



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
INSTITUTO SOCIOAMBIENTAL E DOS RECURSOS HÍDRICOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA E RECURSOS
AQUÁTICOS TROPICAIS**

FLÁVIA RODRIGUES CABRAL

**ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE MIXOSPORÍDIOSE EM PEIXES
ORNAMENTAIS *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) E *Moenkhausia
oligolepis* (GUNTHER, 1864) PROVENIENTES DO RIO TAIASSUÍ, BENEVIDES/
PA**

BELÉM - PA

2018



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
INSTITUTO SOCIOAMBIENTAL E DOS RECURSOS HÍDRICOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA E RECURSOS
AQUÁTICOS TROPICAIS**

FLÁVIA RODRIGUES CABRAL

**ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE MIXOSPORÍDIOSE EM PEIXES
ORNAMENTAIS *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) E *Moenkhausia
oligolepis* (GUNTHER, 1864) PROVENIENTES DO RIO TAIASSUÍ, BENEVIDES/
PA**

**Dissertação de Mestrado
apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Aquicultura e
Recursos Aquáticos Tropicais da
Universidade Federal Rural da
Amazônia como requisito para
obtenção do grau de Mestre.**

**Área de concentração: Ecologia aquática e
manejo de recursos naturais.**

Orientador: Prof. Dr. Edilson Rodrigues Matos

BELÉM - PA

2018

Cabral, Flávia Rodrigues

Aspectos morfológicos de mixosporídiase em peixes ornamentais *Potamorrhaphis guianensis* (Jardine, 1843) e *Moenkhausia oligolepis* (Gunther, 1864) provenientes do rio Taiassuí, Benevides / PA / Flávia Rodrigues Cabral. – Belém, PA, 2018.

55 f.

Dissertação (Mestrado em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais) – Universidade Federal Rural da Amazônia, 2018.

Orientador: Edilson Rodrigues Matos.

1. Myxozoa – Parasitos. 2. Peixe Agulha 3. Olho de Fogo. 4. Mixosporídiase. I. Matos, Edilson Rodrigues (orient.) II. Título.

CDD – 593.5073

FLÁVIA RODRIGUES CABRAL

ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE MIXOSPORÍDIOSE EM PEIXES ORNAMENTAIS *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) E *Moenkhausia oligolepis* (GUNTHER, 1864) PROVENIENTES DO RIO TAIASSUÍ, BENEVIDES/ PA

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais da Universidade Federal Rural da Amazônia como requisito para obtenção do grau de Mestre. Área de concentração: Morfologia / Parasitologia.

Data da Defesa: 25/04/2018

Banca Examinadora:

_____ Orientador

Prof. Dr. Edilson Rodrigues Matos / Universidade Federal Rural da Amazônia

_____ Membro 1

Prof. Dr. Igor Guerreiro Hamoy / Universidade Federal Rural da Amazônia

_____ Membro 2

Prof. Dr. Moacir Cerqueira da Silva / Universidade Federal Rural da Amazônia

_____ Membro 3

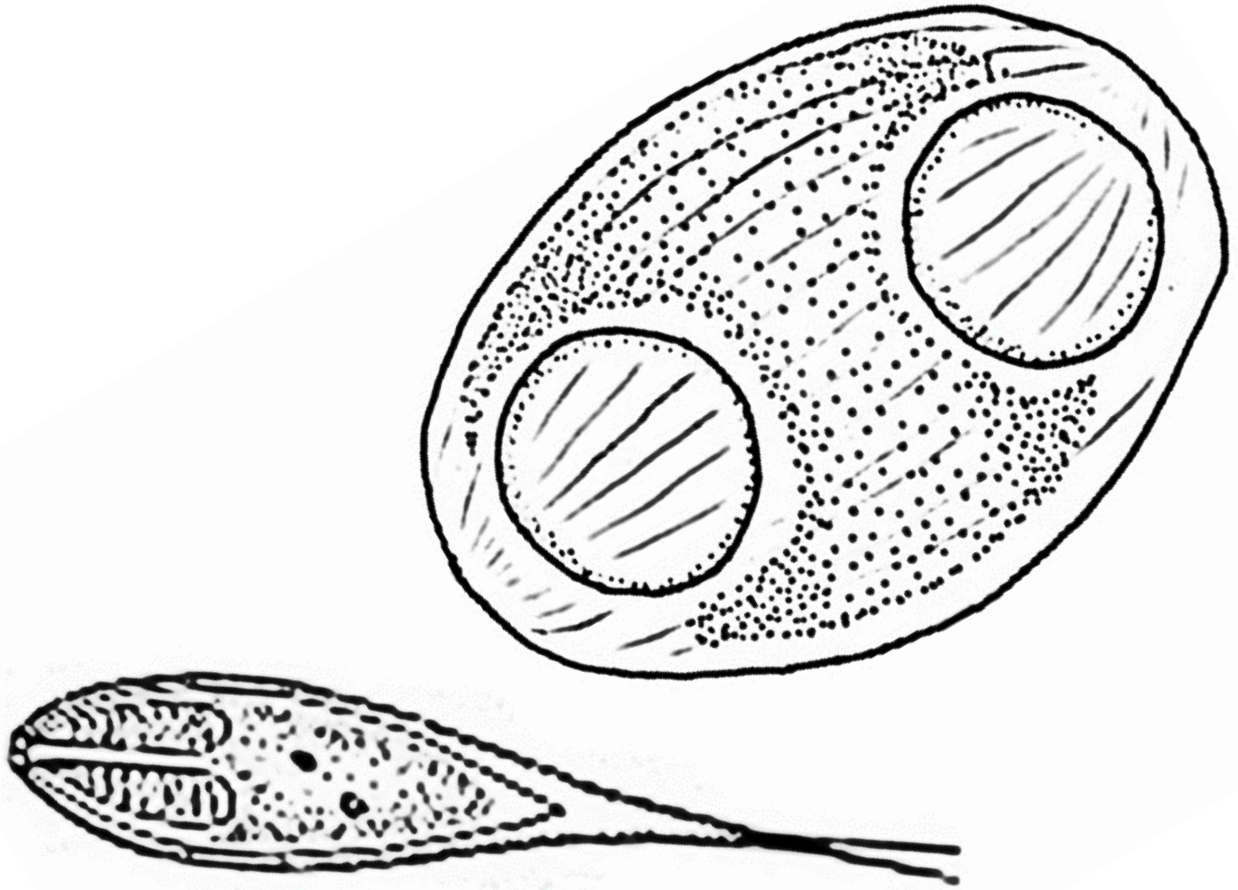
Prof. Dr. Israel Hidenburgo Aniceto Cintra / Universidade Federal Rural da Amazônia

_____ Membro suplente

Prof. Dr. Nuno Filipe Alves Correia de Melo / Universidade Federal Rural da
Amazônia

**“Não seria muito um universo se não fosse
o lar das pessoas que você Ama”.**

Stephen Hawking



A Ronaldo Cabral e

Celiana Cabral,

Dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sua grandiosa energia, pela existência de toda forma de vida e do universo.

Aos meus pais Ronaldo Cabral e Celiana Cabral por todo apoio, confiança e força que sempre me deram.

Ao meu orientador Dr. Edilson Rodrigues Matos (LPCA/UFRA), por ter aberto as portas de seu laboratório, permitido e dado oportunidade de aprendizado nesse sub-mundo tão grandioso e diversificado que é o dos microparasitos. Obrigada por todo seu conhecimento repassado, paciência, cobranças e dedicação ao ensinar e principalmente, por sua força de vontade e paixão pelo que faz, realmente é um exemplo de dedicação profissional. Obrigada pela oportunidade, por acreditar na minha capacidade e pelos sutis conselhos sobre a vida.

Ao Dr. Igor Gerreiro Hamoy (LGA/UFRA), pela oportunidade de estágio na área de biologia molecular, foi, sem dúvida, um acréscimo importante para o meu conhecimento.

A todos os professores do Curso de Pós-Graduação pelo conhecimento e aprendizado repassado.

Aos meus familiares que sempre estiveram ao meu lado dando conselhos e apoio nos momentos mais difíceis.

Ao meu querido José Antônio da Silva Junior, por toda sua paciência, alegria e amor. Obrigada por existir e fazer parte da minha vida!

A todos os meus amigos do laboratório Carlos Azevedo Deth, Weverton, Dani, Kelly, Lorena, João, Neto, Pati, Michel, Jacqueline, Diehgo, Joyce, Lenize, Iracema, Márcia, Michelle, Marysol, Larissa, Carlos e Débora pelo tempo que passamos juntos (alegres, tensos e tristes) e principalmente pela parceria, apoio e amizade que construímos nesses anos.

À toda equipe de trabalho do LPCA, especialmente ao Weverton Jhon “Wevertong”, pela amizade, auxílios, conversas, conselhos, por me ouvir e por toda ajuda de sempre e ao José Sindeaux Neto, por toda ajuda, ensinamentos, conselhos, pela alegria que transborda e transmite a todas as pessoas ao seu redor, pelo apoio, parceria e amizade de todos os momentos.

Ao Sávio Guerreiro, pela amizade e por todas as conversas e trocas de experiência sobre biologia molecular.

A todos os que contribuíram com as coletas de campo Cayo Cauhy, Gabriel Rodrigues, Rafael Rodrigues, Ronaldo Cabral, José Antônio, João Lauro, Carlos Santana, Larissa Tavares, Rui Farias, Lucas Cauhy, Lucas Gonçalves e Ana das Graças, vocês foram fundamentais para a execução deste trabalho.

Ao meu primo Cayo César Rodrigues Cauhy, que foi quem me ensinou as práticas de campo e coletas dos peixes de forma adequada. Obrigada por sua paciência, atenção e presteza.

À Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), e ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais (PPG-AqRAT) por abrirem as portas da instituição me dando a oportunidade de realizar o Mestrado.

A empresa FCCAUHY importação e exportação de peixes ornamentais, por instigar em mim a curiosidade por esta linha de pesquisa.

À CAPES, pela bolsa concedida, contribuição fundamental para desenvolvimento desta dissertação.

Ao CNPq, e FAPESPA pelo financiamento de projetos que contribuíram na realização das colheitas e aquisição de substâncias químicas para o desenvolvimento deste trabalho. Ao IBAMA e SISBIO-ICMBIO.

A todos aqueles que de alguma forma estiveram próximos a mim, na execução deste trabalho.

E por fim, aos microparasitos, por existirem, proporcionando a presença desta linha de pesquisa que nos permite entender e descobrir, a cada momento, que o mundo vai muito além do que nossos olhos conseguem enxergar.

RESUMO

As espécies *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) e *Moenkhausia oligolepis* (GUNTHER, 1864), conhecidas como peixe agulha e olho de fogo, respectivamente, são utilizadas no mercado nacional e internacional de peixes ornamentais, podendo estar propensas a diversos tipos de parasitos. Tendo em vista o comércio e as modificações provocadas ao meio ambiente, se fazem necessários estudos sobre microparasitos que podem causar danos aos hospedeiros e na comercialização. O presente trabalho avaliou 100 exemplares, sendo 50 de *P. guianensis* e 50 de *M. oligolepis*, capturados no rio Taiassuí, bacia do rio Guamá, localizada no município de Benevides (01°21'S, 48°14'W). Os animais foram transportados vivos até o Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo (LPCA-UFRA), em Belém-PA, para as análises. Pequenos fragmentos de órgãos foram retirados a fim de analisar e observar a presença de microparasitos. Foi identificada a presença do Filo Myxozoa em *P. guianensis* e *M. oligolepis*, processados com técnicas histológicas e preservado material para microscopia eletrônica (MET / MEV) e Biologia Molecular (BM).

Palavras-chave: Myxozoa, Peixe agulha, Olho de fogo.

ABSTRACT

The species *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) and *Moenkhausia oligolepis* (GUNTHER, 1864), known as needlefish and red-eye tetra, respectively, are used in national and international market of ornamental fish, and may be prone to different types of parasites. In view of trade and the changes caused to environment, required microparasites studies that can cause damage to hosts, commercialization and environment. The present study evaluated 100 specimens, 50 of *P. guianensis* and 50 of *M. oligolepis*, captured no Taiassuí River, Guamá river basin, located in the municipality of Benevides (01 ° 21'S, 48 ° 14'W). The animals were transported to the Carlos Azevedo Research Laboratory (LPCA-UFRA), in Belém-PA, for analysis. Fragments from various groups were taken to analyze and observe the presence of microparasites. The presence of the Myxozoa Phylum was identified in *P. guianensis* and *M. oligolepis*, processed with histological techniques and preserved material for electron microscopy (MET / MEV) and Molecular Biology (BM).

