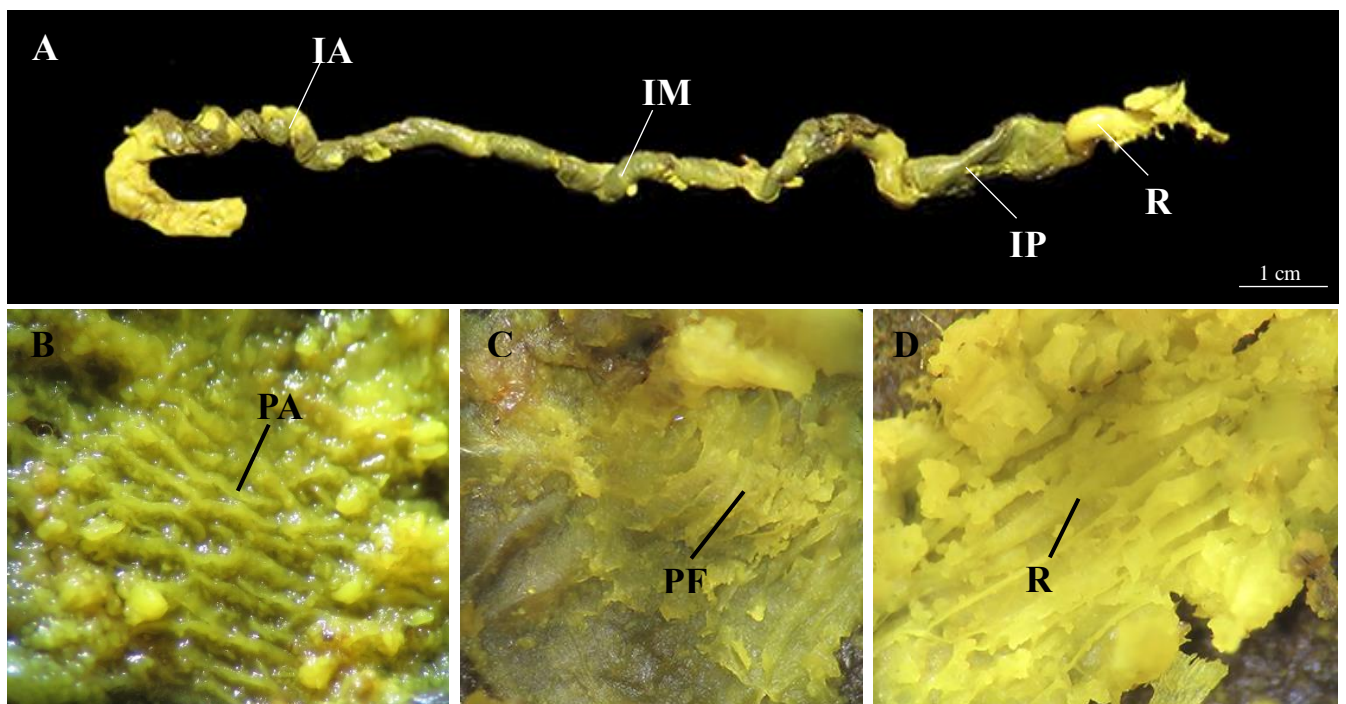


Figura 12. Intestino de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). (A) Vista externa do órgão completo. (B) Mucosa interna composta de pregas anastomosadas (PA) que se mantem uniforme ao longo do órgão. (C) Mucosa interna da porção final do intestino posterior (PF), região de transição intestino/reto. (D) Mucosa interna do reto (R).

- **Cecos pilóricos:** estruturas ausentes em *A. nuchalis*.

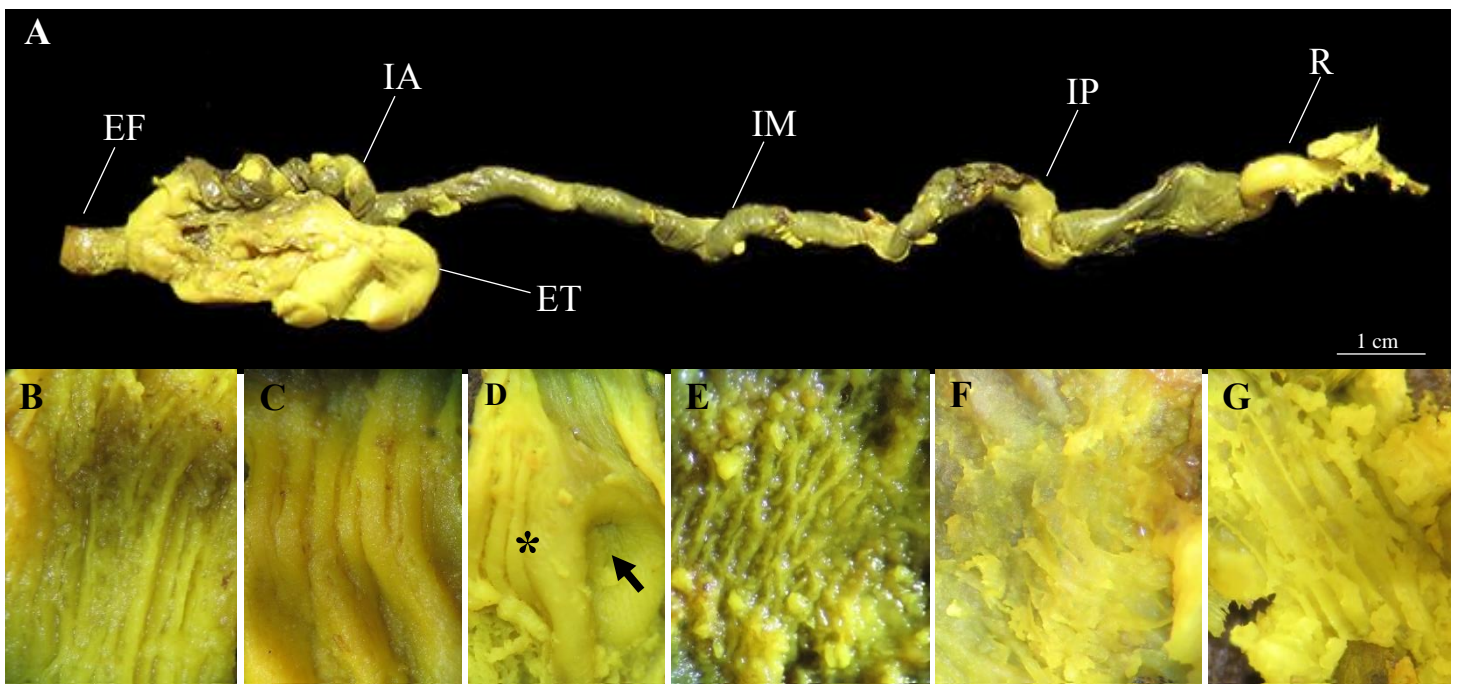


Figura 13. (A) Tubo digestivo completo de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). – Esôfago (EF). Estômago (ET). Intestino anterior (IA). Intestino médio (IM). Intestino posterior (IP). Reto (R). (B) Mucosa esofágica interna com pregas longitudinais. (C) Mucosa interna do estômago, especificamente da região cárdica. (D) Parede interna do estômago, evidenciando região cárdica (*) e região pilórica (seta). (E) Mucosa interna evidenciada ao longo de toda a extensão do intestino. (F) Transição do intestino posterior para o reto. (G) Mucosa interna do reto/ânus.

6.3. Histologia do tubo digestivo

Para esta análise, foram utilizados seis *A. nuchalis*. Os fragmentos teciduais do esôfago, estômago e intestino foram utilizados para a preparação das lâminas. Foram

analisados dois cortes de cada órgão. Histologicamente, o tubo digestivo de *A. nuchalis* é semelhante ao de outros vertebrados, onde esôfago, estômago e intestino são constituídos por quatro camadas: mucosa, submucosa, muscular e serosa. Microscopicamente apresentaram-se da seguinte maneira:

Esôfago: A camada mucosa do esôfago apresentou epitélio de revestimento estratificado pavimentoso, composto por células epiteliais e grande quantidade de células caliciformes e botões gustativos. A camada submucosa é formada por uma camada de tecido conjuntivo frouxo, com fibras conjuntivas. A camada muscular é dividida de acordo com a orientação e disposição de suas fibras musculares. Sendo a camada interna formada por fibras longitudinais e a externa por fibras circulares. Não foi possível observar a camada serosa.

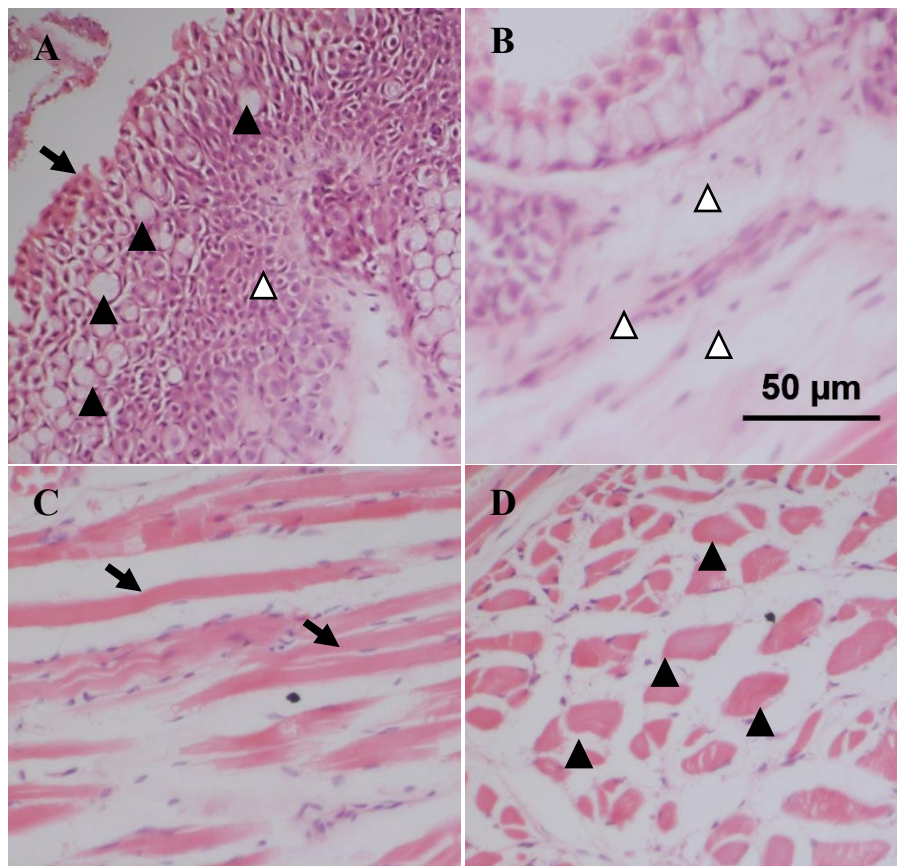


Figura 14. Corte histológico do esôfago de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). (A) camada mucosa – epitélio de revestimento (seta preta), células caliciformes (cabeças de seta pretas) e células epiteliais (cabeças de seta brancas); (B) camada submucosa – tecido conjuntivo (cabeças de seta brancas); (C) camada muscular interna

longitudinal (setas pretas) e **(D)** camada muscular externa circular (cabeças de seta pretas).

Transição Esôfago/Estômago: Nesta região houve a substituição de epitélio esofágico cúbico simples, com elevado número de células caliciformes por um epitélio gástrico colunar simples, com enterócitos com borda em escova.

