

UFRRJ
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS
VETERINÁRIAS

TESE

**Myxozoa Grassé, 1970 (Cnidaria: Myxosporea):
Sinopse das espécies parasitando peixes nas Américas e
diagnóstico morfológico e molecular das espécies
parasitando Characiformes, *Leporinus friderici*
(Anostomidae) e *Astyanax altiparanae* (Characidae)
oriundos do Rio Mogi Guaçu, São Paulo, Brasil**

Letícia Gabriela Poblete Vidal

2017



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

**MYXOZOA GRASSÉ, 1970 (CNIDARIA: MYXOSPOREA): SINOPSE DAS
ESPÉCIES PARASITANDO PEIXES NAS AMÉRICAS E DIAGNÓSTICO
MORFOLÓGICO E MOLECULAR DAS ESPÉCIES PARASITANDO
CHARACIFORMES, *Leporinus friderici* (ANOSTOMIDAE) E *Astyanax
altiparanae* (CHARACIDAE) ORIUNDOS DO RIO MOGI GUAÇÚ, SÃO
PAULO, BRASIL**

Letícia Gabriela Poblete Vidal

Sob a Orientação do Professor

José Luis Fernando Luque Alejos

Co-orientação da Professora

Rita de Cássia Alves Alcantara de Menezes

Tese submetida como requisito
parcial para obtenção do grau de
Doutora em Ciências, no Curso de
Pós Graduação em Ciências
Veterinárias..

Seropédica, RJ
Março de 2017

Poblete Vidal, Letícia Gabriela, 1986-
Myxozoa Grassé, 1970 (Cnidaria: Myxosporea):
Sinopse das espécies parasitando peixes nas Américas
e diagnóstico morfológico e molecular das espécies
parasitando Characiformes, *Leporinus friderici*
(Anostomidae) e *Astyanax altiparanae* (Characidae)
oriundos do Rio Mogi Guaçu, São Paulo, Brasil / Letícia
Gabriela Poblete Vidal. - 2017.
191 f.: il.

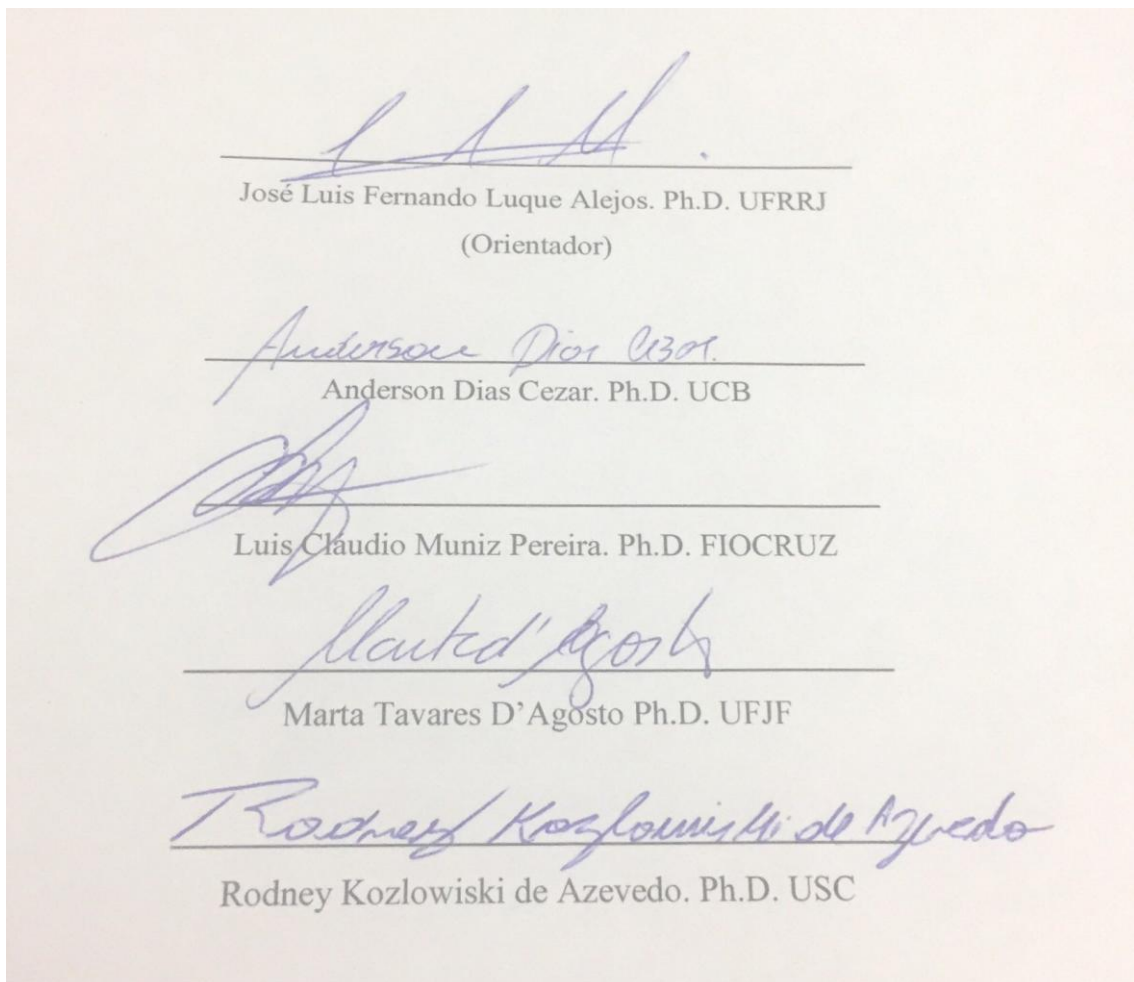
Orientadora: José Luis Fernando Luque Alejos .
Coorientadora: Rita de Cássia Alves Alcantara de
Menezes .
Tese (Doutorado). -- Universidade Federal Rural do
Rio de Janeiro, Ciências Veterinárias, 2017.