Keywords: Myxozoa, needlefish, red-eye tetra.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1:** Município de Benevides, rio Taiassuí, área de coleta. **15**
- Figura 2:** Exemplar de *P. guianensis*. **19**
- Figura 3:** Exemplar de *M. oligolepis*. **21**
- Figura 4:** Demonstração do ciclo de vida de Myxozoa, destacando hospedeiro intermediário (a), esporo eliminado (b), hospedeiro definitivo, anelídeo poliqueta (c), actinosporo eliminado na água para infecção e reinício do ciclo (d). **23**
- Figura 5:** (a) Bacia de coleta do rio Taiassuí, Benevides, Pará. (b) Rede de arrasto utilizada para coleta. (c) Modo de utilização da rede para captura dos espécimes. (d) Peneiras utilizadas para captura dos indivíduos. **24**
- Figura 6:** (a) Estereomicroscópio (lupa) Zeiss Stemi DCR, utilizado para análise externa e de órgãos internos dos hospedeiros. (b) Microscópio de luz (ML) Olympus CX41, para a visualização de pequenos fragmentos parasitados ou não. **26**
- Figura 7:** (a) Bateria alcoólica para desidratação do material em escala crescente. (b) Estufa contendo parafina líquida para impregnação em material, destacado pelo círculo. **27**
- Figura 8:** (a) Aparelho Tissue Embedding Center Micron EC350 utilizado para inclusão em blocos dos materiais estudados. (b) Micrótomo Rotary Microtome Micron HM315 para os cortes a uma espessura de 5µm. (c) Banho Maria utilizado a uma temperatura média de 37 °C para distensão dos cortes e facilitar a “pescagem” do material, sem artefatos. **27**
- Figura 9:** Microscópio de luz ZEISS PRIMO STAR acoplado com câmera fotográfica ZEISS AxioCam ERc 5s. **28**
- Figura 10:** (a) Fotomicrografia de luz de corte histológico de Intestino (I), Fígado (F) e Vesícula Biliar (VB), com destaque para formação plasmodial (cabeça de seta) contendo plasmódios dispóricos de Myxozoa (*) corado em Hematoxilina e Eosina (HE), barra de escala 150 µm. (b) Fotomicrografia de luz com técnica de coloração em Ziehl-Nielsen (ZN), com destaque para os **30**

esporos (S) de Myxozoa. Ampliação 40 X, barra de escala 20 µm. (c) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de Myxozoa (cabeça de seta), dispersos no conteúdo da vesícula biliar, com destaque para as cápsulas polares (CP) e plasmódio diespórico (*) Barra de escala 25 µm/ **INSET** – esporo de Myxozoa, barra de escala 10 µm. (d) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de Myxozoa demonstrando as nervuras das válvulas (NV) (cabeça de seta) e o número de voltas (4~5) do filamento polar (FP) (indicados pelas setas), dispersos no líquido vesical da Bile (B) em vesícula biliar de *P. guianensis*. Ampliação 100x, barra de escala em 10 µm.

Figura 11: (A) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de *Henneguya sp.* **34** (cabeça de seta), dispersos na brânquia de *M. oligolepis*, com destaque para o corpo esporal (cabeça da seta) e projeção caudal (*). Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros/ **INSET** – esporo de *Henneguya sp.* com destaque para as capsulas polares (CP), ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros. **(B)** Fotomicrografia em luz de corte histológico de Brânquia (seta), com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya sp.* Técnica de coloração em Hematoxilina e Eosina. Ampliação 10 X, barra de escala 20 micrometros. **(C)** Técnica de coloração em Ziehl-Nielsen, com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya sp.*, ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros.

Figura I: (A) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de *Henneguya sp.* **47** (cabeça de seta), dispersos na brânquia de *M. oligolepis*. **(B)** Fotomicrografia em luz a fresco com destaque para as cápsulas polares (CP), corpo esporal (*) e projeção caudal (cabeça de seta). Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros/ **INSET** – esporo de *Henneguya sp.*, Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros. **(C)** Fotomicrografia em luz de corte histológico de Brânquia (seta), com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya sp.* Técnica de coloração em Hematoxilina e Eosina. Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros. **(D)** Técnica de coloração em Ziehl-Nielsen, com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya sp.* (cabeça da seta). Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros.

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

%	Porcentagem
'S	Minuto Sul
'W	Minuto Oeste
Jan	Janeiro
Dez	Dezembro
BM	Biologia molecular
C	Cauda
CEUA	Comissão de Ética no uso de Animais
cm	Centímetro
CP	Cápsula polar
Da	Disco de ancoragem
et.al	Outros autores
F	Fígado
FP	Filamento polar
g	Grama
H	Hora
HE	Hematoxilina-Eosina
I	Intestino
Km ²	Quilômetro quadrado
LPCA	Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo
MEV	Microscopia eletrônica de Varredura
mg/l	Miligrama por Litro
ML	Microscopia de luz
N	Núcleo
°	Grau
°C	Grau Celsius
P	Parede do esporo
Pa	Pará
Po	Polaroplasto
S	Esporos
sp	Espécie não identificada
TEM	Microscopia eletrônica de transmissão
UFRA	Universidade Federal Rural da Amazônia
V	Vacúolo
VB	Vesícula biliar
ZN	Ziehl-Neelsen
µm	Micrômetro

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	15
1.1.	A AMAZÔNIA E A PESCA ORNAMENTAL	15
1.2.	ÁREA DE ESTUDO	16
1.3.	PARASITISMO	17
2.	OBJETIVOS	18
2.1.	OBJETIVO GERAL	18
2.2.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
3.	JUSTIFICATIVA	19
4.	REFERÊNCIAL TEÓRICO	20
4.1.	NOMENCLATURA SISTEMÁTICA DOS HOSPEDEIROS	20
4.1.1	<i>Potamorraphis guianensis</i> (Peixe Agulha)	20
4.1.1.1	Familia Belonidae	20
4.1.1.2	<i>P. guianensis</i>	21
4.1.2.	<i>Moenkhausia oligolepis</i> (Olho de fogo)	22
4.1.2.1	Familia Characidae	22
4.2.	MICROPARASITOS	23
4.2.1	Filo Myxozoa	23
5	MATERIAL E MÉTODOS	25
5.1	COLETA E TRANSPORTE	25
5.2	PROCEDIMENTO LABORATORIAL	26
5.3	TÉCNICA MORFOLÓGICA (HISTOLÓGICA)	27
6	RESULTADOS E DISCUSSÃO	30
6.1	<i>P. guianensis</i>	30
6.2	<i>M. oligolepis</i>	32
7	CONCLUSÃO	34
8	AGRADECIMENTOS	34
	REFERÊNCIAS	35
	Capítulo I:	42
	ANEXO I- Registro de coleta de campo	53
	ANEXO II- Ficha do livro de registro – LPCA/UFRA	54
	ANEXO III- Ficha de processamento de material biológico – LPCA/UFRA	55

1. INTRODUÇÃO

1.1. AMAZÔNIA E A PESCA ORNAMENTAL

A Amazônia possui uma extensa área, que abriga uma grande diversidade de organismos aquáticos, sendo esta a principal fonte de renda e subsistência de comunidades ribeirinhas residentes às margens dos rios. A exploração do pescado como principal fonte de renda e economia na região amazônica, se destaca em relação às demais regiões brasileiras pela riqueza e diversidade de espécies encontradas, o que contribui também para o elevado índice de exploração dos espécimes comercializados (SANTOS e SANTOS, 2005; TORRES, 2007).

A fauna de peixes em águas doces é muito rica, abrangendo um total de 28.000 espécies (NELSON, 2006), e deste total, o Brasil abriga cerca de 2.587 (dois mil e quinhentos e oitenta e sete) espécies, existindo ainda muitas desconhecidas (BUCKUP et al., 2007).

A exploração de peixes em ambientes aquáticos é uma atividade bastante expressiva em algumas áreas da região Amazônica, correspondendo a uma exploração desenfreada, para algumas espécies, sendo comercializados principalmente nos mercados aquarofilistas nacional e internacional (BATISTA et al., 2004; PRANG, 2004; SANTOS e SANTOS, 2005; NETO, 2011).

A pesca ornamental é uma atividade de grande importância econômica para os países em desenvolvimento, influenciando a comunidade pesqueira ao crescimento da atividade industrial (SANTOS e SANTOS, 2005). O comércio para o exterior é mantido por diversas empresas, e dentre os países que mais se destacam para exportação estão, China, Hong Kong, Taiwan, Estados Unidos, Inglaterra, Tailândia, Grã-Bretanha, Singapura, França, Dinamarca, República Tcheca, Canadá, Austrália, Áustria, Coreia do Sul, dentre outros (SANTOS e SANTOS, 2005; TORRES, 2007; PRANG, 2007).

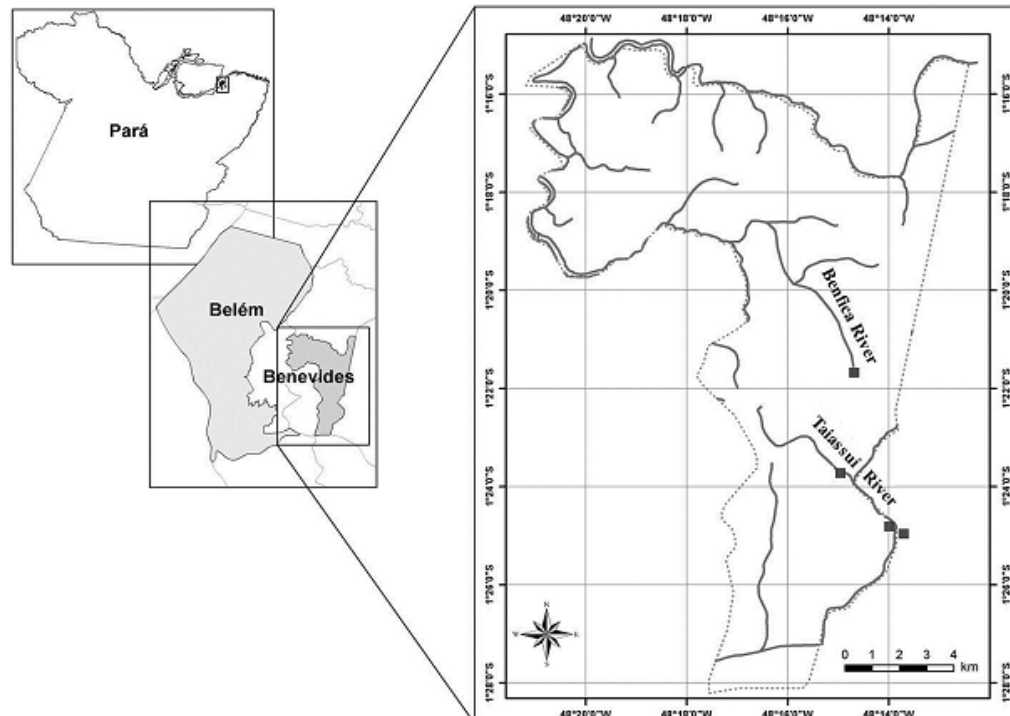
A Secretaria do Estado de Pesca e Aquicultura – SEPAQ (2016) realizou levantamento estatístico sobre a pesca ornamental em todas as seis mesorregiões do Estado do Pará, destacando 70 municípios onde as pescarias ocorrem nas principais bacias de drenagem que configuram as sub-regiões hidrográficas do Pará: Araguaia, Tocantins, Xingu, Tapajós, Amazonas e Guamá.

1.2. ÁREA DE ESTUDO

Benevides ($01^{\circ}21' S$, $48^{\circ}14' W$) (Figura 1) está localizada no nordeste do estado do Pará, e tem uma área total de 188 km^2 . Caracteriza-se por elevadas taxas de desmatamento, com perda da cobertura florestal original superior a 23% (BRANDON et al., 2005). Com apenas 30% de sua vegetação original (SEPOF, 2006), a região de Benevides tem um clima tropical úmido com uma temperatura média de cerca de 26°C podendo alcançar até 36°C nos meses de setembro a novembro (RAIOL et al., 2012).

O rio Taiassuí está entre os corpos de água mais importantes do município de Benevides, utilizada para o turismo e para a pesca (RAIOL et al., 2012). Está localizado próximo à região metropolitana de Belém, capital do estado do Pará. Esta região tem aproximadamente 60 mil habitantes (IBGE, 2016), e perdeu a maior parte da sua cobertura florestal original, o que levou à fragmentação do habitat e perda de grande biodiversidade (ALMEIDA e VIEIRA, 2010).

Figura 1: Município de Benevides, rio Taiassuí, área de coleta.



Fonte: Raiol et al., 2012.