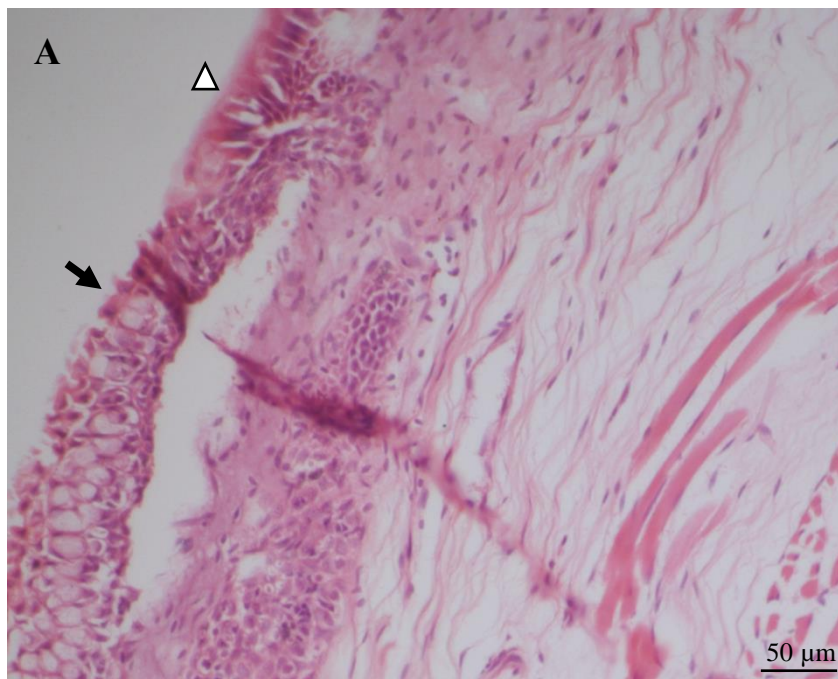


Figura 15. (A) Corte histológico da transição esôfago/estômago de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829) – células epiteliais cúbicas (seta preta) e células epiteliais colunares com borda em escova (cabeça de seta branca).

Estômago: A mucosa do estômago é constituída por epitélio de revestimento simples colunar. A camada submucosa apresentou-se composta por tecido conjuntivo denso, rico em fibras e vasos sanguíneos. A camada muscular é dividida em: circular interna e longitudinal externa. Os feixes musculares são envolvidos por tecido

conjuntivo frouxo. A camada serosa apresentou-se composta por epitélio de revestimento pavimentoso e uma fina camada de tecido conjuntivo.

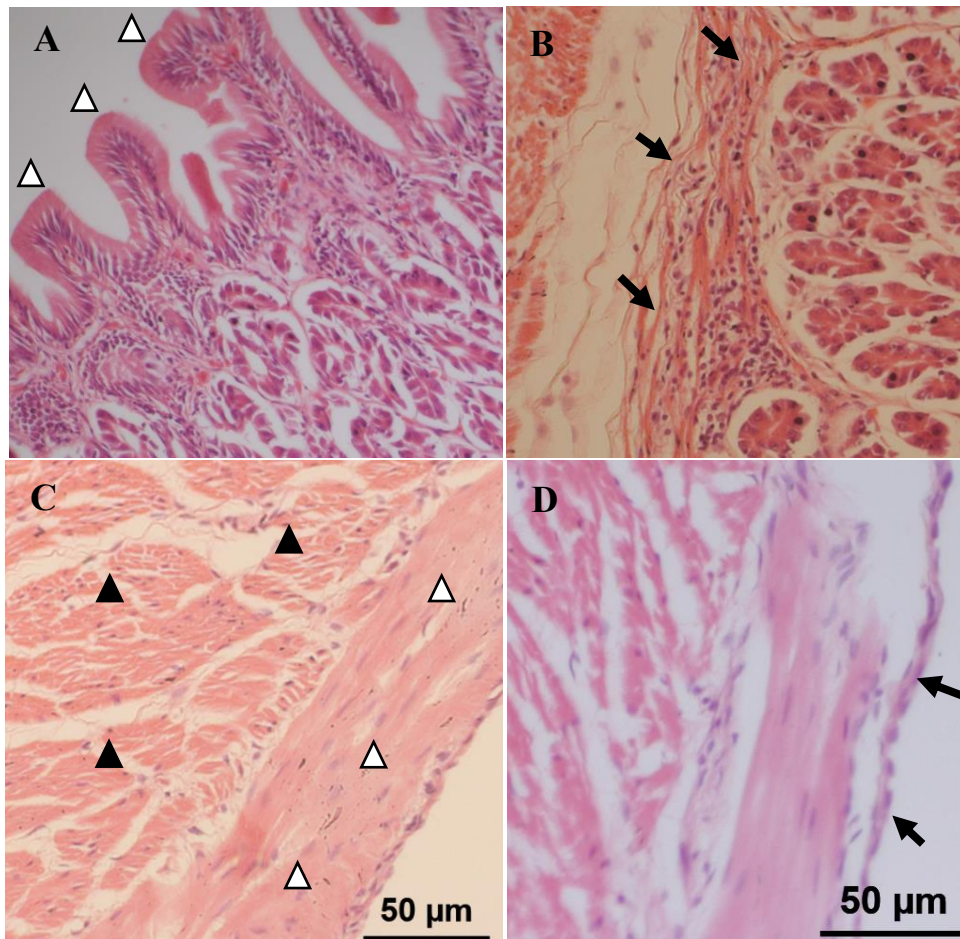


Figura 16. Corte histológico do estômago de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). (A) Camada mucosa – células epiteliais colunares com borda em escova (cabeças de seta brancas), (B) Camada submucosa com tecido conjuntivo denso (setas pretas),

(C) Camada muscular: interna circular (cabeças de seta pretas) e externa longitudinal (cabeças de setas brancas) e (D) Serosa – células epiteliais pavimentosas (setas pretas).

Intestino: A mucosa do intestino é constituída em toda sua extensão por epitélio de revestimento simples colunar. Sendo que dois tipos celulares são predominantes: enterócitos (células absortivas com borda em escova) e células caliciformes. Na porção final (reto) também foram observadas células epiteliais e células caliciformes. A camada submucosa é formada por tecido conjuntivo denso. A camada muscular do intestino também apresenta duas subcamadas com fibras musculares agrupadas de maneira circular (interna) e longitudinalmente (externa). A camada serosa apresenta epitélio simples pavimentoso.

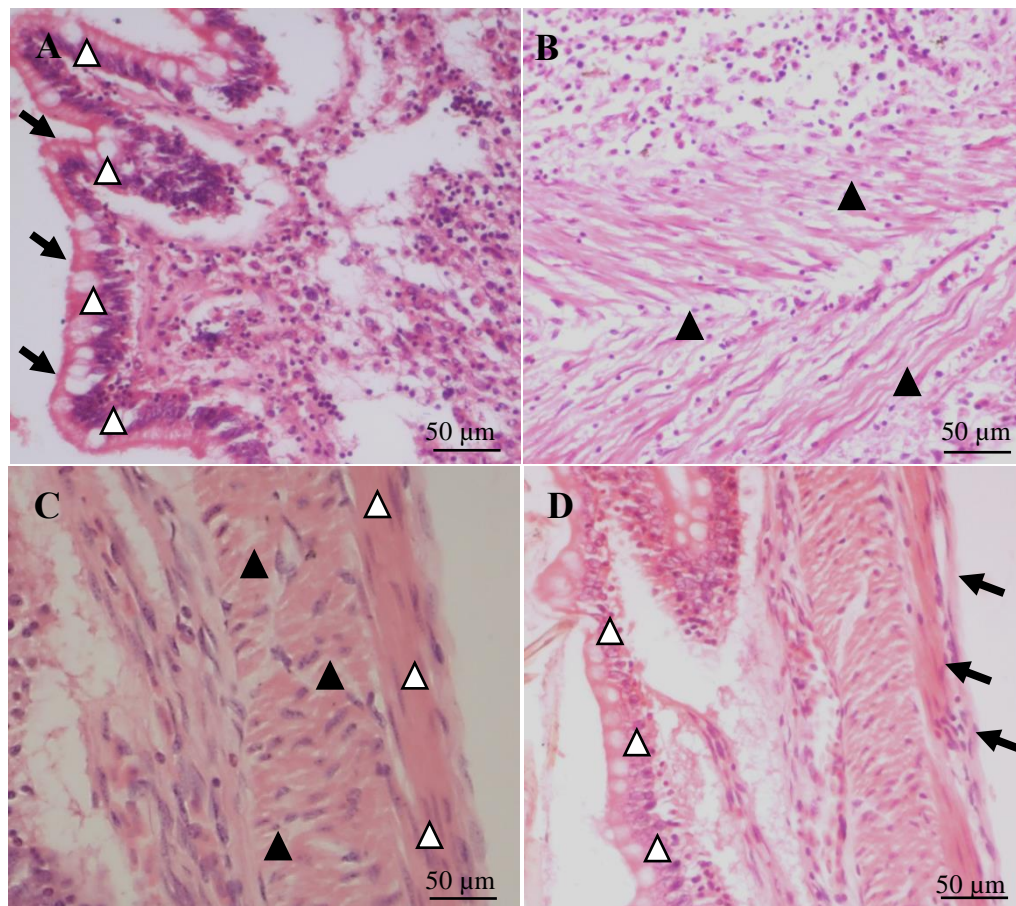


Figura 17. Corte histológico do intestino de *Auchenipterus nuchalis* (Spix & Agassiz, 1829). (A) Camada mucosa – células colunares epiteliais (setas pretas), células caliciformes (cabeças de seta brancas). (B) Camada submucosa – tecido conjuntivo denso (cabeças de seta pretas). (C) Camada muscular: interna circular (cabeças de seta

pretas) e longitudinal externa (cabeças de seta brancas). **(D)** Camada serosa com células pavimentosas (setas pretas) e células caliciformes na porção retal (cabeças de seta brancas).

7. Discussão

A parasitologia e sua conseqüente patologia em peixes são áreas de crescente interesse, pois devido ao esgotamento das populações naturais de peixes, é inevitável que as populações humanas ao redor do mundo se tornem cada vez mais dependentes de peixes provenientes de sistemas de cultivo. Não seria viável estudar parasitologia e patologia de maneiras individuais, pois grande parte dos parasitas de peixes causa algum tipo de alteração patológica (leve ou grave) em seu hospedeiro (Thatcher 2006).

Em um levantamento da diversidade dos parasitos de peixes brasileiros de água doce foram registradas 1.050 espécies parasitas em 620 hospedeiros (Eiras *et al.* 2010). Estima-se que existam pelo menos quinze espécies parasitas para cada espécie de peixe, desde águas tropicais à polares. Levando isto em consideração, e sabendo que na Amazônia existem mais de 2.000 espécies de peixes descritas, e pouco menos de 300 espécies de metazoários parasitos de peixes conhecidas, podemos afirmar que pelo menos cerca de 29.700 espécies parasitas ainda precisam ser coletadas e descritas para a ciência, somente na Amazônia (Malta e Varella 2006; Thatcher 2006).

Estudos que visam ampliar este conhecimento são indispensáveis, pois as espécies são unidades fundamentais, de armazenamento e transmissão de informações que colaboram para a formação de um ecossistema. Por isso a taxonomia e sistemática fornecem estrutura para que estudos comparativos em biologia e ecologia, básicos ou aplicados, possam prosseguir (Brooks e Hoberg 2000; Eiras *et al.* 2010).

