

STATUS SANITÁRIO DA PRODUÇÃO DE LAMBARI-DO-RABO-AMARELO

Astyanax lacustris

YVANA MELYSSA MANDÚ MARGARIDO

Jaboticabal, São Paulo

Fevereiro de 2020

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP (CAUNESP)

STATUS SANITÁRIO DA PRODUÇÃO DE LAMBARI-DO-RABO-AMARELO

Astyanax lacustris

DISCENTE

YVANA MELYSSA MANDÚ MARGARIDO

ORIENTADORA

Prof. Dra. FABIANA PILARSKI

COORIENTADOR

Prof. Dr. GUSTAVO MORAES RAMOS VALLADÃO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Aquicultura, do Centro de Aquicultura da UNESP - CAUNESP, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

Jaboticabal, São Paulo

Fevereiro de 2020

Margarido, Yvana Melyssa Mandú
M327s Status sanitário da produção do lambari-do-rabo-amarelo *Astanax lacustris*
/ Yvana Melyssa Mandú Margarido. -- Jaboticabal, 2020
vix, 102 p. : il. ; 29 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Centro de
Aquicultura, 2020
Orientadora: Fabiana Pilarski
Coorientador: Gustavo Moraes Ramos Valladão
Banca examinadora: Estevam Lux Hoppe, Ricardo Massato Takemoto
Bibliografia

1. Aquicultura. 2. Lambari. 3. Parasito. 4. Saúde. 5. Sanidade. I. Título. II.
Jaboticabal-Centro de Aquicultura.

CDU 639.3.043

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: STATUS SANITÁRIO DA PRODUÇÃO DE LAMBARI-DO-RABO-AMARELO
Astyanax lacustris

AUTORA: YVANA MELYSSA MANDÚ MARGARIDO

ORIENTADORA: FABIANA PILARSKI

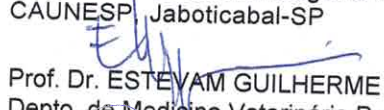
COORIENTADOR: GUSTAVO MORAES RAMOS VALLADÃO

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em AQUICULTURA, pela Comissão Examinadora:



Profa. Dra. FABIANA PILARSKI

Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos / Centro de Aquicultura da UNESP,
CAUNESP, Jaboticabal-SP



Prof. Dr. ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE

Depto. de Medicina Veterinária Preventiva e Reprodução Animal / FCAV / UNESP, Jaboticabal-SP



Prof. Dr. RICARDO MASSATO TAKEMOTO

Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura / Universidade Estadual de Maringá, UEM,
Maringá-PR

Jaboticabal, 28 de fevereiro de 2020

Sumário

Sumário	ii
Capítulo 1	1
1. Introdução Geral	4
1.1 Aquicultura mundial e brasileira: produção e ictiosanidade	4
2. Parasitos de interesse na lambaricultura	6
2.1.1. Protozoários Ciliados	6
Tricodinídeos	6
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	7
<i>Chilodonella</i> spp.	7
2.2. Protozoários flagelados	8
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	8
2.3. Nematódeos	8
2.4. Crustáceos	9
2.5. Myxozoa	10
2.6. Monogenéticos	10
2.7. Digenéticos	11
3. Ecologia de comunidades parasitária	12
4. Caracterização da espécie do estudo: Lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>)	12
Capítulo 2	25
1. Introdução	28
2. Objetivos Específicos	29
3. Metodologia	30
3.1. Coleta do material biológico e caracterização das propriedades	30
3.1.1. Colheita e Identificação dos Parasitos	30
3.1.2. Análise parasitológica e quantificação dos parasitos	31
3.1.3. Análise da qualidade ambiental e água	32
4. Resultados	33
4.1. Coleta realizada na piscicultura localizada no município de Buritizal, SP. 33	
4.1.1. Dados Biométricos	33
4.1.2. Identificação e Descrição dos tricodinídeos	34

4.1.3. Indicadores ecológicos do parasitismo	39
4.1.4. Variáveis limnológicas	42
4.2. Coleta realizada na piscicultura localizada no município de Jaboticabal, SP 42	
4.2.1. Dados Biométricos.....	42
4.2.2. Índices Ecológicos	43
4.2.3. Variáveis Limnológicas.....	44
5. Discussão.....	44
6. Bibliografia.....	48
Capítulo 3	55
1. Introdução	60
2. Objetivos Específicos	61
3. Metodologia	61
3.1. Análise Morfológica e Morfométrica.....	62
3.2. Análise Histológica	63
3.3. Análise Ultraestrutural	63
3.4. Análise Molecular e Filogenética	63
4. Resultados	65
4.1. Descrição das espécies	66
4.1.1. <i>Henneguya</i> sp. 1.....	66
4.1.2. <i>Henneguya</i> sp. 2.....	70
4.1.3. <i>Myxobolus</i> sp. 1.....	73
5. Análise Filogenética.....	75
6. Discussão.....	83
7. Bibliografia.....	85
Considerações Finais	93

Lista de Tabelas

Capítulo 2

Tabela 1. Biometria de lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>) coletados na piscicultura localizada em Buritizal, com dados dispostos em média $\pm$ desvio padrão.....	33
Tabela 2. Porcentagem de prevalência de endoparasitas correspondente as coletas 1, 2 e 3 na piscicultura localizada em Buritizal.....	35
Tabela 3. Indicadores de infestação parasitária observados nos peixes da primeira coleta na piscicultura localizada na cidade de Buritizal.....	38
Tabela 4. Indicadores de infestação parasitária observados nos peixes da segunda coleta realizada na piscicultura localizada em Buritizal.....	39
Tabela 5. Indicadores de infestação parasitária nos lambaris durante a terceira coleta na piscicultura localizada na cidade de Buritizal.....	40
Tabela 6. Dados morfométricos (μm) dispostos em média $\pm$ desvio padrão (mínimo – máximo; n) de <i>Trichodina heterodentata</i> verificada no estudo e comparação com descrições anteriores.....	41
Tabela 7. Morfometria de espécie <i>Tricodina. modesta</i> semelhante a <i>Tricodina. heterodentata</i> do presente estudo.....	42
Tabela 8. Indicadores de infestação parasitária na piscicultura localizada em Jaboticabal.....	43

Capítulo 3

Tabela 1. Prevalência de infecção por mixosporídeos em lambari-do-rabo-amarelo de sistema de produção do estado de São Paulo.65

Tabela 2. Dados comparativos de *Henneguya* sp. 1 e *Henneguya* sp. 2 com outras espécies de *Henneguya* parasitos de peixes da ordem Characiforme. Dimensões dos mixosporos, sítios de infecção e local de coleta são fornecidos. CCP: comprimento de cápsulas polares; LCP: largura das cápsulas polares; NVF: número de voltas dos filamentos polares; -: sem dados. Todas as medições são min – máx (médias $\pm$ DP), em μ m.77

Tabela 3. Dados comparativos de *Myxobolus* sp. 1 com outras espécies de *Myxobolus* parasitos de peixes da ordem Characiforme. Dimensões dos mixosporos, sítios de infecção e local de coleta são fornecidos. CCP: comprimento de cápsulas polares; LCP: largura das cápsulas polares; NVF: número de voltas dos filamentos polares; -: sem dados. Todas as medições são min – máx (médias $\pm$ DP), em μ m.....80

Tabela 4. Matriz de dissimilaridade para ssrDNA de *Henneguya* sp. 1 e espécies de *Henneguya* agrupadas no mesmo subclado da árvore filogenética a partir de um alinhamento de 903 pares de base. O triângulo superior mostra diferenças de nucleotídeos em relação ao número de bases comparadas. O triângulo inferior mostra % de identidade de distâncias em pares.....82

Tabela 5. Matriz de dissimilaridade para ssrDNA de *Myxobolus* sp. 1 e espécies de *Myxobolus* agrupadas no mesmo subclado da árvore filogenética a partir de um alinhamento de 1225 pares de base. O triângulo superior mostra diferenças de nucleotídeos em relação ao número de bases comparadas. O triângulo inferior mostra % de identidade de distâncias em pares.82

Lista de Figuras

Capítulo 1

Figura 1. Lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>)	13
---	----

Capítulo 2

Figura 1. Exemplares de lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>) medidos e pesados e colocados sob refrigeração para posterior análise de myxozoa para valores de prevalência	32
--	----

Figura 2. <u>A</u> : A) <i>Trichodina heterodentata</i> presente no lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>) impregnada com nitrato de prata. Barra: 10 µm; B) desenho esquemático dos dentículos evidenciando a lâmina em formato de foice e raio espesso.....	34
--	----

Figura 3. A: <i>Thelohanellus</i> spp. e B: <i>Henneguya</i> spp. infectando cérebro de <i>A. lacustris</i>	40
---	----

Capítulo 3

Figura 1. Foto das pisciculturas. 1: piscicultura localizada em pesque-pague. 3: piscicultura localizada em sítio. Ambas em Buritizal, SP; 2: espécime de <i>A. lacustris</i> coletado nas pisciculturas.	62
--	----

Figura 2. Mixosporos de <i>Henneguya</i> sp. 1 encontrado na brânquia de Lambari. A: Fotomicroscopia. Barra: 10 µm. B: Desenho esquemático. Barra: 10 µm.....	66
---	----

Figura 3. Fotomicrografia de cortes histológicos de filamento de brânquia de lambari-do-rabo-amarelo (<i>Astyanax lacustris</i>) infectado por <i>Henneguya</i> sp. 1. A: Note a presença de vários plasmódios (setas) infectando os filamentos (f). Barra: 200 µm. B: Ampliação de A mostrando o desenvolvimento do plasmódio (P) no tecido conjuntivo sub epitelial (seta larga preta) do filamento. Observe compressão e fusão lamelar devido ao crescimento do plasmódio (seta transparente). Barra: 20 µm.	68
--	----

Figura 4. Mixosporos de <i>Henneguya</i> sp. 2 encontrado na nadadeira de Lambari do rabo amarelo. A: Fotomicrografia. Barra: 10 µm. B: Desenho esquemático. Barra: 10 µm.	70
---	----

Figura 5. Fotomicrografia de corte semi fino de nadadeira de lambari infectado por *Henneguya* sp. 2. A – Plasmodio (P) de *Henneguya* sp. 2. Tecido conjuntivo da nadadeira do hospedeiro (H), Parede do plasmódio (seta). Barra: 20 µm. B: Ampliação de A mostrando o desenvolvimento do Plasmódio (P) no tecido conjuntivo (tc) da nadadeira do Hospedeiro (H). Observe o ectoplasma (ec) na periferia do plasmódio, abaixo da parede plasmodial (seta larga), e estágios avançados de desenvolvimento de mixósporos (setas finas) na região central do plasmódio. Barra: 10 µm.71

Figura 6. Eletromicrografia de nadadeira de lambari infectado por *Henneguya* sp. 2. A – Interface parasito-hopedeiro mostrando a parede do plasmódio com várias projeções (seta larga vazia) em direção ao tecido do hospedeiro (H). Na periferia do plasmódio (P) são observados numerosos núcleos de células generativas (ncg). Mais internamente são observados mixósporos em diferentes estágios de desenvolvimento (m) e mixósporos maduros (mm) com cápsulas polares (cp). Barra: 2 µm. B – Ampliação de A mostrando projeções da parede do plasmódio (seta larga vazia), numerosas mitocôndrias (m) e algumas vesículas (v) no ectoplasma (ec), e núcleo de célula generativa (ncg) na porção mais profunda do plasmódio (P). Barra: 1 µm. D – Duas cápsulas polares (cp) com filamento polar interiorizado (setas). Barra: 500 nm.72

Figura 7. Mixósporos de *Myxobolus* sp. 1 encontrado na nadadeira de Lambari. A: Fotomicrografia. Barra: 10 µm. B: Desenho esquemático. Barra: 10 µm.74

Figura 8. Árvore de máxima verossimilhança, a partir do sequenciamento da ssrDNA, mostrando a relação entre *Henneguya* sp. 1 e *Myxobolus* sp. 1 descritos neste estudo e as espécies de Myxobolidae mais proximamente relacionadas baseada na pesquisa BLAST. Os números acima dos nós, indicam níveis de confiança do ramo. Valores com suporte <50 não foram mostrados.....76

Agradecimentos

A Deus, por ter me fortalecido a cada dia na fé e feito-me uma pessoa mais forte e persistente.

A minha mãe Maria de Jesus Mandú, que é minha grande inspiração para vencer na vida, minha fonte de dedicação e amor. Ao meu pai, Rui da Conceição Margarido (*in memorian*), por sempre ter sido meu ombro amigo, seus ensinamentos permanecerão eternamente em mim, fazendo-me uma pessoa persistente e de valores. A minha irmã Ravindra Almeida, por ser um anjo em minha vida. Ao meu padrasto Luiz Ribeiro, por toda ajuda e conselhos.

Ao meu noivo, Igor Gadelha, por ser uma pessoa paciente e prestativa, por sempre segurar minha mão nas horas boas e difíceis e ser meu amor e grande amigo.

A minha orientadora Dra. Fabiana Pilarski, pela oportunidade, confiança e aprendizado.

Ao meu coorientador Dr. Gustavo Valladão, por toda ajuda e conselhos. Aos professores da Unifesp, Dr. Edson Adriano e Dra. Juliana Naldoni, por todo aprendizado e por serem muito solícitos.

Aos colegas e amigos do Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos do Centro de Aquicultura da Unesp – LAPOA/Caunesp e Unifesp (laboratório 23) pela ajuda na execução do trabalho, companheirismo e aprendizado.

Ao proprietário das pisciculturas pelo fornecimento dos peixes e à todos os funcionários do Caunesp.

Ao Eduardo Criscuolo Urbinati pela ajuda logística na maioria das coletas.

A todos aqueles que, embora não nomeados, me presentearam com seus inestimáveis apoios em distintos momentos, o meu sincero e reconhecido agradecimento

Apoio Financeiro

O presente trabalho foi realizado com o apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) – Código de Financiamento 001. Número do processo: 88882.433713/2019-01.

Capítulo 1

Estudo ecológico e diversidade de comunidades parasitárias infestando peixes de produção (Revisão de Literatura nas normas da ABNT)

Resumo

Esta revisão contribui para o conhecimento das principais espécies de parasitos que acometem a produção do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*), uma espécie nativa cuja produção vem aumentando anualmente por suas características como sabor, rusticidade, alta prolificidade e fácil manejo. No entanto, o parasitismo elevado causa perdas significativas na piscicultura, provocando lesões muitas vezes irreversíveis que facilitam a instalação de infecções bacterianas oportunistas que levam o hospedeiro à morte. Devido a intensificação da produção, ocorre o aumento da densidade de estocagem dos animais, predispondo ao surgimento de doenças parasitárias e bacterianas. O gênero *Astyanax* exibe uma grande diversidade de fauna parasitária na natureza, sendo encontradas espécies de Nematoda, Monogenéticos, Digenéticos, Protozoários, Myxozoa, Branchiura, Isopoda e Copepoda. Portanto, surge a necessidade do desenvolvimento de estudos na área de taxonomia, ecologia parasitária, relação parasito-hospedeiro e estudos sobre a biologia destes parasitos e seus mecanismos de infecção, transmissão e aspectos patológicos das doenças que estes patógenos causam em seus hospedeiros. Somente desta forma, poderemos tomar medidas contra a livre circulação de doenças na aquicultura, especialmente com foco em promover maior salubridade no ambiente de produção, com descontaminação e implantação de barreiras sanitárias efetivas.

Palavras-chave: Aquicultura, Peixe, Parasito, Biossegurança

Abstract

This review contributes to the knowledge of the main species of parasites within the creations of yellow-tail lambari (*Astyanax lacustris*), a native fish that has been growing in the economic market for its flavor, rusticity, high productivity and ease of handling. However, high parasitism causes a reduction in fish farming worldwide, causing lesions that are often irreversible that facilitate the installation of opportunistic bacterial infections that lead to or host death. Reduce production intensification, increase or increase stocking of animals, predisposing to the emergence of parasitic and bacterial diseases. The *Astyanax* genus exhibits a great diversity of parasitic fauna in nature, with species of Nematoda, Monogenea, Digenea, Protozoa, Myxozoa, Branchiura, Isopoda and Copepoda. Therefore, the need arises to develop studies in the field of taxonomy, parasitic ecology, parasite-host relationship and studies on the biology of these parasites and their mechanisms of infection, transmission and pathological aspects of the diseases that these pathogens cause in their hosts. Only in this way, can we take measures against the free circulation of diseases in aquaculture, especially with a focus on promoting greater health in the production environment, with decontamination and implementation of effective sanitary barriers.

Key-words: Aquaculture, Fish, Parasite, Biosecurity

1. Introdução Geral

1.1 Aquicultura mundial e brasileira: produção e ictiosanidade

Nas últimas décadas, os impactos econômicos e sociais gerados pela aquicultura foram tão abrangentes que essa experiência passou a ser chamada de *blue revolution*, a “revolução azul”, em alusão à experiência com a “revolução verde”, que proporcionou grandes transformações na atividade agropecuária e no modo de vida das pessoas a partir da década de 1950. Esta atividade se destaca por ser competitiva e sustentável, contribuindo para a produção de alimentos saudáveis, geração de emprego e renda, redução da pobreza e fome em várias partes do mundo (Siqueira, 2017).

De acordo com o relatório *The State of World Fisheries and Aquaculture* (FAO, 2017), a produção da aquicultura ultrapassou a pesca desde os anos 1990 e já responde por metade do consumo mundial de peixe. Desde o final do ano 1980 a atividade da pesca estabilizou sua produção em 80 milhões de toneladas/ano, enquanto a aquicultura mais do que triplicou a produção de peixes.

A rápida expansão da aquicultura foi baseada na introdução de novas técnicas de produção, com custos acessíveis e ganhos significativos na produtividade e qualidade da produção de proteína animal. Com tais ganhos de competitividade, sustentando a expectativa otimista para a manutenção de elevada produção para as próximas décadas, através de novas unidades intensivas e ampliação das áreas de produção em terra e mar (Milanez et al., 2019). Apesar da liderança destacada da China, representando uma produção de 61,5% do total mundial da produção, em que somente os países asiáticos detêm 89,4% da produção mundial, a expansão da aquicultura foi generalizada em todos os continentes (FAO, 2018).

O Brasil, por sua vez, destaca-se, nos diferentes relatórios e números que explicam a atividade no mundo, como o país com as taxas mais elevadas de crescimento. No país, a aquicultura é a atividade de produção animal que mais cresce, com destaque para a piscicultura de água continental (Tavares-Dias e Mariano, 2015). O potencial brasileiro é grande por possuir a maior reserva de água doce do planeta (13% do total mundial), com mais de 8 mil km³, sendo 10 milhões de hectares de

lâmina d'água em reservatórios de hidrelétricas, açudes e propriedades particulares (Siqueira, 2017).

Em toda produção animal, há erros que podem levar a grandes prejuízos econômicos, como os recorrentes problemas de manejo zootécnico. Segundo Garcia (2013), umas das principais dificuldades encontrada no manejo das pisciculturas é o aspecto sanitário dos peixes e do meio ambiente, decorrente da alta densidade de estocagem, em que os animais vivem em ambientes com excretas e acúmulo de ração, predispondo ao aumento de matéria orgânica, submetendo esses peixes a elevado níveis de estresse, favorecendo a imunossupressão do hospedeiro e a disseminação de patógenos. Com a intensificação da produção do lambari-do-rabo-amarelo, esse cenário vem sendo observado, principalmente com elevada densidade de estocagem, ausência da implantação de boas práticas de manejo e de biossegurança na maioria das pisciculturas brasileiras.

Na produção de peixes, as enfermidades ocorrem através de infestações parasitárias, as quais causam injúrias aos tecidos do hospedeiro (Mauad, 2013), permitindo a instalação e propagação de agentes oportunistas como bactérias e fungos. Schalc (2005), ressalta que o aparecimento de doenças acontece quando ocorrem situações de desequilíbrio na tríade epidemiológica: hospedeiro, ambiente e agente etiológico. Vale ressaltar que poucos são os protocolos utilizados para tratamento de enfermidades de peixes, além do mais, não existe antiparasitários registrados para uso na aquicultura no Brasil (Valladão et al., 2015a).

Segundo Tavares–Dias (2017) e Valladão et al., (2015a), estudos sobre ecologia, patogenia e identificação parasitária, abrangendo os sítios preferíveis de infestação, fornecem embasamento para compreender a relação dos patógenos com o hospedeiro, e permitem que estes parasitas sejam controlados para evitar a manifestação da enfermidade e a disseminação destes para todo o plantel.

Diante do exposto, serão apresentados os principais grupos de parasitos que acometem os peixes nativos produzidos no Brasil, dentre eles, o lambari-do-rabo-amarelo.

2. Parasitos de interesse na lambaricultura

Com a intensificação dos sistemas produtivos nas pisciculturas, é crescente a preocupação com surtos de doenças. No ambiente de criação, os peixes coexistem com os parasitos, e o crescimento excessivo das populações parasitárias pode ser atribuído a agentes estressores, como altas densidades e alterações na qualidade da água (Izel et al., 2013). Desta forma, um dos pontos mais relevantes para o sucesso na piscicultura é a adoção da profilaxia e boas práticas de manejo sanitário. Os parasitos encontrados neste estudo foram revisados e descritos abaixo.

2.1.1. Protozoários Ciliados

Tricodinídeos

São protozoários ciliados considerados como um dos parasitos mais comuns em peixes selvagens e de criação (Basson e Van As, 1994). Sob condições ambientais adequadas, esses parasitos se alimentam de bactérias, algas e partículas em suspensão (Miranda et al., 2012). Pertencem à família Trichodinidae e englobam pelo menos sete gêneros, entre eles, *Trichodina*, *Paratrachodina*, *Tripartiella*, *Dipartiella*, *Vauchonia*, *Hemitrichodina* e *Trichodinella* (Pavanelli et al., 2013). Os sinais clínicos decorrentes do parasitismo por tricodinídeos são natação errática (Pavanelli et al., 2008), aumento excessivo da produção de muco (Valladão et al., 2013), hiperplasia e edema subepitelial nas lamelas secundárias (Smith et al., 2019), escoriações e ferimentos no tegumento e nas brânquias causadas pela ação abrasiva do disco adesivo que compõe a morfologia deste ectoparasito (Eiras, 2013). Contudo, infestações leve ou moderada por tricodinídeos podem ser assintomáticas (Martins et al., 2012; Valladão et al., 2013; 2014; 2016).

No Brasil, diversas espécies de tricodinídeos já foram identificadas em peixes de produção, como *Trichodina compacta* (Ghiraldelli et al., 2006), *Trichodina magna* (Martins et al., 2008), *Trichodina nobilis* e *Trichodina reticulata* em peixes ornamentais (Martins et al., 2012) e *Trichodina acuta* (Piazza et al., 2006), *Paratrachodina africana* (Pantoja et al., 2012), *Trichodina centrostrigeata* (Bittencourt et al., 2014), *Trichodina migala* (Valladão et al., 2016) e *Tripartiella orthodens* (Valladão et al., 2016), *Trichodina modesta* em peixe ornamental (Valladão et al., 2015b), *Tripartiella*

pseudoplastystomae (Pinto et al., 2009), *Trichodina heterodentata* (Martins et al., 2010; Pádua et al., 2012), *Trichodina colisae* (Jerônimo et al., 2012), em moluscos *Trichodina ehrenbergeri* (Pinto et al., 2006).

Ichthyophthirius multifiliis

Ichthyophthirius multifiliis é um protozoário ciliado cosmopolita, causador da parasitose chamada ictiofitiríase, ou popularmente conhecida como “doença dos pontos brancos”. A ictiofitiríase constitui um grave problema para aquicultura mundial (Bisharyan et al., 2003), sendo considerada uma das parasitoses mais patogênicas para peixes, afetando diversas espécies, sem exibir especificidade de hospedeiro (Yao et al., 2010). O ciclo de *I. multifiliis* é direto ou monoxênico, ou seja, não depende da presença de hospedeiro intermediário para seu desenvolvimento, além de ser composto por diferentes fases de vida livre e uma fase parasitária (Olsen et al., 2011). A infestação se inicia com a penetração dos terontes (fase de vida livre nadante no ciclo do parasito) no tecido epitelial do tegumento e brânquia de peixes, locais nos quais o parasito passa a se alimentar e desenvolver, caracterizando a fase parasitária chamada de trofante (Ling et al., 2010). Os trofantes maduros saem do hospedeiro e passam a se chamar tomontes, desta forma, o ciclo dá continuidade na água. Nesta etapa, ocorre o encistamento do parasito. Os tomontes encistados se mantêm na água, quando as condições ambientais são favoráveis para estes parasitos, inúmeros tomites se desenvolvem em seu interior e são liberados, se diferenciando na forma infectante teronte, que posteriormente, nadará até encontrar um hospedeiro susceptível (Matthews, 2005). Estes parasitos causam grandes perdas na piscicultura, causando graus variados de hiperplasia de epitélio lamelar com fusão de lamela secundária, (Tavares-Dias et al., 2002), necrose epitelial (Wei et al., 2013), edema e destruição celular, que podem provocar colapso branquial e consequente asfixia do hospedeiro (Pavanelli et al., 2013).