1. Sinopse . 2. Morfologia. 3. Mixosporídeos. 4.
18S (SSU). 5. 28S (LSU). I. Luque Alejos , José
Luis Fernando , 1962-, orient. II. Alves Alcantara de
Menezes , Rita de Cássia , -, coorient. III
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
Ciências Veterinárias. IV. Título.

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

Letícia Gabriela Poblete Vidal

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de Doutora em Ciências,
no Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias.



DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho aos meus pais Eduardo e Imaculada por me darem a oportunidade de poder estudar e acreditarem no que eu faço. Aos meus irmãos Andrés e Dudu por sempre estarem me apoiarem apesar da distância e ao meu noivo Luiz Henrique pela paciência durante todo esse período de dedicação aos meus estudos.

*Ter um lugar para ir é lar.
Ter alguém para amar é família.
Ter os dois é benção.”*
Autor desconhecido

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador Prof. Dr. José Luis Fernando Luque Alejos, pela oportunidade de trabalho, pelos ensinamentos e conselhos que além de tornar esse projeto possível, pude crescer profissionalmente e pessoalmente.

Aos colegas do Laboratório de Parasitologia de Peixes da UFRRJ, Carla Juliete, Fabiano Paschoal, Felipe Bisaggio, Íris Soares, Juliana Moreira, Maria Catarina, Naraiana Taborda, Philippe Vieira e Sara Coelho pela companhia diária, auxílio de modo totalmente prestativo e amizade.

Em especial à minha grande amiga Camila Pantoja pelo seu companheirismo e cumplicidade durante todos os meus anos de dedicação à pós-graduação. Uma amizade que se iniciou durante meu mestrado e que estará sempre comigo.

Ao Dr. Christopher Whipps, da State University of New York – ESF, Syracuse, por me receber em seu laboratório durante meu doutorado sanduíche nos EUA.

Aos profissionais do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Peixes Continentais CEPTA/ICMBIO e ao amigo M.Sc. Júlio Cesar C. de Aguiar, pela colaboração nas coletas dos materiais biológicos.

A minha família que sempre me apoiou e incentivou a estudar, e que cuida de mim com paciência, amor e confiança.

Ao meu noivo Luiz por sempre me apoiar, incentivar, cuidar e estar ao meu lado com amor.

A todos os professores e funcionários do Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, UFRRJ.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudo.