A fauna de parasitos de 29 espécies de peixes, dos lagos de várzea do rio Solimões foram estudadas no estado do Amazonas. *Brycon amazonicus* (Spix & Agassiz, 1829) (= *B. cephalus*) (Varella 1985; Andrade *et al.* 2001; Aquino-Pereira 2010); *Prochilodus nigricans* Agassiz, 1829 (Malta 1993; Gomes 2018); *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) (Fischer *et al.* 2002; Morais *et al.* 2009; Lourenço 2017; Lourenço *et al.* 2018); *Pterygoplichthys pardalis* Castelnau, 1855 (Porto 2009; 2017; Porto *et al.* 2012); *Pseudoplatystoma fasciatum* Linnaeus, 1766 (= *P. punctifer*) e *P. tigrinum* Spix & Agassiz, 1829 (Lopes *et al.* 2009); *Schizodon fasciatus* Spix & Agassiz, 1829 (Silva 2010); *Serrasalmus rhombeus* Linnaeus, 1766 (Lima 2010); *Pygocentrus*

nattereri Kner, 1858 (Vital *et al.* 2011; Morais 2011); *Osteoglossum bicirrhosum* Cuvier, 1829 (Pelegri *et al.* 2006; Pelegri 2013); *Cichla monoculus* Agassiz, 1931 (Santana 2013); *Acestrorhynchus falcirostris* Cuvier 1819 (Dumbo 2014); *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Pereira 2014); *Astronotus ocellatus* Agassiz 1831 e *A. crassipinnis* Heckel 1840 (Atroch 2016); *Rhaphiodon vulpinus* Spix & Agassiz, 1829; *Serrasalmus altispinis* Merckx, Jegu & Santos, 2000 e *Acestrorhynchus falcatus* Bloch, 1794 (Morey 2017); *Triportheus angulatus* Spix & Agassiz, 1829 (Moreira 2017); *Potamorhina latior* Spix & Agassiz, 1829; *P. altamazonica* Valenciennes, 1849 e *P. pristigaster* Steindachner, 1876 (Vital 2018); *Pellona castelnaeana* Valenciennes, 1847 (Souza 2018); *Pimelodus blochii* Valenciennes, 1840 (Martins 2018); *Anodus elongatus* Agassiz, 1829 (Chicre 2018); *Prochilodus nigricans* Spix & Agassiz, 1829; *Mylossoma duriventre* Cuvier, 1818 e *Chalceus erythrurus* Cope, 1870 (Gomes 2018); *Hypophthalmus edentatus* Spix & Agassiz, 1928 (Vitória 2019).

Uma única espécie parasita era citada para *A. nuchalis*, o Nematoda *Cucullanus* (*Cucullanus*) *brevispiculus* Moravec, Khon & Fernandes, 1993 (Cucullanidae), foi encontrada no intestino de exemplares coletados no rio Paraná (Moravec 1998). Neste trabalho, três espécies parasitas do filo Nematoda foram identificadas: *P. (S.) inopinatus*; *Contracaecum* sp. e *S. rodolphiheringi* parasitando o tubo digestivo de *A. nuchalis*.

Procamallanus (S.) inopinatus foi citado parasitando: *C. macropomum* (Fischer *et al.* 2002; Morais *et al.* 2009); *B. amazonicus* (Aquino-Pereira 2010); *S. rhombeus* (Lima 2010); *P. nattereri* (Vital *et al.* 2011; Morais 2011); *C. monoculus* (Santana 2013) e *A. falcirostris* (Dumbo 2014) na Amazônia Central. Para a Amazônia Oriental foi citado para *Metynnis lippincottianus* Cope, 1870, *Hemibrycon surinamensis* Géry, 1962, *A. falcatus* e *A. falcirostris* no estado do Amapá (Hoshino 2013). *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* é considerado o nematóide mais comum no Brasil, já foi citado para 51 espécies de peixes (Moravec 1998; Eiras *et al.* 2010; Morais 2011).

O coeficiente de dominância indica o grau de importância de uma espécie em uma comunidade parasitária (Serra-Freire 2002). Ele pode variar devido à densidade e distribuição geográfica dos seus hospedeiros, dieta, condições fisiológicas ao longo da vida dos hospedeiros definitivos, disponibilidade de hospedeiros intermediários e de alterações ambientais (Marcogliese 2005). Neste trabalho *P. (S.) inopinatus* ocorreu parasitando 20 dos 38 espécimes de *A. nuchalis* e apresentou as maiores prevalência 52,6% e dominância 52,5% para estes hospedeiros.

Três espécies de *Spinitectus* foram citadas para o Brasil: *S. jamundensis* Thatcher & Padilha 1977; *S. rodolphiheringi* e *S. yorkei* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 (Moravec 1998). Considerando o alto grau de variabilidade intraespecífica, podem ocorrer imprecisões na identificação das espécies (Moravec 1998). Foram citados juvenis de *S. rodolphiheringi* em *Pygocentrus piraya* Cuvier 1819 (Santos 2008), um macho adulto no intestino de *Tetragonopterus chalceus* Spix & Agassiz, 1829 (Albuquerque 2016) e em *Astyanax fasciatus* Cuvier, 1819 (Albuquerque 2013; Vieira-Menezes 2013).

Em *T. chalceus* a prevalência de *S. rodolphiheringi* foi de 1,59% e a abundância média 0,02. Em *A. fasciatus* a prevalência foi 2,7% e a abundância média 0,03 (Albuquerque 2016; Vieira-Menezes *et al.* 2017). Neste trabalho os índices parasitológicos de *A. nuchalis* foram muito altos comparados com as duas espécies citadas, a prevalência foi 26,3% e a abundância média 0,47. *Auchenipterus nuchalis* é o quarto hospedeiro definitivo conhecido para *S. rodolphiheringi*.

Larvas L3 de *Contracaecum* sp. foram citadas do intestino de *A. falcirostris* (Dumbo 2014) e *A. elongatus* (Chicre 2018) de lagos de várzea do rio Solimões, no estado do Amazonas. Em *T. angulatus* do rio do Peixe do estado de São Paulo (Abdallah *et al.* 2012). Em *T. angulatus* (Oliveira *et al.* 2016) e *M. lippincottianus* do igarapé Fortaleza do estado do Amapá (Hoshino 2013). Em *P. nattereri* e *S. marginatus* do rio Cuiabá, do estado do Mato Grosso (Barros *et al.* 2006).

Espécimes do gênero *Contracaecum* também foram encontradas em *Hoplias malabaricus* Bloch, 1794, *Plagioscion squamosissimus* Heckel, 1840 e *Hoplerythrimus unitaeniatus* Agassiz, 1829 (Moravec *et al.* 1993; Martins *et al.* 2005; Pereira 2010). Em *Acestrorhynchus britskii* Menezes, 1969 e *A. lacustris* Lütken, 1875 em Minas Gerais (Costa 2011). Em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 em São Paulo (Franceschini 2012). Em *Cichla piquiti* Kullander & Ferreira, 2006 (Lacerda *et al.* 2013) e em *Iranocichla hormuzensis* Coad, 1982 (Ansary *et al.* 2010).

A prevalência de larvas L3 de *Contracaecum* sp. de *T. angulatus*, do igarapé Fortaleza, do estado do Amapá foi baixa 3,3% e atribuída como acidental (Oliveira *et al.* 2016). Também no mesmo estado, no rio Preto, *A. ocellatus* apresentou prevalência bem mais alta 38,5% (Bittencourt *et al.* 2014). No presente estudo, a prevalência de larvas L3 de *Contracaecum* sp. em *A. nuchalis* foi baixa 2,63%, semelhante à de *T. angulatus* 3,3% do igarapé Fortaleza. Devido à baixa prevalência de larvas L3 de

Contracaecum sp., podemos atribuir à *A. nuchalis*, a categoria de hospedeiro intermediário acidental.

Insetos, copépodes, moluscos são os hospedeiros intermediários de larvas L3 de *Contracaecum* sp. (Moravec e Vargas-Vasquez 1996). A dieta de *A. nuchalis* é composta por estes itens, além disso, as espécies de *Anisakidae* apresentam baixa especificidade parasitária, dessa forma, este peixe pode estar atuando como mais um dos hospedeiros intermediários de larvas L3 de *Contracaecum* sp.

A maioria das larvas L3 da *Anisakidae* parasita o tubo digestivo dos hospedeiros intermediários. Porém algumas larvas L3, como a de *Anisakis simplex*, atravessam a parede gastrintestinal e se alojam na musculatura do peixe (Knoff *et al.* 2007). Por isso, as larvas (L3) de Anisakídeos, principalmente as do gênero *Anisakis* são importantes agentes etiológicos. Elas causam uma doença parasitária aguda no trato gastrintestinal de seres humanos, chamada de anisakíase, transmitida pelo consumo de peixe cru ou mal cozido (Morais *et al.* 2011).

Larvas L3 de *Contracaecum* sp. foram citadas parasitando 25 espécies de peixes da região Neotropical, apesar disso, não foi diagnosticado nenhum caso de anisakíase em humanos no Brasil (Moravec 1998). Este fato deve estar associado à forma de preparo das refeições na região Amazônica, onde as pessoas não têm o hábito de consumir os peixes “mal passados” ou crus.

Diversos estudos mostraram a ocorrência simultânea de *P. (S.) inopinatus* e *Contracaecum* sp. no mesmo peixe hospedeiro intermediário analisado (Barros *et al.* 2010; Abdallah *et al.* 2012; Hoshino 2013; Dumbo 2014). Provavelmente deve existir algum tipo de relação interespecífica entre essas duas espécies parasitas, ou ainda similaridades entre seus hospedeiros intermediários (Dumbo 2014).

Neste trabalho é feito o primeiro registro de três espécies de Nematoda parasitando *A. nuchalis*. Como hospedeiro definitivo: 53 indivíduos adultos de *P. (S.) inopinatus* e 18 de *S. rodolphiheringi*. Como hospedeiro acidental ou paratênico 18 indivíduos de larvas L3 de *Contracaecum* sp. Foi ampliada a distribuição geográfica de *S. rodolphiheringi* para os lagos de várzea do complexo do Catalão na confluência dos rios Negro e Solimões, na Amazônia. Anteriormente esta espécie era citada para o reservatório de Três Marias e alto rio São Francisco em Minas Gerais (Santos *et al.* 2007; Albuquerque 2016; Vieira-Menezes *et al.* 2017).

Geralmente a fauna parasitária dos peixes é formada por uma mistura de indivíduos adultos e larvas, onde, quase sempre há uma proporção maior para um desses

grupos (Poulin e Leung 2011). A alta proporção de formas larvais pode ser indicativo, de que aquela espécie de peixe é uma presa com posição intermediária, na cadeia alimentar dos lagos de várzea, atuando como hospedeiro intermediário ou paratênico de uma ou várias espécies parasitas (Bellay *et al.* 2013; Poulin e Leung 2011). Então, outros vertebrados componentes da fauna local como peixes maiores, anfíbios, répteis, aves e mamíferos, predarão este peixe e serão os hospedeiros definitivos (Morey 2017).

Neste trabalho, a proporção de parasitos em estágios larvais encontrados em *A. nuchalis* foi maior que 67,3%. Este resultado pode ser reflexo de condições distintas: 1) que em seu habitat natural ocupa posição intermediária na cadeia trófica, atuando como hospedeiro intermediário e pode ser predado por outros vertebrados que atuarão como hospedeiros definitivos; 2) que a dieta de *A. nuchalis* (rica em hospedeiros intermediários de parasitas) é responsável pelo alto número de indivíduos em estágios larvais em seu organismo ou 3) que os peixes foram capturados antes que as larvas atingissem a forma adulta (isso para os parasitos que utilizam este peixe como hospedeiro definitivo) (Campbell *et al.* 1980; Marcogliese 2002).

As espécies centrais são as mais prevalentes, as secundárias apresentam uma alta capacidade de dispersão, sendo, portanto, as mais amplamente distribuídas e as satélites apresentam baixa taxa de transmissão e conseqüentemente menor potencial para colonização de seus hospedeiros (Kennedy 2001).

Em geral, as infracomunidades parasitárias são formadas por um núcleo composto por espécies centrais que atuam fortemente para atingir o equilíbrio, porém, estão cercadas por diversas outras espécies (secundárias e satélites) que trabalham em sentidos opostos ameaçando o equilíbrio como um todo. A presença de espécies centrais com maiores taxas de colonização e crescimento indica a existência de populações estáveis e em equilíbrio (Bush e Holmes 1986). Já a ausência de espécies centrais em uma infracomunidade evidencia a presença de nichos desocupados no hospedeiro, isto indica que esta infracomunidade é isolacionista e instável (Machado *et al.* 1996).