***Chilodonella* spp.**

Chilodonella são protozoários ciliados que causam severas infecções em seus hospedeiros, representando uma ameaça à produção aquícola com impactos

econômicos diretos e indiretos para os produtores (Pádua et al., 2013). As consequências patológicas podem ser graves, podendo levar a morte de seus hospedeiros 24 horas após a detecção da infecção (Mitra et al., 2013). Estes parasitos se reproduzem por fissão binária transversal, podendo também se reproduzir por um processo conhecido como conjugação (Bellec et al., 2014). Os peixes altamente infestados apresentam sinais clínicos como excessiva produção de muco e ericamento das escamas (Pádua et al., 2013), dificuldade respiratória (Bradley et al. 2014), anorexia e apatia (Bastos Gomes et al., 2016). Valladão et al. (2019), relataram surto de mortalidade, ocasionado por quilodonelose, pós-manejo em lambaricultura onde não havia controle da água, os peixes apresentaram hiperplasia, hipertrofia e fusão lamelar, além de áreas necróticas nas brânquias.

2.2. Protozoários flagelados

Piscinoodinium pillulare

Piscinoodinium pillulare é um protozoário mastigóforo obrigatório, sem especificidade parasitária e importante ectoparasita de pisciculturas tropicais e de regiões temperadas (Sant'Ana et al., 2012). Esse parasito é responsável por sérios problemas sanitários no Brasil em peixes nativos de criação (Martins et al., 2015). Os hospedeiros geralmente apresentam sinais de desconforto, asfixia, intensos movimentos operculares, dobras nas nadadeiras, além da presença de uma camada cutânea superficial com aspecto aveludado. A patogenicidade deste ectoparasita compreende, dentre outras, fusão extensa das lamelas secundárias branquiais, resultando em dispneia e conseqüentemente morte dos animais (Pavanelli, 2008). É conhecido popularmente como a “Doença do Veludo”, cujas características são formato de saco ou pera de cor castanho-amarelada, decorrente da hipersecreção de muco que este parasito provoca (Sant'Ana et al., 2012).

2.3. Nematódeos

São endoparasitos cilíndricos e alongados, conhecidos popularmente como vermes do intestino (Pavanelli et al., 2008). Os nematoides adultos são encontrados parasitando principalmente o trato digestório dos peixes, assim como demais

estruturas. Enquanto as larvas podem se encistar na musculatura, no mesentério e em demais órgãos dos peixes (Eiras et al., 2010). Os sinais de parasitismo por nematoides dependem da espécie do parasito, do órgão parasitado e da quantidade de parasitos (Pahor-Filho et al., 2017). Negrelli (2018) em estudos sobre biodiversidade parasitária em *A. lacustris* no Rio Batalha/SP, percebeu a presença de duas espécies de nematoda, *Proclamallanus* sp. e *Contracaecum* sp., este último um parasito com potencial zoonótico. Todavia, o parasito não apresentou perigo para a espécie. Algumas espécies de nematoide podem ser altamente patogênicas, causando obstrução do lúmen intestinal, compressão dos órgãos, deformação do corpo e atrofia dos órgãos internos (Santos et al., 2013), edema (acúmulo anormal de líquido na região subcutânea) (Rodrigues e Azevedo, 2017), necrose, inflamação localizada e formação de granulomas podendo levar o hospedeiro a morte (Pavanelli, 2008). No entanto, a grande maioria não causa sinais clínicos visíveis ou que possam causar maiores prejuízos (Pavanelli et al., 2013).

2.4. Crustáceos

Os crustáceos são parasitos que possuem grande importância na aquicultura. Sua ação pode ser direta, sendo responsáveis por grandes mortalidades, além de poderem ser vetores de doenças causadas por vírus (Pavanelli et al., 2008). *Ergasilus* e a *Lernaea* são considerados parasitos de ocorrência universal na piscicultura mundial (Mhaisen et al., 2015), e somente as fêmeas adultas parasitam os peixes, os machos possuem vida livre (Adday e Ali, 2011). Dezfuli (2011), em seus estudos em *Sparus aurata* infestados por *Ergasilus* nas brânquias, observou hiperplasia branquial, erosão, descamação e necrose das lamelas secundárias. Corrêa et al. (2016), observou alta intensidade de infestação no tegumento por *Lernaea cyprinacea* em *A. lacustris* em lagoa de Mogi Guaçu, apresentando alterações hematológicas. Estes parasitas são conhecidos por serem um grave problema na piscicultura, podendo causar patologias graves e mortalidade em seus hospedeiros.

2.5. Myxozoa

Dois gêneros de parasitos mixosporídeos são encontrados mais frequentemente em peixes de criação, *Henneguya* spp. e *Myxobolus* spp. (Muller et al., 2013), estes possuem alta patogenicidade (Barassa et al., 2003), podendo causar diversas injúrias aos seus hospedeiros (Eiras e Adriano, 2012). Podem ser intercelulares, intracelulares ou se localizarem no lúmen dos vasos ou até mesmo na cavidade de órgãos na forma de esporos (Naldoni et al., 2009). Estes organismos apresentam ciclo de vida dixeno, sendo a oligoqueta da espécie *Tubifex tubifex*, considerada o seu hospedeiro intermediário (Abdel-Ghaffar et al., 2017).

Os sinais clínicos da infecção por plasmódios de *Henneguya* spp. nas brânquias são alongamento do epitélio lamelar e acentuada deformação e compressão capilar e de tecidos adjacentes (Barassa et al., 2003), hemorragia e focos inflamatório (Martins et al., 1999), destruição epitelial e áreas de necrose (El-Mansy; Bashtar, 2002), provocando dificuldade respiratória (Feist et al., 2006). Os achados patológicos para *Myxobolus* spp. em brânquias são semelhantes aos provocados pela *Henneguya* spp. (Naldoni et al., 2015), como hiperplasia da lamela secundária, podendo ocasionar sua completa fusão (Naldoni et al., 2009), e presença de infecção em outros órgãos, como rim, ocasionando compressão e deformação do túbulo renal (Capodifoglio et al., 2016). Enquanto os achados patológicos por *Thlohanellus kitauei*, relatado por (Liu et al., 2019) em fazendas de carpa, ocasionou mortalidade em massa nos peixes, com numerosos cistos no intestino, causando danos consideráveis em decorrência das lesões e obstrução intestinal.

2.6. Monogenéticos

Os platelmintos da família Dactylogyridae têm merecido atenção especial dos pesquisadores por causarem sérias injúrias aos peixes (Mendoza- Palmero et al., 2015). Monogeneas da família Dactylogyridae são ovíparos (Fujimoto et al., 2019), e são frequentemente encontrados infectando as brânquias dos peixes (Silveira et al., 2013). Já os da família Gyrodactylidae são vivíparos, abrigando até cinco gerações no interior de um único parasito e parasitam, em sua grande maioria, a pele do hospedeiro (Barzegar et al., 2018). Estes parasitos possuem rápida multiplicação e disseminação nos sistemas de criação, principalmente quando os peixes estão

adensados acima do limite aceitável (Cala Delgado et al., 2018). Os sinais clínicos da infestação por monogeneas são peixes agitados pelo incômodo que o parasito provoca, chocam-se contra as paredes do tanque ou no fundo dos viveiros, sobem à superfície da água, tornam-se anoréxicos, com consequente emagrecimento. Além disso apresentam hemorragias na pele e brânquias, edema nos filamentos branquiais e graus variáveis de mortalidade (Ogawa, 2015). Estas alterações causam danos intensos aos seus hospedeiros pela profunda inserção das âncoras e ganchos no tegumento, provocando degeneração muscular e infiltração de células fagocíticas mononucleares, além disso, estas lesões permitem a entrada de agentes patogênicos.

Estes parasitos possuem uma estrutura chamada de haptor, a qual utilizam para se fixar no hospedeiro causando variados níveis de patologia nos tecidos (El-Naggar et al., 2001). A estrutura está localizada na porção posterior do corpo do verme, composto por âncoras, ganchos marginais, barras dorsais e ventrais (Gonçalves et al., 2009). Esta parte específica das monogeneas é de fundamental importância em estudos taxonômicos.

2.7. Digenéticos

Digenéticos são provavelmente o maior grupo de parasitas metazoários internos, com cerca de 150 famílias reconhecidas. Possuem ciclo de vida complexo, sendo heteroxênico, isto é, necessita de mais de um hospedeiro para completar o seu ciclo (Paperna, e Dzikowski, 2006), como os moluscos do gênero *Biomphalaria*, e outros peixes ou aves piscícolas (Sandór et al., 2020). Em pisciculturas brasileiras, parasitos digenéticos são raramente encontrados, exatamente por causa de seu ciclo de vida complexo (Takemoto et al., 2004). No Brasil, a presença de metacercárias dos diplostomídeos que infectam os olhos de peixes são encontradas na retina, humor vítreo, humor aquoso e/ou cristalino. A presença destas metacercárias, em casos extremos, pode causar exoftalmia, deslocamento da retina, opacidade do cristalino e cegueira (Yamada et al., 2008). A maneira mais eficaz de prevenir infestações por digenéticos é eliminando dos criatórios de peixes os moluscos, os quais são hospedeiros intermediários deste parasito.

3. Ecologia de comunidades parasitária

Segundo Luque (2004), estudos ecológicos de comunidades parasitárias são importantes, pois auxiliam na obtenção de dados sobre a biologia dos processos parasitários e seu papel nas relações com os hospedeiros, as quais podem ser ou se tornar patogênicas. Pavanelli (2013), afirma que diante da diversidade de peixes no Brasil, cada espécie possui habitualmente elevada quantidade de parasitos, comprovando assim, que ainda há muito que pesquisar referente à biodiversidade parasitária de peixes brasileiros, tanto de ambientes naturais, como de criação. De acordo com Abdallah (2006), a análise ecológica do parasitismo, fornece maior informação sobre a biologia dos processos parasitários e sua mediação nas relações ecológicas entre os hospedeiros, desta forma, é possível conhecer a etiologia e enfermidades que o parasitismo causa em seus hospedeiros. Espera-se que através destes estudos seja possível elaborar estratégias efetivas de controle ictiosanitário dentro das pisciculturas, e desta forma, evitar os riscos de parasitose e surtos de doenças, reduzindo as taxas de mortalidade e melhorando o produto final que chega ao consumidor.

4. Caracterização da espécie do estudo: Lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*)

O gênero *Astyanax*, pertencente à família Characidae, corresponde à maior unidade dos Tetragonopterinae, do ponto de vista sistemático e constitui um dos vinte e oito gêneros dominantes da América do Sul (Eigenmann et al., 1921). Dentro deste gênero existe muitas espécies de peixes conhecidas popularmente como lambaris, que povoam pequenos riachos, lagos e os grandes rios formadores das bacias hidrográficas de todo o ambiente tropical. Apresenta ampla distribuição desde a Bacia do Prata até o Panamá e ainda desde águas de marés até elevações de aproximadamente 1.500 metros. O lambari-do-rabo-amarelo é uma espécie de pequeno porte, que atinge de 10 a 15 cm de comprimento, podendo chegar a 60 gramas de peso. Possui hábito alimentar onívoro e seu crescimento é rápido, chegando à maturidade sexual com cerca de quatro meses de idade em condições de produção, normalmente com 7 a 9 cm de comprimento para os machos e 12 a 15 cm

de comprimento para as fêmeas (Porto-Foresti et al., 2010). O nome comum destes peixes varia de região para região, sendo reconhecidos como “tambuí”, “piaba”, “piabinha”, “lambari-do-rabo-amarelo” e ainda outros nomes particulares e de uso local.



Figura 1. Lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*)

Durante o período reprodutivo, diferenças morfológicas nítidas podem ser evidenciadas entre machos e fêmeas, sendo que as fêmeas, além de serem maiores e possuírem o corpo mais arredondado, são frequentemente mais precoces no crescimento do que os machos (Porto-Foresti et al., 2005;). Neste período, observa-se ainda nas fêmeas uma forte irrigação por vasos sanguíneos na região ventral do corpo, principalmente nas bases de inserção das nadadeiras peitorais e ventrais. Os machos são menores, possuem o corpo alongado e no período reprodutivo apresentam a nadadeira anal áspera ao toque, sendo tal característica importante para a sua identificação (Porto-Foresti et al., 2010). Há relatos de maturação sexual aos quatro meses de idade em condições de criação (Silva et al., 1996). Levando-se em conta a sua fácil reprodução, a boa taxa de sobrevivência das larvas e alevinos, o rápido crescimento e o hábito alimentar onívoro, a produção de lambaris para o mercado de iscas vivas ou mesmo para o consumo direto ou processamento pode ser considerada uma boa opção de negócio.

Dentre as espécies nativas que vem se destacando na aquicultura brasileira, o lambari-do-rabo-amarelo apresenta um crescimento de 8,58% ao ano (IBGE, 2019). A criação do lambari nas propriedades rurais constitui-se uma excelente alternativa

para pequenos e médios produtores, que procuram diversificação de suas atividades nas propriedades. O produto resultante da criação do lambari poderia ter diferentes destinações, entre as quais a sua utilização no consumo direto, sua industrialização na forma de conservas, ser utilizado como alimento natural ou forragem na criação de peixes carnívoros ou ainda ser comercializado como isca viva para a pesca esportiva, e recentemente está sendo usado para pesca comercial do atum, substituindo a sardinha (Paiva, 1997, Valladão, 2018). Além do mais, pode-se iniciar a produção com a instalação de um policultivo, estocando o lambari com outras espécies de peixes, principalmente aquelas não carnívoras de grande porte como o pacu, por exemplo. Entretanto, dificuldades de manejo, principalmente durante a despesca dos peixes maiores, podem resultar em significativa mortalidade dos peixes, devido às lesões e estresse causados durante a manipulação das redes de arrasto, sendo, por isso, mais indicada a prática do monocultivo para um melhor desempenho da criação (Porto-Foresti et al., 2001). Diante do exposto, considera-se que o conhecimento sobre as características biológicas do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*), e o conhecimento sobre os parasitos que o acometem, são necessários para o desenvolvimento de protocolos de biossegurança, pois certamente estes são pré-requisitos para uma maior competitividade e consolidação da lambaricultura nacional, sendo um item crucial para a gestão sanitária e sustentabilidade da atividade.

5. Bibliografia

Abdel-Ghaffar, F., Abdel-Gaber, R., Maher, S., El Deeb, N., Kamel, R., Al Quraishy, S., Mehlhorn, H. Morphological and ultrastructural characteristics of *Myxobolus ridibundae* n. sp. (Myxosporea: Bivalvulida) infecting the testicular tissue of the marsh frog *Rana ridibunda* (Amphibia: Ranidae). **Egypt. Parasitology Research**, v. 116, p. 133 – 14, 2016.

Abdallah, V. D., Azevedo, R. K., Luque J. L. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do tamboatá *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828) (Siluriformes: Callichthyidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**. Maringá, v. 28, n. 4, p. 413-419, 2006.

Adday, T.K.; Ali, A.H. *Ergasilus boleophthalmi* sp. n. (Copepoda: Ergasilidae) parasitic on gobiid fishes from Shatt Al-Basrah Canal, South of Iraq. **Wiadomości Parazytologiczne**, v. 57, n. 3, p. 137 – 142, 2011.

Barassa, B., Cordeiro, N. S., Arana S. A new species of Henneguya, a gill parasite of *Astianax altiparanae* (Pisces: Characidae) from Brazil, with comments on histopathology and seasonality. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 98. p. 761–765, 2003.

Barzegar, M., Ebrahimzadeh Mousavi, H., Rahmati-holasoo, H., Taheri Mirghaed, A., Bozorgnia, A. Gyrodactylus (Monogenea, Gyrodactylidae) parasite fauna of fishes in some rivers of the southern Caspian Sea basin in Mazandaran province. **Iran Journal Veterinary Medicine**, v.12, n. 1, p. 35-44, 2018.

Basson, L.; Van As, J.G. Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of wild and cultured freshwater fishes in Taiwan, with notes on their origin. **Systematic Parasitology**, v.28, p.197-222, 1994.

Bastos Gomes, G., Jerry, D. R., Miller, T. L., & Hutson, K. S. (2016). Current status of parasitic ciliates *Chilodonellasp.* (Phyllopharyngea: Chilodonellidae) in freshwater fish aquaculture. **Journal of Fish Diseases**, v. 40, n. 5, p. 703–715, 2016.

Bellec L., Maurer-Alcala X. X., Katz L.A. Characterization of the life cycle and heteromeric nature of the macronucleus of the ciliate *Chilodonella uncinata* using fluorescence microscopy. **Journal of Eukaryotic Microbiology** v. 61, p. 313–316, 2014.

Bittencourt, L.S. et al. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 1, p. 44-54, 2014.

Bradley T., Mccowan C., Cohen S., Ingram B., Green C. & Mansell P. Improved fish health management for integrated inland aquaculture through better management practices. In **Fisheries Research and Development Corporation, Department of Environment and Primary Industries**, p. 51, 2014.

Bisharyan Y, Chen Q, Hossain MM, Papoyan A, Clark TG. Cadimun effect on *Ichthyophthirius*: evidence for metal-sequestration in fish tissues following administration of recombinant vaccines. **Parasitology**, v. 126, p. 87–93, 2003.

Cala Delgado, D. L., Álvarez Rubio, N. C., Muñoz Rodríguez, F. A., Blanco Torres, C. A., & Yunis Aguinaga, J. Diagnóstico clínico de monogeneos en alevinos de piscicultura intensiva en Arauca. **Intropica**, v. 13, n. 1, p. 57-63, 2018.

Capodifoglio, K. R. H., Adriano, E. A., Milanin, T., Silva, M. R. M., Maia, A. A. M. Morphological, ultrastructural and phylogenetic analyses of *Myxobolus hilarii* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), a renal parasite of farmed *Brycon hilarii* in Brazil. **Parasitology International**, v. 65, p. 184–190, 2016.

Corrêa, L., Tavares-Dias, M., Ceccarelli, P., & Adriano, E. Hematological alterations in *Astyanax altiparanae* (Characidae) caused by *Lernaea cyprinacea* (Copepoda: Lernaeidae). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 120, p. 77–81, 2016.

Eiras, J.C.; Adriano, E.A. Myxozoa. In: Pavanelli, G.C. Takemoto, R.M.; Eiras, J.C., **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Eduem, p. 249-272, 2013.

Eiras J. C., Adriano E. A. A checklist of new species of *Henneguya Thelohán*, 1892 (Myxozoa: Myxosporea, Myxobolidae) described between 2002 and 2012. **Systematic Parasitology**, v. 83, p. 95–10, 2012.

Eiras J.C., Takemoto R.M., Pavanelli G.C. Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil. Clichetec, Maringá, p. 333, 2010.

Eigenmann, C.H. The American Characidae. **Memoirs of the Museum of Comparative Zoology**, v. 43, p 227-310, 1921.

El-Mansy, A.; Bashtar, A.R. Histopathological and ultrastructural studies of *Henneguya suprabranchiae* Landsberg, 1987 (Myxosporea: Myxobolidae) parasitizing the suprabranchial organ of the freshwater catfish *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 in Egypt. **Parasitology research**, v. 88, n. 7, p. 617-626, 2002.

FAO – Food And Agriculture Organization Of The United Nations. Tilapia markets and producers diversifying as traditional large players lag. **Globefish – analysis and information on world fish trade**. Rome, p. 20, 2018

FAO. **Food and agriculture organization of the united nations**. State of World fisheries and aquaculture, Roma, 2017.

Feist, S. W., Longshaw, M. Phylum myxozoa. Fish diseases and disorders. Protozoan and metazoan infections. **CAB International Oxfordshire**, v. 1, n. 2, p. 230-296, 2006.

Fujimoto, R.Y., Hide, D.M.V., Paixão, P.E.G., Abe, H.A., Dias, J.A.R., Sousa, N.C., Couto, M.V.S., Silva, R.V.B., Madi, R.R., Benavides, M.V., Ishikawa, M.M., Chagas, E.C., Boijink, C.L., Dompieri, M.H.G., Pereira, A.M.L., Maciel, P.O. Fauna parasitária e relação parasito-hospedeiro de tambaquis criados na região do Baixo São Francisco, nordeste do Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, n. 2, p. 563-570, 2019.

Garcia, F., Romera, D. M., Gozi. K. S., Onaka. E. M. Stocking density of Nile tilapia in cages placed in a hydroelectric reservoir. **Aquaculture**, v. 410, p. 51-56, 2013.

Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Jerónimo, G.T., Yamashita, M.M., Adamante, W.B. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. **Journal of Fish Aquatic Science**, v. 2, p. 181-190, 2006.

IBGE – **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. Pesquisa da Pecuária Municipal. Rio de Janeiro: IBGE, 2019.

Jerônimo, G. T., Marchiori, N. C.; Pádua, S.B., Neto, J. D.; Pilarski, F., Ishikawa, M. M., Martins, M. L. *Trichodina colisae* (Ciliophora: Trichodinidae): new parasite records for two freshwater fish species farmed in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 21, n. 4, p. 366-371, 2012

Luque, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 161-165, 2004.

Ling F, Wang JG, Liu QF, Li M, Ye LT, Gong XN. Prevention of *Ichthyophthirius multifiliis* infestation in goldfish (*Carassius auratus*) by potassium ferrate (VI) treatment. **Veterinary Parasitology**, v. 168, n. 3, p. 212-216, 2010.

Liu, T., Wei, W., Wang, K., Yang, Q., Wang, E. Pathological and immunological analyses of *Thelohanellus kitauei* (Myxozoa: Myxosporea) infection in the scattered mirror carp, *Cyprinus carpio*. **Scientific Reports**, v. 9, p. 20014, 2019.

Martins, M. L., Marchiori, N., Roumbedakis, K., Lami, F. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 72, n. 2, p. 281-286, 2012.

Martins, M.L.; Ghiraldelli, L. *Trichodina magna* Van As and Basson, 1989 (Ciliophora: Peritrichia) from cultured Nile tilapia in the state of Santa Catarina, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, n. 1, p. 169-172, 2008.

Martins, M. L., Souza, V. N. de, Moraes, J. R. E de, & Moraes, F. R de. Gill infection of *Leporinus macrocephalus* Garavello & Britski, 1988 (Osteichthyes: Anostomidae) by *Henneguya leporinicola* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae). Description, histopathology and treatment. **Revista Brasileira de Biologia**, 59(3), 527-534, 1999.

Matthews R. A. Ichthyophthirius multifiliis Fouquet and Ichthyophthiriosis in Freshwater Teleosts. **Advances Parasitology**, v. 59, p. 159-241, 2005.

Mauad, J. R. C.; Pereira, N. L.; Pereira, E. S.; Takemoto, R. M.; Pádua, S. B. De. Ocorrência de ectoparasitos do gênero dolops (crustacea, branchiura) em peixes redondos oriundos de piscicultura no Mato Grosso. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 11, n. 3, p. 58-58, 11, 2013.

Mendoza-Palmero, C. A., Blasco-Costa, I., & Scholz, T. Molecular phylogeny of Neotropical monogeneans (Platyhelminthes: Monogenea) from catfishes (Siluriformes). **Parasites & Vectors**, v. 8, n. 1, p. 164, 2015.

Miranda, L. H., Marchiori, N., Alfaro, C. R., Martins, M. L. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from *Arapaima gigas* cultivated in Peru. **Acta amazônica**, v. 42(3), p. 433 – 438, 2012.

Mitra A.K., Bandyopadhyay P.K., Gong Y. Studies on Trichodinid and Chilodonellid Ciliophorans (Protozoa: Ciliophora) in the Indian freshwater and estuarine fishes with description of *Trichodinella sunderbanensis* sp. nov and *Trichodina nandusi* sp nov. **Parasitology Research**, v. 112, p. 1077–1085, 2013.

Mhaisen, F.T., Al-Rubaie, A.R.L., AL-Sa'Adi, B.A.H. Crustaceans and Glochidians of Fishes from the Euphrates River at Al-Musaib City, Mid Iraq. **American Journal of Biology and Life Sciences**, v. 3, n. 4, p. 116-121, 2015.

Naldoni, J., Zatti, S. A., Capodifoglio, K. R.H., Milanin, T.; Maia, A. A. M., Silva M. R. M., Adriano E. A. Host-parasite and phylogenetic relationships of *Myxobolus filamentum* sp. n. (Myxozoa: Myxosporidia), a parasite of *Brycon orthotaenia* (Characiformes: Bryconidae) in **Brazil.Folia Parasitologica**, v. 62, p. 014, 2015.

Naldoni, J., Arana, S., Maia, A. A. M., Ceccarelli, P. S., Tavares, L. E. R., Borges, F. A., Pozo, C. F., Adriano, E. A. *Henneguyapseudo platystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and Ultrastructure. **Veterinary Parasitology**, v. 166, p. 52–59, 2009.

Negrelli, D. C., Abdallah, V. D., Azevedo, R. K. Metazoan parasites of the lambari *Astyanax altiparanae* collected in the Batalha River, State of São Paulo, Brazil. **Brazilian Journal Biology**, v.78, n.3, p. 535-539, 2018.