1.3. PARASITISMO

A carne de peixe é rica em nutrientes, contudo o crescente interesse pelo consumo do peixe cru ou mal cozido tem induzido as autoridades sanitárias e pesquisadores a prestarem mais atenção neste alimento, tendo em vista que já foi estabelecida a presença de bioagentes com potencial zoonótico, presente em diferentes animais aquáticos (RANZANI-PAIVA et al., 2004; BENIGNO et al., 2012).

O peixe pode ser contaminado por parasitos que podem ser considerados como zoonóticos potencialmente prejudiciais aos seres humanos (KEELING e FAST, 2002; MATOS, 2007). Tais agentes patogênicos podem ser classificados em dois grupos: os parasitos de interesse na saúde pública que pode ser prejudicial para os consumidores e os agentes que afetam somente os peixes através de lesões que podem alterar o seu valor comercial (GONZALEZ et al., 2001).

A fauna parasitária pode conviver em equilíbrio com os peixes sem causar danos aos mesmos (PAVANELLI et al., 2008; FRANCESCHINI, 2012). Porém, é importante frisar, que durante a captura, o estresse causado pelo manejo inadequado e ambientes alterados, pode desencadear alteração na relação do hospedeiro com o parasito e o meio ambiente, causando infecções que podem levar a morte do indivíduo ou ocasionar lesões nos tecidos que irão comprometer a qualidade do material para o comércio (PAVANELLI et al., 2002).

O elevado manejo no meio ambiente para os diferentes tipos de comercialização leva a uma variação dos parâmetros ambientais existentes no meio aquático com alterações além dos limites aceitáveis, podendo predispor os peixes a agentes invasores, disseminação de parasitos e provocar enfermidades, que podem estar tendo uma maior proliferação a partir do desequilíbrio do ecossistema (GENOVEZ et al., 2008).

Animais aquáticos, como os peixes de água doce, marinha e estuarina de diversas áreas geográficas podem ser hospedeiros de variadas formas de parasitismo ocasionadas por vírus, bactérias, fungos, protozoários, metazoários e outros (EIRAS, 1994; WOO, 2003; RANZANI-PAIVA et al., 2004; WOO, 2006; BENIGNO et al., 2012). Em vista disso, o presente trabalho realiza uma descrição

morfológica de microparasitos, com a finalidade de contribuir para o melhor estudo do estado sanitário da fauna ictiológica da Amazônia.

Estudos que determinem a ocorrência de microparasitos eucariotos em peixes são de suma importância para a comunidade científica, além do conhecimento de prevalência ambiental, podendo provocar a presença de doenças no hospedeiro, causando desequilíbrio do ecossistema.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL:

Identificar e descrever morfológicamente os microparasitos eucariotos em *P. guianensis* (JARDINE, 1843) e em *M. oligolepis* (EIGENMANN, 1903), provenientes do rio Taiassuí, localizado no município de Benevides / Pa.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Analisar a localização dos microparasitos eucariotos em relação aos órgãos do hospedeiro;
- Identificar os microparasitos eucariotos encontrados por meio de técnicas histológicas;
- Realizar identificação taxonômica sobre os microparasitos eucariotos encontrados nos peixes estudados;
- Contribuir para um melhor conhecimento científico do estado sanitário dos peixes na Amazônia.

3. JUSTIFICATIVA

A ocorrência de microparasitismo em peixes é algo muito comum, contudo muitas espécies de parasitos ainda não foram estudadas e descritas, principalmente devido à carência de pessoal qualificado para identificação. É importante destacar também a prevalência do parasitismo relacionada ao ambiente em que se encontra, muitas das vezes, sem saneamento básico e com os esgotos de dejetos sendo liberados nos próprios rios.

Em vista a exploração dos recursos pesqueiros na Amazônia e o pouco conhecimento dos parasitos de peixes que fazem parte da pesca ornamental na Amazônia, se fazem necessários estudos a fim de identificar o estado ictio-sanitário do pescado utilizado para o consumo e outros fins.

Para tanto, o presente trabalho teve como objetivo caracterizar os microparasitas de duas espécies de peixes ornamentais desta região, *M. oligolepis* e *P. guianensis*, provenientes do rio Taiassuí (Município de Benevides/PA). Foram utilizadas técnicas morfológicas (histologia) e direcionadas também, para microscopia eletrônica de transmissão e de varredura, além da biologia molecular. Referidas técnicas também foram utilizadas para a caracterização de gêneros e espécies encontradas, fazendo ainda, análise da relação parasito-hospedeiro e verificação de possíveis alterações morfológicas.

4. REFERÊNCIAL TEÓRICO

4.1. NOMENCLARURA E SISTEMÁTICA DOS HOSPEDEIROS

As classificações taxonômicas das espécies de peixes apresentadas abaixo estão de acordo com Itis, 2018.

4.1.1. *Potamorrhaphis guianensis* (Peixe Agulha)

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Classe: Actinopterygii

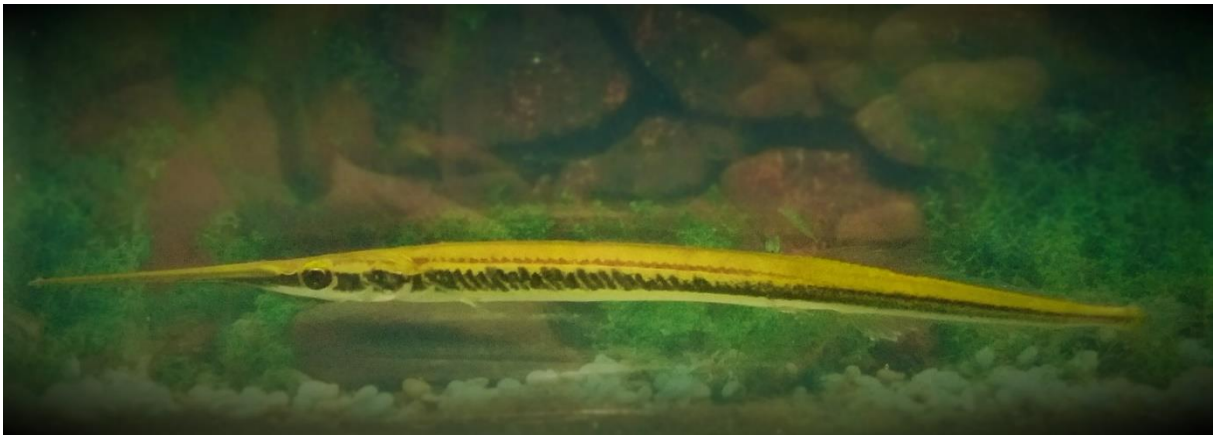
Ordem: Beloniformes

Família: Belonidae

Gênero: *Potamorrhaphis*

Espécie: *Potamorrhaphis guianensis* (JARDINE, 1843) (Figura 2).

Figura 2: Exemplar de *P. guianensis*.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

4.1.1.1 Família Belonidae

A Bacia Amazônica possuiu cerca de 2.587 espécies registradas de acordo com Buckup et al., (2007) e 23 famílias (CARVAJAL, 2010), sendo a família Belonidae representada por pelo menos 10 gêneros e 32 espécies, demonstrando uma elevada biodiversidade na região amazônica, cujos ancestrais são na sua

maioria marinhos, transitando na América do Sul entre ambientes de águas marinhas, estuarinas e de água doce (COLLETTE, 1974).

São chamados de “agulhas”, devido o alongamento de seus corpos e mandíbulas, no entanto para alguns estudiosos ele se assemelha mais a uma seta, sendo a analogia mais aceita (GOUDING e CARVALHO, 1984).

4.1.1.2. *P. guianensis*

Os animais pertencentes ao gênero *Potamorrhaphis* podem atingir até 30 cm de comprimento total. Possuem um comportamento de superfície com locomoção na coluna d'água, em águas com correnteza, e se alimentam basicamente por insetos (formigas e aranhas entre outros) e peixes menores (GOUDING e CARVALHO, 1984).

Para se locomover *P. guianensis* encurta seu corpo de modo a concentrar uma determinada energia potencial e posteriormente, solta em forma de energia cinética, e a tal movimentação é utilizada principalmente para a captura de presas e para a fuga de possíveis predadores (GOUDING e CARVALHO, 1984).

Por serem animais com locomoção na superfície da água, podem se tornar alvo relativamente fácil para muitos pescadores, apesar de sua elevada rapidez e agilidade, a espécie aqui apresentada, possui determinado valor de comercialização e compra, no mercado de peixes ornamentais.

4.1.2. *Moenkhausia oligolepis* (Olho de Fogo)

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Classe: Actinopterygii

Ordem: Characiformes

Família: Characidae

Gênero: *Moenkhausia* (EIGENMANN, 1903)

Espécie: *Moenkhausia oligolepis* (GUNTHER, 1864) - Figura 3.

Figura 3: Exemplar de *M. oligolepis*.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

4.1.2.1 Família Characidae

A família Characidae compreende uma diversidade de peixes de grupos muito variados, estando organizada em diversos gêneros (LIMA et al., 2003; MAZZONI et al., 2010). Por sua extrema variabilidade, torna-se um grupo bem adaptado e diversificado em diferentes tipos de habitats, tanto lótico como lântico, águas límpidas e turvas e desenvolvem variadas estratégias alimentares (MAZZONI et al., 2004).

Segundo Nelson (2006), Characidae é uma das maiores famílias de peixes, estando relacionadas em 88 gêneros que compreendem a mais de 700 espécies, sendo a maioria pertencente a seis gêneros *Astyanax* (137 espécies), *Hyphessobrycon* (127 espécies), *Moenkhausia* (75 espécies), *Bryconamericus* (73 espécies), *Creagrutus* (69 espécies) e *Hemigrammus* (54 espécies) (LIMA et al., 2003).

4.2. MICROPARASITOS EUCARIOTOS

Os microparasitas eucariotos de organismos aquáticos possuem uma diversidade de grupos com potencial patogênico, o que caracteriza a importância dos estudos relacionados com parasitos e outros patógenos de organismos aquáticos, garantindo mais informações para qualidade do cultivo e comercialização.

As principais espécies de microparasitas eucariotos que afetam os peixes pertencem ao Reino Fungi filo microsporídia (BALBIANI, 1882), Reino Protozoa, filo Protista subfilo Apicomplexa (LEVINE, 1970) e o Reino Animália, Filo Cnidária, subfilo Myxozoa (GRASSÉ, 1970).

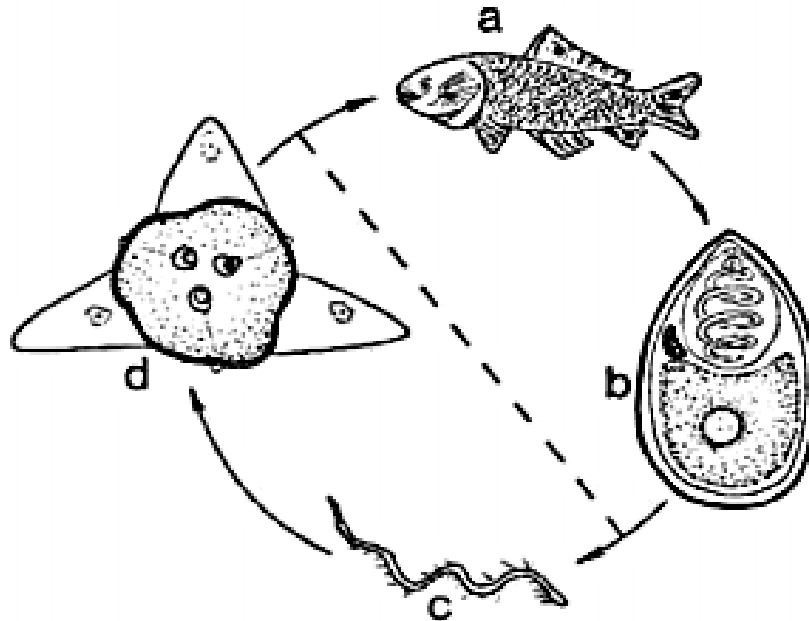
4.2.1. Subfilo Myxozoa

É constituído por um grupo heterogêneo com cerca de 64 gêneros e 17 famílias (FIALA 2015; OKAMURA, 2015). Mixosporídios (Myxozoa) são microparasitas eucariotos que podem ser encontrados em diversos órgãos dos peixes. A maioria destes parasitos (aproximadamente 2.200 espécies conhecidas) é estenoxeno, ou seja, um parasita com alta especificidade parasitária ocorrendo em um mesmo estágio evolutivo somente em uma espécie. Contudo, a mesma pode contrair uma diversidade de mixosporídios (BÉKÉSI, SZÉKELY, MOLNÁR; 2002), podendo ser encontrados tanto em peixes marinhos quanto dulcícolas (PAVANELLI et al., 2008).