A presença de espécies secundárias com grandes populações, indica que a comunidade parasitária está em equilíbrio, sendo estas espécies resultado de influências das interações bióticas de seu hospedeiro com o ambiente (Hanski 1982; Price 1987). E a presença de espécies satélites em um hospedeiro é atribuída a fatores como: nível de especificidade parasitária, hábitos de forrageio da espécie hospedeira, distribuição da espécie parasita, competição ou degradação das populações parasitas, causada pela alteração do ecossistema, visto que as espécies satélites são muito sensíveis à alterações

ambientais, estando assim mais propensas à extinção, servindo então como excelentes modelos em estudos de comunidades e avaliação ambiental (Bush e Holmes 1986).

Neste trabalho o valor de importância das espécies componentes da infracomunidade parasitária de *A. nuchalis* foi: *P. (S.) inopinatus* foi classificado como espécie secundária, *S. rodolphiheringi* e *Contraceacum* sp. como espécies satélites. Todos os espécimes foram encontrados parasitando o tubo digestivo. A ausência de espécies centrais, a baixa ocorrência de espécies secundárias e a maioria de espécies classificadas como satélites indicam que a infracomunidade parasitária analisada é instável e está longe do equilíbrio. Resultados semelhantes foram descritos para *T. angulatus* coletados também no lago Catalão, Amazonas (Moreira *et al.* 2017).

Os nematóides geralmente são ótimos modelos para interpretar as condições ambientais de seus habitats naturais, pois apresentam alta diversidade e densidade, além de respostas rápidas às perturbações ambientais (Bongers 1999). Em uma comunidade parasitária, a alta riqueza de espécies de nematóides pode ser indicador de que esse ambiente ainda está bem preservado e têm sofrido pouca ação antrópica (Abdallah *et al.* 2012).

O tubo digestivo dos peixes é dividido em: bucofaringe, esôfago, estômago e intestino. Algumas espécies apresentam modificações marcantes como tamanho do intestino, ausência de estômago e quantidade de células secretoras, que geralmente resultam de fatores como o tamanho corporal, peso, ambiente e dieta do animal, além do contato com agentes poluentes e a ação de microrganismos patogênicos, que podem provocar alterações principalmente na superfície dos epitélios. Do ponto de vista histológico, a parede do tubo digestivo de peixes, assim como o verificado nos demais vertebrados é composta basicamente por quatro camadas: mucosa, submucosa, muscular e serosa (Baldisserotto 2009; LØkka *et al.* 2013; Faccioli *et al.* 2014; Moraes e Almeida 2014; Pozzer 2015).

Neste trabalho as características morfológicas, anatômicas e histológicas mostraram que a estrutura e disposição do tubo digestivo, de *A. nuchalis* encontra-se de acordo com o padrão geral básico descrito para os demais peixes teleósteos. Foi possível observar, de forma geral, a divisão em: cavidade bucofaríngea, esôfago, estômago e intestino. Histologicamente a parede do tubo é constituída pelas camadas mucosa, submucosa, muscular e serosa.

O esôfago apresenta musculatura estriada, a qual permite contração voluntária, possibilitando o regurgitamento do alimento quando necessário (Moraes e Almeida,

2014). A presença de pregas esofágicas longitudinais foi descrita em *Pseudoplatystoma coruscans* Agassiz, 1829 e são responsáveis pela capacidade de distensão do órgão (Cal 2006). No presente trabalho, as pregas mucosas esofágicas e a camada submucosa do esôfago de *A. nuchalis* não se apresentaram muito desenvolvidas, proporcionando a *A. nuchalis* capacidade relativamente limitada de distensão do órgão, tal característica é reflexo do pequeno tamanho dos itens alimentares consumidos (invertebrados).

Os peixes não apresentam glândulas salivares, por isso justifica-se a grande quantidade de células caliciformes presentes no epitélio esofágico (Cal 2006; Raji e Norouzi 2010; Leknes 2011; Faccioli *et al.* 2014). No presente estudo foi encontrado uma grande quantidade de células caliciformes no epitélio esofágico de *A. nuchalis*. *A. nuchalis* alimenta-se de microcrustáceos dotados de apêndices e exoesqueleto que oferecem risco de injúrias mecânicas ao epitélio estratificado pavimentoso do esôfago. Tais riscos são minimizados graças às mucossustâncias secretadas por estas células caliciformes presentes na superfície epitelial, além de proporcionar defesa imunológica contra microrganismos.

O formato sifonal é o mais comum para estômagos de peixes, sendo descrito como “sifonal em forma de “J” para *P. coruscans* (Cal 2006), *Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard 1824 (Hernández *et al.* 2009), e “sifonal em forma de U” em *Hypophthalmus marginatus* Valenciennes, 1840 (Pozzer 2015). Em *Hemisorubim platyrhynchos* Valenciennes, 1840, foi observado estômago “sacular” (Faccioli *et al.* 2014). Neste trabalho o estômago de *A. nuchalis* foi classificado como saculiforme, com as três regiões internas: cárdica, fúndica e pilórica bem definidas.

A camada muscular do estômago de peixes, geralmente é dividida de acordo com a orientação das fibras musculares, em duas subcamadas: a mais interna, com fibras musculares lisas orientadas em arranjo circular, e outra mais externa, formada por fibras musculares lisas dispostas longitudinalmente (Cal 2006; Pinto 2008; Pozzer 2015; Santos *et al.* 2015). No presente trabalho a camada muscular do estômago de *A. nuchalis* apresentou o padrão histológico descrito para peixes.

Nos peixes neotropicais a mucosa interna estomacal é formada por pregas numerosas e bastantes pronunciadas, especialmente na região cárdica. Ela é constituída pelo epitélio do tipo simples colunar e as células caliciformes estão ausentes (Hernández *et al.* 2009; Faccioli *et al.* 2014). A mucosa interna estomacal de *P. coruscans* tem glândulas nas regiões cárdica e fúndica, responsáveis pela produção de suco gástrico e a região pilórica é aglandular (Cal 2006; Pinto 2008), o mesmo ocorre em

Trachelyopterus striatulus Steindachner, 1877 (Santos *et al.* 2015). No presente trabalho a mucosa interna estomacal de *A. nuchalis* apresentou o mesmo padrão encontrado nos peixes neotropicais. Como em *P. coruscans* e em *T. striatulus* também apresentou glândulas nas regiões cárdica e fúndica e ausência delas na região pilórica.

A função básica do intestino em peixes é completar a digestão iniciada no estômago e absorver água, íons e nutrientes. A atividade peristáltica resultante da ação das camadas musculares interna e externa proporciona o trânsito do alimento ao longo do intestino. De modo geral a camada muscular intestinal dos peixes é bem desenvolvida (Pozzer 2015).

As pregas do intestino atuam para “retardar” o trânsito intestinal, proporcionando melhor digestão e potencializando a absorção de nutrientes (Cao e Wang 2009; LØkka *et al.* 2013). Na região anterior do intestino as pregas são proeminentes permitindo expansão para receber o alimento do estômago e a diminuição das pregas pode estar relacionada à absorção (Faccioli *et al.* 2014). Em *A. nuchalis* as pregas intestinais apresentaram-se anostomosadas em toda a extensão do intestino. Elas são mais proeminentes na região anterior, diminuindo em altura e espessura gradualmente, nas regiões posteriores.

Em peixes, geralmente o intestino é dividido em intestino anterior (atua na absorção de gorduras), intestino médio (atua na absorção de macromoléculas protéicas) e intestino posterior (atua na absorção de água e eletrólitos) (Nachi *et al.* 1988). Os peixes têm epitélio de revestimento intestinal simples colunar, com células caliciformes e enterócitos com borda em escova que ampliam a superfície de absorção dos nutrientes e são responsáveis pela produção de enzimas, como a fosfatase alcalina (Rust 2002; Pozzer 2015; Santos *et al.* 2015). No presente estudo, verificou-se que o intestino de *A. nuchalis* está de acordo com o encontrado por Rust (2002), Pozzer (2015) e Santos (2015).

Nos peixes, geralmente as porções anterior e medial do intestino têm um número significativamente menor de células caliciformes do que a região posterior e o reto. No início do reto há o aumento no número de células produtoras de muco que tem por função proteger e lubrificar o epitélio, aliado à esta característica, a parede muscular mais espessa e com alta capacidade de distensão, facilita os processos de defecação (Ferraris *et al.* 1987; Shi *et al.* 2007; Hernández *et al.* 2009; Pozzer 2015; Santos *et al.* 2015). As observações realizadas para o intestino de *A. nuchalis*, corroboram com o encontrado pelos autores acima citados.

Peixes carnívoros, como *Cichla temensis* Humboldt, 1821, geralmente apresentam estômagos grandes com capacidade para presas inteiras ou grande quantidade de alimentos, e intestino mais curto. Espécies herbívoras, como *Tilapia heudeloti* Rüppell, 1852 têm estômago pouco desenvolvido e intestino longo. Peixes que se alimentam de algas, corais, detritos e plâncton muitas vezes não se enquadram na descrição anatômica geral de carnívoros, herbívoros ou onívoros (Rust 2002; Baldisserotto 2009; Moraes e Almeida 2014).

No tubo digestivo de peixes existem estruturas adjacentes ao intestino, chamadas de cecos pilóricos, que supostamente, devido às semelhanças em suas características histológicas e histoquímicas, servem para ampliar a superfície de absorção intestinal sem alterar o tamanho ou comprimento do órgão. Geralmente estas estruturas são mais desenvolvidas em peixes carnívoros, todavia, é necessário cautela para realizar tal afirmação, pois a relação entre a presença dos cecos pilóricos e a dieta do peixe não é bem definida, podendo ser encontrados ou não em peixes carnívoros, onívoros ou herbívoros (Rust 2002; LØkka *et al.* 2013; Moraes e Almeida 2014).

Em espécies de peixes onde há um pequeno número de cecos pilóricos ou mesmo a ausência destes, geralmente ocorre maior desenvolvimento da mucosa ou maior comprimento do intestino para compensar a falta dessas estruturas (Cal 2006; Hernández *et al.* 2009; Faccioli *et al.* 2014; Pozzer 2015). Apesar de *A. nuchalis* apresentar hábito alimentar carnívoro, ele possui estômago pequeno e intestino longo, diferente do que é descrito para a maioria dos peixes carnívoros. Esta condição deve estar associada ao fato desta espécie não possuir cecos pilóricos.

Descrições morfológicas, anatômicas e histológicas do tubo digestivo de peixes são fundamentais para fornecer informações biológicas. Elas permitem conhecer e avaliar o hábito alimentar das diferentes espécies, os processos fisiológicos e mecânicos envolvidos na digestão, a saúde dos indivíduos e a qualidade do ambiente no qual estão inseridos. Com esses conhecimentos obtêm-se subsídios para desenvolver condições viáveis para manter peixes em ambientes artificiais, sejam eles experimentais ou de cultivo (Cal 2006; Hernández *et al.* 2009; Faccioli *et al.* 2014; Pozzer 2015).

Os estudos sobre a patologia causada por nematóides em peixes são limitados, sendo os mais importantes os de (Keppner 1975; Jilek e Crites 1982; Miyazaki *et al.* 1988; Meguid e Eure 1996; Heupel e Bennet 1998; Khatoon e Bilqees 1996; Ramallo *et al.* 2000; Frantova e Moravec 2003; Menezes *et al.* 2006).

Na Amazônia, praticamente, todos os peixes estão parasitados por alguma espécie, geralmente mais de uma. Entretanto, não se espera encontrar muitas indicações clínicas em indivíduos do ambiente natural, pois, na natureza, um peixe doente ou debilitado pela ação de agentes patogênicos não sobrevive por muito tempo pois é rapidamente predado por vertebrados maiores. A patogenia é observada, na maioria das vezes, em peixes de criação. A concentração de peixes, de uma mesma espécie facilita muito a transmissão de parasitas e propagação de doenças, principalmente pela eliminação ou limitação do fator de predação, além disso, ao contrário de ambientes lóticos, os ambientes lênticos aumentam a probabilidade de infestação (Thatcher 2006).