Ogawa, K. Doenças de peixes marinhos cultivados causadas por Platyhelminthes (Monogenea, Digenea, Cestoda). **Parasitology**, v. 142, n. 1, p. 178-195, 2015. Olsen, M. M., Kania, P. W., Heinecke, R. D., Skjoedt, K., Rasmussen, K. J., & Buchmann, K. Cellular and humoral factors involved in the response of rainbow trout gills to *Ichthyophthirius multifiliis* infections: Molecular and immunohistochemical studies. **Fish & Shellfish Immunology**, v. 30, n. 3, p. 859–869, 2011.

Olsen, M. M., Kania, P. W., Heinecke, R. D., Skjoedt, K., Rasmussen, K. J., & Buchmann, K. Cellular and humoral factors involved in the response of rainbow trout gills to *Ichthyophthirius multifiliis* infections: Molecular and immunohistochemical studies. **Fish & Shellfish Immunology**, v. 30(3), p. 859–869, 2011.

Padua, S. B., Martins, M. L., Carraschi, S. P., Cruz, C., Ishikawa, M. M. Trichodina heterodontata (Ciliophora: Trichodinidae): a new parasite for *Piaractus mesopotamicus* (Pisces: Characidae). **Zootaxa**. Auckland: Magnolia Press, n. 3422, p. 62-68, 2012.

Padua S.B., Martins M.L., Carrijo-Mauad J.R., Ishikawa M.M., Jeronimo G.T., Dias-Neto J. & Filarski F. First record of *Chilodonella hexasticha* (Ciliophora: Chilodonellidae) in Brazilian cultured fish: a morphological and pathological assessment. **Veterinary Parasitology**, v. 191, p. 154–160, 2013.

Pahor-Filho, E., Júnior, J. P., Pilarski, F., & Urbinati, E. C. Levamisole reduces parasitic infection in juvenile pacu (*Piaractus mesopotamicus*). **Aquaculture**, v.470, p. 123 - 128, 2017.

Paperna, I., Dzikowski, R. Digenea (Phylum Platyhelminthes). In: Woo, P.T.K. Fish Diseases and Disorders, Protozoan and Metazoan Infections. **CABI Publishing**, v. 1, p. 345 – 390, 2006.

Pavanelli GC, Takemoto RM, Eiras J. **Parasitologia, peixes de água doce do Brasil**. p. 452, 2013.

Pavanelli, G. C.; Eiras, J. C., Takemoto, R. M. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. **3ª ed. Maringá: Eduem**, p. 311, 2008.

Paiva, R. Lambari, de invasor a hóspede. **Revista Globo Rural**, v.11, n. 142, p. 49-53, 1997.

Piazza, R.S., Martins, M. L., Guiraldelli, L., Yamashita, M. M. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes commercialized in Florianópolis, Santa Catarina, Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 32, n. 1, p. 51-57, 2006.

Pantoja M. F, Engineer F, Neves L, Engineer F, Montagner D, Tavares-Dias M. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Revista MVZ Córdoba**, v. 17, n. 1, p. 2812-2819, 2012.

Pinto, H. A., Wieloch, A. H., Melo, A. A. Uma nova espécie de Trichodina Ehrenberg, 1838 (Ciliophora: Trichodinidae) em *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) (Mollusca: Planorbidae). **Lundiana**, v. 7, n. 2, p. 121-124, 2006.

Pinto, E., Figueiredo, H. C. P., Rodrigues, M. P., Martins, M. L. First record of *Tripartiella* sp. (Ciliophora: Peritrichia) in *Pseudoplatystoma corruscans* (Osteichthyes: Pimelodidae) cultured in the state of mato grosso do sul, brazil, with the description of a new species. **Boletim do Instituto de Pesca**, [S.l.], v. 35, n. 1, p. 91 - 97, nov. 2009.

Porto- Foresti, F., Castilho-Almeida, R.B., Senhorini, J.A., Foresti, F. Biologia e criação do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). In: Baldisseroto, B., Gomes, L.C. (Eds.), **Espécies Nativas para piscicultura no Brasil**. 2da edição, Editora UFSM, Santa Maria, RS, p. 101-115, 2010.

Porto-Foresti, F.; Castilho-Almeida, R.B.; Foresti, F. Biologia e criação do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). IN: **Espécies Nativas para Piscicultura no. Santa Maria: Ed UFMS**. p. 468, 2005.

Porto-Foresti, F., Oliveira, C., Foresti, F., Castilho-Almeida, R.B. Cultivo do Lambari: Uma espécie de pequeno porte e grandes possibilidades. **Panorama da Aqüicultura**, v.11, n. 67, p. 15-19, 2001.

Rodrigues, G. S. P., Azevedo, T. M. P. Principais parasitos de peixes nativos. **Simpósio de TCC e Seminário de IC / 1º**, p.1309-1325, 2017.

Santos, E.F.; Tavares-Dias, M.; Pinheiro, D.A.; Neves, L.R.; Marinho, R. G.B.; Dias, M.K.R. Fauna parasitária de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia Oriental. **Acta Amazonica**, v.43, p.107-114, 2013.

Sant'Ana F.J.F., Oliveira S.L., Rabelo R.E., Vulcani V.A.S., Silva S.M.G. & Ferreira Júnior J.A. Surtos de infecção por *Piscinoodinium pillulare* e *Henneguya* spp. em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) criados intensivamente no Sudoeste de Goiás. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v. 32, n. 2, p. 121-125, 2012.

Sándor, D., Gyöngy, M., Nyeste, K., Czeglédi, I., Székely, C., Buchmann, K., & Cech, G. Metacercários de *Holostephanus* (Trematoda: Digenea: Cyathocotylidae) digeneanos no músculo comum da carpa (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758): potencial zoonótico e sensibilidade a tratamentos físico-químicos. **Journal of Helminthology**, v. 94, p. 117, 2020. Siqueira, T. V. **Aquicultura: A nova fronteira para aumentar a produção mundial de alimentos de forma sustentável**. R. BNDES, Rio de Janeiro, v. 25, n. 49, p. 119-170, 2018.

Silva, J.V., Andrade, D.V., Okano, W.Y. Desenvolvimento sexual e crescimento de lambaris – tambuí, *Astyanax bimaculatus* Linnaeus, 1758, submetidos a diferentes tipos de alimentação. Arq. Bras. **Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 48, n. 1, p. 47-54, 1996.

Silveira, A. C. A., Almeida, K. S. S., Cohen, S. C. Estudo sobre a ocorrência de helmintos monogenea, digenea e nematoda parasitando peixes da espécie *trachelyopterus striatulus* (steindachner, 1877) (siluriformes: auchenipteridae) provenientes do rio guandu (RJ). **Revista Saúde & Ambiente**, v.8, n.1, p. 01-08, 2013.

Siqueira, T. V., Aquicultura: a nova fronteira para aumentar a produção mundial de alimentos de forma sustentável. **Boletim regional, urbano e ambiental**, v. 17, p. 53-60, 2017.

Shalch, S. H. C., Belo, M. A. de A., Soares, V. E., Moraes, J. R. E. de., Moraes, F. R. de. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura)

em jovens pacus *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) naturalmente infectados. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 27, n. 2, p. 297-302, 2005.

Smith, S.A., Maryland, V., Schwarz, M. H. Dealing with Trichodina and Trichodina-like species. **Virginia Seafood Agricultural Research and Extension**, v. 600, p.38, 2019.

Tavares-Dias, Marcos Piscicultura continental no Estado do Amapá: diagnóstico e perspectivas / Marcos Tavares-Dias. – Macapá: **Embrapa Amapá**, v. 81, p. 42, 2011.

Tavares-Dias, M., Moraes, F. R., Martins, M. L., Santana, A. E. Haematological changes in *Oreochromis niloticus* (Osteichthyes: Cichlidae) with gill ichthyophthiriasis and saprolegniosis. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 1, p. 1-9, 2002.

Takemoto, R.M. et al. Parasitos de peixes de águas continentais. In: Ranzani-Paiva, M.J.T.; Takemoto, R.M.; Lizama, M. de los A.P. (orgs.). Sanidade de organismos aquáticos. São Paulo: **Varela**, p. 179-198, 2004.

Valladão, G. M. R., Pereira, M. M., Gallani, S. U., & Pilarski, F. A massive *Chilodonella hexasticha* infestation associated with yellowtail tetra *Astyanax lacustris* mortality in aquaculture: Identification and pathology. **Aquaculture Research**, v. 50, p. 2019–2022, 2019.

Valladão, G. M. R., S. U. Gallani, and F. Pilarski. South America fish for continental aquaculture. **Reviews in Aquaculture**, v. 10, n. 2, p. 351-369, 2018.

Valladão, G.M.R.; Alves, L. O.; Pilarski, F. Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: Diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. **Aquaculture**, v. 451, p. 444-450, 2016.

Valladão, G.M.R.; Gallani, S. U.; Pilarski, F. Phytotherapy as an alternative for treating fish disease. **Journal of veterinary pharmacology and therapeutics**, v. 38(5), p. 417 – 428, 2015a.

Valladão, G.M.R., Levy-Pereira, N., Viadanna, P. H. O., Gallani, S. U., Farias, T. H. V., Pilarski, F. Haematology and histopathology of Nile tilapia parasitised by *Epistylis* sp.,

an emerging pathogen in South America. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 35, n. 1, p. 14, 2015b.

Valladão, G. M. R., Pádua, S. B., Gallani, S. U., Menezes-Filho, R. N., Dias-Neto, J., Martins, M. L., ... Pilarski, F. Paratrichodina africana (Ciliophora): A pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3-4, p. 705–710, 2013.

Valladão, G. M. R., Gallani, S. U., De Pádua, S. B., Martins, M., Pilarski, F. Trichodina heterodentata (Ciliophora) infestation on Prochilodus lineatus larvae: A host–parasite relationship study. **Parasitology**, v. 141, n. 5, p. 662-669, 2014.

Yamada, F. H., Moreira, L. H. A., Ceschini, T L., Takemoto, R. M., Pavanelli, G. C. Novas ocorrências de metacercária de Austrodiplostomum compactum (Lutz, 1928) (Platyhelminthes: Digenea) parasito de olhos de peixes da Bacia do Rio Paraná. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 3, p. 163-166, 2008.

Capítulo 2

***Status* sanitário e diversidade parasitária do *Astyanax lacustris* em pisciculturas**

(Manuscrito nas normas do Aquaculture Research)

Resumo

Dentre os peixes nativos com potencial para a piscicultura, destaca-se o *Astyanax lacustris*, espécie de pequeno porte, pelágica, com hábito alimentar onívoro e amplamente distribuída nas bacias hidrográficas neotropicais. Esta espécie é comum na região sudeste do Brasil e têm se destacado pelo potencial para a produção comercial. Todavia, a intensificação da produção tem acarretado problemas de saúde, principalmente causados por parasitos, em que relatos sobre o status sanitário da espécie são escassos. Assim, este estudo teve como objetivo identificar os principais parasitos que afetam o *A. lacustris* e determinar os índices ecológicos do parasitismo. O estudo foi desenvolvido no Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos, do Centro de Aquicultura da UNESP (LAPOA) em parceria com pisciculturas comerciais de lambari, localizadas no município de Buritizal/SP e Jaboticabal/SP. Para tanto, 270 peixes foram submetidos ao exame parasitológico através de raspado da pele e brânquias, análise de órgãos internos, como fígado, rim, cérebro e trato gastrointestinal, sendo este material observado em microscópio. Foi verificada a ocorrência de protozoário ciliado (tricodinídeos), protozoário mastigóforo (*Piscinoodinium pillulare*), nematódeos cistos de mixosporídeos e monogenéticos. A maior prevalência foi de tricodinídeos, sendo a espécie *Tricodina heterodentata* primeiramente relatada no lambari como ectoparasito e os mixosporídeos (*Henneguya* sp.) como endoparasitos. Após análise das variáveis limnológicas da água, pode-se observar elevada concentração de fósforo, justificando a necessidade de intervenções e mudanças no manejo das pisciculturas para ajustar o ambiente as condições adequadas para o desenvolvimento e manutenção da saúde dos peixes, pois a qualidade da água inadequada favorece o aparecimento de doenças parasitárias, que são uma grande preocupação na piscicultura, pois resultam em perdas diretas e indiretas. O controle eficaz das doenças depende do manejo sanitário integrado, que considera o hospedeiro, o meio ambiente, os parasitas e a prática adequada de criação.

Palavras-chave: aquicultura, lambari, parasito, saúde, sanidade.

Abstract

Among the native fish with potential for aquaculture, *Astyanax lacustris* stands out, a small, pelagic species with an omnivorous dietary and widely distributed in neotropical watersheds. This species is common in the southeastern region of Brazil and has stood out for its potential for commercial production has caused health problems, mainly caused by parasites in which reports about the health status of the species are scarce. Thus, this study aims to identify the main parasites affecting *A. lacustris* and to determine the ecological indices of parasitism. The study was developed at the Laboratory of Microbiology and Parasitology of Aquatic Organisms of the UNESP Aquaculture Center (LAPOA) in partnership with commercial lambari fish farms, located in Buritizal/SP and Jaboticabal/SP. For this purpose, 270 fish were submitted to parasitological examination through skin scraping and gills, analysis of internal organs, such as liver, kidney, brain and gastrointestinal tract, this material being observed under a microscope. The occurrence of ciliated protozoan (trichodina), mastigophore protozoan (*Piscinoodinium pillulare*), nematodes, myxozoa cysts and monogenetic were found. The highest prevalence was observed by parasitism of trichodinids as ectoparasites, being *Trichodina heterodentata* as the first species related to *A. lacustris* and myxozoa (*Henneguya* sp.) as endoparasites. The results of water analyzes, especially the high phosphorus level, may indicate the need for interventions and changes in the management of fish farms to adjust the environment, such as the conditions of use development of fish with good health, with poor quality water. The emergence of parasitic diseases, which are a major concern in fish farming, resulting in direct and indirect damage. Effective disease control depends on integrated health management, which considers the host, environment, parasites and husbandry practices appropriate.

Key words: aquaculture, lambari, parasite, health, sanity.

1. Introdução

De acordo com estudo da OCDE (Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico) e a FAO (Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura), em 2017 foram produzidos 172 milhões de toneladas de pescado, tanto de peixes de criação quanto de captura (FAO; OCDE, 2017). Com base na necessidade de diversificarmos a produção de peixes no mundo, a lambaricultura tem um grande potencial para atingir diferentes nichos de mercado e merece ser mais estudada.

A produção do lambari (*Astyanax lacustris*), ou lambaricultura, se desenvolveu nas últimas três décadas como uma alternativa de renda para pequenos produtores rurais no sudeste brasileiro. A produção surgiu com o objetivo de suprir as demandas do mercado de isca viva para a pesca esportiva de água doce, atividade que permanece como principal mercado, no entanto, este peixe atinge diferentes nichos de mercado como de petisco, pesca comercial de atum, enlatados, assim como para ornamentação (Valladão et al., 2018). No momento é necessário conhecer o status sanitário desta produção afim de evitar ou prevenir problemas e surtos de mortalidade futuras.

O incremento significativo da aquicultura, observado no Brasil, tem aumentado consideravelmente pesquisas relacionadas as doenças de origem parasitária, bacterianas e as causadas por outros patógenos, principalmente daqueles hospedeiros com potencial para a produção e para a comercialização, devido aos elevados prejuízos econômicos (Tavares-Dias e Matins, 2017). Desta forma, nos sistemas de produção intensivo de peixes, a sanidade é um dos aspectos mais relevantes para a criação comercial de qualquer espécie.

Entre os principais patógenos de peixes estão os ectoparasitas, considerados invasores primários, causando doenças em peixes de produção em todo o mundo, ocasionando lesões que atuam como porta de entrada para bactérias patogênicas, o que leva a prejuízos econômicos (Martins et al., 2010). As parasitoses podem causar grandes perdas nas pisciculturas, especialmente em sistemas de produção intensiva, o que favorece o aparecimento de doenças, caracterizado pelo aumento da densidade de estocagem para obter maior produtividade.

Muitas vezes são observados altos índices de parasitos, entre outros patógenos (inclusive com potencial zoonótico), os quais estão diretamente relacionados ao manejo impróprio, dando origem as doenças (Pavanelli et al., 2013). Por isto, Tavares–Dias e Martins (2017) ressaltam que estudos de identificação parasitária, análise da ecologia e patogenia, fornecem embasamento para compreender a relação dos patógenos com o hospedeiro, e permitem que estes parasitas sejam controlados para evitar a manifestação da enfermidade. Ademais, as perdas causadas por parasitas e outros patógenos representam um fator determinante para o sucesso da piscicultura, pois além de disseminar agentes patogênicos para o ambiente, representam riscos à saúde pública (Braccini et al., 2008). Com o aumento do interesse na produção de espécies de peixes nativos, é necessário haver esforços para conhecermos a biologia dos parasitos, incluindo sua manutenção no ambiente de criação animal, seus mecanismos de infecção, transmissão e aspectos patológicos das doenças que estes causam. Assim, poderá ser tomada as medidas contra a livre circulação destas doenças, especialmente com foco em promover maior salubridade no ambiente de produção, com descontaminação e implantação de barreiras sanitárias efetivas.

Com base em todas as afirmações destacadas acima, a descrição dos parasitos que acometem o lambari é de grande importância para o desenvolvimento de medidas profiláticas de controle efetivo dentro das pisciculturas, com ênfase nas principais espécies de parasitos, as quais podem ajudar a reduzir os problemas sanitários e permitirão a produção de um pescado de qualidade.

2. Objetivos Específicos

- Diagnosticar a fauna parasitária do *Astyanax lacustris*;
- Avaliar os aspectos ecológicos dos parasitas encontrados;
- Correlacionar a qualidade de água dos viveiros com os indicadores ecológicos.

3. Metodologia

Todos os procedimentos com os animais seguiram os princípios éticos adotados pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal, sendo que o estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de animais (CEUA) da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Jaboticabal, São Paulo, Brasil (protocolo nº 001942/18).

3.1. Coleta do material biológico e caracterização das propriedades

O estudo foi desenvolvido no Laboratório de Microbiologia e Parasitologia de Organismos Aquáticos do Centro de Aquicultura da UNESP (LAPOA), em parceria com pisciculturas comerciais de lambari, localizadas nos municípios de Buritizal/SP, e Jaboticabal/SP.

Na piscicultura de Buritizal, a produção de peixes é realizada em tanques escavados de aproximadamente 1000 m², localizados em área aberta, sem proteção para evitar a entrada de aves e outros animais. A água de abastecimento dos tanques é proveniente de um córrego. Nesta propriedade, foram realizadas três coletas, no mês de maio (Coleta 1), julho (Coleta 2) e outubro (Coleta 3) do ano de 2018, totalizando 150 espécimes coletados.

Na piscicultura localizada no município de Jaboticabal foi realizada apenas uma coleta no mês de maio/2019, com 60 espécimes coletados. Os tanques tinham 35 m², com tela para evitar a entrada de aves e outros animais. A água de abastecimento dos tanques era proveniente de uma represa.

Em cada piscicultura, foram coletados peixes de dois viveiros. Nas coletas, lambaris foram medidos (comprimento total e padrão), pesados e a superfície corporal minuciosamente observada para verificar possíveis lesões ou alterações provocadas pelos parasitos, estes procedimentos eram realizados na própria piscicultura, com auxílio de estereomicroscópio óptico comum.

3.1.1. Colheita e Identificação dos Parasitos

A colheita de parasitos foi realizada de acordo com cada espécime encontrado, seguindo as recomendações de Amato et al. (1991) e Martins e Souza (1997). Foi

realizada a descrição dos sinais clínicos, através da observação macroscópica dos animais, de comportamentos anormais, lesões e mortalidade.

Monogenea: quando presentes nas brânquias dos peixes, estas foram colhidas e colocadas em frascos com formalina 1:4000. Após descanso por duas horas nessa solução, os frascos eram agitados vigorosamente e o conteúdo resuspendido em formalina 5%. No laboratório, os filamentos branquiais foram raspados cuidadosamente com o auxílio de lâminas de bisturi para retirada de eventuais parasitos. Os espécimes foram conservados em formalina 5%.

Protozoários: foram analisados muco de pele e brânquias, comprimidos entre lâmina lamínula e observados em microscópio; quando da presença dos parasitos, estes foram secos ao ar e corados com nitrato de prata 2%, por dez minutos.

Nematódeos: colhidos a partir do trato digestório dos peixes, os nematóides foram colocados em tubos contendo formalina 10% e outras amostras foram armazenadas em álcool 70% para análise molecular.

Myxozoa: os órgãos internos (cérebro, fígado e rim) foram colhidos, macerados e depositados em lâmina e lamínula para visualização através de microscópio óptico dos mixósporos (Fig. 1).

3.1.2. Análise parasitológica e quantificação dos parasitos

Para a quantificação dos parasitos, 30 peixes de cada coleta foram eutanasiados individualmente em solução alcóolica de benzocaína (100 mg/L). As brânquias foram removidas e os arcos branquiais individualizados, colocados em frascos contendo formalina 1:4000, agitados e incubados por duas horas. Posteriormente, foi adicionado formol 5%. Os corpos dos peixes sem as brânquias foram colocados em frascos contendo a solução utilizada para a anestesia e adicionada solução de formalina 2:4000, incubados em temperatura ambiente por duas horas e agitados para o desprendimento dos parasitos. Posteriormente, foi acrescentado formol ao conteúdo até atingir a concentração de 5%.

O conteúdo dos frascos foi homogeneizado e 1 ml de cada amostra de brânquia e muco foram colocados em câmara de Sedgewick-Rafter para a quantificação dos protozoários ciliados. Todos os campos da câmara foram

analisados por microscopia óptica (Nikon E200®) no aumento de 100 X. O valor médio de protozoários encontrados em 1 mL das amostras de brânquias e muco corpóreo foram utilizados para estimar o número total de parasitos ciliados em cada peixe.

O restante do conteúdo das amostras foi acondicionado individualmente em placas de petri e analisado em estereomicroscópio (Tecnival SQF®) para a contagem de monogeneas.

Com base nesta quantificação, foram determinados os valores prevalência parasitária e variação de intensidade de acordo com Bush et al., (1997).



Figura 1. Exemplos de lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*) medidos e pesados e colocados sob refrigeração para posterior análise de myxozoa para valores de prevalência.

3.1.3. Análise da qualidade ambiental e água

Durante todo o experimento, as variáveis limnológicas da água foram aferidas, como o oxigênio dissolvido (mg/L), condutividade elétrica $\mu\text{S}/\text{cm}$ e a temperatura ($^{\circ}\text{C}$) com auxílio do oxímetro digital (modelo YSI 55) e o pH com o pHmetro (modelo YSI pH 100).

No laboratório de Análises de Água do Caunesp, foram realizadas análises de amônia total ($\mu\text{g/L}$) (Koroleff, 1976), fósforo total ($\mu\text{g/L}$) (Mackereth et al., 1978), nitrato ($\mu\text{g/L}$) e nitrito ($\mu\text{g/L}$) (Golterman et al., 1978). Os valores de referência adotados foram os descritos como adequados para aquicultura por Sipaúba–Tavares (1994).

4. Resultados

Alguns exemplares coletados apresentaram lesões macroscópicas, como pontos hemorrágicos na superfície corporal. Nas análises parasitológicas, foi verificada a presença de protozoário ciliado (tricodinídeos), protozoário mastigóforo (*Piscinoodinium pillulare*), nematoides, cistos de mixosporídeos e monogenéticos.

4.1. Coleta realizada na piscicultura localizada no município de Buritizal, SP.

4.1.1. Dados Biométricos

Segundo os dados biométricos, os espécimes apresentaram tamanho e peso padrão para a espécie, apenas na segunda coleta apresentaram menor peso e menor comprimento (Tabela 1).

Tabela 1. Biometria de lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*) coletado na piscicultura localizada em Buritizal, com dados dispostos em média $\pm$ desvio padrão.

Coleta	Peso (g)	Comprimento padrão (cm)	Comprimento Total (cm)
01	9,37 $\pm$ 4,1	6,13 $\pm$ 1,57	7,47 $\pm$ 1,7
02	3,43 $\pm$ 0,89	5,72 $\pm$ 0,76	6,13 $\pm$ 1,57
03	9,05 $\pm$ 12,40	5,72 $\pm$ 2,05	7,02 $\pm$ 2,49

4.1.2. Identificação e Descrição dos tricodinídeos

Os espécimes de lambari coletados na piscicultura de Buritizal apresentaram infestação por tricodinídeos na pele e brânquia. Em sua maioria, estes parasitos apresentaram a lâmina larga e em forma de foice, preenchendo o espaço entre o eixo y e $y+1$. A parte central da lâmina é robusta e arredondada e preenche o espaço entre os eixos $y+1$ e $y-1$, e com apófise da lâmina bem desenvolvida e proeminente. Seus raios são longos, retos e espessos, posicionado paralelamente ao eixo y ou direcionados anteriormente, situando-se entre os eixos y e $y + 1$. Apófise do raio relativamente curta pode ser observada (Figura 2).

Todas as características morfológicas do parasita observados na pele e nas brânquias do lambari assemelham-se a *T. heterodentata*.



Figura 2. A) *Trichodina heterodentata* presente no lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*) impregnada com nitrato de prata. Barra: 10 μ m; B) desenho esquemático dos dentículos evidenciando a lâmina em formato de foice e raio espesso.