São parasitos intercelulares e intracelulares, podendo ser encontrados na cavidade dos órgãos ou ligados à superfície epitelial interna dos mesmos (LOM e DYKOVÁ, 2006; FIALA, 2006). Seu ciclo biológico ocorre em dois hospedeiros: um vertebrado (peixe) e um invertebrado (poliqueta) (Figura 4) (LOM e DYKOVÁ, 1995,

EIRAS, 2004; LOM e DYKOVÁ, 2006; PAVANELLI et al., 2008, RANGEL et al., 2009; YEMMEN et al., 2013).

Figura 4: Demonstração do ciclo de vida de Myxozoa, destacando hospedeiro intermediário (a), esporo eliminado (b), hospedeiro definitivo, anelídeo poliqueta (c), actinosporo eliminado na água para infecção e reinício do ciclo (d).



Fonte: De acordo com BÉKÉSI, SZÉKELY e MOLNÁR, 2002.

Os parasitos desenvolvem-se em cistos ou plasmódios que podem provocar compressão do tecido hospedeiro. São pluricelulares e seus esporos (as formas resistentes), dependendo da espécie, podem apresentar de uma a sete cápsulas polares, cada uma contendo um filamento espiralado em seu interior (filamento polar). No interior dos esporos estão presentes um ou mais esporoplasmas que possuem forma amebóide e são as células infectantes para o novo hospedeiro (EIRAS, 1994; AZEVEDO et al, 2011a).

Devido à grande diversidade dos mixosporídios encontrada neste grupo e ao grande potencial patogênico de algumas espécies, os estudos têm merecido destaque por parte de vários pesquisadores (MARTINS et al., 1997; MATOS et al., 2003 a,b; ADRIANO; ARANA; CORDEIRO, 2006; MOLNÁR et al., 2006; FEIJÓ et al., 2008; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2009; AZEVEDO et al., 2011b; YEMMEN et al., 2013, KUBITZA e KUBITZA, 2018).

No presente trabalho, o filo Myxozoa compreende a maior predominância de infecção microparasitária, tendo destaque o gênero *Henneguya*.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. COLETA E TRANSPORTE

Os espécimes de *P. guianensis* e *M. oligolepis* utilizados neste estudo foram provenientes do município de Benevides na bacia do rio Taiassuí (Figura 5a), registrados em relatório de campo (Anexo I), sendo capturados com redes de arrasto, que foram utilizadas de modo a cobrir a maior área possível de captura com as extremidades das boias na superfície da água e também de peneiras; a utilização de tais apetrechos de pesca foram necessários devido a rapidez do animal e ao comportamento de superfície (Figura 5b,c e d).

Figura 5: (a) Bacia de coleta do rio Taiassuí, Benevides, Pará. (b) Rede de arrasto utilizada para coleta. (c) Modo de utilização da rede para captura dos espécimes. (d) Peneiras utilizadas para captura dos indivíduos.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

Foram realizadas 10 coletas: julho, agosto, setembro e dezembro/2016 e em janeiro, março, abril, maio, junho e agosto/2017, sendo capturadas a cada coleta 10 indivíduos, totalizando 100 espécimes.

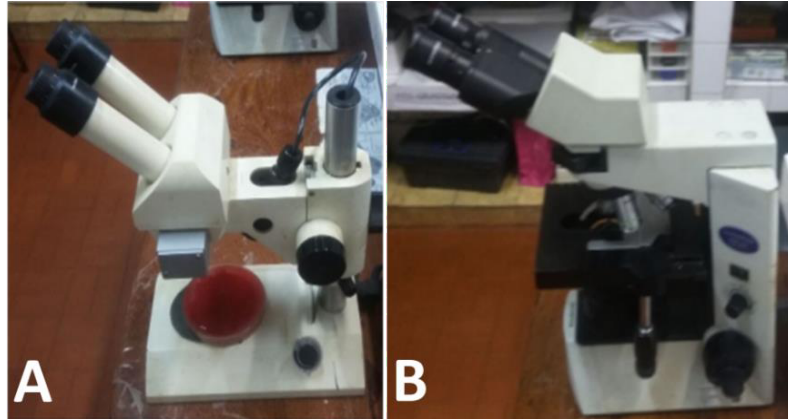
Os peixes foram acondicionados em sacos plásticos contendo aeração artificial e transportados vivos até o Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo (LPCA – UFRA/Belém), onde permaneceram em aquários de vidro, com água proveniente do próprio habitat, contendo filtros e aeradores com bombas elétricas até o início da análise e necrópsias das amostras.

5.2. PROCEDIMENTO LABORATORIAL

Para a realização das necrópsias, os espécimes foram anestesiados com Tricafina Metano Sulfonato (MS222 SIGMA) na concentração de 50 mg/L, ou mielotomia neural (CEUA-UFRA 13/2014 e licença SISBIO/ICMBIO 27.119-1); analisados em estereoscópio ZEISS Stemi DCR (Figura 6a), em toda superfície corpórea externa do animal para a verificação da existência de possíveis lesões (cistos) ou perdas de revestimento (escamas/epiderme), com a finalidade de determinar a presença de possível parasitismo nos hospedeiros.

Em seguida, foram realizadas incisões com o auxílio de tesoura e bisturi, na região ventral, no sentido longitudinal de modo a exibir os órgãos para identificação da presença/ausência de cistos ou manchas esbranquiçadas. Os tecidos e órgãos que possuíam lesões identificadas foram coletados com a retirada de pequenos fragmentos, colocados entre lâmina e lamínula, com uma gota de água, para observação em microscópio de luz (ML) (Figura 6b).

Figura 6: (a) Estereomicroscópio (lupa) Zeiss Stemi DCR, utilizado para análise externa e de órgãos internos dos hospedeiros. (b) Microscópio de luz (ML) Olympus CX41, para a visualização de pequenos fragmentos parasitados ou não.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

Na observação em microscópio de luz, os fragmentos foram comprimidos entre lâmina e lamínula e analisados a fresco, para a confirmação do parasitismo. Ao final do procedimento, os resultados foram organizados em planilhas, para o acompanhamento e registro de material coletado (Anexo II).

5.3. TÉCNICA MORFOLÓGICA (HISTOLÓGICA)

Os fragmentos coletados foram fixados em Davidson (álcool 95%, formaldeído, ácido acético e água destilada) e permaneceram embebidos no frasco por um período mínimo de 24h, a fim de conservar a estrutura celular o mais próximo *in vivo*, sem ação autolítica.

Após fixação, o material foi processado em bateria alcoólica crescente iniciando no álcool 70% até álcool absoluto III, permanecendo por um período de uma hora em cada um dos recipientes (Figura 7a).

As amostras foram para a diafanização com o objetivo de utilizar um meio missível em parafina, passando por concentrações de álcool/xilol, xilol I e xilol II, com tempo de permanência em cada frasco de 30 minutos, e depois à estufa com temperatura de 60°C para impregnação em parafina líquida: parafina I, II e III (Anexo III), com o tempo de 20 minutos para cada etapa (Figura 7b).

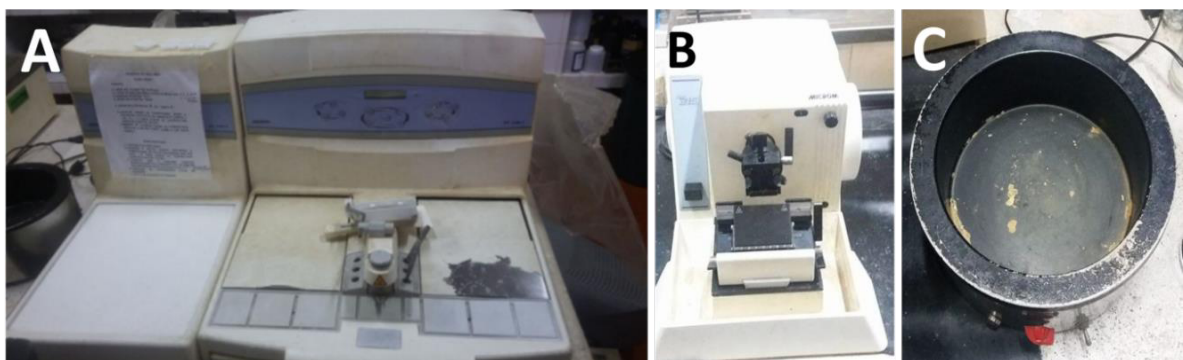
Figura 7: (a) Bateria alcoólica para desidratação do material em escala crescente. (b) Estufa contendo parafina líquida para impregnação em material, destacado pelo círculo.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

A inclusão das amostras em cassetes foi realizada em aparelho Tissue Embedding Center Micron EC350 (Figura 8a), resfriadas à temperatura ambiente e cortadas com auxílio de micrótomo Rotary Microtome Micron HM315 (Figura 8b) à uma espessura de $5\mu\text{m}$. Os cortes foram colocados em banho-maria (Figura 8c) com temperatura de 37°C para distensão dos tecidos e realizada a “pescagem” dos mesmos, em lâminas de vidro, que foram mantidas na estufa a 60°C por um período mínimo de 24h para fixação dos cortes na lâmina de vidro.

Figura 8: (a) Aparelho Tissue Embedding Center Micron EC350 utilizado para a inclusão em blocos dos materiais estudados. (b) Micrótomo Rotary Microtome Micron HM315 para os cortes a uma espessura de $5\mu\text{m}$. (c) Banho Maria utilizado a uma temperatura média de 37°C para distensão dos cortes e facilitar a “pescagem” do material, sem artefatos.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

Ao final de todo o processamento, os cortes foram corados em Hematoxilina e Eosina (HE) e em técnicas especiais como Ziehl-Neelsen e posteriormente selecionados para registros fotográficos realizados com auxílio de microscópio de luz ZEISS PRIMO STAR acoplado com câmera fotográfica ZEISS AxioCam ERc 5s utilizando o software AxioVision (Figura 9).

Figura 9: Microscópio de luz ZEISS PRIMO STAR acoplado com câmera fotográfica ZEISS AxioCam ERc 5s.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1. *P. guianensis*

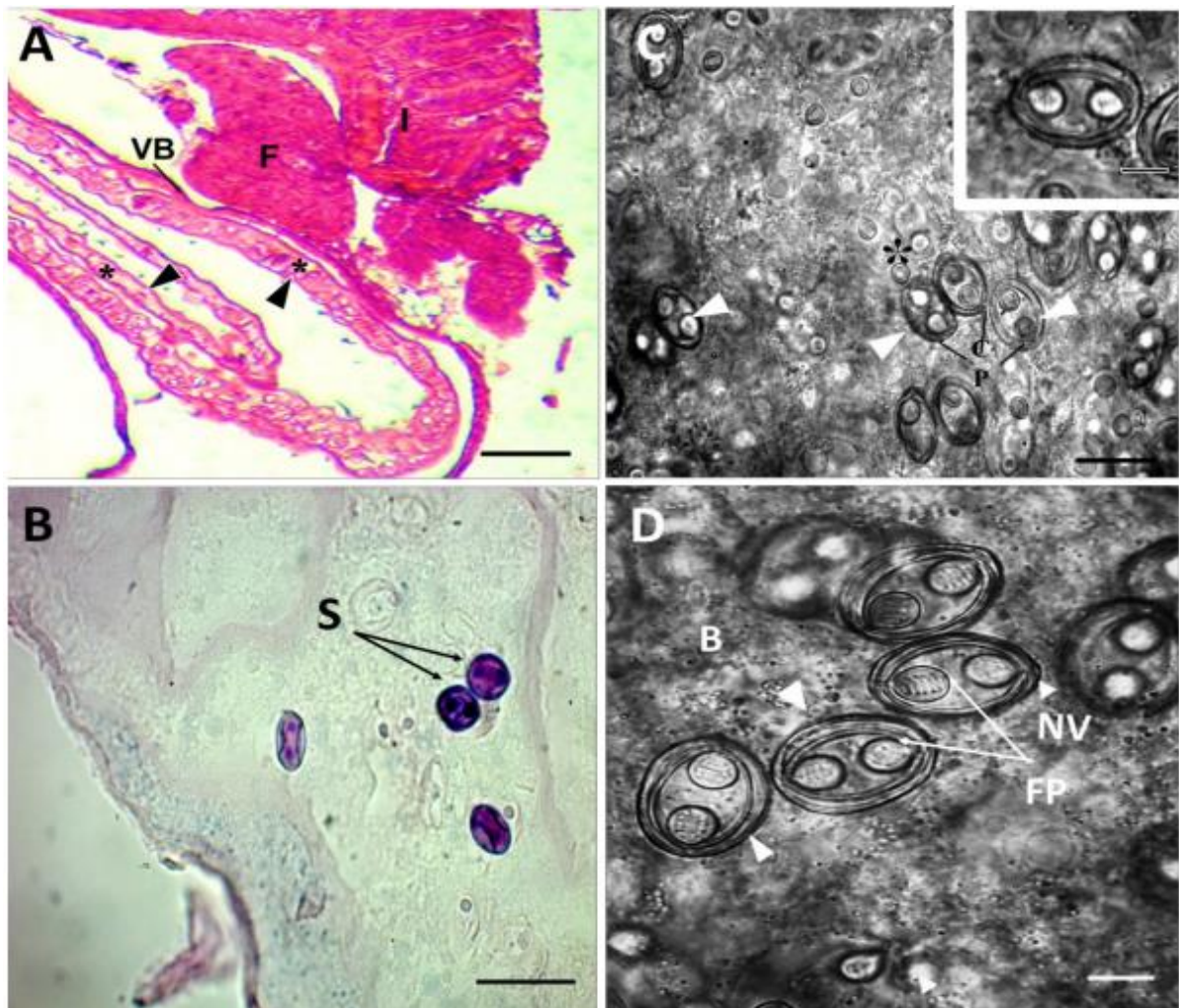
As análises dos espécimes de *P. guianensis* revelaram infecção em vesícula biliar em 92% dos espécimes (46/50), e os indivíduos apresentaram comprimento total médio de 18,93 cm, pesando aproximadamente 2,10 g, e foram coletados ao longo dos anos 2016 e 2017, no Rio Taiassuí, entre os períodos de maior e menor pluviosidade em Benevides, Pará.