Quando os peixes são criados artificialmente, em decorrência da densidade populacional, os índices parasitários tendem a aumentar e podem resultar em epizootia parasitária. Espécies de Nematoda competem com o hospedeiro na absorção de nutrientes, comprometendo o crescimento e ganho de peso destes peixes, o que pode resultar em grandes perdas ou em gastos excessivos com tratamentos quimioterápicos, inviabilizando economicamente o negócio (Luque 2004; Pavanelli *et al.* 2008; Schalch 2011).

Os sinais clínicos da presença de espécies de Nematoda parasitas em uma população hospedeira são diversos: dilatação ou obstrução dos vasos sanguíneos, necrose, atrofia, fibrose, quadro inflamatório, hemorragia no tubo digestivo, obstrução da luz intestinal, entre outras. As larvas encistadas no mesentério, musculatura e outros órgãos, apesar de provocarem poucos danos ao peixe, podem causar prejuízos sob o ponto de vista econômico, pois causam ao consumidor uma impressão repugnante (Takemoto *et al.* 2004; Thatcher 2006; Pavanelli *et al.* 2008).

Quando um peixe tem seus órgãos e tecidos invadidos por espécies parasitas, este desenvolve uma série de reações buscando localizá-lo, suprimir suas atividades e limitar possíveis reinfecções. Alterações como hiperplasia de células caliciformes e infiltração de células inflamatórias e até mesmo a descamação da mucosa podem ser indicações de uma resposta imunológica do hospedeiro frente ao parasitismo dos nematóides (Meguid e Eure 1996; Ramallo 2000; Frantova e Moravec 2003; Khalil *et al.* 2009; Vargas 2012).

As espécies de Nematoda do gênero *Procamallanus* apresentam cápsula bucal dotada de um par de dentes. Com eles os nematóides aderem-se à parede intestinal do hospedeiro e se alimentam de sangue. Este processo pode provocar lesões severas na

camada mucosa e até mesmo resultar em sérias alterações no tecido, como peritonite (Rychlinski e Deardorff 1982).

Procamallanus spp. causaram em juvenis de *Brycon cephalus* (= *B. amazonicus*) Spix & Agassiz, 1829, coletados em ambiente natural, necrose, obstrução intestinal, infiltração de células inflamatórias, atrofia das pregas, aglomerados de eosinófilos, hiperplasia de células caliciformes e pigmentos de hemossiderina (Sánchez 2018). Em *A. fasciatus* e *A. abramis* Jenyns, 1842 causaram infiltração de linfócitos, eosinófilos e macrófagos e hipertrofia de células caliciformes (Terán *et al.* 2004). Em *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) de piscicultura, estes parasitas causaram necrose, descamação, inflamação, citólise e formação de cápsulas fibrosas no intestino (Gaines *et al.* 2012).

Em *Clarias gariepinus* Burchell, 1822, *Procamallanus laeviconchus* Wedl 1862 parasitava o estômago e a parte posterior do intestino. Este parasitismo causou infiltração celular, degeneração do tecido conjuntivo, formação de cápsula fibrosa compacta ao redor da extremidade cefálica do nematóide, eliminação das células epiteliais e vazamento de células sanguíneas para o lúmen do intestino. E o número de células caliciformes aumentou significativamente nos *C. gariepinus* fortemente parasitados (Khalil *et al.* 2009).

Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus parasito de *T. angulatus* da bacia do igarapé Fortaleza, um afluente do rio Amazonas na região de Macapá, no estado do Amapá, não causou nenhuma patologia. Este fato indicou que esta espécie de Nematoda quando ocorre em baixos índices parasitológicos e em ambientes naturais, não causam graves danos ao hospedeiro (Oliveira *et al.* 2016). No presente trabalho apesar de ter sido encontrada uma alta prevalência de *P. (S.) inopinatus* em *A. nuchalis*, não foram observados sinais clínicos (lesões ou hemorragias) que pudessem estar relacionadas à sua presença no tubo digestivo.

Dichelyne minutus Rudolphi, 1819 (Cucullanidae) causaram em *Neogobius bathybius* Kessler, 1877, erupção na mucosa intestinal, hiperplasia nas células caliciformes e nas células epiteliais. Essas alterações podem comprometer a integridade da mucosa normal, bloquear o canal alimentar, interferir de maneira geral na absorção de nutrientes pelo intestino, afetando o crescimento do peixe (Rezaei *et al.* 2013).

A avaliação histopatológica da parede intestinal de exemplares de *P. fasciatus*, parasitados naturalmente por *Cucullanus (Cucullanus) pseudoplatystomae* Moravec, Kohn & Fernandes, 1993 e *C. (C.) pinnai pinnai* Travassos, Artigas & Pereira 1928 mostraram alterações degenerativas, como necrose na mucosa e submucosa, hiperplasia

de células caliciformes, descamação discreta da mucosa, e em poucos casos houve descamação severa. Também em alguns casos observaram-se estruturas semelhantes a cortes transversais de helmintos na camada muscular (Campos *et al.* 2009).

Avaliações no tubo digestivo de *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1837 parasitados por *Spinitectus jamundensis* Thatcher & Padilha, 1977 mostraram ulcerações rodeando a extremidade anterior, região inserida na mucosa estomacal. Entretanto, não foi possível observar nenhuma alteração celular e/ou humoral que pudessem ser tomados como mecanismo de defesa por parte do hospedeiro. Os dados indicaram que as alterações produzidas por *S. jamundensis* não atingiram níveis críticos de patogenicidade (Ramallo *et al.* 2000).

Neste trabalho foi encontrada outra espécie de *Spinitectus*, *S. rodolphiheringi*. Entretanto, não se observou nenhum indivíduo inserido ou penetrando nas camadas teciduais. *Spinitectus rodolphiheringi* tem o corpo coberto de espinhos cuticulares, que talvez sejam utilizados apenas para auxiliar o indivíduo a sustentar-se sob as dobras das vilosidades da mucosa estomacal ou intestinal. Assim, o nematóide pode fixar-se “delicadamente” sob essas estruturas e permanecer ali, absorvendo os nutrientes disponíveis. Os dados indicaram que a fixação das espécies de Nematoda não foi suficiente para causar lesões mecânicas agressivas ou mesmo visíveis ao longo da mucosa avaliada. Ou simplesmente não houve a oportunidade de se encontrar um tecido lesionado.

No Brasil, larvas do gênero *Contracaecum* são comumente encontradas encapsuladas e encistadas no mesentério e órgãos viscerais de uma variedade de peixes, de ambientes marinhos e de água doce. Altas prevalências dessa espécie parasita podem implicar em complicações na saúde dos hospedeiros (Lymbery *et al.* 2002; Martins *et al.* 2005).

Um estudo foi realizado na cidade de São Bento, no Maranhão com espécimes de *Hoplias malabaricus* coletados de ambiente natural. Estes peixes estavam parasitados, dentre outros, por indivíduos do gênero *Contracaecum*, com prevalência de 82,8%. Entretanto, não foram observadas alterações histológicas nos órgãos avaliados (Rodrigues *et al.* 2017). Neste trabalho foi encontrada baixa prevalência (2,63%) de *Contracaecum* sp. parasitando o estômago de *A. nuchalis* e não foi observada nenhuma alteração no órgão amostrado nas análises histológicas.

A avaliação de um hospedeiro naturalmente poliparasitado, permite levantar questões sobre as relações hospedeiro-parasita, como: reações leves em certos órgãos

representam adaptação, tolerância, co-evolução ou modulação mais efetiva?; reações mais intensas representam a importância de tal órgão para a sobrevivência do hospedeiro ou a virulência dos helmintos?; o parasitismo em determinado órgão influencia, por meio da ação de sinais químicos, a reação de outras infecções parasitárias em outro local de infestação no mesmo hospedeiro como um cooperativismo parasitário?. A realização de experimentos também é fundamental para a compreensão de ciclos de vida e patogênese das espécies parasitas (Nelson *et al.* 2015; Santos *et al.* 2016).

O conhecimento taxonômico acerca de espécies parasitas e informações a respeito da relação parasita/hospedeiro em ambientes naturais são extremamente relevantes para compreender como estes indivíduos afetam seus hospedeiros, e dessa maneira, auxiliar na profilaxia e tratamento dos peixes parasitados, especialmente aqueles inseridos em ambientes artificiais (Luque 2004; Barber 2006; Takemoto *et al.* 2009; Ribeiro *et al.* 2016).

De forma geral, nos *A. nuchalis* anatomicamente e histopatologicamente analisados e naturalmente parasitados por nematóides endoparasitas, não foi detectada ou observada nenhuma alteração que pudesse comprometer a integridade e/ou o funcionamento normal dos tecidos estomacais e intestinais.

8. Conclusão

Os dados indicaram que a relação interespecífica entre *A. nuchalis* e as três espécies de Nematoda: *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus*, *Spinitectus rodolphiheringi* e *Contracaecum* sp. está aparentemente equilibrada e não causou danos severos que comprometessem a saúde dos peixes, indicando que estas espécies estão bem adaptadas a coexistência. Entretanto, estudos futuros e continuados são necessários e importantes para fornecer maiores informações sobre esta relação, e sobre a relação destes indivíduos com o meio em que vivem.

9. Bibliografia citada

- Abdallah, V.D.; Azevedo, R.K.; Carvalho, E.D.; Silva, R.J. 2012. New hosts and distribution records for Nematode parasites of freshwater fishes from São Paulo State, Brazil. *Neotropical Helminthology*, 6: 43-57.
- Agostinho, A.A.; Thomaz, S.M.; Gomes, L.C. 2005. Conservação da biodiversidade em águas continentais do Brasil. *Megadiversidade*, 1: 70-78.
- Albuquerque, M.C. 2013. *Biodiversidade das comunidades endoparasitárias de peixes forrageiros do reservatório de Três Marias, alto Rio São Francisco, MG, Brasil*. Tese (Doutorado), Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 309p.
- Albuquerque, M.C. 2016. Endoparasites of two species of forage fish from the Três Marias reservoir, Brazil: new host records and ecological indices. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*, 38: 139-145.
- Andrade, S.M.S.; Malta, J.C.O.; Ferraz, E. 2001. Fauna parasitológica de alevinos de matrinxã *Brycon cephalus* (Gunther, 1869) coletados nos rios Negro e Solimões, na Amazônia Central. *Acta Amazonica*. 31: 263-273.
- Ansary, T.H.; Moghaddar, N.; Esmaili, H.R. 2010. *Iranocichla hormuzensis* (Coad, 1982), a new paratenic host of *Contracaecum* sp. and *Phocanema* sp. (Nematoda: Anisakidae). *Comparative Clinical Pathology*, 19: 335-337.
- Aquino-Pereira, S.L. 2010. *Composição e estrutura das infracomunidades parasitárias de Brycon amazonicus (Spix & Agassiz, 1829) explotada nos rios Juruá e Purus, tributários do rio Solimões e desembarcada em Manaus no Estado do Amazonas, Brasil*. Tese de Doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Amazonas. 71p.
- Atroch, F.M.P.B. 2016. *Metazoários parasitas de Astronotus ocellatus (Agassiz, 1831) e Astronotus crassipinnis (Heckel, 1840) (Perciformes: Cichlidae) em lagos de várzea da Amazônia, Amazonas, Brasil*. Dissertação mestrado, Biologia de Água Doce e Pesca Interior, INPA, Manaus. 123p.
- Baldisserotto, B. 2009. *Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura*. Editora UFSM, Santa Maria. 350p.