Tabela 2. Dados morfométricos (μm) dispostos em média $\pm$ desvio padrão (mínimo – máximo; n) de *Trichodina heterodontata* verificada no estudo e comparação com descrições anteriores.

Local	Presente estudo		Van As e Basson		Pádua et al.	Valladão et al.
	Brânquia	Pele	(1992)	(1983)	(2012)	(2013)
Diâmetro do corpo	47,52 $\pm$ 7,80 (39,26 - 63,18;11)	52,97 $\pm$ 8,76 (40,54 - 69,07; 9)	48,8 $\pm$ 2,5 (45,5 – 52,5)	53,9 $\pm$ 3,7 (49 – 61)	50,4 $\pm$ 3,7 (45 - 58,8)	56,9 $\pm$ 3,6 (48,4 – 65,9)
Borda da membrana	3,92 $\pm$ 0,82 (2,48 - 5,35;11)	3,76 $\pm$ 0,52 (3,02 - 4,84; 9)	3,4 $\pm$ 0,6 (3,0 – 4,5)	4,8 $\pm$ 0,3 (4 – 5)	4,3 $\pm$ 0,4 (3,5 - 5,5)	4,5 $\pm$ 0,4 (2,8 – 5,7)
Disco adesivo	39,25 $\pm$ 6,28 (31,40 - 52,02;11)	44,95 $\pm$ 8,25 (39,30 - 63,02; 9)	41,8 $\pm$ 1,7 (40 – 44)	44,4 $\pm$ 3,5 (40 – 52)	41,2 $\pm$ 3,3 (35,1 - 49,7)	47,7 $\pm$ 3,6 (39,4 – 55,3)
Diâmetro do anel denticular	25,21 $\pm$ 4,31 (20,62 - 34,11;11)	30,59 $\pm$ 7,19 (21,09 - 39,92); 9)	24,5 $\pm$ 1,0 (23 – 25,5)	27,9 $\pm$ 2,6 (24,5 – 32,5)	24,4 $\pm$ 2,4 (19,9 - 30,3)	29,4 $\pm$ 2,6 (23,0 – 37,6)
Extensão do denticulo	12,95 $\pm$ 2,13 (10,80 - 16,28;11)	14,91 $\pm$ 2,59 (10,99 - 18,66; 9)	12,0 $\pm$ 0,8 (11,5 – 14,5)	13,8 $\pm$ 0,8 (12 – 16)	13,7 $\pm$ 0,9 (11,6 – 15,5)	15,4 $\pm$ 1,0 (13,0 – 17,6)

Comprimento de raio	$5,93 \pm 1,18$ (4,27 - 7,73; 11)	$7,48 \pm 1,76$ (4,58 - 10,33; 9)	$6,3 \pm 0,9$ (5,5 – 7,5)	$6,4 \pm 0,4$ (5,5 – 7,0)	$7,2 \pm 0,8$ (5,1 – 9,2)	$7,7 \pm -,8$ (6,0 – 9,9)
Parte Central	$1,72 \pm 0,35$ (1,16 - 2,30; 11)	$2,43 \pm 0,4$ (1,72 - 3,07; 9)	$2,5 \pm 0,7$ (1,5 – 4)	$2,3 \pm 0,3$ (2,0 – 3,0)	$1,9 \pm 0,4$ (1,2 - 2,7)	$3,0 \pm 0,5$ (2,1 – 4,2)
Comprimento da lâmina	$5,09 \pm 0,86$ (4,22 - 6,70; 11)	$5,30 \pm 0,43$ (4,83 - 6,24; 9)	$4,1 \pm 0,9$ (2 – 5)	$4,8 \pm 0,3$ (4,5 – 5,0)	$4,6 \pm 0,4$ (3,7 – 5,5)	$4,6 \pm 0,4$ (3,8 – 5,7)
Largura do Denticulo	$5,28 \pm 3,33$ (2,74 - 8,06; 11)	$6,69 \pm 1,32$ (5,04 - 8,68; 9)	7,1 (6,0 – 8,0)	$7,4 \pm 0,7$ (6,0 – 9,0)	$7,7 \pm 0,7$ (6,1 – 9,1)	$7,8 \pm 0,7$ (5,8 – 9,3)
Número de dentículos	25,67 (22 – 30; 11)	$23,33 \pm 1,5$ (21 – 25; 9)	21 (20 – 22)	22 (21 – 24)	20 (16 – 22)	-
Pinos por dentículos	(8 - 9)	(8 – 12; 9)	11 (10 – 12)	10 (8 – 10)	10 (8 – 12)	$9,8 \pm 1,2$ (6 – 12)

- Dados não informado pelo autor.

Observações:

Trichodina heterodentata é uma espécie distinta caracterizada pelas lâminas dentárias robustas, em forma de foice, com extremidades pontiagudas, pelos raios uniformemente afilados com pontas pontiagudas, pela ausência de inclusões centrais e pela proeminência dos pinos radiais (Dove et al., 2005). *Trichodina heterodentata* foi originalmente descrita em três populações diferentes de *Tilapia zillii* (Gervais, 1848), *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) e *Trichogaster trichopterus* (Pallas, 1770) das Filipinas (Duncan, 1977). Mais tarde, também foi registrado a partir de um grande número de espécies de peixes, incluindo várias famílias.

Os dados morfométricos para o atual estudo estão dentro dos limites de *T. heterodentata* apresentados originalmente por Duncan (1977) e subsequente por Van As e Basson (1994), que observaram um grau de variabilidade morfológica nestes parasitos, variabilidade morfométrica também foi evidente no material deste estudo, especialmente em relação ao comprimento do raio e grau de curva da lâmina. Outro ponto que deve ser comentado é a posição do raio e da lâmina em relação aos eixos y. Segundo Van As e Basson (1989, 1992), a lâmina preenche o espaço entre os eixos y e y - 1. No entanto, no presente estudo, a lâmina preenche o espaço entre o eixo y e y + 1, a parte central é robusta, preenchendo o espaço entre os eixos e o comprimento do raio é maior que o comprimento da lâmina levemente direcionada, anteriormente situada entre os eixos y e y + 1, o que não corrobora em nossos resultados, pois a parte central preenche o espaço entre os eixos y + 1 e y - 1, e a apófise da lâmina mostra-se bem desenvolvida e proeminente. Este fato demonstra, juntamente com outros estudos que a *T. heterodentata* apresenta alta variabilidade morfológica. Comparando somente as medidas aqui descritas, pode-se considerar que vários caracteres foram semelhantes a *T. modesta*, principalmente as tricodinas encontradas nas brânquias, no entanto, a maioria dos caracteres foi semelhante a *T. heterodentata*.

Tabela 3. Morfometria da espécie *Tricodina modesta* semelhante a *Tricodina heterodentata* do presente estudo.

	<i>T. heterodentata</i> (Presente estudo)		<i>T. modesta</i> (Lom, 1970)
	Brânquia	Pele	
Diâmetro do corpo	47,52 ± 7,80 (39,26 - 63,18)11	52,97 ± 8,76 (40,54 - 69,07) 9	44,0 (34 – 56)
Borda da membrana	3,92 ± 0,82 (2,48 - 5,35)11	3,76 ± 0,52 (3,02 - 4,84) 9	(3 – 3,5)
Disco adesivo	39,25 ± 6,28 (31,40 - 52,02)11	44,95 ± 8,25 (39,30 - 63,02) 9	33,0 (28 – 43)
Diâmetro do anel denticular	25,21 ± 4,31 (20,62 - 34,11)11	30,59 ± 7,19 (21,09 - 39,92) 9	18 (15 – 20)
Extensão do denticulo	12,95 ± 2,13 (10,80 - 16,28)11	14,91 ± 2,59 (10,99 - 18,66) 9	-
Comprimento de raio	5,93 ± 1,18 (4,27 - 7,73) 11	7,48 ± 1,76 (4,58 - 10,33) 9	(3,5 – 4,0)
Parte Central	1,72 ± 0,35 (1,16 - 2,30) 11	2,43 ± 0,4 (1,72 - 3,07) 9	(1,5)
Comprimento da lâmina	5,09 ± 0,86 (4,22 - 6,70) 11	5,30 ± 0,43 (4,83 - 6,24) 9	(4 – 4,5)
Largura do Denticulo	5,28 ± 3,33 (2,74 - 8,06) 11	6,69 ± 1,32 (5,04 - 8,68) 9	-
Número de dentículos	25,67 (22 - 30) 11	23,33 ± 1,5 (21 – 25) 9	23 (22 – 25)
Pinos por dentículos	(8 - 9)	8 - 12	7 – 8

4.1.3. Indicadores ecológicos do parasitismo

Todos os peixes analisados neste estudo estavam parasitados, sendo verificada maior prevalência de mixosporídeos como endoparasitos e tricodinídeos como ectoparasitos, em todas as coletas analisadas.

A tabela 4 expressa a maior prevalência de mixosporídeo *Henneguya* spp. como endoparasitos. Os resultados apresentam ampla ocorrência deste parasito em todas as coletas, além do mais, pode-se observar presença de *Thelohanellus* spp. no cérebro e rim na segunda coleta, representando menor porcentagem de prevalência entre os outros parasitas, seguido por nematoides no estômago. Percebe-se maior prevalência parasitária em peixes coletados na segunda coleta, além de maior parasitismo por *Henneguya* spp. no cérebro e rim.

Tabela 4. Prevalência de endoparasitas correspondente as coletas 1, 2 e 3 na piscicultura localizada em Buritizal.

Parasito	Local de Infestação	Coleta	Prevalência %
<i>Henneguya</i> spp.	Cérebro	1	36
		2	66
		3	28
	Fígado	1	10
		2	34
		3	12
	Rim	1	48
		2	98
		3	48
<i>Thelohanellus</i> spp.	Cérebro	2	22
	Rim	2	4
Nematódeos	Estômago	1	14

2 54

3 16

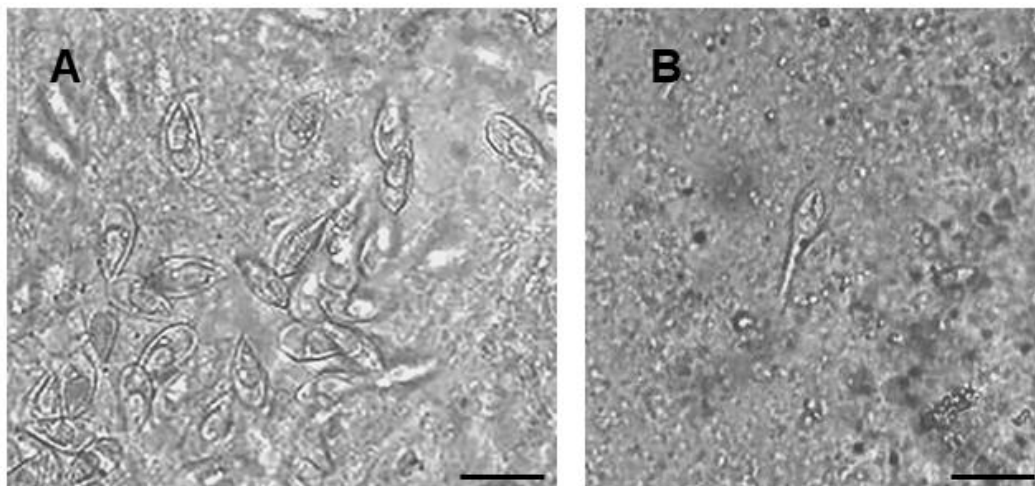


Figura 3. A: *Thelohanellus* spp. Barra: 10 µm; B: *Henneguya* spp. infectando cérebro de *A. lacustris*. Barra: 10 µm.

Pode-se verificar na Tabela 5 maior prevalência de tricodinídeos na pele, seguido das brânquias. Além disso, é importante notar que não foi observada a presença de monogeneas (um importante grupo de parasitos de peixes) em nenhum órgão, como brânquias.

Tabela 5. Indicadores de infestação ectoparasitária observados nos peixes da primeira coleta na piscicultura localizada na cidade de Buritizal.

Parasito	Local de Infestação	Local 1	Prevalência (%)	Variação de Intensidade	Intensidade Média	Abundância Média
Tricodinídeos	Brânquia	V1	60	10 - 1200	157,6	136,6
		V2	60	10 - 590	76,1	66
	Pele	V1	74	30 - 300	92,3	48
		V2	100	60 - 1650	477,6	477,6

<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Brânquia	V1	6,6	-	0,66	0,66
		V2	-	-	-	-
	Pele	V1	4	-	30	2,4
		V2	32	30 - 180	76,6	27,6

Legenda: V1= viveiro 1. V2= viveiro 2.

Verifica-se maior prevalência de tricodinídeos nas brânquias, embora a presença de *Piscinoodinium pillulare* e monogeneas sejam notáveis na segunda coleta (Tabela 6).

Tabela 6. Indicadores de infestação ectoparasitária observados nos peixes da segunda coleta realizada na piscicultura localizada em Buritizal.

Parasito	Local de Infestação	Local 1	Prevalência (%)	Variação de Intensidade	Intensidade Média	Abundância Média
Tricodinídeos	Brânquia	V1	86	10 - 740	87,5	70
		V2	100	10 - 990	149,3	149,3
	Pele	V1	26,6	30 - 60	37,5	10
		V2	26,6	30 - 60	45	12
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Brânquia	V1	20	-	10	2
		V2	20	-	10	2
Monogeneas	Brânquia	V1	-	-	-	-
		V2	6,6	-	10	0,6

Legenda: V1 = Viveiro 1; V2 = Viveiro 2.

Comparada às outras análises parasitológicas, na terceira coleta, os peixes apresentaram menor índice de infestação parasitária no viveiro 2 (Tabela 7).

Tabela 7. Indicadores de infestação parasitária nos lambaris durante a terceira coleta na piscicultura localizada na cidade de Buritizal.

Parasito	Local de Infestação	Local 1	Prevalência (%)	Variação de Intensidade	Intensidade Média	Abundância Média
Tricodinídeos	Brânquia	V1	93,3	10 - 190	36,4	33,9
		V2	-	-	-	-
	Pele	V1	53,3	40 - 420	14	7,46
		V2	-	-	-	-
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Pele	V1	-	-	-	-
		V2	13,3	-	40	5,3
Monogenóides	Brânquia	V1	13,3	-	10	1,33

Legenda: Local 1: V1 = Viveiro 1; V2 = Viveiro 2.

4.1.4. Variáveis limnológicas

As variáveis limnológicas da água dos tanques de criação estavam dentro do recomendado para o conforto e bem estar dos peixes, com a concentração de oxigênio dissolvido na água em torno de $7,7 \pm 1,6$ mg/L, pH de $7,5 \pm 0,5$, temperatura de $29,2 \pm 0,9$ °C, condutividade elétrica de $75 \pm 4,02$ µS/L, amônia total de $0,06 \pm 0,01$ mg/L, nitrato de 0,03 mg/L, nitrito $0,01 \pm 0,01$ mg/L com exceção do fósforo total que apresentou valor de $0,04 \pm 0,02$ mg/L quando o recomendado é valores menores que 0,025 mg/L..

4.2. Coleta realizada na piscicultura localizada no município de Jaboticabal, SP

4.2.1. Dados Biométricos

Alguns peixes coletados apresentaram lesões macroscópicas, como pontos hemorrágicos pela superfície corporal. Apresentaram peso médio de $6,4 \pm 2,4$ g e comprimento total $6,4 \pm 0,94$ cm.

4.2.2. Índices Ecológicos

Todos os peixes analisados estavam parasitados, apresentando maior prevalência de tricodinídeos na pele e brânquias, além de outros ectoparasitas, como monogenéticos e *Piscinoodinium pillulare* (Tabela 8). Quanto aos endoparasitas, foi observada apenas a presença de *Henneguya* sp. no cérebro e rim dos peixes.

Não foi possível identificar os tricodinídeos a nível de espécie devido ao número insuficiente de espécimes bem coradas para realização das análises para identificação dos mesmos.

Tabela 8. Indicadores de infestação ectoparasitária na piscicultura localizada em Jaboticabal.

Parasito	Local de Infestação	Local 1	Prevalência (%)	Variação de Intensidade	Intensidade Média	Abundância Média
Tricodinídeos	Brânquia	V1	93,3	10 - 130	54,2	50,5
		V2	80	10 - 80	28,3	22,6
	Pele	V1	100	80 - 1640	584	584
		V2	80	40 - 960	338,4	270
<i>Piscinoodinium pillulare</i>	Brânquia	V1	20	10 - 20	10	2
		V2	13,3	10 - 40	25	3,3
	Pele	V1	6,6	-	160	10,6
		V2	-	-	-	-
Monogenóides	Brânquia	V1	60	10 - 40	18,75	11,2
		V2	73,3	10 - 30	21,1	15,4

Os resultados de prevalência de endoparasitos na piscicultura localizada em Jaboticabal foram compostos apenas por *Henneguya* spp., sendo de 30% no cérebro e 43% no rim.

4.2.3. Variáveis Limnológicas

As variáveis limnológicas da água dos tanques de criação estavam dentro do recomendado para o conforto e bem estar dos peixes, com a concentração de oxigênio dissolvido na água em torno de $3,5 \pm 1,04$ mg/L, pH de $6,8 \pm 0,5$, temperatura de $27,5 \pm 1,2$ °C, amônia total de $0,02 \pm 0,03$ mg/L, ausência de nitrito, nitrato $0,02 \pm 0,01$ mg/L com exceção do fósforo total que apresentou valor de $0,07 \pm 0,02$ mg/L quando o recomendado é valores menores que 0,025 mg/L.

5. Discussão

A espécie de peixe deste estudo estava infestada por monogenéticos tricodinídeos, mixosporídeos e nematoides. Trabalhos relatando a ocorrência de doenças parasitárias em *Astyanax* spp. de produção são escassos, como o estudo de Valladão et al. (2019) relatando intensa infestação por *Chilodonella hexasticha* em brânquias onde estas apresentaram pontos de necrose, hipertrofia, hiperplasia e fusão lamelar; Milanin et al. (2018) descreveram alta infestação por *Henneguya chidadea* nos filamentos branquiais; e Pádua et al. (2015) relataram a presença de *Acusiola* sp. nas brânquias, causando infiltrado inflamatório, hiperplasia, fusão total e edema lamelar. No entanto, há um número crescente de relatos sobre a identificação de parasitos neste hospedeiro em ambiente natural, tais como, por crustáceos (Caramargo et al., 2016; Gallio et al., 2017), monogenéticos (Mendoza-Franco et al., 2009; Almeida et al., 2011; Acosta et al., 2015; Camargo et al., 2016; Negrelli et al., 2018), mixosporídeos (Vita et al., 2003; Barassa et al., 2003; Caetano et al., 2012; Vidal et al., 2018; Silva et al., 2019), digenéticos (Flores-Lopes, 2014; Negrelli et al., 2018; Dias et al., 2018) e nematoides (Negrelli et al., 2018; Gallas et al., 2019). Tais relatos são importantes, pois, em decorrência de muitos piscicultores coletarem peixes da natureza para torná-los matrizes ou reprodutores, esses parasitos podem entrar no sistema de produção junto a estes hospedeiros e caso a qualidade da água seja imprópria para os padrões da piscicultura e manejo sanitário ineficiente, pode ocasionar surtos parasitários na produção, portanto, todos estes parasitos representam um risco para a atividade, necessitando de mais atenção.

Os resultados deste trabalho mostraram um parasitismo intenso ocasionado por tricodinídeos na piscicultura localizada em Buritizal, corroborando relatos de que

estes são os agentes parasitários que mais acometem peixes de criação (Valladão et al., 2016). A literatura mostra que estes parasitos podem causar danos aos seus hospedeiros culminando em considerável mortalidade, além de permitir o aparecimento de infecções secundárias (Jerônimo et al., 2012). Assim sendo, o intenso parasitismo observado no lambari pode culminar em perdas de produção, infecções secundárias e até mortalidade. Tricodinídeos são parasitos cosmopolitas, no entanto, este é o primeiro relato de *Trichodina heterodentata* em *A. lacustris*. Há poucos relatos da presença de tricodinídeos em peixes do gênero *Astyanax* como *T. mutabilis* (Aguilar-Aguilar e Islas-Ortega, 2015), *Trichodina cf. maritinkae*, *T. modesta* e *T. colisae* (Islas-Ortega, 2013) em *A. mexicanus*. Em relação a morfologia, neste estudo foi observado que alguns espécimes de *T. heterodentata* apresentaram raio e parte central um pouco mais espessas que outras, com variação de tamanho. Estudos similares também demonstraram essa variação no tamanho e na forma (Miranda et al., 2012; Valladão et al., 2013), especialmente em relação a forma do raio (Basson e Van 1994), sendo inclusive uma característica da própria espécie identificada. Foram observadas algumas diferenças na proporção das medidas de *T. heterodentata* encontradas neste estudo com as de outros trabalhos, sendo nossas mensurações um pouco menores para grande parte dos caracteres. Tais diferenças, podem ser reflexo do ambiente em que os parasitos vivem e pela espécie de hospedeiro. Vale ressaltar que alta prevalência por parasitos em peixes de criação é também um reflexo do manejo sanitário deficiente que contribui para a deterioração do ambiente aquático, tais como o elevado nível de matéria orgânica na água, baixa concentração de oxigênio dissolvido, altos teores de amônia ou nitritos e alterações no pH.

Com relação aos outros parasitos encontrados na piscicultura de Buritizal, destacam-se os mixosporídeos (*Henneguya* spp. e *Thelohanellus* spp.). Este é o primeiro relato de mixosporídeos infectando cérebro, fígado e rim de *A. lacustris*. Embora tenham sido relatadas aproximadamente 2.500 espécies de mixosporídeos (Naldoni, 2020), são escassos os relatos em peixes de produção, principalmente no lambari-do-rabo-amarelo. Recentemente Milanin (2018), realizou estudos em uma lambaricultura localizada no Mato Grosso do Sul e relatou infecção por *H. chydadea* nas brânquias dos peixes, com prevalência de 28,1% (9/32).

Algumas espécies são reconhecidas como patógenos graves para seus hospedeiros (Naldoni et al., 2018), sendo encontrados na forma de cistos com esporos

infectantes, que provocam alterações variáveis nos peixes, de acordo com a quantidade de cistos e os locais acometidos (Eiras e Adriano, 2013). Até o momento, não há tratamento para eliminar os esporos de mixosporídeos, portanto, medidas profiláticas são extremamente relevantes, tendo em vista que à medida que os esporos se desenvolvem, destroem as cartilagens e comprimem órgãos de seus hospedeiros, e uma alta carga parasitária pode comprometer as funções das brânquias, desta forma, diminuindo a eficiência respiratória, reduzindo o desempenho natatório e consequente mortalidade, levando a perdas econômicas na piscicultura (Naldoni et al., 2009).

Segundo Porto-Foresti, et al. (2005), as variáveis limnológicas para o gênero *Astyanax* são de oxigênio dissolvido acima de 4,0 mg/L e 60% de saturação, pH entre 6,5 e 8,0 e temperatura de 25 a 28 °C. Valores esses que corroboram com os encontrados neste estudo. No entanto, as elevadas concentrações de fósforo total, evidenciaram o intenso aporte de matéria orgânica no sistema. Desta forma, a análise da água neste estudo tem relação direta com os níveis de parasitismo encontrados nas pisciculturas localizadas em Buritizal e Jaboticabal. O fósforo pode ser considerado o principal responsável pela produtividade primária e pela eutrofização do ambiente aquático (Surgiuira, 2018). Os valores de fósforo encontrados nas amostras de água podem estar elevados em decorrência da fertilização dos viveiros, fato este que pode ter ocorrido devido a elevada quantidade de alimento ofertado (ração comercial).

A qualidade da água do ambiente de criação influencia diretamente na saúde dos peixes e pode ainda favorecer a proliferação de parasitos (Martins et al., 2010). Na produção intensiva, há considerável aumento de alimento e resíduos, incluindo material orgânico, nutrientes e sólidos em suspensão, o que reflete diretamente a redução de oxigênio, eutrofização e turbidez da água receptora (Lin et al., 2003), sendo a presença de material em decomposição e temperatura elevada os principais fatores para a proliferação de parasitos em ambientes de criação (Martins, et al., 2015).

A produção do lambari-do-rabo-amarelo pode ser uma alternativa para pequenos piscicultores promoverem uma piscicultura sustentável em países em desenvolvimento (Fonseca et al., 2017). Neste caso, existe a necessidade de informações sobre as doenças que acometem a lambaricultura, pois a mixosporídiase

e a tricodiníase, as quais tiveram maior destaque neste estudo, são importantes parasitoses que podem afetar negativamente este hospedeiro levando a perdas econômicas na piscicultura e necessidade de uso produtos químicos.

Como conclusão, nós mostramos que as parasitoses podem afetar a sustentabilidade da criação do *A. lacustris*. Além disto, os níveis de fósforo das pisciculturas não são adequados e mostram que a atividade precisa elaborar medidas corretivas. Portanto, medidas de biossegurança, manejo adequado, controle da qualidade ambiental e monitoramento sanitário devem ser implementadas para garantir uma produção sustentável.