RESUMO

VIDAL, LETÍCIA GABRIELA POBLETE. **Myxozoa Grassé, 1970 (Cnidaria: Myxosporea): Sinopse das espécies parasitando peixes nas Américas e diagnóstico morfológico e molecular das espécies parasitando Characiformes, *Leporinus friderici* (Anostomidae) e *Astyanax altiparanae* (Characidae) oriundos do rio Mogi Guaçu, São Paulo, Brasil.** 2017. 191p. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

O presente trabalho teve como objetivo ampliar os conhecimentos sobre a biodiversidade de mixosporídeos parasitos de peixes, visto o escasso conhecimento para esse grupo. No capítulo 1 o objetivo foi fornecer uma sinopse de espécies de Myxozoa Grassé, 1970 nas Américas com base em um levantamento bibliográfico desde 1893, quando a primeira espécie de mixosporídeo foi descrita, até dezembro de 2015. A sinopse inclui uma lista parasito-hospedeiro com dados sobre o habitat do hospedeiro, sítio de infecção, localidade, tamanho e formato do cisto, medidas dos esporos e espécimes em coleções e uma lista de parasitos-hospedeiros. Nessa sinopse são relatados somente as descrições originais encontradas nas Américas. No capítulo 2, é incluída uma descrição de *H. friderici* Casal, Matos e Azevedo, 2003 com novos dados morfológicos e moleculares com material proveniente de amostras de filamentos branquiais de *Leporinus friderici* (Bloch, 1794) do rio Mogi Guaçu, estado de São Paulo. Finalmente, no capítulo 3, uma espécie de *Henneguya* encontrada nos rins de *Astyanax altiparanae* (Characiformes: Characidae) foi descrita e ilustrada com base na sua morfologia e na análise do rDNA da subunidade maior do ribossomo (28S). Estes dados identificam uma possível espécie nova de Myxozoa.

Palavras-chave: Sinopse, Morfologia, Mixosporídeos, 18S (SSU), 28S (LSU)

ABSTRACT

VIDAL, LETÍCIA GABRIELA POBLETE. **Myxozoa Grassé, 1970 (Cnidaria: Myxosporea): Synopsis of species parasitating fish in the Americas and morphological and molecular diagnosis of species parasitating Characiformes species, *Leporinus friderici* (Anostomidae) and *Astyanax altiparanae* (Characidae) from the Mogi Guaçú River, São Paulo, Brazil.** 2017. 191p. Thesis (PhD in Veterinary Science). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

The hope of this study was increased the knowledge of biodiversity of myxozoan fish parasites, unknown to some groups. In chapter 1, the goal was provide a synopsis of Myxozoa Grassé, 1970 species in the Americas based on records of the valid species of myxozoans (Myxozoa: Myxosporea) described in the Americas is provided based on a comprehensive survey of the literature since 1893, when the first myxozoan species was reported, until December 2015. The synopsis include the habitat of the host, site of the infection of the parasite, locality, size (μm or mm) and form of the plasmodia, spore measurements, provide specimens to parasitological collections, molecular data and explicit linkage of host. This synopsis was based on original descriptions. In chapter 2, the present work complements the original description of *H. friderici* Casal Matos and Azevedo, 2003 with new morphological and molecular data with Gill filaments on *Leporinus friderici* (Bloch, 1794) from the Mogi Guaçú River, state of São Paulo. Finally, in chapter 3, specie of *Henneguya* was found in the kidneys of *Astyanax altiparanae* (Characiformes: Characidae) and were analyzed by morphological and molecular studies with analysis of the rDNA of the small subunit of the ribosome (18S). These data identify a new species of Myxozoa.

Key words: Synopsis, Taxonomy, Myxozoans, 18S (SSU), 28S (LSU)

LISTA DE TABELA

CAPÍTULO I

Tabela 1. Espécies relatadas nas Américas que foram originalmente descritas de outros continentes.....8

Tabela 2. Espécies de mixosporídeos e seus hospedeiros10

CAPÍTULO II

Tabela 1. Lista de mixosporídeos cujas sequências foram utilizadas para análises moleculares e as obtidas no presente estudo (em negrito).....137

Tabela 2. Comparação das características de *Henneguya friderici* com espécies semelhantes. CE: comprimento do esporo; LE: largura do esporo; CC: comprimento da cauda; CL: comprimento total do esporo; CCP: comprimento da cápsula polar; LCP: largura da cápsula polar.....142

CAPÍTULO III

Tabela 1. Lista de mixosporídeos cujas sequências foram utilizadas para análises moleculares e as obtidas no presente estudo (em negrito).....151