- Barber, I. 2006. Parasites, behavior, and welfare in fish. *Applied Animal Behaviour Science*, 104: 251-264.
- Barros, L.A.; Moraes Filho, J.; de Oliveira, R.L. 2006. Nematóides com potencial zoonótico em peixes com importância econômica provenientes do rio Cuiabá. *Revista Brasileira de Ciência Veterinária*, 13: 55-57.
- Barros, L.A.; Mateus, L.A.F.; Braum, D.T.; Bonaldo, J. 2010. Aspectos ecológicos de endoparasitos de piranha vermelha (*Pygocentrus nattereri*, Kner, 1860) proveniente do rio Cuiabá. *Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 62: 228-231.
- Barthem, R.B.; Fabr e. N.N. 2003. Biologia e diversidade dos recursos pesqueiro da Amazônia. In: Rufino, M.L. (Ed.). *A pesca e os recursos pesqueiros da Amazônia*. Pr -Várzea, Manaus, Brasil, p.11-55.
- Bell, G.; Burt, A. 1991. The comparative biology of parasite species diversity: internal helminths of freshwater fish. *The Journal of Animal Ecology*, 9:1047-1064.
- Bellay, S.; Oliveira, E.F.; Almeida-Neto, M.; Lima Junior, D.P.; Takemoto, R.M.; Luque, J.L. 2013. Developmental stages of parasites influence the structure of fish-parasite networks. *PLoS ONE*, 8: 1-6.
- Bittencourt, L.S.; Pinheiro, D.A.; Cárdenas, M.Q.; Fernandes, B.M.M.; Tavares-Dias, M. 2014. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* in tributary of Amazonas River (Brazil). *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 23: 1-11.
- Bongers, T. 1999. The maturity index, the evolution of nematode life history traits, adaptive radiation and cp-scaling. *Pant and Soil*, 212: 12-22.
- Brooks, D.R.A; Hoberg, E.P. 2000. Triage for the biosphere: The need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. *Comparative Parasitology*, 67: 1-25.
- Bush, A.O.; Holmes, J.C. 1986. Intestinal helminthes of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64: 142-154.
- Bush, A.O.; Lafferty, K.D.; Lotz, J. M.; Shostak, A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. *The Journal of Parasitology*, 83: 575-583.
- Cal, J.A. 2006. *Histologia do trato digest rio do surumbi-pintado (Pseudoplatystoma coruscans – Agassiz, 1829)*. Disserta o de Mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo, 87p.

- Campbell, R.A.; Haedrich, R.L. Munroe, T.A. 1980. Parasitism and ecological relationship among deep-sea benthic fishes. *Marine Biology*, 57: 301-313.
- Campos, C.M.; Moraes, J.R.E.; Moraes, F.R. 2009. Histopatologia do intestino de *Pseudoplatystoma fasciatum* (Osteichthyes, Pimelodidae) parasitados com cestodas proteocefalídeos e nematodas. Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo, 84p.
- Cao, Y.D.; Williams, D.D.; Williams, N.E. 1998. How important are rare species in aquatic community ecology and bioassessment? *Limnology and Oceanography*, 43: 1403- 1409.
- Cao, X.J.; Wang, W.M. 2009. Histology and mucin histochemistry of the digestive tract of yellow catfish, *Pelteobagrus fulvidraco*. *Anatomia, Histologia e Embryologia*, 38: 254–261.
- Cavichiolo, F. 2009. Histologia: ferramenta relevante para estudos em peixes cultivados. In: Dias, M.T. (Ed.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, p. 602-624.
- Chicre, M.A. 2018. *As infracomunidades parasitárias de Anodus elongatus Agassiz, 1829 (Characiformes: Hemiodontidae) de um lago de várzea da Amazônia brasileira*. Dissertação de Mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil, 80p.
- Costa, D.P.C. 2011. *Fauna endoparasitária comparativa de Acestrorhynchus britskii Menezes, 1969 e Acestrorhynchus lacustris Lütken, 1875 (Actinopterygii, Acestrorhynchidae) do reservatório de Três Marias, bacia do rio São Francisco, Minas Gerais, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 71p.
- Dobson, A.; Lafferty, K.D.; Kuris, A.M.; Hechinger, R.F.; Jetz, W. 2008. Homage to Linnaeus: how many parasites? how many hosts? *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 105: 11482-11489.
- Dumbo, J.C. 2014. *Espécies de metazoários parasitos de Acestrorhynchus falcirostris (Cuvier, 1819) (Characiformes: Acestrorhynchidae) de lagos de várzea da Amazônia Central*. Tese de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 150p.
- Eiras, J.C. 1994. *Elementos de ictioparasitologia*. Fundação Engenheiro Antônio de Almeida, Porto. 339p.

- Eiras, J.C.; Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C. 2006. *Métodos de estudos e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes*. 2ª Ed., Eduem, Universidade Estadual de Maringá, Maringá, Brasil. 199p.
- Eiras, J.C.; Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C. 2010. *Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil*. Ed. Clichetec, Maringá, Brasil. 333p.
- Eschmeyer, W.N.; Fong, J.D. 2011. Pisces, Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, p. 26-38.
- Faccioli, C.K.; Chedid, R.A.; Amaral, A.C.; Vicentini, I.B.F.; Vicentini, C.A. 2014. Morphology and histochemistry of the digestive tract in carnivorous freshwater *Hemisorubim platyrhynchos* (Siluriformes: Pimelodidae), 64: 10-19.
- Ferraris, R.P.; Tan, J.D.; de la Cruz, M.C. 1987. Development of the digestive tract of milkfish, *Channos chanos*. *Aquaculture*, 61: 241–257.
- Fischer, C.; Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2002. A fauna de parasitas do tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) do médio rio Solimões, estado do Amazonas (AM) e do baixo rio Amazonas, estado do Pará (PA) e seu potencial como indicadores biológicos. *Acta Amazonica*, 33: 651-662.
- Fusco, A.C. 1980. Larval development of *Spirocamallanus cricotus* (Nematoda: Camallanidae). *Proceedings of Helminthology Society of Washington*, 47: 63-71.
- Franceschini, L. 2012. *Infecções parasitárias e microbianas na produção do pacu *Piaractus mesopotamicus* e do híbrido patinga procedentes da região noroeste do estado de São Paulo*. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, São Paulo, 99p.
- Frantova, D.; Moravec, F. 2003. Ultrastructure of the body wall of *Cystidicoloides ephemeridarum* (Nematoda, Cystidicolidae) in relation to histopathology of this nematode in salmonids. *Parasitology Research*, 91: 100-108.
- Froese, R.; Pauly, D. 2019. FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version (06/2018) (Acesso 05/11/2018).
- Gaines, A.P.L.; Lozano, L.E.S.; Viana, G.M.; Monteiro, P.C.; Araújo, C.S.O. 2012. Tissue changes in the gut of *Arapaima gigas* (Schinz, 1822), infected by the nematode *Spirocamallanus inopinatus* (Travassos, 1929). *Neotropical Helminthology*, 6: 147–157.

- Galvis, G.J.I.; Mojica, S.R.; Duque, C.; Castellanos, P.; Sanches-Duarte, M.; Arce, A.; Gutierrez, L. F.; Jimenez, M.; Santos, S.; Verajano-Rivadeneira, F.; Arbelaéz, E.; Prieto e M. Leiva. 2006. *Peces del medio Amazonas. Región de Leticia*. Série de Guías Tropicales de Campo N°5. Conservación Internacional. Editorial Panamericana, Formas e Impresos. Bogotá. 548p.
- Gomes, E.A. 2018. *Biodiversidade de parasitos de peixes da ordem Characiformes de diferentes níveis tróficos: detritívoro Prochilodus nigricans Spix & Agassiz, 1829; herbívoro, Mylossoma duriventre (Cuvier, 1818) e onívoro Chalceus erythrurus (Cope, 1870) de lagos de várzea do rio Solimões, na Amazônia brasileira*. Tese de Doutorado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. Amazonas. 131p.
- Hanski, I. 1982. Dynamics of regional distribution: the core and satellite species Hypothesis. *Oikos*, 38: 210-221.
- Hernández, D.R.; Pérez Ganeselli, M.; Domitrovic, H.A. 2009. Morphology, histology and histochemistry of the digestive system of south american catfish (*Rhamdia quelen*). *International Journal of Morphology*, 27: 105–111.
- Heupel, M.R.; Bennet, M.B. 1998. Infection of the epaulette shark, *Hemiscyllium ocellatum* (Bonnaterre), by the nematode parasite *Proleptus australis* Baylis (Spirurida: Physalopteridae). *Journal of Fish Diseases*, 21: 407- 413.
- Hoshino, M.D.F.G. 2013. *Parasitofauna em peixes Characidae e Acestrorhynchidae da bacia do Igarapé Fortaleza, estado do Amapá, Amazônia Oriental*. Dissertação de Mestrado, Biodiversidade Tropical (PPGBIO), Universidade Federal do Amapá, Macapá. 85p.
- Irion, G.; Junk, W.J.; Mello, J.A.S.N. 1997. The large Central Amazonian River Floodplains Near Manaus: Geological, Climatological, Hydrological and Geomorphological Aspects. In: Junk, W.J. (Ed.). *The Central Amazon Floodplain. Ecological Studies (Analysis and Synthesis)*. v. 126. Springer, Berlin, Heidelberg, p. 23-46.
- Jerônimo, G. T. 2013. *Sanidade de peixes criados no Brasil Central: Doenças parasitárias e suas interações com o ambiente e hospedeiros*. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 152p.
- Jilek, R.; Crites, J.L. 1982. The life cycle and development of *Spinitectus gracilis* (Nematoda: Spirurida). *Transactions of the American Microscopical Society*, 101: 75-83.

- Junk, W.J. 1983. As águas da região amazônica. In: Salati, E.; Junk, W.J.; Shubart, H.O.R.; Oliveira, A.E. (Eds.). *Amazônia: desenvolvimento, integração e ecologia. Conselho nacional de desenvolvimento científico e tecnológico*. Editora Brasiliense, Brasília. p. 45-100.
- Junk, W.J. 1997. Structure and function of the large Central Amazonian river - floodplains: Sythesis and discussion. In: Junk, W.J. (Ed.). *The central Amazon floodplain: ecology of a pulsing system: ecological studies*. Springer-Verlag, Heidelberg. p. 455 - 472.
- Junk, W.J.; Bayley, P.B.; Sparks, R.E. 1989. The flood pulse concept in river-floodplain systems. In: Dodge, D.P. (Ed.) Proceedings of the International Large River Symposium. *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences*. p. 110-127.
- Kennedy, C.R. 2001. Metapopulation and community dynamics of helminth parasites of eels *Anguilla anguilla* in the River Exe system. *Parasitology*, 122: 689-698.
- Keppner, E.J. 1975. Life Cycle of *Spinitectus micracanthus* Christian, 1972 (Nematoda: Rhabdochoniidae) from the bluegill, *Lepomis macrochirus* Rafinesque, 1819, in Missouri with a note on *Spinitectus gracilis* Ward & Magath, 1917. *The American Midland Naturalist*, 93: 411-423.
- Khalil, A.I.; El-Sheekh, H.E.; Radwan, N.A. 2009. Histopathological effect of the spiruoid nematode *Procamallanus laeviconchus* in the stomach and intestine of Nile catfish *Clarias gariepinus*. *The Egyptian Society of Experimental Biology*, 5: 109 – 113.
- Khatoon, N.; Bilquees, K.N. 1996. Histopathology of the stomach of fish *Rachycentron canadus* (L.) infected with the nematode *Raphidascaris* sp. (Railliet et Henry, 1915). *Pakistan Journal of Zoologia*, 16: 37-40.
- Knoff, M.; Clemente, S.C.; Andrada, C.G.; Padovani, R.E.S.; Gomes, D.C. 2007. Anisakidae parasitos de congrio-rosa, *Genypterus brasiliensis* Regan, 1903 comercializados no estado do Rio de Janeiro, Brasil, de interesse na saúde pública. *Parasitología latinoamericana*, 62: 127-133.
- Lacerda, A.C.F.; Takemoto, R.M.; Poulin, R.; Pavanelli, G.C. 2013. Parasites of the fish *Cichla piquiti* (Cichlidae) in native and invaded Brazilian basins: release not from the enemy, but from its effects. *Parasitology Research*, 112: 279-288.