6. Bibliografia

Acosta, A. A., Queiroz, J., Brandão, H., & Silva, R. J. (2015). Helminth fauna of *Astyanax fasciatus* Cuvier, 1819, in two distinct sites of the Taquari River, São Paulo State, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 75(1), 242-250. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.15113>

Aguilar-Aguilar, R., & Islas-Ortega, A. G. (2015). A checklist of ciliate parasites (Ciliophora) of fishes from Mexico. **Zootaxa**, 4027(2), 270. doi:10.11646/zootaxa.4027.2.6

Almeida, K. S. S., Cohen, S. C. (2011). Diversidade de monogenea (platyhelminthes) parasitos de *Astyanax altiparanae* do reservatório da usina hidrelétrica de itaipu. **Saúde & Ambiente em Revista**, 6, 31-41.

Amato, J.R.F.; Boeger, W.A. Amato, S.B. (1991). Protocolos para laboratórios – Coleta e processamento de parasitas e pescados (1a Ed). **Imprensa Universitária**, UFRRJ, Rio de Janeiro.

Barassa, Bianca, Cordeiro, Nelson S, & Arana, Sarah. (2003). A new species of *Henneguya*, a gill parasite of *Astyanax altiparanae* (Pisces: Characidae) from Brazil, with comments on histopathology and seasonality. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 98(6), 761-765. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762003000600009>

Basson, L.; Van As, J.G. (1994). Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of wild and cultured freshwater fishes in Taiwan, with notes on their origin. **Systematic Parasitology**, v. 28, p.197-222. <https://doi.org/10.1007/BF00009518>

Basson, L., Van As, J.G., Paperna, I. (1983). Trichodinid ectoparasites of cichlid and cyprinid fishes in South Africa and Israel. **Systematic Parasitology**, v.5, p.245-257. <https://doi.org/10.1007/BF00009159>

Braccini, G. L., Vargas, L., Ribeiro, R. P., Filho, L. A.; Digmayer, M. (2008). Ectoparasitos de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivados em tanques-rede nos rios do Corvo e Guairacá, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 17, 24-29.

Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M., Shostak, A.W. (1977). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v.83, n.4, p.575- 583. <https://doi.org/10.2307/3284227>

Caetano, P. H. G., Dutra, A., Thomé, M. P. M. (2012). Occurrence OF *Henneguya* sp. (Thélohan, 1892) in the blood of *Astyanax fasciatus* (CUVIER, 1819) in a stream of the muriaé river basin in Itaperuna, RJ. **Acta Biomedica Brasiliensia**, 3, 38 – 41.

Camargo, A.A., Negrelli, D.C., Pedro, N.H.O., Azevedo, R.K., Silva, R.J., Abdallah, V.D. (2016). Metazoan parasite of lambari *Astyanax altiparanae*, collected from the Peixe river, São Paulo, southeast of Brazil. **Ciencia Rural [online]**, 46(5), 5876-880. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20151100>

Dias, K. G., Müller, M. I., de Almeida, A. C., da Silva, R. J., de Azevedo, R. K., de León, G. P. P., & Abdallah, V. D. (2018). A new species of *Wallinia* Pearse, 1920 (Digenea: Allocreadiidae) collected from *Astyanax fasciatus* (Cuvier, 1819) and *A. lacustris* Lucena and Soares, 2016 (Characiformes: Characidae) in Brazil based on morphology and DNA sequences. **Parasitology Research**, 117, 2847–2854. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5974-8>

Dove, Alastair D. M. and O'Donoghue, Peter J. (2005). Trichodinids (Ciliophora: Trichodinidae) from native and exotic Australian freshwater fishes. **Acta Protozoologica**, 44 (1) 51-60.

Duncan, B. L. (1977). *Urceolariid ciliates*, including three new species, from cultured Phillipine fishes. **Transactions of American Microscopical Society**, vol. 96(1), 76-81. <https://doi:10.2307/3225966>

Eiras, J.C.; Adriano, E.A. Myxozoa. In: Pavanelli, G.C.; Takemoto, R.M.; Eiras, J.C. (2013). **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Eduem, p. 249-272.

FAO. (2017). **Food and agriculture organization of the united nations**. State of World fisheries and aquaculture, Roma.

Fonseca, T., Costa-Pierce, B. A., Valenti, W. C. (2017). Lambari Aquaculture as a Means for the Sustainable Development of Rural Communities in Brazil. **Reviews in fisheries science & aquaculture**, 25(4), 316-330. <https://doi.org/10.1080/23308249.2017.1320647>

Flores-Lopes, F. (2014). The occurrence of black spot disease in *Astyanax aff. Fasciatus* (characiformes: characidae) in the Guaíba Lake basin, RS, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 74(3), 127-134. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.08312>.

Gallas, M., Calegario-Marques C, Amato S. B. (2019). First report of *Rhabdochona acuminata* (Nematoda, Rhabdochonidae) in *Astyanax aff. fasciatus* (Characiformes, Characidae) from Lake Guaíba, southern Brazil. **Neotropical Biology and Conservation**, 14(4): 479–488. <https://doi.org/10.3897/neotropical.14.e49025>

Gallio, M., Silva, A. S., & Monteiro, S. G. (2017). Parasitism by *Lernaea cyprinacea* in *Astyanax bimaculatus* from a dam in the municipality of Antonio Prado, Rio Grande do Sul. **Acta Scientiae Veterinariae**, 35, 209–212. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.15973>

Golterman, H.L., Clymo, R.S., Ohnstad, M.A.M. (1978). Methods for physical and chemical analysis of fresh water. **Blackwell Scientific Publications**, Oxford, Edinburgh, London and Melbourne, IBP Handbook No. 8, n.2, p.213.

Islas-Ortega, A. G., & Aguilar-Aguilar, R. (2014). *Trichodina mutabilis* (Protozoa: Ciliophora: Trichodinidae) from the characid fish *Astyanax mexicanus* in the Cuatro Ciénegas region, northern Mexico. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, 85(2), 613–616. doi:10.7550/rmb.33107

Jerônimo, G. T., Marchiori, N. C.; Pádua, S.B., Neto, J. D.; Pilarski, F., Ishikawa, M. M., Martins, M. L. (2012). *Trichodina colisae* (Ciliophora: Trichodinidae): new parasite records for two freshwater fish species farmed in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 21(4), 366-371. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612012005000008>.

Koroleff, F. (1976). Determinations of nutrients, in: Grashoff, K. (ed.), Methods of sea water analysis. **Verlag Chemie Weinheim**, New York, 177-181.

Kubitza, F. (2000). **Qualidade da água, planejamento da produção e manejo alimentar em piscicultura**. Jundiaí –SP, 77.

Lom J. 1970. Observations on trichodinid ciliates from freshwater fishes. **Archiv für Protistenkunde**, 112,153–177.

Mackereth, F.J.H., Heron, J.; Talling, J.F. (1978). Water analysis: some revised methods for limnologists. **Freshwater Biological Association**, Ambleside.

Martins, M. L., Marchiori, N. C., Nunes, G., Rodrigues, M. P. (2010). First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 70(3), 637–644. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842010000300022>

Martins, M.L., Azevedo, T.M.O., Ghiraldelli, L., Bernardi, N. (2010b). Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems? **Acad. Bras. Cienc**, 82(2), 493–500. <https://doi.org/10.1590/S0001-37652010000200024>

Martins, M.L., Cardoso, L., Marchiori, N., Pádua, S.B. (2015). Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 24(1), 1-20. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015013>

Mendoza-Franco, E. F., Reina, R. G., Torchin. M. E. (2009). Dactylogyrids (monogeneoidea) parasitizing the gills of *astyanax* spp. (characidae) from panama and southeast mexico, a new species of diaphorocleidus and a proposal for characithecium n. Gen. **J. Parasitol**, 95(1), 46-55. <https://doi.org/10.1645/GE-1592.1>

Miranda, L. H., Marchiori, N., Alfaro, C. R., Martins, M. L. (2012). First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from *Arapaima gigas* cultivated in Peru. **Acta amazônica**, 42(3), 433–438. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672012000300016>.

Martins, M.L.; Souza, V.N. (1997). *Henneguya piaractus* n.s.p. (Myxozoa: Myxobolidae) Parasito de Brânquias de *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes : Characidae), no Brasil – **Rev.Brasil.Biol**, 57(2), 239-245.

Milanin, T., Mathews, P. D., Mertins, O., Tavares, L. E. R., Silva, M. R. M., & Maia, A. A. M. (2018). Molecular phylogeny of the gill parasite *Henneguya* (Myxosporea: Myxobolidae) infecting *Astyanax lacustris* (Teleostei: Characidae) from fish farm in Brazil. **Microbial Pathogenesis**, 123, 372–376. [https://doi:10.1016/j.micpath.2018.07.037](https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.07.037).

Naldoni, J., Pereira, J. O. L., Milanin, T., Adriano, E. A., da Silva, M. R. M., & Maia, A. A. M. (2020). Taxonomy, phylogeny and host-parasite interaction of two novel *Myxobolus* species infecting *Brycon orthotaenia* from the São Francisco River, Brazil. **Parasitology International**, 102061. doi:10.1016/j.parint.2020.102061

Naldoni, J., Maia, A. A. M. M., Correa, L. L., Silva, M. R. M., Adriano, E. A. (2018). New myxosporeans parasitizing *Phractocephalus hemioliopus* from Brazil: morphology, ultrastructure and SSU-rDNA sequencing. **Dis Aquat Org**, 128(1), 37–49. [https://doi:10.3354/dao03210](https://doi.org/10.3354/dao03210).

Naldoni, J., Arana, S., Maia, A. A. M., Ceccarelli, P. S., Tavares, L. E. R., Borges, F. A., Pozo, C. F., Adriano, E. A. (2009). *Henneguya pseudoplatystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and Ultrastructure. **Vet Parasitol**, 166, 52–59. [https://doi:10.1016/j.vetpar.2009.07.034](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.07.034)

Negrelli, D. C., Abdallah, V. D., Azevedo, R. K. (2018). Metazoan parasites of the lambari *Astyanax altiparanae* collected in the Batalha River, State of São Paulo, Brazil. **Brazilian Journal Biology**, v.78(3), 535-539. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.172601>

Pádua, S. B. de, Jerônimo, G. T., Menezes-Filho, R. N. de, Taboga, S. R., Martins, M. L., & de Andrade Belo, M. A. (2015). Pathological assessment of farmed yellowtail tetra *Astyanax altiparanae* infested by *Acusicola* sp. (Ergasilidae). **Aquaculture Reports**, 2, 63–66. [https://doi:10.1016/j.aqrep.2015.08.003](https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2015.08.003)

Pádua, S. B., Martins, M. L., Carraschi, S. P., DA Cruz, C., & Ishikawa, M. M. (2012). *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae): a new parasite for *Piaractus mesopotamicus* (Pisces: Characidae). **Zootaxa**, 3422(1), 62 - 68. [https://doi:10.11646/zootaxa.3422.1.4](https://doi.org/10.11646/zootaxa.3422.1.4)

Pavanelli, G. C.; Eiras, J. C., Takemoto, R. M. (2008). **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3ª ed. Maringá: Eduem.

Pavanelli, G. C, Takemoto, R. M, Eiras, J. C. (2013). **Parasitologia - Peixes de água doce do Brasil**. EDUEM, Maringá.

Porto-Foresti, F., Castilho-Almeida, R.B., Foresti, F. (2005). Biologia e criação do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). **Espécies Nativas para Piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFMS.

Sipaúba-Tavares, L.H. (1994). **Limnologia aplicada à aquicultura**. Funep, São Paulo.

Sugiura, S.H. (2018). Phosphorus, Aquaculture, and the Environment. **Reviews in Fisheries Science Aquaculture**, 26(4), 515-521. <https://doi:10.1080/23308249.2018.1471040>

Tavares- Dias, M., Martins, L. M. (2017). An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. **Journal Parasitic Diseases**, 41(4), 913-918. <https://doi 10.1007/s12639-017-0938-y>

Valladão, G. M. R., S. U. Gallani, and F. Pilarski. (2018). South America fish for continental aquaculture. **Reviews in Aquaculture**, 10(2), 351-369. <https://doi 10.1111/raq.12164>

Valladão, G.M.R.V., Alves, L.O., Pilarski, F. (2016). Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: Diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. **Aquaculture**, 451, 444-450. <https://doi 10.1016/j.aquaculture.2015.09.030>

Valladão, G. M. R., S. U. Gallani, Pádua, S. B., Martins, M. L., Pilarski, F. (2013). Trichodina heterodentata (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host–parasite relationship study. **Parasitology**, v.141, p.662–669. <https://doi 10.1017/S0031182013001480>

Valladão, G. M. R., Pereira, M. M., Gallani, S. U., & Pilarski, F. (2019). A massive *Chilodonella hexasticha* infestation associated with yellowtail tetra *Astyanax lacustris*

mortality in aquaculture: Identification and pathology. **Aquaculture Research**, 50(7), 2019–2022. doi:10.1111/are.14087

Van As, J.G.; Basson, L. (1992). Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of freshwater fishes of the Zambesi River System, with a reappraisal of host specificity. **Systematic Parasitology**, 22, 81-109. <https://doi.org/10.1007/BF00009603>

Van As, J. G., & Basson, L. (1989). A further contribution to the taxonomy of the Trichodinidae (Ciliophora: *Peritrichia*) and a review of the taxonomic status of some fish ectoparasitic trichodinids. **Systematic Parasitology**, 14(3), 157–179. <https://doi.org/10.1007/BF02187051>

Vidal, L. P., McIntosh, D., Luque, J. L. (2018). Morphological and phylogenetic characterization of a novel Unicauda species, infecting the kidney of *Astyanax altiparanae* (Teleostei: Characidae) in Brazil. **Acta Parasitologica**, 63, 495–503. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0059>

Vital, P., Corral, L., Matos, E., Azevedo, C. (2003). Ultrastructural aspects of the myxosporean *Henneguya astyanax* n. Sp. (Myxozoa: Myxobolidae), a parasite of the Amazonian teleost *Astyanax keithi* (Characidae). **Dis Aquat Org**, v. 53, p. 55–60, 2003. <https://doi.org/10.3354/dao053055>

Capítulo 3

Taxonomia e relação parasito-hospedeiro de mixosporídeos infectando *Astyanax lacustris*

Resumo

Mixosporídeos apresentam ampla distribuição geográfica e infectam principalmente peixes e anelídeos. Até o momento foram descritas aproximadamente 2.500 espécies. Várias destas espécies são importantes por causarem problemas em peixes de produção. Este estudo teve como objetivo o estudo taxonômico e da relação parasito-hospedeiro de mixosporídeos que acometem o lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*). Espécimes de *A. lacustris* foram coletados em piscicultura do estado de São Paulo. O estudo taxonômico foi realizado a partir da análise morfológica e morfométrica (microscopia de luz e microscopia eletrônica de transmissão - MET) e da análise molecular (sequenciamento da small-subunit ribosomal DNA – ssrDNA). A análise filogenética também foi realizada. O estudo da relação parasito-hospedeiro foi realizado a partir da análise ultra estrutural (MET) e histológica. Três espécies de mixosporídeos ainda não descritas na literatura foram encontradas infectando *A. lacustris* na piscicultura estudada: *Henneguya* sp.1 infectando brânquia; *Henneguya* sp. 2 e *Myxobolus* sp.1 infectando nadadeiras. As análises morfológicas e morfométricas revelaram que as três espécies de mixosporídeos encontradas neste estudo são distintas das demais espécies descritas na literatura. A análise histológica de *Henneguya* sp. 1 revelou o desenvolvimento do plasmódio no tecido conjuntivo sub-epitelial intra-lamelar causando hiperplasia, fusão e desorganização lamelar. As análises histológicas de *Henneguya* sp. 2 revelou o desenvolvimento dos plasmódios no tecido conjuntivo subepitelial da nadadeira. A parede plasmodial apresentou projeções em direção ao tecido do hospedeiro, no ectoplasma foram observadas várias mitocôndrias e vesículas e o processo esporogônico foi assincrônico, com células generativas e mixósporos em formação localizados na periferia plasmodial e mixosporos maduros localizados na região central do plasmódio. Tanto para *Henneguya* sp.1 como para *Henneguya* sp. 2 não foram observados infiltrado inflamatório e os plasmódios não foram envolvidos por camada de tecido conjuntivo. A análise molecular de *Henneguya* sp.1 e *Myxobolus* sp. 1 resultou em um sequenciamento de 1804 e 1498 pares de bases (pb) respectivamente e estas sequências não correspondem a nenhuma sequência de mixosporídeo depositada no GenBank. As espécies mais próximas de *Henneguya* sp.1 foram *Henneguya guadunensis* e *Henneguya lorotoensis*, apresentando ambas uma divergência genética de 6,5%. A espécie mais próxima de *Myxobolus* sp. 1 foi *Myxobolus*

batalhensis, apresentando uma divergência genética de 15,5%. A análise filogenética utilizando as sequências de ssrDNA de *Henneguya* sp. 1, *Myxobolus* sp. e espécies de *Henneguya* e *Myxobolus* mais próximas das espécies aqui estudadas de acordo com a pesquisa BLAST, mostrou que embora *Henneguya* sp.1 e *Myxobolus* sp. 1 infectem a mesma espécie de hospedeiro, agruparam em clados distintos. É importante salientar que controle eficaz de doenças parasitárias se dá a partir do conhecimento da biodiversidade parasitária, ciclo biológico e relação parasito-hospedeiro. Esse conhecimento é a chave para o desenvolvimento de medidas profiláticas e de controle efetivo de doenças dentro das pisciculturas.

Palavras chave: Piscicultura, Infecção, Mixosporídeo, ssrDNA, Histologia, Ultraestrutura

Abstract

Myxosporids available wide geographical distribution and infected mainly fish and rings. To date, approximately 2,500 species have been described. Several of these species are important in farmed fish. This study aimed at the taxonomic study and the parasite-host relationship of myxosporids that affects or yellow-tailed lambari (*Astyanax lacustris*). *A. lacustris* specimens were collected from fish farming in the state of São Paulo. The taxonomic study was carried out using morphological and morphometric analysis (light microscopy and transmission electron microscopy - MET) and molecular analysis (sequencing of the small subunit ribosome DNA - ssrDNA). A phylogenetic analysis was also performed. The study of the parasite-host relationship was carried out using ultra structural (MET) and histological analysis. Three myxosporid species not yet described in the literature were found infecting *A. lacustris* in the studied fish culture: *Henneguya* sp.1 infecting gills; *Henneguya* sp. 2 and *Myxobolus* sp.1 infecting fins. The morphological and morphometric analyzes revealed as three species of mixosporid found in this study are distinct from the other species described in the literature. Histological analysis of *Henneguya* sp. 1 revealed the development of intra-lamellar sub-epithelial connective plasma, causing hyperplasia, fusion and lamellar disorganization. Histological analyzes of *Henneguya* sp. 2 revealed the development of plasmodia in the subepithelial connective tissue of the fin. The plasmodial wall showed projections towards the host tissue, in the ectoplasm several mitochondria and vesicles were observed and the sporogonic process was asynchronous, with generative cells and myxospores in formation located in the plasmodial periphery and mature myxospores located in the central region of the plasmodium. Both for *Henneguya* sp.1 and for *Henneguya* sp. 2 no inflammatory infiltrate was observed and the plasmodia were not surrounded by a connective tissue layer. Molecular analysis of *Henneguya* sp.1 and *Myxobolus* sp. 1 resulted in a sequencing of 1804 and 1498 base pairs (bp) respectively and these sequences do not correspond to any myxosporid sequence deposited in GenBank. The species closest to *Henneguya* sp.1 were *Henneguya guadunensis* and *Henneguya lorotoensis*, both presenting a genetic divergence of 6.5%. The closest species to *Myxobolus* sp. 1 was *Myxobolus batalhensis*, with a genetic divergence of 15.5%. Phylogenetic analysis using the ssrDNA sequences of *Henneguya* sp. 1, *Myxobolus* sp. and *Henneguya* and *Myxobolus* species closer to the

species studied here according to the BLAST survey, showed that although *Henneguya* sp.1 and *Myxobolus* sp. 1 infect the same host species, grouped in different clades. It is important to note that effective control of parasitic diseases is based on knowledge of parasitic biodiversity, biological cycle and parasite-host relationship. Such knowledge is the key to the development of prophylactic measures and effective disease control within fish farms.

Key words: Fish farming, Infection, Myxozoa, ssrDNA, Histology, Ultrastructure

1. Introdução

A criação de lambari vem se destacando pelo seu potencial para a produção comercial. É uma espécie nativa de pequeno porte, pelágica, hábito alimentar onívoro e amplamente distribuída nas bacias hidrográficas neotropicais (Fonseca, 2017). Apesar da lambaricultura estar em crescimento e sua importância econômica ressaltada na pesca esportiva, ornamentação e piscicultura (Valladão et al., 2018), poucos são os estudos sobre a infecção por mixosporídeos e a relação parasito-hospedeiro realizados nesta espécie. Desta forma, estudos sobre parasitos que acometem o lambari são de grande importância para o desenvolvimento de medidas profiláticas e de controle efetivo dentro das pisciculturas.

De acordo com Luque (2016) o estudo da fauna parasitária dos peixes de água doce na América do Sul é de alta relevância, tanto pelo aspecto econômico quanto científico, pois é inviável pensar no desenvolvimento da piscicultura sem dispor do conhecimento sobre sua etiologia e enfermidades, podendo, de acordo com Roux & Alvenant-Oldewage (2010), servir de indicador biológico, uma vez que a relação parasito-hospedeiro é uma das principais relações bióticas entre os peixes e está estreitamente relacionada às condições abióticas (Ruehle, 2017). Portanto, estudos sobre parasitos de espécies de peixes nativas são relevantes para que se possa entender a diversidade, ciclos biológicos e a relação parasito-hospedeiro.

Entre os parasitos de peixes, os mixosporídeos estão entre os mais comuns, e algumas espécies são consideradas patógenos potenciais para seus hospedeiros (Gómez et al. 2014, Naldoni et al. 2018). Dentre os parasitos com alto potencial patogênico (Morsy et al., 2016), destacam-se os mixosporídeos, apresentando grande diversidade, com aproximadamente 2500 espécies conhecidas no mundo (Naldoni et al., 2020). Estes organismos são parasitos obrigatórios com complexo ciclo biológico, que envolve alternância entre invertebrados aquáticos (anelídeos ou briozoários de água doce) como hospedeiros definitivos e vertebrados (principalmente peixes, mas também anfíbios, répteis, aves e mamíferos) como hospedeiros intermediários (Abdel-Ghaffar et al., 2016). Os mixosporídeos são encontrados comumente nas brânquias, reduzindo a capacidade respiratória (Naldoni et al., 2009); na pele; cartilagens; músculos (levando a mioliquefação *pós-mortem* em alguns casos) (Eiras et al. 2007); ovários (Mansour et al. 2013); rins (Abdel-Baki et al. 2015); fígado e baço (Carriero et al. 2013), cavidade abdominal (Molnár et al. 1998); parede intestinal (Casal et al.

2003); vesícula biliar e bexiga natatória (Feist & Longshaw, 2006). No Brasil, até o momento são conhecidas cerca de 140 espécies (Okamura et al. 2018), sendo importantes patógenos para seus hospedeiros, tanto de ambiente natural como de produção (Adriano et al. 2005a; 2005b; 2005c; Adriano et al., 2012).

2. Objetivos Específicos

- Realizar estudo taxonômico de parasitos do sub filo Myxozoa utilizando análise morfológica através da microscopia de luz, microscopia eletrônica de transmissão e análise molecular (sequenciamento do gene 18S rDNA);
- Descrever a interação parasito-hospedeiro através da análise histológica e ultraestrutural;

3. Metodologia

Todos os procedimentos com os animais seguiram os princípios éticos adotados pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal, sendo que o estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de animais (CEUA) da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Jaboticabal, São Paulo, Brasil (protocolo nº 001942/18).

Este projeto foi desenvolvido no Centro de Aquicultura da Unesp (CAUNESP) e no Laboratório de Genética Evolutiva do Departamento de Ecologia e Biologia Evolutiva da Universidade Federal de São Paulo-UNIFESP, Campus Diadema.

O material analisado neste estudo foi coletado em uma piscicultura localizada no município de Buritizal, SP. Nesta piscicultura, a produção de peixes é realizada em viveiros (tanques escavados) de aproximadamente 1000 m², em área aberta, sem proteção para evitar a entrada de aves e outros animais. A água de abastecimento dos tanques é proveniente de um córrego. Foram coletados 60 espécimes de *Astyanax lacustris* de dois tanques de pisciculturas diferentes (P1 e P2), no mês de setembro. Os espécimes foram transportados vivos em sacos plásticos com água dos próprios viveiros, em condições de aeração artificial, para o laboratório da UNIFESP,

onde foram mantidos em temperatura ambiente, em aquários que separavam os peixes de acordo com o viveiro de origem (viveiro 1 e viveiro 2).

Os peixes foram eutanasiados através da secção da medula e em seguida realizada a análise externa, em busca de lesões e/ou cistos de parasitos. Posteriormente, foi realizada a necropsia, com exposição das brânquias e da cavidade visceral, com a finalidade de detectar eventuais alterações dos órgãos internos e a presença de parasitos. O material coletado foi preparado e/ou fixado de acordo com a técnica de estudo a ser realizada, como. análise de preparações a fresco, análises morfológicas e histológicas e moleculares e, microscopia eletrônica de transmissão.