Os esporos de Myxozoa identificados neste estudo apresentavam-se dispersos no líquido da vesícula biliar em grande abundância (Figura 10c), contudo, em algumas amostras, foi possível visualizar a formação de um grande plasmódio que envolvia diversos esporos ao longo do interior da vesícula (Figura 10a). Os espécimes diagnosticados com a infecção apresentaram a bile variando em tons de castanho claro e escuro, diferentes dos não parasitados, com coloração esverdeada clara.

Os esporos maduros possuíam formato elipsoidal em vista sutural, ordem bivalvulidae, com extremidades arredondadas, presença de duas cápsulas polares opostas no seu interior dispostas no mesmo plano horizontal, possuindo ornamentações de superfície discerníveis nos esporos, e que estão de acordo com LOM e DÍKOVÁ, 2006 (Figura 10d).

O microparasito eucarioto apresentou morfometria de comprimento total 33,25 μm (10,79-37,7), largura do esporo 26,01 μm (8,66-29,1), comprimento da capsula 11,38 μm (3,15-16,6), largura da cápsula 10,74 μm (3,36-13,01), espessura da valva 6,80 μm (1,02-8,47), com um total de 4~5 voltas no filamento polar (Figura 10d) características morfológicas inerentes ao filo Myxozoa (LOM e DÍKOVÁ, 2006), que foram também visualizadas com a utilização de técnicas de coloração em Hematoxilina e Eosina (HE) e Ziehl-Neelsen (ZN) (Figura 10 a, b).

Figura 10: (a) Fotomicrografia de luz de corte histológico de Intestino (I), Fígado (F) e Vesícula Biliar (VB), com destaque para formação plasmodial (cabeça de seta) contendo plasmódios dispóricos de Myxozoa (*) corado em Hematoxilina e Eosina (HE), barra de escala 150 μm . (b) Fotomicrografia de luz com técnica de coloração em Ziehl-Nielsen (ZN), com destaque para os esporos (S) de Myxozoa. Ampliação 40 X, barra de escala 20 μm . (c) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de Myxozoa (cabeça de seta), dispersos no conteúdo da vesícula biliar, com destaque para as cápsulas polares (CP) e plasmódio diespórico (*) Barra de escala 25 μm / **INSET** – esporo de Myxozoa, barra de escala 10 μm . (d) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de Myxozoa demonstrando as nervuras das válvulas (NV) (cabeça de seta) e o número de voltas (4~5) do filamento polar (FP) (indicados pelas setas), dispersos no líquido vesical da Bile (B) em vesícula biliar de *P. guianensis*. Ampliação 100x, barra de escala em 10 μm .



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA.

6.2. *M. oligolepis*

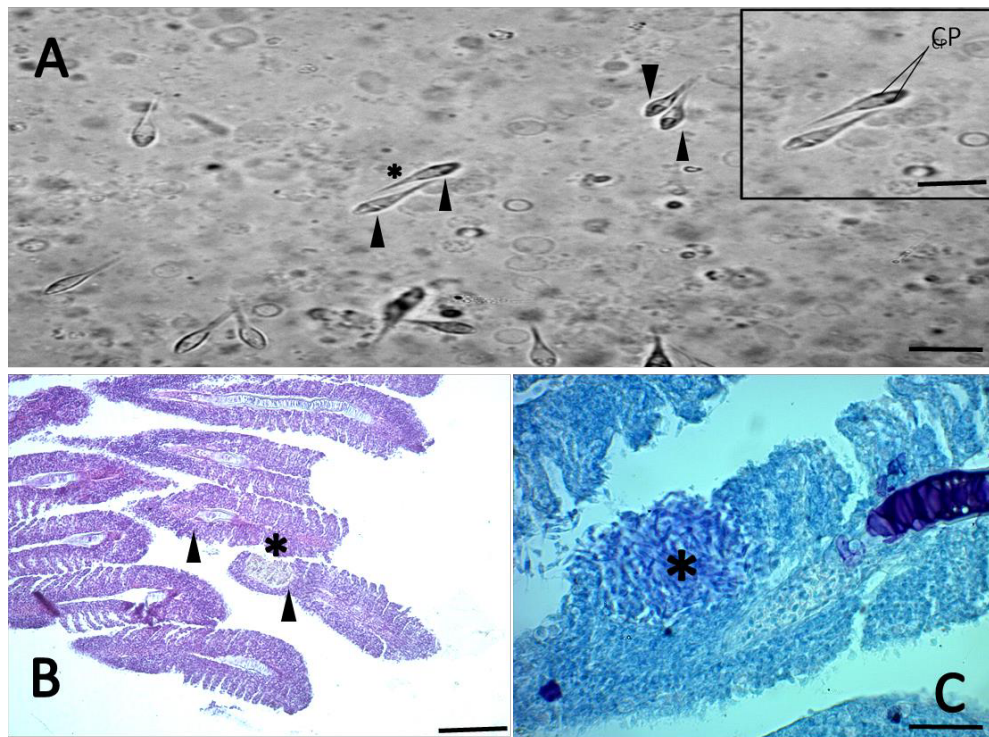
As análises dos espécimes de *M. oligolepis* revelaram presença de cistos arredondados, bem definidos e localizados entre as lamelas branquiais em 100% dos espécimes (50/50). Os peixes apresentaram comprimento total médio de 6,68 cm, pesando aproximadamente 4,53 g e foram coletados de Jan – Dez de 2016 e 2017, no Rio Taiassuí, Pará.

Os esporos apresentavam-se com características morfológicas semelhantes, corpos elipsoidais com duas valvas, cada uma contendo uma projeção caudal. O corpo esporal apresentava-se bem delimitado e com formato ovoide afunilado nas extremidades com presença de duas cápsulas polares, características inerentes ao gênero *Henneguya* (LOM e DÍKOVÁ, 2006), que foram visualizadas, também, após a utilização das técnicas de coloração (Ziehl Nielsen e Hematoxilina Eosina) (Figura 11).

Os esporos do microparasito eucarioto apresentaram comprimento de 23,9 μm (21,05 - 25,52), corpo esporal fusiforme com comprimento de 9,0 μm (8,54 - 11,56) e largura 4,2 μm (3,84 - 4,81), presença de duas cápsulas polares e projeção caudal com 14,2 μm (11,75 - 16,43), não sendo possível a visualização do número de voltas do filamento polar.

O controle da captura, comercialização, qualidade e sanidade dos organismos aquáticos, mostram falhas no atendimento à legislação, dificultando um monitoramento completo. Contudo, a fiscalização se faz necessária, em vista da dispersão microparasitária que pode estar ocorrendo, podendo ocasionar um desequilíbrio no ecossistema.

Figura 11: (A) Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de *H.enneguya* sp. (cabeça de seta), dispersos na brânquia de *M. oligolepis*, com destaque para o corpo esporal (cabeça da seta) e projeção caudal (*). Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros/ INSET – esporo de *Henneguya* sp. com destaque para as capsulas polares (CP), ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros. (B) Fotomicrografia em luz de corte histológico de Brânquia (seta), com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya* sp. Técnica de coloração em Hematoxilina e Eosina. Ampliação 10 X, barra de escala 20 micrometros. (C) Técnica de coloração em Ziehl-Nielsen, com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya* sp., ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros.



Fonte: Arquivo LPCA - UFRA.

7. CONCLUSÃO

Os peixes da espécie *P. guianensis* avaliados apresentaram microparasitos eucariotos pertencentes ao subfilo Myxozoa localizados na vesícula biliar e *M. oligolepis*, apresentou o gênero *Henneguya* localizado nas brânquias, demonstrando que as espécies se apresentam como um potencial reservatório para dispersão destes microparasitos.

Em vista disso, os dados obtidos nas análises histológicas apresentadas no presente trabalho, reforçam a ideia de que qualquer atividade que envolva a extração de recursos naturais deve ser gerenciada por meio de medidas de manejo que respeitem a legislação, contribuindo para o maior controle da propagação parasitária e conseqüentemente, redução da transferência de doenças em animais aquáticos e equilíbrio dos ecossistemas.

8. AGRADECIMENTOS

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES – processo PVE n°: 000.232.482-20) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq – processo n°: 441645/2014-3 Edital Universal; Produtividade em Pesquisa, n° 301497/2016-8) e pela bolsa de estudos concedida. Ao SISBIO/ICMBIO pela licença de coleta. A FAPESPA (ICAAF 162/2014 Edital projetos Temáticos 006/2014).

REFERÊNCIAS

- ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; CORDEIRO, N. S. Histopathology and ultrastructure of *Myxobolus cuneus* n. sp. infecting the connective tissue of *Piaractus mesopotamicus* (Pisces: Characidae) cultivated in Brazil. **Parasite**, v. 13, p. 137-42, 2006.
- ALMEIDA, A. S.; VIEIRA, I. C. G. Centro de endemismo Belém: Status da vegetação remanescente e desafios para a conservação da biodiversidade e restauração ecológica. **Revista de estudos universitários**. 36(3): 95-111, 2010.
- AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MARQUES, D.; SILVA, E.; MATOS, E. Ultrastructure of *Myxobolus brycon* n. sp. (Phylum Myxozoa), parasite of the Piraputanga Fish *Brycon hilarii* (Teleostei) from Pantanal (Brazil). **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 58, p. 8893, 2011a.
- AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MATOS, P.; ALVES, A.; MATOS, E. *Henneguya torpedo* sp. nov. (Myxozoa), a parasite from the nervous system of the Amazonian teleost *Brachyhypopomus pinnicaudatus* (Hypopomidae). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 93, p. 235–242, 2011b.
- BATISTA, V. S.; ISAAC, V. J.; VIANA, J. P.; Exploração e manejo dos recursos pesqueiros na Amazônia. In: RUFFINO, M. L. **A pesca e os recursos pesqueiros na Amazônia. Manaus: Ibama/Pro-varzea**. 2. Ed. p. 63-151, 2004.
- BÉKÉSI, L.; SZÉKELY, C.; MOLNÁR, K. Atuais conhecimentos sobre Myxosporea (Myxozoa), parasitas de peixes. Um estágio alternativo dos parasitas no Brasil. **Brazilian Journal Veterinary Research Animal Science**. São Paulo, v. 39, n.5, p.271-276, 2002.
- BENIGNO, R. N. M.; SÃO CLEMENTE, S. C.; MATOS, E. R.; PINTO, R. M.; GOMES, D. C.; KNOFF, M. Nematodes in *Hoplerytinus unitaeniatus*, *Hoplias malabaricus* and *Pygocentrus nattereri* (Pisces, Characiformes) in Marajó Island, Brazil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 165-170, abr.-jun, 2012.

BRANDON, K.; RYLANDS, A. B.; FONSECA, G. A. B.; SILVA, J. M. C. **Conservação brasileira: desafios e oportunidades**. Megadiversidade; v. 1, p 7-13, 2005.

BUCKUP, P. A; MENEZES, N. A; GHAZZI, M. S (ed.). **Catálogo das espécies de peixes de água doce do Brasil**. Rio de Janeiro: Museu Nacional, p. 195, 2007.

CARVAJAL, A.J.L. **Dinâmica de produção de peixe ornamental do alto e médio Rio Negro**. Dissertação de Mestrado. Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia-INPA, 2010.

COLLELLE, B. B. **Stlonyylum hbbsi, a llew s pecies of (reshwale need lefis h from lhe Uwmacinla Province of Gualemala anel México**. Copda 3: 611-619, 1974.