- Leknes, I.L. 2011. Histochemical studies on mucin-rich cells in the digestive tract of the Buenos Aires tetra (*Hyphessobrycon anisitsi*). *Acta Histochemica*, 113: 353-357.
- Lima, M.A. 2010. *A fauna de parasitas de Serrasalmus rhombeus (Linnaeus, 1776) (Characiformes: Characidae) de lagos de várzea da Amazônia Central*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 25p.
- Løkka, G.; Austbø, L.; Falk, K.; Bjerka, I.; Koppang, E.O. 2013. Intestinal morphology of the wild Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Journal of Morphology*, 274, 859–876.
- Lopes, L.P.C. 2006. *Composição e estrutura da comunidade parasitária associada às espécies do gênero Pseudoplatystoma (Bleeker, 1862) (Siluriformes: Pimelodidae) da Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 44p.
- Lopes, L.P.C.; Varella, A.M.B.; Malta, J.C.O. 2009. Metazoan parasites of *Pseudoplatystoma punctifer* (Linnaeus, 1766) and *Pseudoplatystoma tigrinum* (Spix & Agassiz, 1829) (Siluriformes: Pimelodidae) of the Central Amazon Basin, Brazil. *Biologia Geral e Experimental*, 9: 3-15.
- Lowe-McConnell, R.H. 1999. *Estudos ecológicos de comunidades de peixes tropicais*. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo. 535p.
- Luque, J.L. 2004. Parasitologia de peixes marinhos na América do Sul: estado atual e perspectivas. In: Ranzani-Paiva MJT; Takemoto R.M.; Lizama M.A.P. (Eds.). *Saúde de Organismos Aquáticos*, São paulo, p. 199-215.
- Luque, J.L.; Mouillot, D.; Poulin, R. 2004. Parasites biodiversity and its determinants in coastal marine teleost fishes of Brazil. *Parasitology*, 128: 671-682.
- Luque, J.L.; Poulin, R. 2004. Use of fish as intermediate hosts by helminth parasites: a comparative analysis. *Acta Parasitologica*, 49: 353-361.
- Luque, J.L.; Poulin, R. 2007. Metazoan parasite species richness in Neotropical fishes: hotspots and the geography of biodiversity. *Parasitology*, 134: 865-878.
- Lymbery, A.J.; Doupe, R.G.; Munshi, M.A.; Wong, T. 2002. Larvae of *Contracaecum* sp. among inshore fish species of southwestern Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*, 51: 157-159.
- Machado, M.H.; Pavanelli, G.C.; Takemoto, R.M. 1996. Influence of the host's sex and size on endoparasitic infrapopulations of *Pseudoplatystoma corruscans* and

- Schizodon borelli* (Osteichthyes) of the high Paraná River, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 3: 143-148.
- Maia, V. 1979. Técnica Histológica. 2ª ed. Atheneu, São Paulo. 246p.
- Malta, J.C.O. 1984. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (lago Janauacá, rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). *Acta Amazonica*, 14: 355-372.
- Malta, J.C.O., 1993. *Ergasilus urupaensis* sp. n. (Copepoda, Ergasilidae) das brânquias de *Prochilodus nigricans* (Agassiz, 1829) (Characiformes: Prochilodontidae) da Amazônia brasileira. *Acta Amazonica*, 23: 449-456.
- Malta, J.C.O.; Varella, A.M.B. 2006. Os crustáceos branquiúros parasitas de peixes (Argulidae: Maxillopoda). In: Fonseca, C.R.V.; Magalhães, C.; Rafael, J.A.; Franklin, E. (Eds). *A Fauna de Artrópodos da Reserva Florestal Adolpho Ducke. Estado Atual do Conhecimento Taxonômico e Biológico*. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.17 - 29.
- Marcogliese, D.J. 1995. The role of zooplankton in the transmission of helminth parasites to fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 5: 336-371.
- Marcogliese, D.J. 2005. Parasites of the superorganism: are they indicators of ecosystem health? *International Journal for Parasitology*, 35: 705-716.
- Marcogliese, D.J.; Locke, S.A.; Gelinias, M.; Gendron, A.D. 2016. Variation in parasite communities in spottail shiners (*Notropis hudsonius*) linked with precipitation. *Journal of Parasitology*, 102: 27-36.
- Margolis, G.W.; Esch, J.C.; Holmes, A.M.; Kuris, S.; Schad, G.A. 1982. The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology*, 68: 131-133.
- Martins, M.S.A. 2018. *Diversidade da fauna de metazoários parasitos de Pimelodus blochii Valenciennes, 1840 (Siluriformes, Pimelodidae) de lagos de várzea da Amazônia brasileira*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 79p.
- Martins, M.L.; Onaka, E.M.; Fenerick-Junior, J. 2005. Larval of *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplias malabaricus* and *Hoplerythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidental marshlands of Maranhão, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 127: 51-59.

- Meguid, M.; Eure, H.E. 1996. Pathology associated with spiruroid nematodes *Camallanus oxyceohalus* and *Spinitectus carolini* in the intestine of green sunfish, *Lepomis cyanellus*. *Journal of Parasitology*, 82: 118-123.
- Melack, J.M.; Forsberg, B.R. 2001. Biogeochemistry of Amazon floodplain lakes and associated wetlands. In: McClain, M.E.; Victoria, R.L.; Richey, J.E. (Eds.). *The biogeochemistry of the Amazon Basin*. Oxford University Press, Oxford. p. 235-274.
- Menezes, R.C.; Tortelly, R.; Tortelly-Neto, R.; Noronha, D.; Pinto, R.M. 2006. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda: Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: pathology and morphology. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 111: 683-687.
- Miyazaki, T.; Rogers, W.A.; Semmens, K.J. 1988. Gastrointestinal histopathology of paddlefish, *Polyodon spathula* infected with larval *Hysterothylacium dollfus*. *Journal of Fish Diseases*, 11: 245-250.
- Moraes, G.; Almeida, L.C. 2014. Nutrição e aspectos funcionais da digestão de peixes. In: Baldisserotto, B. (Ed.). *Biologia e fisiologia de peixes neotropicais de água doce*. FUNEP, Jaboticabal. p. 233-252.
- Morais, A.M. 2011. *Biodiversidade da piranha vermelha Pygocentrus nattereri (Kner, 1858) (Characiformes; Serrasalminidae) e sua avaliação como bioindicadores na Amazônia Central*. Teste de doutorado, Manaus, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 243p.
- Morais, A.M.; Varella, A.M.B.; Villacorta-Correa, M.A.; Malta, J.C.O. 2009. Fauna de parasitos em juvenis de tambaqui *Collossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characidae: Serrasalminae) criados em tanques-rede em lago de várzea da Amazônia central. *Biologia Geral e Experimental*, 9: 14-23.
- Morais, A.M.; Varella, A.M.B.; Fernandes, B.M.M.; Malta, J.C.O. 2011. *Clinostomum marginatum* (Braun, 1899) and *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) metacercariae with zoonotic potential on *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1858) (Characiformes: Serrasalminidae) from Central Amazon, Brazil. *Neotropical Helminthology*, 5: 08-15.
- Moravec, F.; Kohn, A.; Fernandes, B.M.M. 1993. Nematode parasites of fishes of the Paraná River, Brazil: part 2, Seuratoidea, Ascaridoidea, Habronematoidea and acuarioidea. *Folia Parasitologica*, 40: 115-134.

- Moravec, F.; Vargas-Vazquez, J. 1996. The development of *Procamallanus (Spirocamallanus) neocaballeroi* (Nematoda: Camallanidae), a parasite of *Astyanax fasciatus* (Pisces) in Mexico. *Folia parasitologica*, 43: 61-70.
- Moravec, F.; Thatcher, V.E. 1997. *Raphidascaroides brasiliensis* n. sp. (Nematoda: Anisakidae), an intestinal parasite of the thorny catfish *Pterodoras granulosus* from Amazonia. Brazil. *Systematic Parasitology*, 38: 65–71.
- Moravec, F. 1998. *Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical region*. Institute of Parasitology, Academy of Sciences of the Czech Republic, Praga, Czech Republic. 464p.
- Moreira, A.C.; Oliveira, T.T.S.; Morey, G.A.M.; Malta, J.C.O. 2017. Metazoários parasitas de *Triportheus angulatus* (Spix & Agassiz, 1829) do lago Catalão, Rio Solimões, Amazonas, Brasil. *Folia Amazónica*, 26: 9 – 16.
- Morey, G.A.M. 2017. Diversidade dos metazoários parasitos de peixes carnívoros: *Serrasalmus altispinis* (Merckx, Jégu e Santos, 2000); *Rhaphiodon vulpinus* (Spix & Spix, 1829) e *Acestrorhynchus falcatus* (Bloch, 1794) de lagos de várzea da Amazônia. Tese de Doutorado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, 249p.
- Nachi, A.M. 1988. *Intestino de Prochilodus scrofa (curimatá): estudo histológico, histoquímico de glicoconjugados e da absorção de lipídeos utilizando diferentes métodos de inclusão*. Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 126p.
- Nelson, F.B.; Brown, G.P.; Shilton, C.; Shine, R. 2015. Host - parasite interactions during a biological invasion: The fate of lungworms (*Rhabdias* spp.) inside native and novel anuran hosts. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4: 206-215.
- Oliveira, M.S.B.; Gonçalves, R.A.; Tavares-Dias, M. 2016. Community of parasites in *Triportheus curtus* and *Triportheus angulatus* (Characidae) from a tributary of the Amazon River system (Brazil). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 51: 29-36.
- Olsen, W.O. 1974. *Animal Parasites. Their life cycles and ecology*. University Park Press, Baltimore. 562p.
- Pardo, S.C.; Núñez, M.D.; Barrios, R.A.; Prieto, M.G.; Atencio, V.G. 2009. Índices parasitarios y descripción morfológica de *Contraecaecum* sp. (Nematoda:

- Anisakidae) en blanquillo *Sorubim cuspicaudus* (Pimelodidae) del río Sinú. *MVZ Córdoba*, 14:1712-1722.
- Pavanelli, G.C.; Eiras, J.D.C.; Takemoto, R.M. 2008. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. Eduem, Maringá, 305p.
- Pelegri, L.S. 2013. *Fauna de metazoários parasitas do aruanã *Osteoglossum bicirrhosum* (Cuvier, 1829) (Osteoglossiformes: Osteoglossidae) dos rios Negro e Solimões, Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 48p.
- Pelegri, L.S.; Gomes, A.M.; Malta, J.C.O.; Alves, F. 2006. Descritores quantitativos das infracomunidades parasitas do trato digestório de *Osteoglossum bicirrhosum* (Cuvier, 1829) da Amazônia Central (Brasil). *CIVA 2006* (<http://www.civa2006.org>), 640-646.
- Pereira, T.L. 2010. *Parasitismo em *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) destinadas ao consumo humano, oriundos do lago de Furnas, Minas Gerais*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Lavras, Lavras. 84p.
- Pereira, J.N. 2014. *Avaliação do efeito de dietas vivas e formuladas sobre a fauna de parasitos e o desempenho zootécnico em juvenis de *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) durante o condicionamento alimentar*. Dissertação de Mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 44p.
- Pinto, E. 2008. Infecções parasitárias em pintados (*Pseudoplatystoma coruscans*, Agassiz 1829), em sistema de cultivo intensivo no município de dourados, MS. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Lavras, Lavras. 35p.
- Poleksic, V.; Mitrovic-Tutundzic, V. 1994. Fish gills as a monitor of sublethal and chronic effects of pollution. In: Müller, R.; Lloyd, R. (Eds.). *Sublethal and chronic effects of pollutants on freshwater fish*. Fishing News Books, Oxford. p.339-352.
- Porto, D.B. 2009. *Metazoários parasitas de *Pterygoplichthys pardalis* (Castelnaud, 1855) (Osteichthyes: Loricariidae) de lagos de várzea do rio Solimões entre Manaus e Coari, Estado do Amazonas, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil. 34p.
- Poulin, R.; Morand, S. 2000. The diversity of parasites. *The quarterly review of biology*, 75: 277-293.
- Poulin, R.; Leung, T.L.F. 2011. Body size, trophic level and the use of fish as transmission routes by parasites. *Oecologia*, 166: 731-738.