Figura 1. Foto de espécime de *A. lacustris* 1: Lambari – do – rabo - amarelo coletado nas pisciculturas. Foto das pisciculturas. 2: piscicultura localizada em pesque-pague. 3: piscicultura localizada em sítio. Ambas em Buritizal, SP.

3.1. Análise Morfológica e Morfométrica

A caracterização morfológica foi realizada nos mixósporos maduros. Plasmódios com mixosporos maduros foram examinados em montagens frescas examinadas em microscopia de luz. As medições foram realizadas em 30 mixósporos usando um computador equipado com o software de captura de imagens Axivision 4.1 acoplado a um microscópio Zeiss Axioplan 2. As dimensões dos mixosporos foram expressas na variação da menor para a maior medida em μm , seguida da média $\pm$ desvio padrão (DP) entre parênteses. Esfregaços contendo mixosporos livres foram secos ao ar e corados com solução de Giemsa e montados em um meio de montagem

de baixa viscosidade (Cytoseal™) em lâminas permanentes para depósito em museu.

3.2. Análise Histológica

Para análise histológica, filamentos de brânquias contendo plasmódios foram fixados em formalina tamponada a 10%, desidratadas e incluídos em parafina. As secções com 4µm de espessura foram coradas com hematoxilina-eosina e examinadas por microscopia de luz.

3.3. Análise Ultraestrutural

Para a microscopia eletrônica de transmissão (MET), os plasmodios foram fixados em glutaraldeído 2,5% em tampão cacodilato de sódio 0,1 M (pH 7,4) por 12 h, lavados em solução salina glicose por 2 h e pós-fixados em tetróxido de ósmio (OsO₄), sempre a 4°C. Após a desidratação, utilizando uma série de acetona, o material foi incorporado na resina EMBED 812. Secções de semifino foram realizadas em um micrótomo, coradas com solução de azul de toluidina e examinadas por microscopia de luz. Secções ultrafinas, duplamente coradas com acetato de urânio e citrato de chumbo foram examinadas num microscópio de transmissão eletrônica LEO 906 a 60 kV do Instituto de Biologia (IB) da Universidade Federal de Campinas (UNICAMP).

3.4. Análise Molecular e Filogenética

Para o estudo molecular, os plasmódios foram removidos do tecido hospedeiro e fixados em etanol PA. O conteúdo do plasmódio foi coletado em um tubo de microcentrífuga de 1,5 ml e o DNA foi extraído usando o kit DNeasy® Blood & Tissue (Qiagen, EUA), seguindo as instruções do fabricante. O produto foi quantificado em um espectrofotômetro NanoDrop 2000 (Thermo Scientific) a 260 nm.

A reação em cadeia polimerase (PCR) foi realizada utilizando um volume final de 25 µl, contendo 10-50 ng de DNA extraído, 0,2 pmol de cada primer, 12,5 µl de Dream Taq Green PCR Master Mix e água, livre de nuclease (Thermo Fisher Scientific

Inc.) em um termociclador Eppendorf AG 22331 Hamburg (Eppendorf, Hamburgo, Alemanha). A pequena subunidade do DNA ribossomal - ssrDNA foi amplificado com os pares de primers ERIB1 (Barta et al., 1997) - ACT1r (Hallett e Diamant, 2001) - TEDf (Capodifoglio et al., 2015) - ERIB10 (Barta et al. 1997), que amplificaram dois fragmentos de aproximadamente 1000 e 1200 pares de bases (pb), respectivamente. Um estágio inicial de desnaturação a 95° C por 5 min foi seguido por 35 ciclos de desnaturação a 95°C por 60 s, anelamento a 58°C por 60 s, extensão a 72°C por 90 s, terminando com uma extensão estágio de alongamento a 72°C por 5 min. Os produtos de PCR foram submetidos a eletroforese em gel de agarose a 2,0%, corados com Sybr safe e analisados por um scanner kasvi. O tamanho dos amplicons foi estimado por comparação com um *DNA ladder* de 1 kb (Invitrogen by Life Technologies, CA, EUA).

Os produtos de PCR foram purificados com QIAquick® Purification Kit (Qiagen) e, em seguida, foram sequenciados usando os mesmos pares de primers que foram usados no estágio de amplificação, além dos primers MC5 e MC3 (Molnár et al., 2002) com o BigDye® Terminator. Kit de Sequenciação de Ciclo v3.1 (Applied Biosystems™, Foster City, CA, EUA) em um analisador de sequenciamento de DNA ABI 3730 (Applied Biosystems™ Inc.).

Uma pesquisa padrão BLAST (blastn) de nucleotídeo foi conduzida para verificar a similaridade das sequências obtida neste estudo com outras sequências disponíveis no banco de dados do GenBank (Altschul et al., 1997). As sequências de nucleotídeos foram alinhadas utilizando o ClustalW no BioEdit versão 7.0.9.0 (Hall, 1999). A análise filogenética foi realizada usando o método de máxima verossimilhança (ML) do programa PhyML 3.0 via servidor online (<http://www.atgc-montpellier.fr/phyml/>) (Guindon et al., 2010). A análise do *bootstrap* (1000 réplicas) utilizando o modelo evolutivo GTR+I+G foi empregada para avaliar a robustez relativa da análise. A árvore resultante foi visualizada com o FigTree v1.3.1 (Rambaut, 2008). Apenas valores de *bootstrap* acima de 50 foram considerados bem suportados. Os dados para a família de peixes hospedeiros foram obtidos de Froese e Pauly (2013). Outros alinhamentos, incluindo o alinhamento das espécies de mixosporídeos agrupadas no mesmo clado ou sub clado com a espécie de interesse na árvore filogenética, foram concluídos para produzir matrizes de similaridade de pares usando o MEGA 7.0 (Kumar et al., 2016).

4. Resultados

O presente estudo descreve, com base na morfologia, morfometria, histologia, ultraestrutura e sequenciamento do gene *ssrDNA*, três novas espécies de mixosporídeos (*Henneguya* sp. 1, *Henneguya* sp. 2, e *Myxobolus* sp. 1) parasitando lambari-do-rabo-amarelo como peixe de produção. Para *Henneguya* sp. 1 foram realizados estudo moleculares, histológico e morfométrico; enquanto para *Henneguya* sp. 2 foram realizados estudos ultra estrutural, histológico e morfométrico e *Myxobolus* sp. 1 foram realizados apenas estudos moleculares e morfométrico.

De um total de 60 espécimes de *A. lacustris* coletados, 16,6% apresentaram infecção por *Henneguya* sp. 1 nas brânquias, 6,6% apresentaram infecção por *Henneguya* sp. 2 nas nadadeiras, e 1,6% apresentaram infecção por *Myxobolus* sp. 1 nas nadadeiras.

Tabela 1. Prevalência de infecção por mixosporídeos em lambari-do-rabo-amarelo produzido no estado de São Paulo.

Parasitas e sítios de infecção	Viveiro 1	Viveiro 2	Total
<i>Henneguya</i> sp.1 (Brânquia)	23,3 (7/30)	10 (3/30)	16,6 (10/60)
<i>Henneguya</i> sp.2 (Nadadeira)	6,6 (2/30)	6,6 (2/30)	6,6 (4/60)
<i>Myxobolus</i> sp. 1 (Nadadeira)	-	3,3 (1/30)	1,6 (1/60)

4.1. Descrição das espécies

4.1.1. *Henneguya* sp. 1

Plasmódios brancos e alongados, foram encontrados nos filamentos branquiais de *A. lacustris*. Estes plasmodios estavam repletos de mixosporos elipsoidais em vista frontal, medindo 15,4 – 24,3 ($21,1 \pm 1,9$) μm de comprimento total; 8,62 – 12,15 ($10,6 \pm 0,8$) μm de comprimento corporal; 3,2 – 5,8 ($4,0 \pm 0,5$) μm de largura e 7,81 – 12,72 ($10,2 \pm 1,4$) μm de processo caudal. Os mixosporos foram biconvexos em vista lateral, medindo 1,47 – 4,96 ($3,7 \pm 0,9$) μm de espessura e apresentaram válvulas simétricas. As cápsulas polares foram alongadas e de tamanho igual medindo 3,0 – 5,1 ($3,9 \pm 0,5$) μm de comprimento e 1,0 – 2,0 ($1,5 \pm 0,3$) μm de largura (Tabela 2). As cápsulas polares ocuparam metade do corpo do mixosporo e as extremidades anteriores foram adjacentes (Fig. 2A-B).

Prevalência: 10 espécimes infectados de 60 examinados (16,6%).

Sítio de infecção: filamento da brânquia.

Hospedeiro: *Astyanax lacustris*: Characiformes

Localidade: Município de Buritizal, São Paulo (Piscicultura: viveiro 1 e viveiro 2)

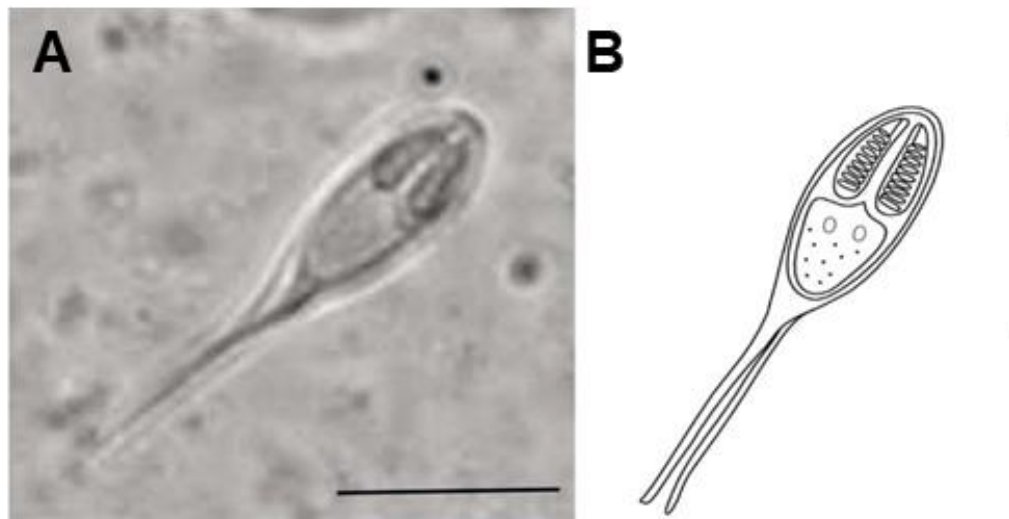


Figura 2. Mixosporos de *Henneguya* sp. 1 encontrado nos filamentos de brânquia de Lambari. A: Fotomicroscopia. Barra: 10 μm . B: Desenho esquemático. Barra: 10 μm

A análise histopatológica das brânquias de *A. lacustris* revelou a presença de vários plasmódios na região mediana e distal do filamento da brânquia (Fig. 3A). A localização específica dos plasmódios de *Henneguya* sp. 1 foi o tecido conjuntivo sub-epitelial do filamento. O desenvolvimento do plasmódio nessa região causou compressão, fusão e desorganização lamelar (Fig. 3B). Não foi observado infiltrado inflamatório e os plasmódios não foram envolvidos por cápsulas de tecido conjuntivo.

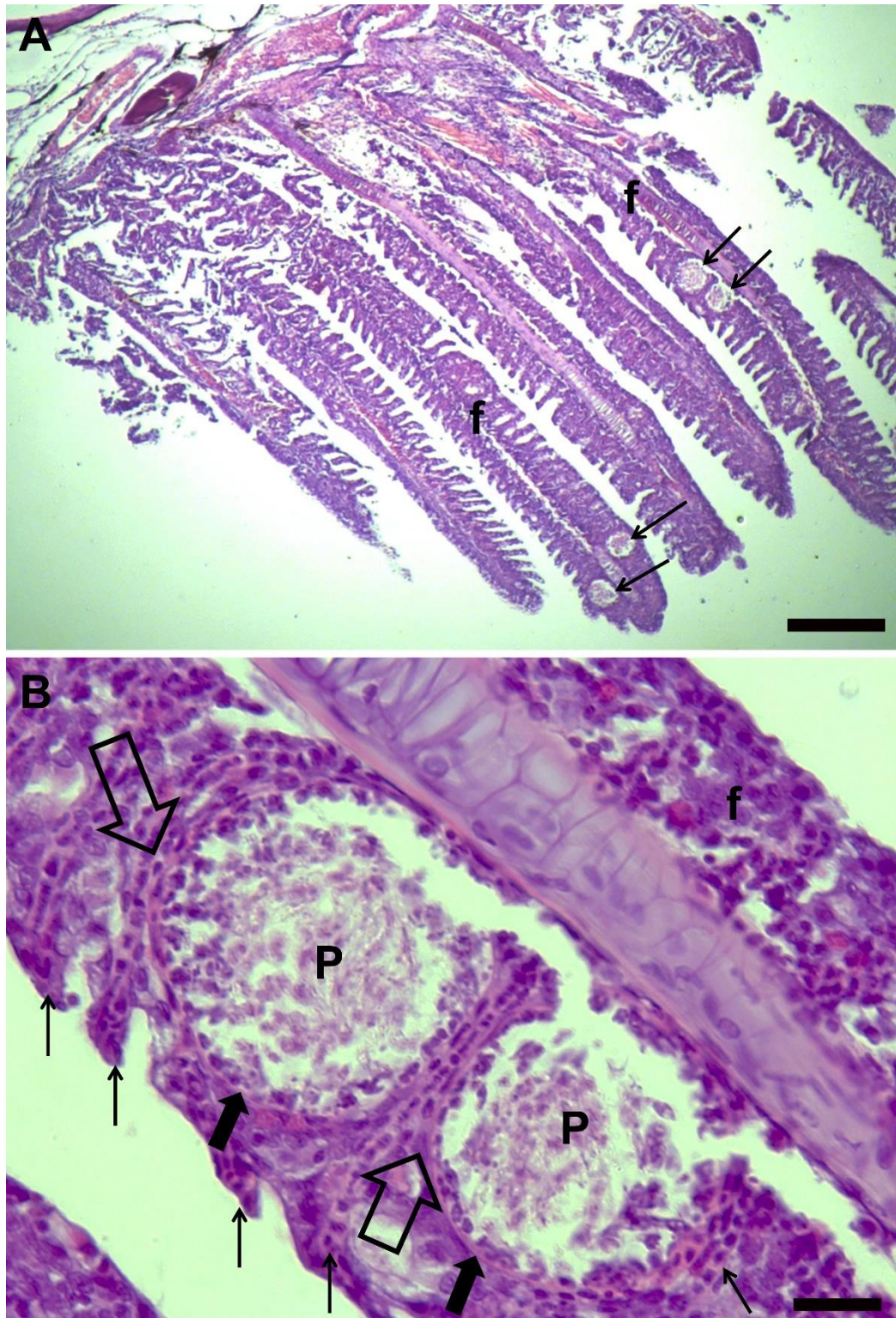


Figura 3. Fotomicrografia de cortes histológicos de filamento de brânquia de lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax lacustris*) infectado por *Henneguya* sp. 1. A: Note a presença de vários plasmódios (setas) infectando os filamentos (f). Barra: 200 μ m. B: Ampliação de A mostrando o desenvolvimento do plasmódio (P) no tecido conjuntivo subepitelial (seta larga preta) do filamento. Observe compressão e fusão lamelar devido ao crescimento do plasmódio (seta transparente). Barra: 20 μ m.

Análise molecular, baseada no sequenciamento da ssrDNA a partir de mixosporos de *Henneguya* sp. 1 obtido da brânquia de *A. lacustris*, resultou em uma sequência de 1804 pb que não corresponde a nenhuma outra disponível no GenBank. De acordo com a pesquisa *BLAST*, *Henneguya* sp.1. apresentou maior similaridade genética com *H. guaduensis*. A matriz de dissimilaridade realizada para *Henneguya* sp. 1 e as demais espécies de *Henneguya* agrupadas no mesmo subclado mostrou *H. guaduensis* (Vieira et al., 2019) e *H. loretoensis* (Mathews et al., 2017) como as espécies mais próximas, apresentando ambas uma divergência genética de 6,5% (Tab. 4).

Observações taxonômicas:

Comparado com outras espécies de *Henneguya* parasitos de Characiforme, *Henneguya* sp. estudado por Manrique et al. (2017) apresentou morfologia, comprimento total, comprimento dos mixosporos, comprimento e largura das capsulas polares, localidade e cultivo semelhantes a *Henneguya* sp. 1. Porém, estes se diferem em largura dos mixosporos, comprimento da cauda e sítio de infecção. *Henneguya rotunda* (Moreira, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia., 2014) também exibe morfologia dos mixosporos semelhante à de *Henneguya* sp. 1, mas seus mixosporos, bem como suas estruturas internas são maiores. Eles também diferem em relação ao sítio de infecção e localidade (Tabela 02). Em relação às espécies mais próximas geneticamente, *H. guaduensis* e *H. loretoensis* apresentam 6,5% de diferença para *Henneguya* sp. 1. Do ponto de vista morfológico, estas espécies apresentam todas as medidas dos mixosporos maiores que aquelas da espécie aqui estudada.

Poucos estudos sobre a infecção por mixosporídeos e a relação parasito-hospedeiro foram realizados para lambari-do-rabo-amarelo de cultivo, porém, Milanin (2018), em lambaricultura localizada no Mato Grosso do Sul, relatou infecção por *H. chydadea* nas brânquias dos peixes cultivados, apresentando uma prevalência de 28, 1% (9/32). Apesar deste parasito acometer a mesma espécie de hospedeiro foco deste estudo, e sítio de infecção semelhante, eles se diferenciam morfológicamente, apresentando tamanho e medidas internas menores, exceto para o tamanho do comprimento da capsula polar.

4.1.2. *Henneguya* sp. 2

Plasmódios brancos, com formato elipsoidal encontrados na nadadeira de *A. lacustris*. Estes plasmódios estavam repletos de mixosporos elipsoidais em vista frontal, medindo 32,2 – 37,4 ($34,9 \pm 1,5$) μm de comprimento total; 12,3 – 17,4 ($15,7 \pm 1,3$) μm de comprimento corporal; 5,2 – 9,1 ($6,7 \pm 1,1$) μm de largura e 16 – 23,6 ($19,3 \pm 1,7$) μm de processo caudal. Os mixosporos foram biconvexos em vista lateral, medindo 4,6 – 5,9 ($5,3 \pm 0,4$) μm de espessura, apresentaram válvulas simétricas, os processos causais apresentam pontas rombas, terminando abruptamente e aparecem unidos até as extremidades. As cápsulas polares foram alongadas e de tamanho igual, medindo 6,0 – 9,2 ($7,9 \pm 0,8$) μm de comprimento e 1,8 – 2,8 ($2,2 \pm 0,2$) μm de largura (Tab. 2), ocuparam mais da metade do corpo do mixosporos e as extremidades anteriores foram adjacentes (Fig. 4 A-B).

Prevalência: 4 espécimes infectados de 60 examinados (6,6%).

Sítio de infecção: Nadadeira.

Hospedeiro: *Astyanax lacustris*: Characiformes

Localidade: Município de Buritizal, São Paulo (Piscicultura: viveiro 1 e viveiro 2)

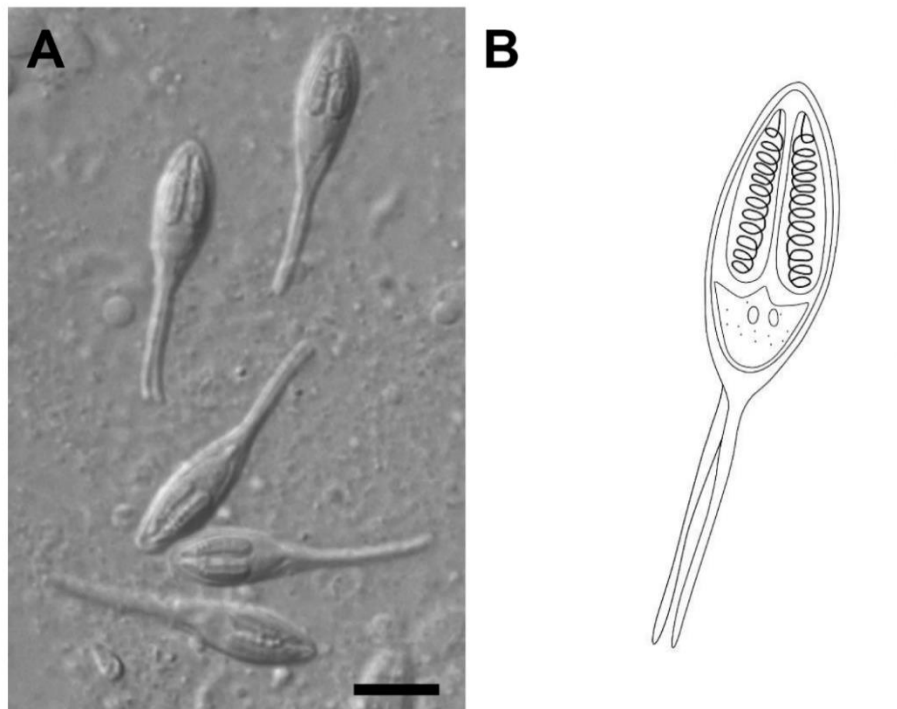


Figura 4. Mixosporos de *Henneguya* sp. 2 encontrado na nadadeira de Lambari do rabo amarelo. A: Fotomicrografia. Barra: 10 μ m. B: Desenho esquemático. Barra: 10 μ m.

A análise em microscopia de luz de corte semi-fino da nadadeira infectado por *Henneguya* sp. 2 revelou o desenvolvimento do plasmódio no tecido conjuntivo das nadadeiras (Fig.5 A-B). Não foi observado infiltrado inflamatório e o plasmódio não foi envolvido por cápsula de tecido conjuntivo.

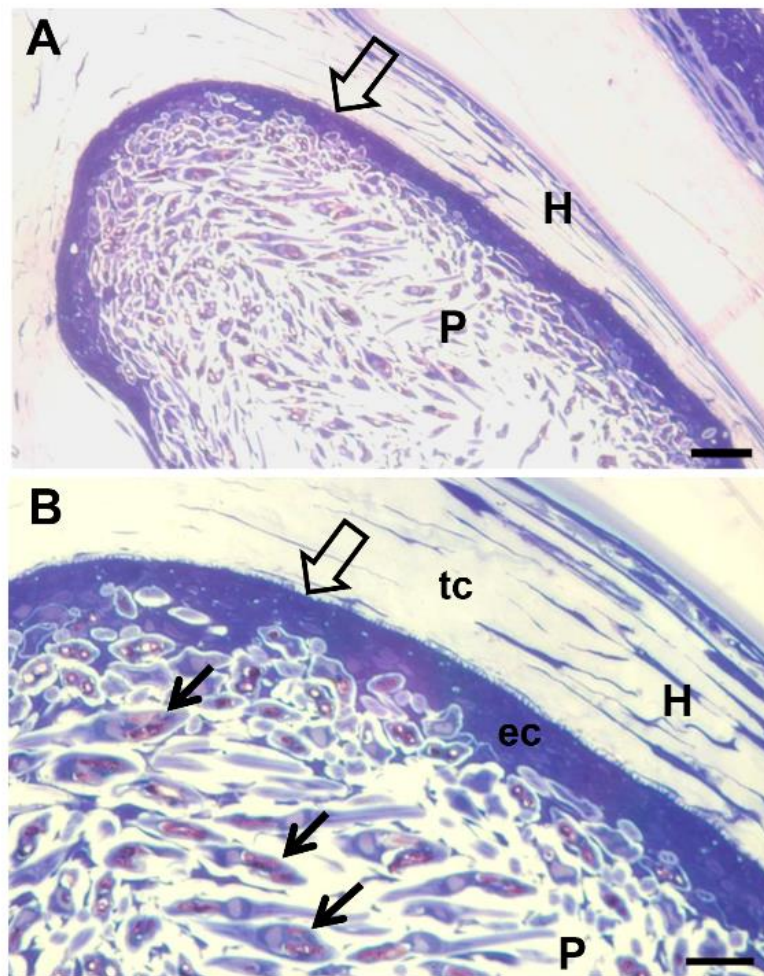


Figura 5. Fotomicrografia de corte semi fino de nadadeira de lambari infectado por *Henneguya* sp. 2. A – Plasmodio (P) de *Henneguya* sp. 2. Tecido conjuntivo da nadadeira do hospedeiro (H), Parede do plasmódio (seta). Barra: 20 μ m. B: Ampliação de A mostrando o desenvolvimento do Plasmódio (P) no tecido conjuntivo (tc) da nadadeira do Hospedeiro (H). Observe o ectoplasma (ec) na periferia do plasmódio, abaixo da parede plasmodial (seta larga), e estágios avançados de desenvolvimento de mixósporos (setas finas) na região central do plasmódio. Barra: 10 μ m.

A análise ultra estrutural mostrou várias projeções da parede do plasmódio em direção ao tecido do hospedeiro (Fig. 6A). No ectoplasma, região periférica próxima à parede do plasmódio, foram observadas numerosas mitocôndrias e algumas vesículas (Fig. 6B). Logo abaixo, observa-se núcleos de células generativas e nas regiões mais profundas do plasmódio pode se observar mixósporos maduros com capsulas polares e filamento polar (Fig. 6A e C).