EIGENMANN, C. H. New genera of South America fresh-water fishes, and new names for some old genera. **Smithsonian Miscellaneous Collection**, 45: 144-148, 1903.

EIRAS, J. C. **Elementos de Ictioparasitologia**. Porto: Fundação Engenheiro Antônio de Almeida. P.339, 1994.

EIRAS, J. C.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. *Henneguya Paranaensis* sp. N. (Myxozoa, Myxobolidae), a parasite of the teleost fish *Prochilodus lineatus* (Characiformes, Prochilodontidae) from the Paraná river, Brazil. **Bulletin- European Association of Fish Pathologists.**, v.34,p.308-311, 2004.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. *Henneguya corruscans* n. sp.(Myxozoa, Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of *Pseudoplatysoma corruscans* (Osteichthyes, Pimelodidae) from the Paraná River, Brazil: A morphological andmorphometric study. **Veterinary Parasitology**, v. 159, p. 154-158, 2009.

FEIJÓ, M. M.; ARANA, S.; CECCARELLI, P. S.; ADRIANO, E. A. Light and scanning and histology of infected sites in pirarucu (*Arapaima gigas*: Pisces:

Arapaimidae) from the Araguaia River, Brasil. **Veterinary Parasitology**, v. 157, p. 59-64, 2008.

FIALA, I. The phlogeny of Myxosporea (Myxozoa) Based on small subunit ribosomal RNA gene analysis. **Int. J. Parasitol.**, v. 36, p. 1521-1534, 2006.

FIALA, I., Bartošová-Sojková, P., WHIPPS, C.M. Classification and Phylogenetics of Myxozoa. Myxozoan Evolution, Ecology and Development. **Springer International Publishing Switzerland**, 2015.

FRANCESCHINI, L. **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. Instituto de Biociências, UNESP. Botucatu, 2012.

GENOVEZ, L.W.; PILARSKI, F.; SAKABE, R.; MARQUES, M.P.A.; MORAES, F.R. Controle biológico de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) em juvenis de pacu (*Piaractus mesopotamicus*). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.34, n.1, p. 99 – 105, 2008.

GONZÁLEZ, I.; ARIAS, M. T. G.; HERNÁNDEZ, P. E.; MARTÍN, R.; Aspectos higiénicosanitarios relacionados con la presencia de parásitos en los productos de la pesca. **I. Parásitos de interés Alimentaria**, v. 321, p. 55-60, 2001.

GOULDING, M.; CARVALHO, M. L. Ecology of Amazonian needlefishes (Belonidae). **Revista brasileira de zoologia**, São Paulo 2(3):99-111, 1984.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA ESTATÍSTICA- IBGE. <<http://www.ibge.gov.br/home/>>. Acesso em 20/11/2016.

INTEGRATED TAXOMIC INFORMATION SYSTEM- ITIS. Disponível em: <<https://www.itis.gov/>>. Acesso em: 29/01/2018.

KEELING, P. J.; FAST, N. M. Microsporidia: Biology and evolution of highly reduced intracellular parasites. **Annual Review of Microbiology**, v. 56, p. 93-116, 2002.

KUBITZA, F.; KUBITZA, L. M. M. Principais parasitoses e doenças em tilápias. Panorama da aquicultura, 2018. Disponível em: <<http://www.panoramadaaquicultura.com.br/paginas/revistas/60/doencas.asp/>>.

Acesso em: 23/02/2018.

LIMA, F.C.T., MALABARBA, L.R., BUCKUP, P.A., PEZZI DA SILVA, J.F., VARI, R.P., HAROLD, A., BENINE, R., OYAKAWA, O.T., PAVANELLI, C.S., MENEZES, N.A., LUCENA, C.A.S., MALABARBA, M.C.L.S., LUCENA, Z.M.S., REIS, R.E., LANGEANI, F., CASSATI, L. & BERTACO, V.A. **Genera Incertae Sedis in Characidae**. In: Checklist of the Freshwater Fishes of South and Central America (R.E. Reis, S.O. Kullander & C.J. Ferraris-Jr eds.). EDIPUCRS, Porto Alegre, p. 106-168, 2003.

LOM, J.; DIKOVÁ, I. New species of the genera *Zschokkella* and *Ortholinea* (Myxozoa) from the Southeast Asian teleost fish, *Tetraodon fluviatilis*. **Folia Parasitologica**. v.42,p.161-168, 1995.

LOM, J.; DYKOVÁ, I. Myxozoa genera: Definition and notes on taxonomy, lifecycle terminology and pathogenic species. **Folia Parasitologica**, v. 53, p. 1-36, 2006.

MARTINS, M. L.; SOUZA, V. N.; MORAES, J. R. E.; MORAES, F. R.; COSTA, A. J. Pathology and behavioural effects associated with *Henneguya* sp. (Myxozoa: Myxobolidae) infections of captive pacu *Piaractus mesopotamicus* in Brazil. **Journal World Aquaculture Society**, v. 28, p. 297-300, 1997.

MATOS, E.; MATOS, P.; CASAL, G.; GIESE, E.; CORRAL, L.; AZEVEDO, C. Dados ultraestruturais de microsporídios (Phylum Microsporidia) da fauna ictiológica da Região Amazônica. **Revista de Ciências Agrárias**, n. 39. p. 95 – 108, 2003a.

MATOS, E.; MATOS, P.; CORRAL, L.; AZEVEDO, C. A morfologia ultra-estrutural de microrganismos parasitas que causam microsporidioses e mixosporidioses em peixes tropicais brasileiros. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga. v. 16, p. 27-40, 2003b.

MATOS, E. R. **Caracterização de aspectos morfológicos e ultraestruturais do ciclo de vida de microsporídios encontrados em peixes da região amazônica.**

Belém, 2007. 135f. Originalmente apresentada como Tese de Doutorado. Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Pará. 2007.

MAZZONI, R., IGLESIAS-RIOS, R. & SCHUBART, S.A. 2004. Longitudinal egregation of *Astyanax janeiroensis* in Rio Ubatiba: a Neotropical stream of south-east Brazil. **Ecology Freshw Fish**. 13:231-234, 2004.

MAZZONI, R., NERY, L. L., Iglesias-Rios, R. Ecologia e ontogenia da alimentação de *Astyanax janeiroensis* (Osteichthyes, Characidae) de um riacho costeiro do Sudeste o Brasil. **Biota Neotropica**, vol. 10, no. 3, 2010.

MOLNÁR, K.; MARTON, S.; ESZTERBAUER, E.; SCZÉKELY, C. Comparative morphological and molecular studies on *Myxobolus* spp. Infecting chub from the River Danube, Hungary, and description of *M. muellericus* sp. n. **Diseases of Aquatic Organisms**. v. 73, p. 49-61, 2006.

NELSON, J. S. **Fishes of the World**. 4th ed. John Wiley & Sons, 601p, 2006.

NETO, M.R.J. **A ação humana sobre o meio ambiente e o desmatamento na Amazônia**. Trabalho de Conclusão de Curso. UNIPAC- Universidade "Presidente Antônio Carlos". Barcarena, MG, 2011.

OKAMURA, B., GRUHL, A., BARTHOLOMEW, J. L. An introduction to myxozoan evolution, ecology and development. In: *Myxozoan Evolution, Ecology and Development* (ed. Okamura, B., Gruhl, A. and Bartholomew, J. L.), pp. 1–22. **Springer International Publishing Switzerland**, 2015.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 2.ed., Maringá: Eduem,2002.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3. ed. Maringá: Eduem, 2008.

PRANG, G. Social and Economic Change in Amazonia: the case of ornamental fish collection in the Rio Negro basin. In: NUGENT, S; HARRIS, M. (Ed.). *Some other*

amazonians: perspectives on modern Amazonia. London: **Institute for the Study of the Americas**. p.57-103, 2004

PRANG, G.. **An industry analysis of the freshwater ornamental fishery with particular reference to the supply of Brazilian freshwater ornamentals to the UK market**. Uakari Vol. 3 (1): 7-51, 2007.

RAIOL, R. D. O; WOSIACHI, W. B.; MONTAG, L. F. **Fish of the Taiassuí and Benfica river basins, Benevides, Pará (Brazil)**. Check List 8(3): 491-498, 2012.

RANGEL, L. F.; SANTOS, M. J.; CECH, G.; SZÉKELY, CSABA. **Morphology, molecular data, and development of *Zschokkella mugilis* (Myxosporea, Bivalvulida) in a polychaete alternate host, *Nereis diversicolor***. Journal of parasitology. 95(3), pp 561-569, 2009.

RANZANI-PAIVA, M. J.; TAKEMOTO, R. M.; LIZANA, M. A. P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela, p. 159-178, 2004.

SANTOS, G. M.; SANTOS, A. C. M. Sustentabilidade da Pesca na Amazônia. **Journal Scielo Brasil**. Estudos avançados, v.19, n.54, São Paulo, 2005.

Secretaria Estadual de Aquicultura e Pesca – Sepaq. Disponível em: <http://www.sepaq.pa.gov.br/>. Acesso em: 08/12/2016.

SEPOF. Gerência de base de dados estatísticos da secretaria de planejamento, orçamento e finanças: **Estatística Municipal de Benevides**. Belém: Governo do Estado do Pará, 2006.

TORRES, M. **A pesca ornamental na bacia do rio Guamá: sustentabilidade e perspectivas ao manejo**. Universidade Federal do Pará, Núcleo de Altos Estudos Amazônicos – NAEA, como requisito do Curso de Doutorado em Desenvolvimento Sustentável do Trópico Úmido-PDTU. Belém, 2007.

WOO, P. T. K. Fish Diseases and Disorders. Viral, Bacterial and Fungal Infections. **UK: CAB International**, Volume 3. p. 874, 2003.

WOO, P. T. K. Fish Diseases and Disorders. Protozoan and Metazoan Infections. **UK: CAB International**, 2^oEd. Volume 1, p. 791, 2006.

YEMMEN, C.; MARTON, S.; BAHRI, S.; ESZTERBAUER, E. Morphology, seasonality and phylogeny of *Zschokkella solea* sp. N. (Myxozoa, Myxosporea) parasite of *Solea solea* (L.) (Pleuronectiformes, Soleidae) from Ghar El Melh Lagoon, **Tunisia. Journal of fish diseases**. 36, 871-979, 2013.

Capítulo I

Artigo completo formatado para envio de acordo com as normas do **BOLETIM DO INSTITUTO DE PESCA (BIP)**, ISSN 0046-9939 (impresso) e ISSN 1678-2305 (*online*), site: <http://www.pesca.sp.gov.br/index.php/publicacoes/boletim-do-instituto-de-pesca>, está classificado atualmente no WEBQUALIS (quadriênio 2013-2016) como **B1** nas áreas de Zootecnia e Recursos Pesqueiros, Ciências Ambientais, Ciências de Alimentos e Engenharias III; e como **B2** em: Medicina Veterinária, Interdisciplinar, Nutrição, Ciências Agrárias I e Engenharias I. Seu índice de impacto no JCR (2016/2017) é 0,295

TITULO:

INFECÇÃO POR *Henneguya* sp. (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE) EM BRÂNQUIAS DE PEIXE ORNAMENTAL AMAZÔNICO

Flávia Rodrigues CABRAL^{1,2} & Edilson Rodrigues MATOS^{2*}

¹Mestranda (o) do PPG em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais da Universidade Federal Rural da Amazônia; ²Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo, Instituto de Saúde e Produção Animal, Universidade Federal Rural da Amazônia, Av. Perimetral, 2501 - Terra Firme, 66077-830, Belém - PA, Brasil; edilson.matos9@gmail.com (autor correspondente)*.

1 **INFECÇÃO POR *Henneguya* sp. (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE) EM BRÂNQUIAS DE**
2 **PEIXE ORNAMENTAL AMAZÔNICO**

3 Flávia Rodrigues CABRAL^{1,2} & Edilson Rodrigues MATOS^{2*}

4
5 ¹Mestranda do PPG em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais da Universidade Federal
6 Rural da Amazônia; ²Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo, Instituto de Saúde e
7 Produção Animal, Universidade Federal Rural da Amazônia, Av. Perimetral, 2501 - Terra
8 Firme, 66077-830, Belém - PA, Brasil; edilson.matos9@gmail.com (autor correspondente)*.

