

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo desta dissertação será disponibilizado somente a partir de 28/02/2022.

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

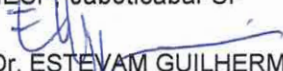
COORIENTADOR: GUSTAVO MORAES RAMOS VALLADÃO

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



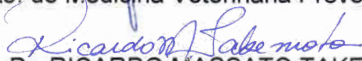
Profa. Dra. FABIANA PILARSKI

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 μm77

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 μm80

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. Exemplos 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. A: <i>Trichodina heterodontata</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.

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>

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., Pignatelli, 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* Garavento & 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 Zootecias**, 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.