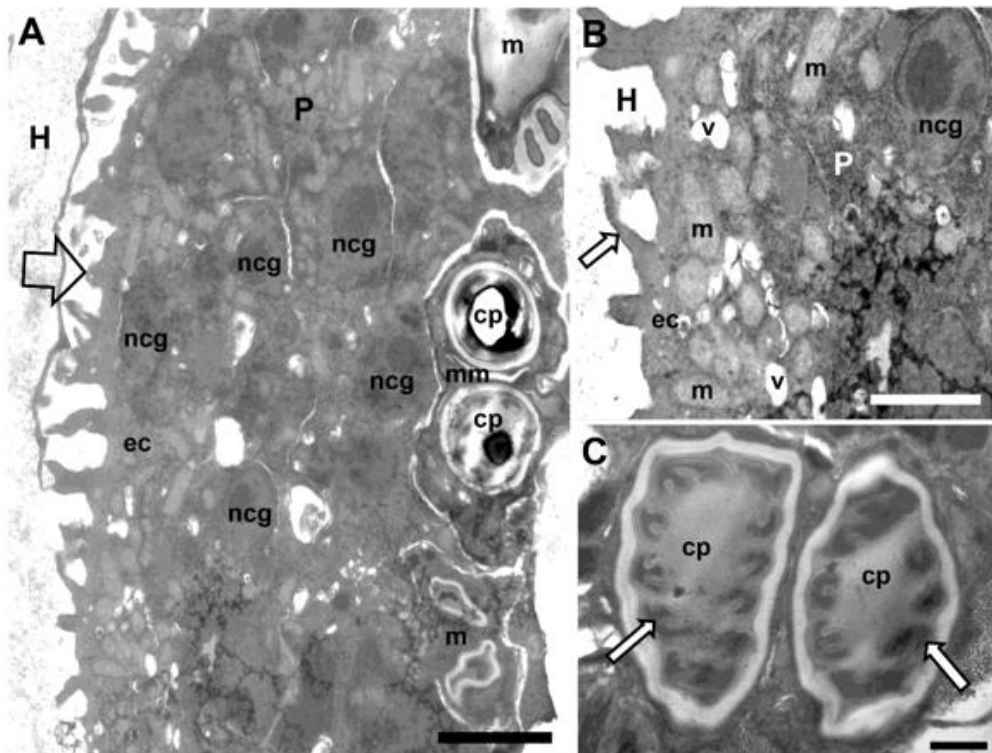


Figura 6. Eletromicrografia de nadadeira de lambari infectado por *Henneguya* sp. 2. A – Interface parasito-hopedeiro mostrando a parede do plasmódio com várias projeções (seta larga vazia) em direção ao tecido do hospedeiro (H). Na periferia do plasmódio (P) são observados numerosos núcleos de células generativas (ncg). Mais internamente são observados mixósporos em diferentes estágios de desenvolvimento (m) e mixósporos maduros (mm) com cápsulas polares (cp). Barra: 2 μ m. B – Ampliação de A mostrando projeções da parede do plasmódio (seta larga vazia), numerosas mitocôndrias (m) e algumas vesículas (v) no ectoplasma (ec), e núcleo de célula generativa (ncg) na porção mais profunda do plasmódio (P). Barra: 1 μ m. D – Duas cápsulas polares (cp) com filamento polar interiorizado (setas). Barra: 500 nm.

Observações taxonômicas:

Comparado com outras espécies de *Henneguya* parasitos de Characiforme, *Henneguya* sp. 2 apresentou morfologia semelhante a *H. pellucida* (Adriano et al., 2005). Porém *Henneguya* sp. 2 difere daquela espécie por apresentar mixósporos levemente mais longos e mais largos, processo caudal mais curto, maior número de voltas do filamento polar, diferente sítio de infecção, hospedeiro e localidade. *H. friderice* (Casal et al., 2003) também exibe morfologia semelhante a *Henneguya* sp. 2. Mas a espécie aqui estudada apresenta maiores dimensões no que se refere ao comprimento total, comprimento e largura dos myxosporos, e dimensões menores em relação ao comprimento dos processos caudais, comprimento e largura das cápsulas polares, *Henneguya* sp. 2 também apresenta maior número de voltas do filamento polar, e o sítio de infecção, hospedeiro e localidade também são distintas (Tab. 2).

4.1.3. Myxobolus sp. 1

Plasmódios brancos e esféricos medindo cerca de 1,0 mm foram encontrados nas nadadeiras de *A. lacustris*. Estes plasmódios estavam repletos de mixosporos ovais em vista frontal, medindo 11,86 – 14,27 ($13,2 \pm 0,5$) μm de comprimento e 8,06 – 10,06 ($9,11 \pm 0,4$) μm de largura. As duas cápsulas polares apresentaram o mesmo tamanho e mediram 3,28 – 6,25 ($5,4 \pm 0,5$) μm de comprimento e 2,27 – 3,55 ($3 \pm 0,3$) μm de largura. Os filamentos polares apresentaram de 7 a 8 voltas (Tab. 3). As cápsulas polares ocuparam metade do corpo do mixosporo e as extremidades anteriores foram adjacentes (Fig. 6 A-B).

Prevalência: 1 espécime infectado de 30 examinados (3,3%).

Sítio de infecção: Nadadeira.

Hospedeiro: *Astyanax lacustris*: Characiformes

Localidade: Buritizal, São Paulo (Piscicultura, viveiro 2).

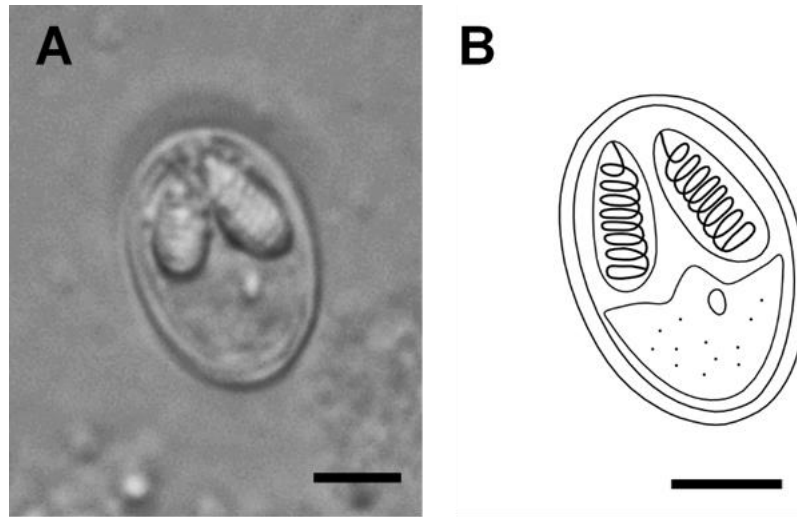


Figura 7. Mixósporos de *Myxobolus* sp. 1 encontrado na nadadeira de Lambari. A: Fotomicrografia. Barra: 10 μ m. B: Desenho esquemático. Barra: 10 μ m.

A análise molecular, baseada no sequenciamento da *ssrDNA* a partir de mixósporos de *Myxobolus* sp. 1 obtidos das nadadeiras de *A. lacustris* resultou em uma sequência de 1498 pb que não corresponde a nenhuma das sequências de mixosporídeos disponível no GenBank. De acordo com a pesquisa *BLAST Myxobolus* sp.1. apresentou maior similaridade genética com *M. batalhensis* (Vieira, Alama – Bermejo, Bartholomew, Abdallah e Azevedo, 2017). A matriz de dissimilaridade realizada para *Myxobolus* sp. 1 e as demais espécies de *Myxobolus* agrupadas no mesmo subclado de *Myxobolus* sp. 1 na árvore filogenética revelou *M. batalhensis* como a espécie mais próxima, apresentando uma divergência genética de 15,5% (tab. 5).

Observações taxonômicas

Comparado com outras espécies de *Myxobolus* parasitos de Characiforme, *Myxobolus* sp. 1 apresentou morfologia semelhante à *M. umidus* (Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013). Porém, *Myxobolus* sp. 1 difere em relação ao menor comprimento dos mixosporos e maiores dimensões para todas as demais estruturas, e ainda maior número de voltas do filamento polar, diferente sítio de infecção, de hospedeiro e localidade. *M. aureus* (Carriero et al., 2013) exibe semelhança

morfológica em relação à espécie aqui estudada, mas todas as medidas dos mixosporos e suas estruturas, com exceção do comprimento da capsula, são maiores para *Myxobolus* sp. 1. Diferenças são observadas também em relação aos sítios de infecção, hospedeiros e localidades. *Myxobolus batalhensis* (Vieira et al., 2017) é o mais próximo geneticamente de *Myxobolus* sp. 1, com diferença de 15,5%. Porém, apresenta morfologia distinta, com mixosporos mais compridos e medidas menores para as demais estruturas, além de diferenças para o sítio de infecção, hospedeiro e localidade (tab. 4).

5. Análise Filogenética

A análise filogenética baseada na ssrDNA e utilizando as espécies de *Henneguya* e *Myxobolus* mais próximas àquelas aqui estudadas, de acordo com a pesquisa BLAST, mostrou a formação de duas linhagens. *Henneguya* sp. 1 aparece em uma dessas linhagens, no subclado composto por espécies de *Henneguya* e *Myxobolus* parasitos de peixes da família Characidae, Callichthyidae, Cichlidae, Curimatidae e Bryconidae. Enquanto *Myxobolus* sp. 1 agrupou na outra linhagem, em um subclado composto por espécies de *Myxobolus* parasitos de peixes da família Characidae, Bryconidae e Bagridae (Fig. 7).

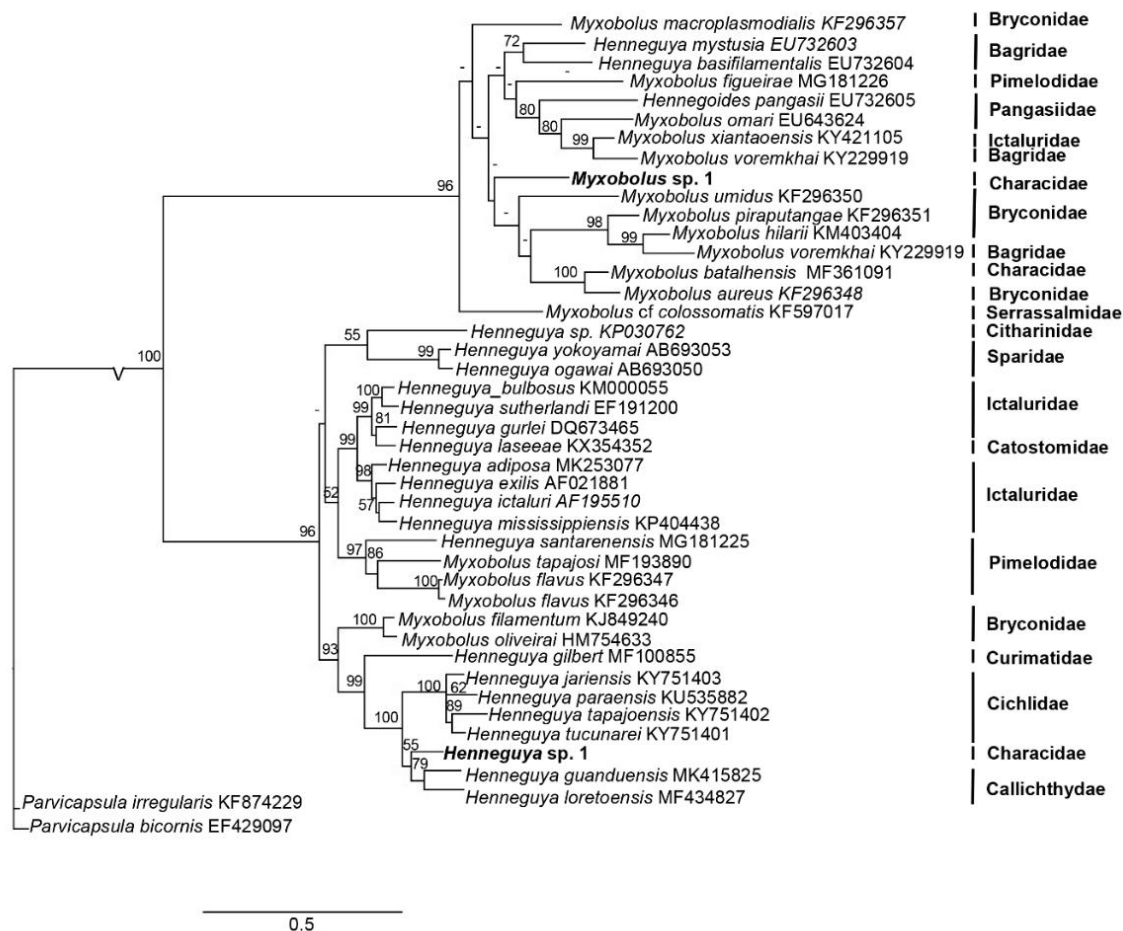


Figura 8. Árvore de máxima verossimilhança, a partir do sequenciamento da ssrDNA, mostrando a relação entre *Henneguya* sp. 1 e *Myxobolus* sp. 1 descritos neste estudo e as espécies de Myxobolidae mais proximamente relacionadas baseadas na pesquisa BLAST. Os números acima dos nós, indicam níveis de confiança do ramo. Valores com suporte <50 não foram mostrados

Tabela 2. Dados comparativos de *Henneguya* sp. 1 e *Henneguya* sp. 2 com outras espécies de *Henneguya* parasitos de peixes da ordem Characiforme. Dimensões dos mixosporos, sítios de infecção e local de coleta são fornecidos. CCP: comprimento de cápsulas polares; LCP: largura das cápsulas polares; NVF: número de voltas dos filamentos polares; -: sem dados. Todas as medições são min – máx (médias $\pm$ DP), em μm .

Espécie	Comprimento Total	Comprimento do mixósporo	Largura do mixósporo	Espessura	Cauda	CCP	LCP	NVF	Sítio de Infecção	Hospedeiro	Localidade	Autor
<i>Henneguya</i> sp. 1	15,4 - 24,3 (21,1 $\pm$ 1,9)	8,62 - 12,15 (10,6 $\pm$ 0,8)	3,2 - 5,8 (4,0 $\pm$ 0,5)	1,47 - 4,96 (3,7 $\pm$ 0,9)	7,81 - 12,72 (10,2 $\pm$ 1,4)	3,04 - 5,1 (3,9 $\pm$ 0,5)	1,01 - 2,06 (1,5 $\pm$ 0,3)	-	Brânquia	<i>Astyanax lacustris</i>	Buritizal, SP piscicultura	Presente estudo
<i>Henneguya</i> sp. 2	32,2 – 37,4 (34,9 $\pm$ 1,5)	12,3 – 17,4 (15,7 $\pm$ 1,3)	5,2 – 9,1 (6,7 $\pm$ 1,1)	4,6 – 5,9 (5,3 $\pm$ 0,4)	16 – 23,6 (19,3 $\pm$ 1,7)	6 – 9,2 (7,9 $\pm$ 0,8)	1,85 – 2,85 (2,2 $\pm$ 0,2)	11 a 12	Nadadeira	<i>Astyanax lacustris</i>	Buritizal, SP piscicultura	Presente estudo
<i>H. astyanax</i>	(47,8 $\pm$ 0,71)	(15,2 $\pm$ 0,77)	(5,7 $\pm$ 0,7)	(4,2 $\pm$ 0,3)	(32,6 $\pm$ 1,1)	(5 $\pm$ 0,1)	(1,5 $\pm$ 0,7)	8 a 9	Brânquia	<i>Astyanax keithi</i>	Rio Amazonas	Vital et al. 2003
<i>H. rotunda</i>	23,6 $\pm$ 1,1	7,1 $\pm$ 0,2	(5,6 $\pm$ 0,2)	3,7 $\pm$ 0,1	(16,4 $\pm$ 1,2)	(3,4 $\pm$ 0,2)	(1,8 $\pm$ 0,1)	6 a 7	Nadadeira	<i>Salminus brasiliensis</i>	Rio Mogi Guaçu	Moreira et al. 2014
<i>Henneguya</i> sp.	21,6	9,5 $\pm$ 0,6	(6,4 $\pm$ 0,5)	-	(12,1 $\pm$ 1,3)	(3,2 $\pm$ 0,3)	(1,4 $\pm$ 0,4)	-	Rim	<i>P. mesopotamicus</i>	Piscicultura, SP	Manrique et al. 2017

<i>H. piaractus</i>	(63,5 ± 7,4)	(14,2 ± 1,0)	(4,1 ± 0,3)	-	(49,4 ± 7,4)	(6,8 ± 0,7)	(1,6 ± 0,2)	8 a 9	Brânquia	<i>P. mesopotamicus</i>	Piscicultura, SP	Müller et al. 2013
<i>H. intracornea</i>	36,5 – 45,9 (42,4)	-	5,9 – 9,9 (6,6)	-	17,8 – 28,9 (24,2)	6,9 – 9,9 (8,5)	1,8 – 3,9 (2,3)	-	Olhos	<i>Astyanax scabripinnis</i>	Rio Atibaia, Campnas	Gioia et al. 1986
<i>H. leporini</i>	28 - 33	13 - 15	5	-	15 - 18	5 - 8	-	-	Ducto urinário	<i>Leporinus mormyrops</i>	Minas Gerais	Eiras et al. 2002
<i>H. pellucida</i>	(33,3 ± 1,5)	(11,4 ± 0,3)	(4,1 ± 0,4)		(24,1 ± 1,5)	(4 ± 0,4)	(1,6 ± 0,2)	6 a 7	Cavidade visceral e nadadeira	<i>P. mesopotamicus</i>	Piscicultura, SP	Adriano et al. 2005
<i>H. friderice</i>	28,7 – 39,3 (33,8)	9,6 – 11,8 (10,4)	4,8 – 6,6 (5,7)	4,9	19,1 – 28,7 (23,3)	4,25 – 5,9 (4,9)	1,59 – 2,62 (2,1)	7 a 8	Brânquia, intestino, fígado e rim	<i>Leporinus friderice</i>	Rio Amazonas	Casal et al. 2003
<i>H. gilbert</i>	26 – 28,4 (27,2 ± 0,8)	11 – 13,2 (12± 0,7)	4,9 – 5,5 (5,3 ± 0,3)	3,4 – 3,8 (3,6 ± 0,2)	15,6 – 18,5 (16,8 ± 0,9)	5,1 – 5,7 (5,5 ± 0,3)	1,1 – 1,5 (1,3 ± 0,2)	9 a 10	Brânquia	<i>Cyphocharax gilbert</i>	Rio Guandu, RJ	Casal et al. 2017

<i>H. chydadae</i>	(18,4 ± 0,8)	(9,5 ± 2,1)	-	(2,7 ± 1,9)	(8,5 ± 0,5)	(5,5 ± 1,0)	(1,9 ± 0,5)	-	Brânquia	<i>Astyanax lacustris</i>	Piscicultura, MS / Rio Batalha, SP	Milanin et al. 2018 / Barassa et al. 2003
--------------------	--------------	-------------	---	-------------	-------------	-------------	-------------	---	----------	---------------------------	--	--

Tabela 3. Dados comparativos de *Myxobolus* sp. 1 com outras espécies de *Myxobolus* parasitos de peixes da ordem Characiforme. Dimensões dos mixosporos, sítios de infecção e local de coleta são fornecidos. CCP: comprimento de cápsulas polares; LCP: largura das cápsulas polares; NVF: número de voltas dos filamentos polares; -: sem dados. Todas as medições são min – máx (médias $\pm$ DP), em μm .

Espécie	Comprimento do mixósporo	Largura do mixósporo	CCP	LCP	Voltas	Sítio de Infecção	Hospedeiro	Localidade	Autor
<i>Myxobolus</i> sp.1	11,86 - 14,27 (13,2 $\pm$ 0,5)	8,06 - 10,06 (9,11 $\pm$ 0,4)	3,28 - 6,25 (5,4 $\pm$ 0,5)	2,27 - 3,55 (3 $\pm$ 0,3)	7 a 8	nadadeira	<i>Astyanax lacustris</i>	Buritizal, piscicultura	Presente estudo
<i>M. batalhensis</i>	14.0 – 15.4 (15.2 $\pm$ 0.8)	8.0 – 8.7 (8.5 $\pm$ 0.5)	5.0 – 5.5 (5.2 $\pm$ 0.3)	2.6 – 3.0 (2.8 $\pm$ 0.2)	6 a 9	ovario	<i>Salminus hilarii</i>	Reginópolis, Rio Batalha	Vieira et al. 2017
<i>M. aureus</i>	12.6 $\pm$ 0.5	8.3 $\pm$ 0.3	5.7 $\pm$ 0.3	2.9 $\pm$ 0.2	7 a 8	fígado	<i>Salminus brasiliensis</i>	Pantanal	Carriero et al. 2013
<i>M. filamentum</i>	9.0 $\pm$ 0.3	6.2 $\pm$ 0.4	4.7 $\pm$ 0.3	1.7 $\pm$ 0.1	10 a 11	brânquia	<i>Brycon orthotaenia</i>	Rio São Francisco	Naldoni et al. 2015
<i>Myxobolus</i> sp.	10,9 $\pm$ 0,4	7,7 $\pm$ 0,6	4,3 $\pm$ 0,2	2,0 $\pm$ 0,2	6 a 7	brânquia	<i>Astyanax lacustris</i>	Rio Dantas, MA	Silva et al. 2019
<i>M. brycon</i>	6,5 - 7,2 (6,9)	3,9 - 4,8 (4,2)	3,8 - 4,7 (4,2)	1,7 - 2,5 (1,9)	8 a 9	brânquia	<i>Brycon hilarii</i>	Pantanal	Azevedo et al. 2011
<i>M. axelrodi</i>	20,5 (19.0–21,8)	6,6 (5,7–7,9)	9,9 (8.0–11.2)	3,8 (3.2–4.8)	-	cérebro	<i>Paracheirodon axelrodi</i>	Brasil	Camus et al. 2016
<i>M. iecoris</i>	11,4–14,2 (12,8 $\pm$ 0,8)	7,7– 9.9	4,9–7.4	2,3–3,5	8 a 9	fígado	<i>Salminus franciscanus</i>	Rio São Francisco	Naldoni et al. 2019

		(8,7 ± 0,6)	(5,9 ± 0,5)	(3,0 ± 0,2)					
<i>M. umidus</i>	13,5 ± 0,7	7,8 ± 0,4	5,1 ± 0,4	2,7 ± 0,3	4 a 5	baço	<i>Brycon hilarii</i>	Pantanal	Carriero et al. 2013
<i>M. paranensis</i>	12–15	7–8	6-7	2,5	8 a 11	gonada	<i>Salminus maxillosus</i>	Rio Mogi Guaçu	Bonneto et al. 1965
<i>M. macroplasmodialis</i>	10,5 – 12 (11)	8 – 9 (8,5)	4 – 5 (4,5)	2 – 3 (2,8)	6	cavidade abdominal	<i>Salminus maxillosus</i>	Rio Mogi Guaçu	Molnár et al. 1998

Tabela 4. Matriz de dissimilaridade para ssrDNA de *Henneguya* sp. 1 e espécies de *Henneguya* agrupadas no mesmo subclado da árvore filogenética a partir de um alinhamento de 903 pares de base. O triângulo superior mostra diferenças de nucleotídeos em relação ao número de bases comparadas. O triângulo inferior mostra % de identidade de distâncias em pares.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7	8
1- <i>Henneguya</i> sp. 1	-	57	57	62	85	101	67	79
2- <i>H. guaduensis</i> MK415825	6.5	-	56	60	90	101	68	83
3- <i>H. loretoensis</i> MF434827	6.5	6.4	-	68	91	105	68	85
4- <i>H. jariensis</i> KY751403	7.1	6.8	7.7	-	44	102	26	44
5- <i>H. tapajoensis</i> KY751402	9.7	10.3	10.4	5	-	128	36	65
6- <i>H. gilbert</i> MF100855	11.5	11.5	12	11.6	14.6	-	108	119
7- <i>H. tucunare</i> KY751401	7.6	7.7	7.7	3	4.1	12.3	-	41
8- <i>H. paraensis</i> KU535882	9.0	9.5	9.7	5	7.4	13.6	4.7	-

Tabela 5. Matriz de dissimilaridade para ssrDNA de *Myxobolus* sp. 1 e espécies de *Myxobolus* agrupadas no mesmo subclado da árvore filogenética a partir de um alinhamento de 1225 pares de base. O triângulo superior mostra diferenças de nucleotídeos em relação ao número de bases comparadas. O triângulo inferior mostra % de identidade de distâncias em pares.