Tabela 2. Comparação das características de *Henneguya* sp. nov. 1 com espécies semelhantes. CE: comprimento do esporo; LE: largura do esporo; CC: comprimento da cauda; CL: comprimento total do esporo; CCP: comprimento da cápsula polar; LCP: largura da cápsula polar..... 155

Tabela 3. Similaridade genética entre espécies de *Henneguya* depositadas GenBank e as apresentadas no presente estudo. (*) Sequência obtida no presente estudo.....157

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO II

Figura 1 *Leporinus friderici* (Bloch, 1794).....135

Figura 2 Plasmódio de *Henneguya friderici* infectando o filamento branquial de *Leporinus friderici* (Bloch, 1794). Escala de 10 mm.....140

Figura 3 *Henneguya friderici*; **a** - Esporo maduro de *H. friderici* parasito de filamentos branquiais de *Leporinus friderici* em vista frontal em DIC; **b** – Desenho esquemático do esporo de *H. friderici* demonstrando a cápsula polar e os prolongamentos caudais bifidos. Escala de 10 µm.....141

Figura 4 Máxima verossimilhança da análise filogenética das sequências do gene 18S rDNA de *Henneguya friderici* associado com a espécie mais próxima indicada pela análise de Max Score por BLAST da plataforma NCBI. O primeiro número de suporte nodal é de bootstrap de máxima verossimilhança (1000 repetições), o segundo número mostra a análise Bayesiana (para 4×10^6 gerações, burn-in = 4×10^3). Amostra do presente estudo está em negrito143

CAPÍTULO III

Figura 1. *Astyanax altiparanae* Garutti e Britski, 2000.....148

Figura 2. *Henneguya* sp. nov. em DIC; **2** – Esporo maduro e liberação do filamento polar em vista lateral; **3 e 4** – Esporo maduro em vista frontal **5** –Desenho esquemático do esporo de *Henneguya* sp. 1 demonstrando a cápsula polar, o filamento polar e os processos caudais desiguais Escala de 10 µm.....154

Figura 3. Máxima verossimilhança da análise filogenética das sequências do gene 28S rDNA de *Henneguya* sp. nov. 1 associado com a espécie mais próxima indicada pela análise de Max Score por BLAST da plataforma NCBI. O primeiro número de suporte nodal é de bootstrap de máxima verossimilhança (1000 repetições), o segundo número mostra a análise Inferência Bayesiana. Amostra do presente estudo está em negrito.....156

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

1. Hospedeiros

ANF anfíbio

AV ave

CRU crustáceo

REP réptil

HEL helminto

2. Caracteres morfológicos dos parasitos

CC comprimento da cauda

LA de largura do apêndice

FC formato do cisto

FP número de voltas do filamento polar

TCP tamanho relativo da cápsula polar (igual/diferente)

CCP de comprimento da cápsula polar

LCP de largura da cápsula polar

E estriações

CE de comprimento do esporo

VE véu do esporo

LE de largura do esporo

CT de comprimento total

E espessura

LT de largura total do esporo

3. Ambiente

ANA anádromo

D dulcícola

MAR marinho

4. Museus e Coleções parasitológicas

BMNH Museu Britânico de História Natural, Londres, UK

CHIOC Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz – FIOCRUZ, Rio de Janeiro, Brasil

CMN Museu Canadense da Natureza, coleção do zoologia dos Invertebrados, Ottawa, Canadá

CPUNC Coleção Parasitológica da Universidade Nacional do Comahue, San Carlos de Bariloche, Argentina

HWML Coleção do laboratório de Harold W. Manter, Universidade de Nebraska, Lincoln, Nebraska, EUA

INPA Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Amazonas, Brasil

IPCAS Coleção do Instituto de Parasitologia, Academia de Ciências da República Checa, České Budějovice

LPURP Coleção do Laboratório de Parasitologia da Universidade Ricardo Palma, Peru

MACN Coleção Helminológica do Museu Argentino de Ciências Naturais Bernardino Rivadavia, Buenos Aires, Argentina

MNHUP Museu de História Natural da Universidade do Porto, Portugal

MSE Museu de Sistemática e Ecologia, Departamento de Ecologia, Evolução e Biologia Marinha, Universidade da Califórnia, Santa Barbara, Califórnia, EUA

MTM Museu de História Natural da Hungria, Budapest, Hungria

MZUSP Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Campinas, São Paulo, Brasil

PCMLP Coleção Parasitológica do Museu de La Plata, Buenos Aires, Argentina.