9
10 **RESUMO**

11 O presente estudo descreve aspectos morfológicos de mixosporídeo do gênero *Henneguya*,
12 observados em microscopia de luz, parasitando brânquias do peixe teleosteo de água doce,
13 *Moenkhausia oligolepis* (GÜNTHER, 1864), coletados no município de Benevides, Pará, Brasil.
14 A infecção foi de 100% nos hospedeiros coletados ao longo do ano, com formação de cistos
15 parasitários nos filamentos brânquiais. Os esporos morfometricamente apresentaram
16 comprimento total de 23,9 µm (21,05 - 25,52), corpo esporal fusiforme com comprimento 9,0
17 µm (8,54 - 11,56) e largura 4,2 µm (3,84 - 4,81), presença de duas cápsulas polares e projeção
18 caldal com 14,2 µm (11,75 - 16,43). Com base na morfologia dos esporos, o parasito pertence à
19 família Myxobolidae, gênero *Henneguya*, sendo o primeiro relato de parasitismo deste gênero
20 para *M. oligolepis*.

21
22
23
24 **PALAVRAS-CHAVE:** Olho de fogo, Bivalvulidae, Benevides.

25
26
27
28
29
30
31

32

33 INFECTION BY *Henneguya* sp. (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE) IN GUNS OF AMAZON
34 ORNAMENTAL FISH

35

36 ABSTRACT

37 The present study describes morphological aspects of myxosporean of the genus *Henneguya*,
38 analyzed in a light microscopy, parasitizing the gills of freshwater teleostei fishes,
39 *Moenkhausia oligolepis* (GÜNTHER, 1864), collected on Benevides city, Pará, Brasil. The
40 infection was 100% in the hosts collected throughout the year, with formation of parasitic
41 cysts in the gill filaments. The spores morphometrically had a total length of 23.9 μm (21.05 -
42 25.52), fusiform sporal body with length 9.0 μm (8.54 - 11.56) and width 4.2 μm (3.84 - 4.81),
43 presence of two polar capsules and caldal projection with 14.2 μm (11.75 - 16.43). Based on
44 the morphology of the spores, the parasite belongs to the family Myxobolidae, genus
45 *Henneguya*, being the first report of parasitism of this genus for *M. oligolepis*.

46

47 **Keyworlds:** Red-eye tetra, Bivalvulidae, Benevides.

48

49 INTRODUÇÃO

50 A Amazônia Brasileira possui um bioma, que abriga uma grande diversidade de
51 organismos aquáticos, sendo esta a principal fonte de renda e subsistência de comunidades
52 ribeirinhas residentes às margens dos seus rios (SANTOS e SANTOS, 2005). A exploração
53 dos ambientes aquáticos é uma atividade com crescente expressão, com destaque para
54 algumas espécies que possuem importância ornamental ou valor nutricional, sendo
55 comercializados tanto no mercado nacional quanto internacional (BATISTA et al., 2004;
56 SANTOS e SANTOS, 2005).

57 O gênero *Henneguya* Thelohan, 1892 (Myxozoa: Myxobolidae), está entre os
58 mixosporídeos mais abundantes na América do Sul (AZEVEDO et al., 2009) e é o segundo
59 maior gênero da família Myxobolidae (LOM and DYKOVÁ, 2006), com aproximadamente 43
60 espécies descritas (EIRAS, 2012), parasitando peixes de água doce em todo o mundo e
61 podendo causar infecções cutâneas, nas branquiais e em outros órgãos dos peixes (CELLERE
62 et al., 2002).

63 Animais infectados apresentam sintomas como: anorexia, asfixia com aglomeração
64 de peixes na entrada da água, nado lento na superfície, cistos nos filamentos branquiais, que
65 reduz a área de trocas gasosas, hiperplasia de células calciformes com aumento da produção
66 de muco, comprometendo a fisiologia branquial (ONAKA e MORAES, 2008). Além disso, a
67 presença deste parasito nos rins pode levar a alteração do equilíbrio hidroeletrólítico do
68 animal, resultando em mortalidades expressivas e impacto econômico considerável
69 (MARTINS et al., 1997; ADRIANO et al., 2006).

70 Mixosporídeos são parasitos que se caracterizam pela sua complexidade na forma
71 dos esporos, podendo ser encontrados em peixes de água doce, estuarinos ou marinhos,
72 tendo seu ciclo reprodutivo compreendido em dois hospedeiros: definitivo (poliquetas) e o
73 intermediário (peixes) (EIRAS et al., 2010).

74 Tendo em vista o pouco conhecimento dos parasitos de peixes que fazem parte da
75 pesca ornamental na Amazônia, este trabalho tem como objetivo descrever, em microscopia
76 de luz, mixosporídeos do gênero *Henneguya*, como primeiro registro para *M. oligolepis*
77 provenientes do rio Taiassuí (município de Benevides/PA).

78

79 MATERIAL E MÉTODOS

80 Foram examinados 50 espécimes de *M. oligolepis*, capturados no rio Taiassuí,
81 município de Benevides, estado do Pará, Brasil (01°21'S, 48°14' W), coletados no período de
82 junho/2016 a agosto/2017 (CEUA-UFRA 13/2014 e licença SISBIO/ICMBIO 27.119-1). Os
83 espécimes foram acondicionados em sacos plásticos com água do habitat, contendo aeração
84 artificial e transportados vivos até o Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo (LPCA -
85 UFRA/Belém), onde permaneceram em aquários, com filtros e aeradores elétricos, até o
86 início das análises.

87 Os animais peixes foram anestesiados com tricaina metanossulfonato (MS222 Sigma)
88 a uma concentração de 50 mg/L, sacrificados, necropsiados e dissecados para a pesquisa de
89 parasitos e cistos, utilizando estereomicroscópio para observação e análise. Em uma primeira
90 análise em estereomicroscópio, não foram visualizados cistos nas brânquias, mas pequenos
91 fragmentos de filamentos branquiais foram coletados e prensados entre lâmina e lamínulas
92 com uma gota d'água, para análise mais detalhada em microscopia de luz (ML), onde foi
93 observada a presença de microcistos nas lamelas branquiais, com alguns já rompidos e
94 apresentavam esporos de parasitos com morfologia semelhante aos de *Henneguya* sp.

95 Foram capturadas imagens em microscópio Zeiss Primo Star acoplado com câmera
96 Zeiss AxiocaCAM Erc 5, e software AxioVision LE, para análise morfométrica dos esporos.

97 Após confirmação de parasitismo, pequenos fragmentos de brânquias foram retirados
98 e fixados em solução de Davidson (formalina tamponada neutra, ácido acético glacial, 95%
99 de álcool etílico, água destilada) durante 24 h; em seguida os fragmentos foram processados
100 em bateria alcoólica crescente (álcool 70% à álcool absoluto), diafanizados em xilol,
101 impregnados em parafina líquida, e incluídos em parafina, para a realização de cortes
102 histológicos com 5 µm de espessura. Os cortes foram coletados em lâminas de vidro e
103 corados em Hematoxilina e Eosina ou técnica especial de Ziehl-Nielsen.

104

105 RESULTADOS

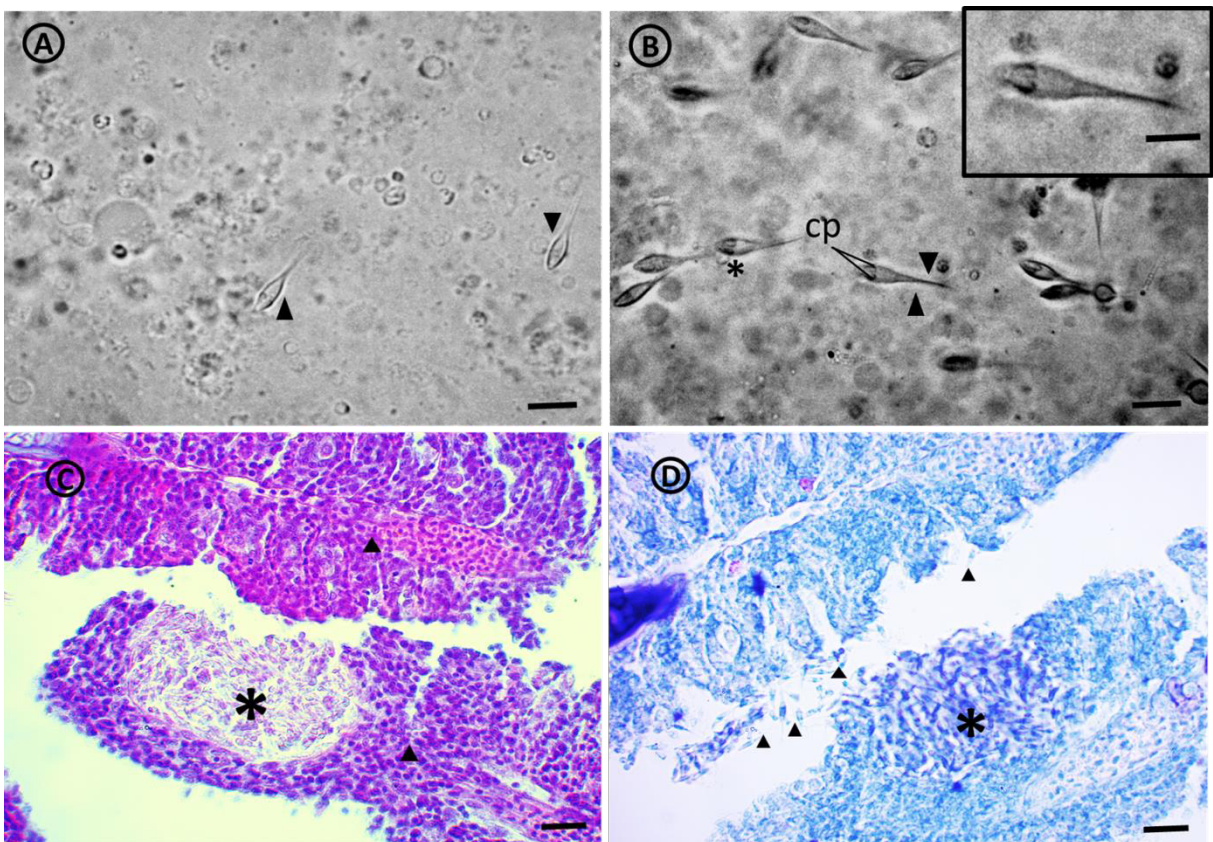
106 As análises dos espécimes revelaram infecção em brânquias por parasito pertencente
107 ao filo Myxozoa, gênero *Henneguya*, em 100% dos espécimes (50/50). Os animais
108 apresentaram comprimento total médio de 6,68 cm (3,8cm - 9,0cm.), pesando
109 aproximadamente 4,53 g (0,42g - 10,6g), e foram coletados nos períodos de maior e menor
110 índice pluviométrico.

111 Foram retirados pequenos fragmentos de brânquias e prensadas entre lâmina e
112 lamínula para análise, onde constatou-se a presença de muitos esporos de *Henneguya* sp. em
113 microscópio de luz (ML) (Figura IA). Os esporos apresentavam-se com características
114 morfológicas semelhantes, corpos elipsoidais com duas valvas, cada uma contendo uma
115 projeção caudal. O corpo esporal apresentava-se bem delimitado e com formato ovoide
116 afunilado nas extremidades, e presença de duas cápsulas polares, características inerentes ao
117 gênero *Henneguya* (Figura IB). Contudo, não foi possível a visualização do número de voltas
118 dos filamentos polares em ML.

119 Os cistos apresentavam-se arredondados, bem definidos e localizados entre as
120 lamelas branquiais podendo ser visualizados após técnicas de coloração (Ziehl Nielsen e
121 Hematoxilina Eosina) (Figura IC).

122 A coloração em Hematoxilina e Eosina e a técnica especial em Ziehl Nielsen (Figuras
123 IC, ID), permitiram melhor observação de particularidades do parasito, com destaque das
124 cápsulas polares, e a disposição dos cistos no órgão do hospedeiro. Os cistos presentes nas
125 brânquias apresentavam-se repletos de esporos maduros, com prevalência em períodos de
126 maior e menor índice pluviométrico ao longo dos anos 2016/2017.

127 **Figura I: (A)** Fotomicrografia em luz a fresco de esporos de *H.enneguya* sp. (cabeça de seta),
 128 dispersos na brânquia de *M. oligolepis*. **(B)** Fotomicrografia em luz a fresco com destaque
 129 para as cápsulas polares (CP), corpo esporal (*) e projeção caudal (cabeça de seta). Ampliação
 130 40 X, barra de escala 20 micrometros/ INSET - espora de *Henneguya* sp., Ampliação 40 X,
 131 barra de escala 20 micrometros. **(C)** Fotomicrografia em luz de corte histológico de Brânquia
 132 (seta), com destaque para formação de cisto (*) contendo esporos de *Henneguya* sp. Técnica de
 133 coloração em Hematoxilina e Eosina. Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros. **(D)**
 134 Técnica de coloração em Ziehl-Nielsen, com destaque para formação de cisto (*) contendo
 135 esporos de *Henneguya* sp. (cabeça da seta). Ampliação 40 X, barra de escala 20 micrometros.