- Poulin, R. 2014. Parasite biodiversity revisited: frontiers and constraints. *International Journal of Parasitology*, 44: 581-589.
- Pozzer, R.F. 2015. Morfologia e histoquímica do tubo digestivo de mapará *Hypophthalmus marginatus*. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 51p.
- Price, W.P. 1987. Evolution in parasites communities. *International Journal for Parasitology*, 10: 209-214.
- Raji, A.R.; Norouzi, E. 2010. Histological and histochemical study on the alimentary canal in walking catfish (*Claris batrachus*) and piranha (*Serrasalmus nattereri*). *Iranian Journal of Veterinary Research*, 11: 255-261.
- Ramallo, G.; Teran, H.; Teisaire, E. 2000. Effects produced by *Spinitectus jamundensis* (Nematoda, Cystidicolidae) in the stomach of the shad, *Prochilodus lineatus* (Pisces, Prochilodidae). *Biological Journals Parasitology*, 55: 36-38.
- Reis, R.; Albert, J.; Di Dario, F.; Mincarone, M.; Petry, P.; Rocha, L. 2016. Fish biodiversity and conservation in South America. *Journal of fish Biology*, 89: 12-47.
- Rezaei, S.; Pazooki, J.; Sharifpour, I.; Masoumian, M. 2013. Histopathological observations in *Neogobius bathybius* (Actinopterygii: Gobiidae) infected by *Dichelyne minutus* (Nematoda: Cucullanidae) in the Caspian Sea, Iran. *Turkish Journal of Zoology*, 37: 329-333.
- Ribeiro, T.S.; Ueda, B.H.; Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M. 2016. Endoparasite fauna of *Brycon amazonicus* and *B. melanopterus* (Characidae, Bryconinae) from Negro and Solimões rivers, Amazon, Brazil. *Acta Amazonica*. 46: 107 – 110.
- Rocha, O. 2002. Perfil do conhecimento de biodiversidade em águas doces do Brasil. In: Lewinsohn, T.M; Prado, P.I. (Eds.). *Biodiversidade brasileira: síntese do estado atual do conhecimento*. Contexto, São Paulo. p. 165-169.
- Rodrigues, L.C.; Santos, A.C.G.; Ferreira, E.M.; Teófilo, T.S.; Pereira, D.M.; Costa, F.N. 2017. Aspectos parasitológicos da traíra (*Hoplias malabaricus*) proveniente da cidade de São Bento, MA. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 69: 264-268.

- Röpke, C.P.; Amadio, S.A.; Winemiller, K.O.; Zuanon, J. 2016. Seasonal dynamics of the fish assemblage in a floodplain lake at the confluence of the Negro and Amazon Rivers. *Journal of fish biology*, 89: 194-212.
- Rust, M.B. 2002. Nutritional physiology. In: Halver, J.E.; Hardy, R. W. (Eds.). *Fish Nutrition*. Academic press. San Diego. p. 367-505.
- Rychlinski, R.A.; Deardorff, T.L. 1982. *Spirocamallanus*: a potential fish health problem. *Freshwater Mar Aquarium*, 5: 22-23.
- Sánchez, L.N.R. 2018. Efectos de la frecuencia parasitaria de *Procamallanus inopinatus* y su caracterización estructural asociados a las lesiones histológicas en “sábalo cola roja” (*Brycon cephalus*), en muestras de ambientes controlados. Tesis de maestría. Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima. 103p.
- Santana, H.P. 2013. *A fauna parasitária de Cichla monoculus (Spix & Agassiz, 1831) (Perciformes: Cichlidae) de lagos de várzea da Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil. 66p.
- Santos, G.M.; Ferreira, E.J.G.; Zuanon, J.A.S. 2006. *Peixes comerciais de Manaus*. IBAMA – AM Pró-várzea, Manaus. 141p.
- Santos, M.D.; Thatcher, V.E.; Brasil-Sato, M.C. 2007. *Brasergasilus bifurcatus* sp. nov. (Copepoda, Ergasilidae, Abergasilinae) from the gills and nasal fossae of serrasalmid fishes from the Três Marias Reservoir, Upper São Francisco River, Minas Gerais State, Brazil. *Acta Parasitologica*, 52: 268–272.
- Santos, M.D. 2008. *Comunidades parasitárias de três espécies de peixes carnívoros do Reservatório de Três Marias, Alto Rio São Francisco, Minas Gerais, Brasil*. Tese de Doutorado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica. 186p.
- Santos, M.L.; Arantes, F.P.; Santiago, K.B.; Santos, J.E. 2015. Morphological characteristics of the digestive tract of *Schizodon knerii* (Steindachner, 1875), (Characiformes: Anostomidae): An anatomical, histological and histochemical study. *Annals of the Brazilian Academy of Sciences*, 87: 867-878.
- Santos, J.N.S.; Silva, D.C.B.; Feitosa, L.A.N.; Furtado, A.P.; Giese, E.G.; Melo, F.T.V. 2016. *Rhinella marina* (Amphibia: Bufonidae) versus *Rhabdias paranensis* (Nematoda: Rhabdiasidae): Expanding the view on a natural infection. *The Journal of Parasitology*, 102: 349-355.

- Saraiva, A.; Costa, J.; Serrão, J.; Cruz, C.; Eiras, J.C. 2015. A histology based fish health assessment of farmed seabass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Aquaculture*, 448: 375-381.
- Saraviva, A.; Moravec, F.; Pereira, A.; Cruz, C. 2002. Development of *Spinitectus inermis* (Nematoda: Cystidicolidae), a parasite of eel, *Anguilla anguilla*, in Europe. *Folia Parasitologica*, 49: 118-126.
- Serra-Freire, N.M. 2002. *Planejamento e análise de pesquisas parasitológicas*. Editora Universidade Federal Fluminense, Rio de Janeiro. 199p.
- Silva, A.G. 2004. *Alterações histopatológicas de peixes como biomarcadores da contaminação aquática*. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual de Londrina, Londrina. 80p.
- Silva, M.P. 2010. *A fauna parasitária de *Schizodon fasciatus* Spix & Agassiz, 1829 (Characiformes: Anostomidae) de lagos de várzea do rio Solimões, Amazônia, Brasil*. Dissertação de mestrado. Universidade Federal do Amazonas. 53p.
- Sioli, H. 1984. The Amazon and its main affluents: hydrography, morphology of the river courses, and river types. In: Sioli, H. (Ed.). *The Amazon, Monographiae Biologicae*. v. 56. The Hague: Dr W. Junk Publishers, p.127-165.
- Souza, A.K.S. 2018. Fauna de metazoários parasitos de *Pellona castelnaeana* Valenciennes, 1847 (Clupeiformes: Pristigasteridae) da Amazônia Brasileira. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas na Amazônia, Manaus. 71p.
- Schalch, S.H.C. 2011. Impactos causados por parasitoses em peixes criados na região noroeste paulista do estado de São Paulo. *Pesquisa & Tecnologia*. 8: 120-132.
- Shi, G.; Wang, J.X.; Liu, X.Z.; Wang, R.X. 2007. Study on histology and histochemistry of digestive tract in *Sebastiscus marmoratus*. *Journal of Fisheries of China*, 31: 293-302.
- Takemoto, R.M.; Lizama, M.; Guidelli, G.; Pavanelli, G.C. 2004. Parasitos de peixes de águas continentais. In: Ranzani-Paiva, M.J.T.; Takemoto, R.M., Lizama, M. (Eds.). *A sanidade de organismos aquáticos*. Editora São Paulo, São Paulo, p. 177-198.
- Tavares, L.E.R.; Alejos, J.L.F.L. 2006. Sistemática, biologia e importância em saúde coletiva das larvas de Anisakidae (Nematoda: Ascaridoidea) parasitas de peixes ósseos marinhos do estado do Rio de Janeiro, Brasil. In: Silva-Souza, A.T. (Ed.). *Sanidade de Organismos Aquáticos no Brasil*. Abrapoa, Maringá. 387p.

- Tavares-Dias, M.; Oliveira, M.S.B.; Gonçalves, R.A.; Silva, L.M.A. 2014. Ecology and seasonal variation of parasites in wild *Aequidens tetramerus*, a Cichlidae from the Amazon. *Acta Parasitologica*, 59: 158-164.
- Terán, H.R.; Ramallo, G.; Alcaide, M.F. 2004. Efectos producidos por *Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii* Vaz & Pereira, 1934 (Nematoda, Camallanidae) en *Astyanax fasciatus* y *Astyanax abramis* (Pisces, Characidae). *Acta Zoológica Lilloana*, 48: 123-135.
- Thatcher, V.E. 2006. Amazon Fish Parasites. In: Adis, J.; Arias, J.R.; Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M. (Eds.). *Aquatic Biodiversity in Latin America*: 2nd edition, Pensoft Publishers, Praga. 508p.
- Vale, J.D. 2003. *Composição e abundância da ictiofauna na área do Catalão, Amazônia Central*. Dissertação de mestrado, Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônica/ Manaus. 59p.
- Vargas, M. 2012. Lesiones histopatológicas asociadas a la presencia de parásitos en branquias de gamitana (*Colossoma macropomum*) juveniles criadas en forma semiintensiva. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima. 65p.
- Varella, A.M.B. 1985. O ciclo biológico de *Ergasilus bryconis*, Thatcher, 1981 (Crustacea: Poecilostomoitoida, Ergasilidae) parasita das brânquias do matrinxã, *Brycon erythropterus* (Cope, 1872) e aspectos de sua ecologia. Natal: Ed. Universitária Universidade Federal do Rio Grande do Norte. 100p.
- Vari, R.P.; Ferraris Jr, C.J. 1998. The Neotropical catfish genus *Epapterus* Cope (Siluriformes: Auchenipteridae): a reappraisal. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 111: 992-1007.
- Vicente, J.J.; Rodrigues, H.O.; Gomes, D.C. 1985. Nematóides do Brasil, 1ª parte: nematóides de peixes. *Atas Society Biology*, 25: 1-79.
- Vieira-Menezes, F.G. 2013. *Helmintofauna de Astyanax fasciatus (Cuvier, 1819) (Actinopterygii: Characidae) do alto rio São Francisco, Minas Gerais, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 140p.
- Vieira-Menezes, F.G.; Costa, D.P.C.; Brasil-Sato, M.C. 2017. Nematodes of *Astyanax fasciatus* (Actinopterygii: Characidae) and their parasitic indices in the São Francisco River, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 12: 241-302.

- Vital, J.F.; Varella, A.M.B.; Porto, D.B.; Malta, J.C.O. 2011. Sazonalidade da fauna de metazoários de *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1858) no lago Piranha (Amazonas, Brasil) e a avaliação de seu potencial como indicadora da saúde do ambiente. *Biota Neotropica*, 11: 199-204.
- Vital, J.F. 2018. *Diversidade de metazoários parasitas de três espécies de peixes detritívoros do gênero Potamorhina (Characiformes: Curimatidae) de lagos de várzea da Amazônia*. Tese de Doutorado. Instituto Nacional de Pesquisas na Amazônia, Manaus, 170p.
- Vitória, M.R. 2019. *Metazoários parasitos de Hypophthalmus edentatus Spix & Agassiz, 1928 (Siluriformes: Pimelodidae) de lagos de várzea da Amazônia brasileira*. Dissertação de Mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 86p.
- Windsor, D.A. 1998. Most of the species on earth are parasites. *International Journal for Parasitology*. 28: 1939-1941.
- Zhang, Z. 2011. Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 1-237.