PCQM Coleção Parasitológica do Museu de Queensland, Brisbane, Austrália

USNPC Coleção Parasitológica Nacional dos Estados Unidos, Beltsville, Maryland, EUA. O USNPC foi recentemente transferido para o Museu Nacional Smithsonian de História Natural (NMNH) em Washington, DC, EUA.

VMTH Repositório de Patologia do Hospital de Ensino de Medicina Veterinária, Universidade da Califórnia, Davis, Califórnia, EUA

ZISP Instituto Zoológico da Academia Russa de Ciência, St. Petersburg, Rússia

ZUEC Museu de Zoologia da Universidade Estadual de Campinas "Adão José Cardoso", São Paulo, Brasil

ZW Museu da Nova Zelândia, Te Papa Tongarewa, Nova Zelândia

5. Ecorregiões Marinhas

A Ártica

TFNA Temperada Fria do Noroeste do Atlântico

TFNP Temperada Fria do Nordeste do Pacífico

IPL Indo-Pacífico Leste

JFD Juan Fernandez e Desventuradas

M Magelânica

PNB Prateleira Norte do Brasil

PLT Pacífico Leste Tropical

ANT Atlântico Noroeste Tropical

AST Atlântico Sudoeste Tropical

ANTM Atlântico Noroeste Temperado Morno

PNTM Pacífico Nordeste Temperado Morno

ASTM Atlântico Sudoeste Temperado Morno

PSTM Pacífico Sudoeste Temperado Morno

6. Genes

18S Subunidade Menor do Gene RNA Ribossomal

28S Subunidade Maior do Gene RNA Ribossomal

ITS1 Primeiro Separador do Transcrito Ribossomal Interno Nuclear

SUMÁRIO

| | |
|--|--------------|
| INTRODUÇÃO GERAL | 2 |
| CAPÍTULO I – SINÓPSE DAS ESPÉCIES DE MYXOZOA GRASSÉ, 1970 (CNIDARIA: MYXOSPOREA) DAS AMÉRICAS | 4 |
| 2.3. INTRODUÇÃO | 7 |
| 2.4. MATERIAL E MÉTODOS..... | 9 |
| 2.6. DISCUSSÃO..... | 129 |
| CAPÍTULO II – NOVOS DADOS MORFOLÓGICOS E DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE <i>Henneguya friderici</i> (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE), PARASITO DE <i>Leporinus friderici</i> (BLOCH, 1794) NO SUDESTE DO BRASI. | 131 |
| 3.3. INTRODUÇÃO | 193 |
| 3.4. MATERIAL E MÉTODOS..... | 136 |
| 3.4.1. Análise Molecular | 136 |
| 3.4.2. Extração de DNA | 136 |
| 3.4.3. Reações em cadeia da polimerase (PCR) para 18S rDNA | 136 |
| 3.4.4. Análise computacional das sequências nucleotídicas | 138 |
| 3.5. RESULTADOS | 140 |
| 3.6. DISCUSSÃO..... | 144 |
| CAPÍTULO III – ANÁLISE MORFOLÓGICA E MOLECULAR DE UMA ESPÉCIE DE <i>Henneguya</i> THÉLOHAN, 1892 (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE) PARASITANDO <i>Astyanax altiparanae</i> GARUTTI E BRISKI, 2000 (CHARACIFORMES: CHARACIDAE) DO RIO MOGI GUAÇÚ, SÃO PAULO, BRASIL | 145 |
| 4.3. INTRODUÇÃO | 1458 |
| 4.4 MATERIAL E MÉTODOS..... | 14550 |
| 4.4.1. Análise Molecular | 150 |
| 4.4.2. Extração de DNA | 150 |
| 4.4.3. Reações em cadeia da polimerase (PCR) para 28S rDNA | 150 |
| 4.4.4. Análise computacional das sequências nucleotídicas | 151 |
| 4.5. RESULTADOS | 153 |
| 4.6. DISCUSSÃO..... | 158 |
| 5. CONCLUSÕES GERAIS | 159 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 160 |

INTRODUÇÃO GERAL

Os peixes são considerados como a principal fonte de proteína para humanos em vários países, principalmente nos países em desenvolvimento (WOO, 2006). Em 2014, cerca de 87% (46 milhões de toneladas) da produção pesqueira mundial foram direcionadas ao consumo humano. Os 13% restantes (21 milhões de toneladas) foram destinados, principalmente para a produção de óleos e comidas de peixes. Cerca de 46% dos peixes destinados ao consumo eram vivos ou frescos (FAO, 2016). De acordo com a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO) a pesca e a aquicultura tem sido uma importante fonte de alimento para milhões de pessoas no mundo. O abastecimento per capita mundial de peixes, atingiu um recorde de 20 kg em 2014, graças ao crescimento da aquicultura (FAO, 2016).