136

137 Fonte: Arquivo LPCA- UFRA

138

139 **DISCUSSÃO**

140 As características morfométricas do gênero *Henneguya*, podem ser comparadas aos de
 141 outros autores com descrição para o mesmo gênero (Tabela 1), onde observa-se a presença de
 142 valores morfométricos inferiores aos descritos, comprimento total, comprimento do corpo do
 143 espora e comprimento da cauda. Contudo a largura do corpo dos esporos se aproxima do

144 descrito por Casal et al. (1996), com descrição de *H. striolata* presentes em brânquias de
145 *Serrasalmus striolatus*.

146 Foi possível visualizar a presença de valores aproximados em comprimento da
147 cápsula polar, descrito por Azevedo and Matos, 1996, onde relatam a ocorrência de *H.*
148 *malabarica* presentes nas brânquias de *Hoplias malabaricus* e comprimento da cápsula polar
149 que se aproximou dos descritos por Rocha et al. (1992) (descrição de *H. amazônica* em
150 *Crenicichla lepidoda*), Azevedo and Matos (1995) (descrição de *H. adherens* em *Acestrorhyncus*
151 *falcatus*) e Feijó et al. (2008), (descrição de *H. arapaima n.sp* em *Arapaima gigas*).

152 Os parasitos presentes nas brânquias do presente estudo apresentavam valores de
153 comprimento total médios: 23,9 μm ; comprimento do corpo dos esporos, 9,7 μm ; largura do
154 corpo dos esporos, 4,2 μm ; comprimento da cauda, 14,1 μm ; comprimento da cápsula polar,
155 4,3 μm ; largura da capsula polar, 1,3 μm .

156 Os aspectos morfológicos dos esporos maduros, bem como a localização da
157 infecção deste parasito, quando comparados aos de outras espécies de myxosporídios do
158 gênero *Henneguya* (Tabela I), observa-se uma diferença na prevalência de algumas
159 características morfológicas, indicando valores menores que os já apresentados.

Tabela I. Mensuração dos esporos de *Henneguya* sp. (em µm) comparados a outros autores

Parasito	Hospedeiro	Órgão infectado	CT	CCE	LCE	CC	CCP	LPC	NFP	Autores
<i>H. amazônica</i>	<i>Crenicichla lepidota</i>	Brânquia	60.45 (55 - 65.9)	13.2 (11.5 - 14.9)	5.75 (5.2- 6.3)	46.9 (41.7- 52.1)	3.15 (2.7- 3.6)	1.5 (1.1- 1.9)	6	Rocha et al. (1992)
<i>H. adherens</i>	<i>Acestrorhynchus falcatus</i>	Brânquia	32.9 (30.7 - 35.1)	12.15 (10.5- 13.8)	5.8 (5.1- 6.5)	20.1 (18.5- 21.7)	3.15 (2.8- 3.5)	1.3 (1-1.6)	3-4	Azevedo et al. (1995)
<i>H. malabarica</i>	<i>Hoplias malabaricus</i>	Brânquia	28.2 (26.6 - 29.8)	12.45 (11.8- 13.1)	4.2 (3.6- 4.8)	17.55 (16.2- 18.9)	3.65 (3- 4.3)	1.9 (1.6- 2.2)	6-7	Azevedo and Matos (1996)
<i>H. striolata</i>	<i>Serrasalmus striolatus</i>	Brânquia	42.45 (39.3 - 45.6)	15.7 (14.4- 17)	5.9 (4.9- 5.9)	26,7 (23.6- 29.8)	6.05 (5.1- 7)	1.2 (1.1- 1.3)	13-14	Casal et al. (1996)
<i>H. astyanax</i>	<i>Astyanax keithi</i>	Brânquia	47.8 (47.09- 48.51)	(14.43- 15.79)	5.7 (4.99- 6.41)	32,6 (31.49- 33.71)	5 (4.87- 5.13)	1.5 (1.43- 1.57)	8-9	Vita et al. (2003)
<i>H. arapaima n.sp.</i>	<i>Arapaima gigas</i>	Brânquia e Vesícula	50.75 (48.4- 53.1)	14.35 (13.5- 15.2)	5.6 (5.1- 6.1)	39.6 (38- 41.2)	6.5 (6,2- 6.8)	1.5 (1.4- 1.6)	5	Feijó et al. (2008)
<i>H. aequidens n.sp.</i>	<i>Aequidens plagiozonatus</i>	Brânquia	41 (39.5-42.5)	15.9	6 (5.2-6.8)	27.6	3 (2.7-3.3)	2 (1,7-2.3)	4-6	Videira et al. (2015)
<i>H. testicularis n. sp.</i>	<i>Moenkhausia oligolepis</i>	Testículo	27.5 (27-28.5)	14 (14-14.5)	6.5 (6-6.5)	13.5 (13-14.5)	9.0 (8.5-9.5)	2.0 (2.0- 2.5)	12-13	Azevedo et al. (1997)
<i>Henneguya sp.</i>	<i>Moenkhausia oligolepis</i>	Brânquia	12.53 (21.05- 25.52)	10.05 (8.54- 11.56)	4.32 (3.84- 4.81)	14.09 (11.75- 16.43)	4.64 (4.07- 5.22)	1.34 (1.03- 1.65)	-	Presente estudo

CT: Comprimento Total; CCE: Comprimento do corpo dos esporos; LCE: Largura do Corpo dos Esporos; CC: Comprimento da Cauda; CCP: Comprimento da Cápsula Polar; LPC: Largura da Capsula Polar; NFP: Número de voltas do filamento polar.

161 **CONCLUSÕES**

162 A partir dos achados descritos, foi possível caracterizar uma infecção por espécie
 163 pertencente ao gênero *Henneguya* nas brânquias de *M. oligolepis*. Apesar da alta prevalência
 164 parasitária, os hospedeiros não apresentaram sintomatologia da doença.

165

166 **AGRADECIMENTOS**

167 A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES - processo PVE
 168 n°: 000.232.482-20) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico
 169 (CNPq - processo n°: 441645/2014-3 Edital Universal; Produtividade em Pesquisa, n°
 170 301497/2016-8) e pela bolsa de estudos concedida. Ao SISBIO/ICMBIO pela licença de
 171 coleta. A FAPESPA (ICAAF 162/2014 Edital projetos Temáticos 006/2014).

172

173 **REFERÊNCIAS**

174 ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; CORDEIRO, N. S. 2006. Histopathology and ultrastructure of
 175 *Myxobolus cuneus* n. sp. infecting the connective tissue of *Piaractus mesopotamicus* (Pisces:
 176 Characidae) cultivated in Brazil. *Parasite*, 13(4), 137-42.

177

178 AZEVEDO, C.; MATOS, P.; MATOS, E. 1995. *Henneguya adherens* n. sp. (Myxozoa,
 179 Myxosporidia), parasite of the Amazonian fish, *Acestrorhynchus falcatus*. *Journal Eukariotic*
 180 *Microbiologica*, 42(5), pp. 515-518.

181

182 AZEVEDO, C.; MATOS, E. 1996. *Henneguya malabarica* sp. nov. (Myxozoa, Myxobolidae) in
 183 the Amazonian fish *Hoplias malabaricus*. *Parasitol Research*, 82:222-224.

184

185 AZEVEDO, C.; CORRAL, L.; MATOS, E. 1997. Light and ultrastructural data on *Henneguya*
 186 *testicularis* n. sp. (Myxozoa, Myxobolidae), a parasite from the testis of the Amazonian fish
 187 *Moenkhausia oligolepis*. *Systematic Parasitology*, Printed in the Netherlands, 37: 111-114.

188

189 AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MENDONÇA, I.; MATOS, E. 2009. Fine structure of *Henneguya*
 190 *hemiodopsis* sp. n. (Myxozoa), a parasite of the gills of the Brazilian teleostean fish *Hemiodopsis*
 191 *microlepis* (Hemiodontidae). *Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, 104(7), 975-979.

192

- 193 BATISTA, V.S.; ISAAC, V.J.; VIANA, J.P. 2004. Exploração e manejo dos recursos pesqueiros
194 na Amazônia. In: A pesca e os recursos pesqueiros na Amazônia. Manaus. RUFFINO, M.L.
195 *Ibama/Pro-varzea*, 63, 151- 272.
- 196
- 197 CASAL, G.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. 1996. Some ultrastructural aspects of *Henneguya*
198 *striolata* sp. nov. (Myxozoa, Myxosporea), a parasite of the Amazonian fish *Serrasalmus*
199 *striolatus*. *Parasitol Research*, 83(1), 93-95.
- 200
- 201 EIRAS, J. da C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. 2010. Diversidade de parasitos de
202 peixes de água doce do Brasil. *Maringá: Clichetec Editora*, Maringá, 333 pp.
- 203
- 204 FEIJÓ, M. M.; ARANA, S.; CECCARELLI, P. S.; ADRIANO, E. A. 2008. Light and scanning
205 and histology of infected sites in pirarucu (*Arapaima gigas*: Pisces: Arapaimidae) from
206 the Araguaia River, Brasil. *Veterinary Parasitology*, 157, 59-64.
- 207
- 208 LOM, J.; DYKOVÁ, I. 2006. Myxozoa genera: Definition and notes on taxonomy, lifecycle
209 terminology and pathogenic species. *Folia Parasitologica*, 53, 1-36.
- 210
- 211 MARTINS, M. L.; SOUZA, V. N.; MORAES, J. R. E.; MORAES, F. R.; COSTA, A. J. 1997.
212 Pathology and behavioural effects associated with *Henneguya* sp. (Myxozoa: Myxobolidae)
213 infections of captive pacu *Piaractus mesopotamicus* in Brazil. *Journal World Aquaculture Society*,
214 28, 297-300.
- 215
- 216 ONAKA, E. M.; MORAES, F. R. de. 2008. Enfermidades parasitárias de peixes. *LAPOC-*
217 *Laboratório de patologia de organismos aquáticos. Caunesp, Jaboticabal SP.*
- 218
- 219 SANTOS, G. M.; SANTOS, A. C. M. 2005. Sustentabilidade da Pesca na Amazônia. *Journal*
220 *SciELO Brasil. Estudos avançados, São Paulo*, 19, 54.
- 221
- 222 VIDEIRA, M.; VELASCO, M.; AZEVEDO, R.; SILVA, R.; GOÇALVES, E.; MATOS, P.;
223 MATOS, E. 2015. Morphological aspects of *Henneguya aequidens* n.sp. (Myxozoa:

224 Myxobolidae) in *Aequidens plagiozonatus* Kullander, 1984 (Teleostei: Cichlidae) in the Amazon
225 region, Brazil. *Parasitology Research*, 114(3):1159-62.

226

227 VITA, P.; CORRAL, L.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. 2003. Ultrastructural aspects of the
228 myxosporean *Henneguya astyanax* n.sp. (Myxozoa: Myxobolidae), a parasite of the
229 Amazonian teleost ei *Astyanax keithi* (Characidae). *Diseases of Aquatic organisms* (53), 55-60.

230

231

232

233

234

235

236

237

238

239

240

241

242

243

244

245

246

247

248

249

ANEXO I

Registro de coleta de Campo

**LABORATÓRIO DE PESQUISA CARLOS AZEVEDO**
RELATÓRIO DE COLETA DE CAMPO

COLETA Nº:

DATA DA COLETA: / /

LOCAL:

COORDENADAS GEOGRÁFICAS:

APETRECHO DE PESCA UTILIZADO:

ESPÉCIE COLETADA:

Nº DE EXEMPLARES:

TEMPERATURA DA ÁGUA:

OXIGÊNIO DISSOLVIDO:

PH:

SALINIDADE:

CONDUTIVIDADE ELÉTRICA:

ANEXO II

Ficha do livro de registro –LPCA UFRA

Nº do Bloco	Data	Órgão	Fixador	Técnica	Animal	Observações

Prof. Tit. Dr. Edilson Rodrigues Matos
Coordenador do LPCA ; UFRA

ANEXO III

Ficha de processamento de material biológico LPCA/UFRA

Data do início do processamento: _____

Material processado: _____

Local em que o material processado foi coletado: _____

Responsável pelo processamento: _____

Fixador utilizado: _____

Número de registro do material: _____

DESIDRATAÇÃO

IMERSÃO	DATA	HORA	TEMPO
ALC. 70%			
ALC. 80%			
ALC. 90%			
ALC. ABS. I			
ALC. ABS. II			
ALC. ABS. III			
ALC. / XILOL			
XILOL I			
XILOL II			
PARAFINA I			
PARAFINA II			
PARAFINA III			

Prof. Tit. Dr. Edilson Rodrigues Matos

Coordenador do LPCA/UFRA