Espécies	1	2	3	4	5	6	7
1- <i>Myxobolus</i> sp. 1	-	178	205	188	200	201	211
2- <i>M. batalhensis</i> MF361091	15.5	-	179	84	167	175	202
3- <i>M. hilarii</i> KM403404	17.8	15.6	-	185	103	136	235
4- <i>M. aureus</i> KF296348	16.3	7.3	16.1	-	187	183	189
5- <i>M. piraputangae</i> KF296531	17.4	14.5	8.9	16.2	-	126	222
6- <i>M. umidus</i> KF296350	17.5	15.2	11.8	15.9	10.9	-	223
7- <i>M. voremkhai</i> KY229919	18.3	17.5	20.4	16.4	19.3	19.4	-

6. Discussão

Neste estudo, com base na morfologia, morfometria, histologia, ultraestrutura e sequenciamento do gene *ssrDNA*, foram descritas três novas espécies de mixosporídeos infectando *A. lacustris* de piscicultura localizada no estado de São Paulo, sendo elas: *Henneguya* sp.1 infectando brânquia, *Henneguya* sp. 2 e *Myxobolus* sp. 1 infectando nadadeira.

O desenvolvimento de plasmódios de *Henneguya* sp. 1 no tecido conjuntivo sub-epitelial dos filamentos das brânquias de *A. lacustris* resultou em deformação das lamelas, um quadro similar àquele observado por Barassa et al. (2003) em infecção por *H. chydadea*. Neste estudo não foi observado infiltrado inflamatório nas brânquias infectadas por *Henneguya* sp. 1, assim como observado por outros autores em descrições de infecções ocasionadas por espécies de *Henneguya* (Adriano, et al., 2005a,b; Eiras et al., 2008; Eiras et al., 2009; Feijó et al., 2008). Embora não tenha sido observada infecção maciça por *Henneguya* sp. 1, as alterações histopatológicas observadas, tais como fusão e desorganização lamelar, indicam que esse parasito é potencialmente patogênico e que altas cargas parasitárias podem comprometer as funções das brânquias, diminuindo a eficácia respiratória, reduzindo o desempenho natatório e consequente mortalidade, levando a perdas econômicas na piscicultura.

O estudo da interação parasito-hospedeiro, por meio de análise ultraestrutural, revelou que a parede do plasmódio de *Henneguya* sp. 2 emite numerosas projeções em direção ao tecido do hospedeiro. A parede plasmodial funciona como um sistema de transporte de nutrientes, fornecendo os nutrientes necessários para o desenvolvimento plasmodial através de canais pinocíticos (Hallett e Diamant 2001; El-Mansy e Bashtar 2002). Projeções da parede plasmodial estão relacionadas ao aumento da superfície de contato do plasmódio com o tecido hospedeiro garantindo eficiência na obtenção de nutrientes. Tal característica tem sido comumente observada por outros autores em descrições de infecção por espécies de mixosporídeos (Adriano et al. 2005; Casal et al. 2006; Rocha et al. 2019; Naldoni et al. 2009; 2011; 2014; 2015; 2018; 2019). Dados ultra estruturais vem sendo utilizados como uma importante ferramenta no entendimento da interação parasito-hospedeiro (Bashtar et al. 2002; Adriano et al. 2005a; Naldoni et al. 2009). Além disso, esta ferramenta também vem sendo utilizada na caracterização da esporogênese de mixosporídeos (Adriano et al. 2005b; Morris et al. 2010; Azevedo et al. 2011). O

processo de esporogênese de *Henneguya* sp. 2 seguiu o padrão de outras espécies de mixosporídeos já descritas na literatura, onde os estágios iniciais de desenvolvimento ocorrem na periferia do plasmódio e mixósporos maduros são encontrados na região central (Hallet e Diamant 2001, Casal et al., 2006, Adriano et al 2005a, 2005b, 2006, Naldoni et al. 2009; 2014; 2018).

Análise filogenética baseada no *ssrDNA* e usando espécies de *Henneguya* e *Myxobolus* mais próximas das espécies aqui estudadas, de acordo com a pesquisa BLAST, mostrou que embora *Henneguya* sp.1 e *Myxobolus* sp. 1 infectem o mesmo hospedeiro proveniente do mesmo sistema de criação, estas espécies agruparam-se em clados distintos. Este resultado revela que *Henneguya* sp. 1 e *Myxobolus* sp. 1 pertencem a linhagens distintas, fato que mostra trajetórias evolutivas distintas também observadas por outros autores (Capodifoglio et al. 2016 e Naldoni et al. 2018; 2020). A tendência dos mixosporídeos em agrupar de acordo com as relações filogenéticas de seus hospedeiros é bem conhecida e discutida (Carriero et al. 2013).

Henneguya sp. 1 e *Henneguya* sp. 2 mostraram diferenças morfológicas e morfométricas entre si, e ambas se diferem morfologicamente, morfometricamente e em características biológicas (espécie hospedeira, sítio de infecção e localidade) as demais espécies descritas na literatura. *Henneguya* sp. 1 também apresenta distinta sequência do gene *ssrDNA*, não correspondendo a nenhuma *Henneguya* com sequência disponível no GenBank. *Myxobolus* sp. 1 também difere morfologicamente, morfometricamente e em características biológicas das demais espécies de *Myxobolus* descritas na literatura. Sendo assim, propomos a descrição de 3 novas espécies de mixosporídeos infectando *A. lacustris* oriundo de sistemas de criação do estado de São Paulo. Essa diversidade corrobora estimativa de Naldoni et al. (2011) que sugere que a diversidade de mixosporídeos na América do Sul está subnotificada, e são ainda escassos os estudos de mixosporídeos em sistemas de criação, e esse tipo de estudo deve ser estimulado.

7. Bibliografia

- Abdel-Ghaffar, F., Abdel-Gaber, R., Maher, S., El Deeb, N., Kamel, R., Al Quraishy, S., Mehlhorn, H. Morphological and ultrastructural characteristics of *Myxobolus ridibundae* n. sp. (Myxosporea: Bivalvulida) infecting the testicular tissue of the marsh frog *Rana ridibunda* (Amphibia: Ranidae). **Egypt. Parasitol**, v. 116, p. 133 – 14, 2017.
- Abdel-Baki, A. A. S., Abdel-Haleem, H. M., Sakran, T., Zayed, E., Ibrahim, K. E., Al-Quraishy, S. Two *Myxobolus* spp. infecting the kidney of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the River Nile at Beni-Suef governorate, Egypt, and the associated renal changes. **Parasitology**, v. 114, p. 1107–1112, 2015.
- Adriano, E. A., Arana, S., Cordeiro, N. S. Histology, ultrastructure and prevalence of *Henneguyapiaractus* (Myxosporea) infecting the gills of *Piaractus mesopotamicus* (Characidae) cultivated in Brazil. **Dis of Aquat Org**, v. 64, p. 229-235, 2005a.
- Adriano, E. A., Arana, S., Cordeiro, N. S. An ultrastructural and histopathological study of *Henneguya pellucida* n. sp. (Myxosporea: Myxobolidae) infecting *Piaractus mesopotamicus* (Characidae) cultivated in Brazil. **Parasite**, v. 12, p. 221-227, 2005b
- Adriano, E. A., Arana, S., Cordeiro, N. S. *Myxobolus cuneus* n. sp. (Myxosporea) infecting the connective tissue of *Piaractus mesopotamicus* (Pisces: Characidae) in Brazil: histopathology and ultrastructural. **Parasite**, v. 13, p. 137–142, 2006.
- Adriano, E. A., Arana, S., Carriero, M. M., Naldoni J., Ceccarelli, P. S., Maia, A. A. M. Light, electron microscopy and histopathology of *Myxobolus salminus* n. sp., a parasite of *Salminus brasiliensis* from the Brazilian Pantanal. **Vet Parasitol**, v. 165, p. 25-29, 2009.
- Azevedo, C., Casal, G., Matos, P., Alves., Matos, E., 2011. *Henneguya torpedo* sp. nov. (Myxozoa), a parasite from the nervous system of the Amazonian teleost *Brachyhypopomus pinnicaudatus* (Hypopomidae). **Dis. Aquat. Orgn.** v. 93, p. 235-242, 2011.
- Azevedo, C. & Mato, S. E. Fine structure of the myxosporean, *Henneguya curimata* n. sp., parasite of the Amazonian fish, *Curimata inornata* (Teleostei, Curimatidae). **Journal of Eukaryotic Microbiology**. v. 49, p. 197-200, 2002.

Barassa, B., Adriano, E. A., Cordeiro, N. S., Ceccarelli, P. S. Morphology and host-parasite interaction of *Henneguya azevedoi* n. sp., parasite of gills of *Leporinus obtusidens* from Mogi-Guaçu River, **Brazil. Parasitol**, v. 110, p. 887–894, 2012.

Barassa, B., Adriano, E. A., Arana, S., Cordeiro, N. C. *Henneguya curvata* sp. n. (Myxosporea: Myxobolidae) parasitising the gills of *Serrasalmus spilopleura* (Characidae: Serrasalminae), a South American freshwater fish. **Folia Parasitologica**, v. 50, p. 151-153, 2003.

Bonetto, A., Pignalberi, C. *Myxobolus paranensis* (Protozoa, Myxosporidea), una nueva especie parasita del “Dorado” (*Salminus maxillosus*). *Physis* v25, 23–26, 1965.

Casal, G., Matos, E., Azevedo, C. Light and electron microscopic study of the myxosporean, *Henneguya friderici* n. sp. from the Amazonian teleostean fish, *Leporinus friderici*. **Parasitology**, v. 126, p. 313–319, 2013.

Casal G., Matos E., Azevedo C. A new myxozoan parasite from the Amazonian fish *Metynnis argenteus* (Teleostei, Characidae): light and electron microscope observations. **J. Parasitol**. Vol. 92, p. 817–821, 2006.

Capodifoglio, K. R. H., Adriano, E. A., Milanin, T., Silva, M. R. M., Maia, A. A. M. Morphological, ultrastructural and phylogenetic analyses of *Myxobolus hilarii* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), a renal parasite of farmed *Brycon hilarii* in Brazil. **Parasitology International**, v. 65, p. 184–190, 2016.

Carriero, M. M., Adriano, E. A., Silva, M. R. M., Ceccarelli, P. A., Maia, A. A. M. Molecular phylogeny of the *Myxobolus* and *Henneguya* genera with several new South American species. **PLoS One**, v. 8(9), 73713, 2013.

Casal, G., São Clemente, S. C., Lopes, L., Rocha, S., Felizardo, N., Oliveira, E., Al-Quraishy, S., Azevedo, C. Ultrastructural morphology and phylogeny of *Henneguya gilbert* n. sp. (Myxozoa) infecting the teleostean *Cyphocharax gilbert* (Characiformes: Curimatidae) from Brazil. **Parasitol Research**, v. 116, p. 2747–2756, 2017.

Current, W. L. *Henneguya adiposa* Minchew (Myxosporida) in the channel catfish: ultrastructure of the plasmodium wall and sporogenesis. **Journal of Protozoology**, v. 26, p. 209-217, 1979.

Eiras, J. C. Synopsis of the species of the genus *Henneguya* Thélohan, 1892 (Myxozoa: Myxosporea: Myxobolidae). **Syst Parasitol**, v. 52, p. 43–54, 2002.

Eiras, J. C., Júnior, J. P., Sampaio, L. A., Robaldo, R., Abreu, P. C. Myxobolus sp. can cause in vivo myoliquefaction in the host *Paralichthys orbignyanus* (Osteichthyes, Paralichthyidae). *Dis Aquat Org* v. 77, p. 255–258, 2007.

Eiras, J. C., Takemoto, R. M., Pavanelli, G. C. *Henneguya caudicula* n. sp. (Myxozoa, Myxobolidae) a Parasite of *Leporinus lacustris* (Osteichthyes, Anostomidae) From the High Paraná River, Brazil, With a Revision of *Henneguya* spp. Infecting South American. **Acta Protozool**. v. 47, p. 149–154, 2008.

Eiras, J. C., Takemoto, R. M., Pavanelli, G. C. *Henneguya corruscans* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of *Pseudoplatystoma corruscans* (Osteichthyes, Pimelodidae) from the Paraná River, Brazil: A morphological and morphometric study. **Veterinary Parasitology**, v. 159, p. 154-158, 2009.

El-Mansy, A., Bashtar, A. R. Histopathological and ultrastructural studies of *Henneguya suprabranchiae* Landsberg 1987 (Myxosporea; Myxobolidae) parasitizing the suprabranchial organ of the freshwater catfish *Clarias gariepinus* Burchell 1822 in **Egypt. Parasitol**, v. 88, p. 617–62, 2002.

Feist, S. W., Longshaw, M. Phylum myxozoa. PTK Woo (ed.), Fish diseases and disorders. Protozoan and metazoan infections. **CAB International Oxfordshire**, v. 1(2), p. 230-296, 2006.

Feijó, M. M., Arana, S., Ceccarelli, P. S., Adriano, E. A. Light and scanning electron microscopy of *Henneguya arapaima* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) and histology of infected sites in pirarucu (*Arapaima gigas*: Pisces: Arapaimidae) from the Araguaia River, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 157, p. 59 – 64, 2008.

Fonseca, T., Costa-Pierce, B. A., Valenti, W. C. Lambari Aquaculture as a Means for the Sustainable Development of Rural Communities in Brazil. **Reviews in fisheries science & aquaculture**, p. 1-15, 2017.

Froese, R. and Pauly, D. Fish stocks. In: **Encyclopedia of biodiversity**. (ed S. Levin), 3rd edn. Academic Press, Cambridge, Massachusetts, p. 477–487, 2013.

Gioia, I., Cordeiro, N. S., Artigas, P. T. *Henneguya intracornea* n.sp. (Myxozoa: Myxosporea) Parasita do olho do lambari, *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842) (Osteichthyes, Characidae). **Mem.Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 81(4), p. 401-407, 1986.

Gómez, D., Bartholomew, J., Sunyer, J. O. Biology and mucosal immunity to myxozoans, **Developmental and Comparative Immunology**, v. 43, p. 243–256, 2014.

Guindon, S., Dufayard, J. F., Lefort, V., Anisimova, M., Hordijk, W., Gascuel, O. New algorithms and methods to estimate maximum-likelihood phylogenies: assessing the performance of PhyML 3.0, **Syst. Biol**, v. 59, p. 307–321, 2010.

Hallett, S.L., Diamant, A. Ultrastructure and small-subunit ribosomal DNA sequence of *Heneguya lesteri* n. sp. (Myxosporea), a parasite of sand whiting *Sillago analis* (Sillaginidae) from the coast of Queensland, Australia. **Dis. Aquat. Organ**, v. 46, p. 197- 212, 2001.

Kumar, S., Stecher, G., Tamura, K. MEGA7: molecular evolutionary genetics analysis version 7.0, **Mol. Biol. Evol**, v. 33, p. 1870–1874, 2016.

Lom, J., Dyková, I. Myxozoan genera: definition and notes on taxonomy, life-cycle terminology and pathogenic species. **Folia Parasitol**, v. 53, p. 1–36, 2006.

Luque, J. L., Pereira, F. B., Alves, P. V., Oliva M. E., Timl, J. T. Helminth parasites of South American fishes: current status and characterization as a model for studies of biodiversity. **Journal of Helminthology**, v. 91, p. 150-164, 2016.

Martins, M. L., Souza, V. N., Moraes J. R. E., Moraes, F. R. Gill infection of *Leporinus macrocephalus* Garavello & Bristski, 1988 (Osteichthyes: Anostomidae) by *Henneguya leporinocola* n. sp (Myxozoa: Myxobolidae) description, histopathology and treatment. **Rev Bras Biol** v. 59, p. 527-534, 1999.

Mansour, L., Thabet, A., Chourabi, K., Harrath, A. H., Gtari, M. A. I., Omar, S. Y., Ben Hassine O. K. *Kudoa azevedoi* n. sp. (Myxozoa, Multivalvulida) from the oocytes of the Atlantic horse mackerel *Trachurus trachurus* (Perciformes, Carangidae) in Tunisian coasts. **Parasitol Res**, v. 112, p. 1737–1747, 2013.

Manrique, W. G., Figueiredo, M. A. P., Belo, M. A. A., Martins, M. L., Moraes, F. R. First report of *Myxobolus* sp. infection in the skeletal muscle of Neotropical freshwater fish *Piaractus mesopotamicus*. **Parasitology**, v. 114, p. 2041–2044, 2015.

Milanin, T., Mathews, P. D., Mertins, O., Tavares, L. E. R., Silva, M. R. M., & Maia, A. A. M. Molecular phylogeny of the gill parasite *Henneguya* (Myxosporea: Myxobolidae) infecting *Astyanax lacustris* (Teleostei: Characidae) from fish farm in Brazil. **Microbial Pathogenesis**, v. 123, p. 372–376, 2018.

Molnár, K. Taxonomic problems, seasonality and histopathology of *Henneguya creplini* (Myxosporea) infection of the pikeperch *Stizostedion lucioperca* in Lake Balaton. **Folia Parasitol**, v. 45, p. 261-269, 1998a.

Molnár, K., Ranzani-Paiva, M. J., Eiras, J. C., Rodrigues, E. L. *Myxobolus macropasmodialis* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea), a parasite of the abdominal cavity of the characid teleost, *Salminus maxillosus* in Brazil. **Acta Protozool**, v. 37, p. 241-245, 1998b.

Molnár, K., Eszterbauer, E., Sczékely, C., Benko, M., Harrach, B. Morphological and molecular biological studies on intramuscular *Myxobolus* spp. of cyprinid fish. **J. Fish. Dis**, v. 25, p. 643-652, 2002.

Moreira, G. S. A., Adriano, E. A., Silva, M. R. M., Ceccarelli, O. S., Maia, A. A. M. Morphology and 18S rDNA sequencing identifies *Henneguya visibilis* n. sp., a parasite of *Leporinus obtusidens* from Mogi Guaçu River, Brazil. **Parasitol Res**, v. 113, p. 81–90, 2014a.

Moreira, G. S. A., Adriano, E. A., Silva, M. R. M., Ceccarelli, P. S., Maia, A. A. M. The morphological and molecular characterization of *Henneguya rotunda* n. sp., a parasite of the gill arch and fins of *Salminus brasiliensis* from the Mogi Guaçu River, Brazil. **Parasitol Res**, v. 113, p. 1703–1711, 2014b.

Morsy, K., Semmler, M., Al-Olayan, E., Mehlhorn, H. *Henneguya collaris* sp. nov., (Myxosporidia), parasite of the Greenband parrotfish *Scarus collana* Rüppell, 1835 (Actinopterygii, Scaridae) from the Red Sea, Egypt. A light and electron microscopic study. **Parasitol Res**, v. 115, p. 2253–2261, 2016.

Müller, M. I., Adriano, E. P., Ceccarelli, P.S., Silva, M. R. M., Maia, A. A. M., Ueta, M. T. Prevalence, intensity, and phylogenetic analysis of *Henneguya piaractus* and

Myxobolus cf. *colossomatis* from farmed *Piaractus mesopotamicus* in Brazil. Diseases of aquatic organisms. **Dis Aquat Org**, v. 107, p. 129–139, 2013.

Naldoni, J., Zatti, S.A., Silva, M.R.M., Maia, A.A.M., Adriano, E.A. Morphological, ultrastructural, and phylogenetic analysis of two novel *Myxobolus* species (Cnidaria: Myxosporea) parasitizing bryconid fish from São Francisco River, Brazil. **Parasitol. Int**, v. 71, p. 27–36, 2019.

Naldoni, J.; Corrêa, L. L.; Maia, A.A.M and Adriano E.A. Two new myxosporean species parasitising *Phractocephalus hemiliopterus* from the Brazilian Amazon: morphology, ultrastructure and SSU-rDNA sequencing. **Diseases of Aquatic Organisms**. 2018.

Naldoni, J., Zatti, S. A., Capodifoglio, K. R.H., Milanin, T.; Maia, A. A. M., Silva M. R. M., Adriano E. A. Host-parasite and phylogenetic relationships of *Myxobolus filamentum* sp. n. (Myxozoa: Myxosporea), a parasite of *Brycon orthotaenia* (Characiformes: Bryconidae) in **Brazil.Folia Parasitologica**, v. 62, p. 014, 2015.

Naldoni, J., Maia, A.A.M., Silva, M.R.M., Adriano, E.A. *Henneguya cuniculator* sp. nov., a parasite of spotted sorubim *Pseudoplatystoma corruscans* in the São Francisco Basin, Brazil, **Dis. Aquat. Org**, v. 107, p. 211–221, 2014.

Naldoni, J., Arana, S., Maia, A. A. M., Silva, M. R. M., Carriero, M. M., Ceccarelli, P. S., Tavares, L. E. R., Adriano, E. A. Host–parasite–environment relationship, morphology and molecular analyses of *Henneguyaeirasi* n. sp. parasite of two wild *Pseudoplatystoma* spp. in Pantanal Wetland, Brazil. **Vet Parasitol**, v. 177, p. 247-255, 2011.

Naldoni, J., Arana, S., Maia, A. A. M., Ceccarelli, P. S., Tavares, L. E. R., Borges, F. A., Pozo, C. F., Adriano, E. A. *Henneguyapseudo platystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and Ultrastructure. **Vet Parasitol**, v. 166, p. 52–59, 2009.

Okamura B, Hartigan A, Naldoni J. Extensive uncharted biodiversity: the parasite dimension. Integrative and Comparative Biology, v. 58.p. 1132 – 1145, 2018.

Rambaut A. Tree figure drawing tool. Available from: <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/> Resende EK (2003). Migratory fishes of the Paraguay- Paraná Basin excluding the upper Paraná Basin. In: Carolsfeld J, Harvey

B, Ross C, Baer A (eds) Migratory fishes of South America: biology, fisheries and conservation status. World Fisheries Trust, **The World Bank, and International Development Research Center**, Ottawa, p. 99, 2008.

Ruehle, B. P.; Herrmann, K. K; Higgins, C. L. Helminth parasite assemblages in two cyprinids with different life history strategies. **Aquatic Ecology**, v. 51, p. 247-256, 2017.

Santana, H. P., Morey, G. M., Lima, J. P., Malta, J. C. O. Influência de metazoários parasitas na morte de juvenis de *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) criados em uma piscicultura na Ama-zônia Brasileira. **Revista Brasileira de Zoociências**, v. 18(2), p. 77-90, 2017.

Silva, M. F., Sousa – Henrique, D. D., Luz, N. M., Borralho, L. S., Oliveira, J. D., Sindeaux-Neto, J. L., Matos, E. R. *Myxobolus* sp. (Myxozoa; Myxosporea) causing asymptomatic parasitic gill disease in *Astyanax* aff. *bimaculatus* (Characiformes; Characidae) in the Tocantins river basin, amazon region, Brazil. **Braz. J. Vet. Parasitol**, Jaboticabal, v. 28, n. 4, p. 739-743, 2019.

Siqueira, T. V. Aquicultura: A nova fronteira para aumentar a produção mundial de alimentos de forma sustentável. R. **BNDES**, Rio de Janeiro, v. 25, n. 49, p. 119-170, 2018.

Vieira, D. H. M. D., Pelegri, L. S., Abdallah, V. D., & de Azevedo, R. K. Supplementary studies on *Henneguya guanduensis* (Cnidaria: Myxosporea) infecting gills and intestine of *Hoplosternum littorale* in Brazil: Ultrastructural and molecular data. **Parasitology International**, v. 70, p. 27 – 32, 2019

Vieira, D. H. M. D., Tagliavini, V. P., Abdallah, V. D., Azevedo, R. K. *Myxobolus imparfinis* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea), a new gill parasite of *Imparfinis mirini* Haseman (Siluriformes: Heptapteridae) in Brazil. doi: 10.1007/s11230-018-9776-2. **Systematic Parasitology**, v. 95, p. 309–318, 2018.

Vital, P., Corral, L., Matos, E., Azevedo, C. Ultrastructural aspects of the myxosporean *Henneguya astyanax* n. Sp. (Myxozoa: Myxobolidae), a parasite of the Amazonian teleost *Astyanax keithi* (Characidae). **Dis Aquat Org**, v. 53, p. 55–60, 2003.

Zatti, S. A., Atkinson, S. D., Maia, A. A., Bartholomew, J. L., Adriano, E. A. Novel *Henneguya* Spp. (Cnidaria: Myxozoa) From Cichlid Fish in the Amazon Basin Cluster by Geographic Origin. **Parasitol Res.** v. 117 (3), p. 849-859, 2018.

Considerações Finais

Este estudo permitiu descrever a presença de vários parasitos no lambari, como tricodinídeos, monogenóides, mixosporídeos, nematódeos e dinoflagelados.

Verificou-se a maior prevalência por tricodinídeos como ectoparasitas e mixosporídeos (*Henneguya* spp.) como endoparasitos. Além disto, foi realizada a primeira descrição de *T. heterodentata* infestando *A. lacustris*, assim como descrição de três novas espécies de mixosporídeos, como *Henneguya* sp. 1 espécie de parasita da brânquia deste peixe; *Henneguya* sp. 2 e *Myxobolus* sp. 1 infectando a membrana da nadadeira.

Usualmente infestações maciças por parasitos são reflexo de manejo sanitário deficiente que contribui para a deterioração do ambiente aquático, tais como o excesso de matéria orgânica na água.

Este estudo vem comprovar a necessidade de acompanhamento dos peixes de produção para reduzir a infestação de parasitos, principalmente tricodinídeos e mixosporídeos, e contribuir com a adoção de programas de biosseguridade para controle parasitário para que tenha um produto final de qualidade para o consumidor.