O Brasil, por possuir um potencial hídrico com uma costa litorânea de 8,4 mil quilômetros, 5,5 milhões de hectares de reservatórios de água doce, clima favorável, terras disponíveis, mão de obra relativamente barata e crescente mercado interno, apresenta vantagens excepcionais para o desenvolvimento da aquicultura e da pesca extrativista marinha (IBAMA, 2014). De acordo com o Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA, 2009), a produção brasileira de pescados atingiu em 2011 quase 1,4 milhão de toneladas.

Contudo, tanto em ambiente natural como em piscicultura, os peixes são hospedeiros de uma grande diversidade de organismos, os quais podem afetar seu desenvolvimento (EIRAS et al., 2004; WOO, 2006). Os peixes são os vertebrados com maiores índices de infecção de parasitos, de acordo com Almeida, Cohen (2011), devido ao ambiente que facilita a penetração do parasito, possuindo uma vasta e única fauna parasitária.

Dentre os agentes etiológicos de doenças de peixes podem-se destacar aqueles do filo Myxozoa (mixosporídeos) como um dos grupos de parasitos de maior importância (FEIST, LONGSHAW, 2006), onde algumas espécies podem influenciar na resistência dos peixes, aumentando assim a susceptibilidade a infecções secundárias como fungos e bactérias (LOM; DYKOVÁ 1992; KAWAI et al., 2012). Além disso, os mixosporídeos, devido à grande diversidade encontrada neste grupo e ao grande potencial patogênico de algumas espécies, têm merecido destaque por parte de vários pesquisadores (ADRIANO et al., 2006; MOLNÁR et al., 2006; FIALA 2006; FEIJÓ et al., 2008; FERGUSON et al., 2008; EIRAS et al., 2009).

Apesar da grande diversidade de peixes na América do Sul, a produção de pesquisas com seus parasitas ainda é muito baixa. Dentro do gênero *Myxobolus*, que possui o maior número de espécies (aproximadamente 905) (LOM; DYKOVÁ 2006; EIRAS et al., 2014), cerca de 39 destas foram descritas parasitando peixes de água doce no continente sul-americano, o que representa apenas 4,3% do total. No gênero *Henneguya*, que possui aproximadamente 204 espécies conhecidas (LOM; DYKOVÁ 2006), apenas 37 foram relatadas infectando peixes da América do Sul (EIRAS et al., 2009; AZEVEDO et al., 2009; NALDONI et al., 2009).

Entre as cerca de 2300 espécies de Myxozoa conhecidas (MORRIS 2010), a grande maioria das infecções não resulta em doenças com importante impacto sobre os hospedeiros (FEIST, LONGSHAW 2006). Uma das espécies de maior importância e amplamente estudada é o *M. cerebralis* Hofer, 1903, agente etiológico causador da “doença do rodopio”. Este parasito é responsável por uma alta taxa de mortalidade em salmonídeos em todo o mundo e foi relatado como sendo responsável pelo declínio de 90% da população de truta arco-íris no rio Madison em Montana nos EUA, durante os

períodos de 1991 e 1995, sendo uma espécie introduzida com as importações e exportações de peixes da Europa para os EUA (ROGNLIE KNAPP, 1998; HALLET et al., 2015).

Em sistemas de criação a alta densidade populacional pode favorecer a difusão do patógeno, aumentando assim a carga parasitária, uma vez que pode migrar de um hospedeiro para outro, facilitando a rápida disseminação (LUQUE 2004). Em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) oriundos de sistemas de criação, Martins et al. (1997) observaram a presença de focos inflamatórios nas brânquias devido a infecção por *Henneguya* sp. Segundo Adriano et al. (2005), *H. piaractus* Martins e Souza, 1997, em pacu mantidos em sistemas de criação, produz alterações das estruturas branquiais, com hiperplasia do epitélio das lamelas e compressão dos capilares e tecidos adjacentes. *M. cuneus* Adriano et al., 2006, foi descrita parasitando vesícula biliar, bexiga urinária, brânquias, baço, nadadeiras, superfície da cabeça, fígado e coração de pacus também oriundos de criação (ADRIANO et al., 2006).

Muitos trabalhos na América do Sul realizaram a identificação de novas espécies destes parasitos utilizando análises morfológicas e morfométricas dos esporos (LOM, DYKOVÁ 1989). Entretanto, segundo Zhao et al. (2008), em alguns gêneros da classe Myxosporea, os critérios de classificação baseados somente na morfologia são inconsistentes com os obtidos através de técnicas de biologia molecular, sugerindo que a identificação e classificação apenas através da morfologia pode induzir a erros. Além de serem usadas nos estudos taxonômicos de Myxozoa (MOLNÁR et al., 2006; HOLZER et al., 2006; MILANIN et al., 2010; WHIPPS et al., 2015), as técnicas de biologia molecular estão sendo usadas ainda na elucidação do ciclo de vida (XIAO, DESSER 2000; ATKINSON, BARTHOLOMEW et al., 2009) e no estudo de hipóteses filogenéticas (HOLZER et al., 2004; FIALA 2006; BARTOŠOVÁ et al., 2013; NALDONI et al., 2015).

Com base nos estudos anteriores demonstraram, o uso conjunto de técnicas morfológicas e as análises moleculares são complementares e juntas aumentam a qualidade dos resultados. Neste contexto, o objetivo do presente trabalho foi apresentar uma sinopse das espécies descritas no continente americano no primeiro capítulo, no segundo capítulo o diagnóstico molecular de *Henneguya friderici* em *Leporinus friderici* e no terceiro capítulo a descrição de uma espécie nova de *Henneguya* em *Astyanax altiparanae*.

CAPÍTULO I

SINOPSE DAS ESPÉCIES DE MYXOZOA GRASSÉ, 1970 (CNIDARIA: MYXOSPOREA) DAS AMÉRICAS.

RESUMO

Uma sinopse dos registros das espécies válidas de mixozoários (Myxozoa: Myxosporea) descritas nas Américas é fornecida com base em um levantamento bibliográfico desde 1893, quando a primeira espécie de myxosporídeo foi descrita, até dezembro de 2016. Esta é uma sinopse de 495 espécies, distribuídas em 36 gêneros, 15 famílias e associadas a 286 espécies de hospedeiros. Em termos de número de associações hospedeiro-parasito, os peixes foram o grupo mais representativo (97% do número total de associações hospedeiro-parasito, enquanto os registros de anfíbios representaram 1,6%, aves 0,2%, crustáceos 0,2%, helmintos 0,2% e 0,8% de répteis. O número de descrições de mixozoários foi maior na região Neártica em relação à Região Neotropical. A sinopse inclui uma lista parasita-hospedeiro com dados sobre o habitat do hospedeiro, sítio de infecção, localidade, tamanho e formato do cisto, medidas dos esporos e espécimes em coleções e uma lista de parasitos-hospedeiros.

ABSTRACT

A synopsis of records of the valid species of myxozoans (Myxozoa: Myxosporea) described in the Americas is provided based on a comprehensive survey of the literature since 1893, when the first myxozoan species was reported, until December 2016. This is a synopsis of 495 species, distributed in 36 genera, 15 families, and associated with 286 species of hosts. In terms of numbers of host-parasite associations, fish were the most representative group (97% of the total number of host-parasite associations), whereas records from amphibians represented 1.5 %, birds 0.2%, crustaceans 0.2 %, helminth 0.2% and 0.8% from reptiles. The number of descriptions of myxozoans was higher in the Nearctic Region relative to the Neotropical Region. The synopsis includes a parasite-host list with data on host habitat, site of infection, distribution area of parasites, size and format of the cyst, spore measurements and specimens in collections, and a host-parasite list.

2.3. INTRODUÇÃO

O subfilo Myxozoa Grassé, 1970, abriga um grupo diverso de parasitos metazoários caracterizados por esporos multicelulares, com cápsulas polares distintas e um filamento polar extrudível utilizado na invasão do hospedeiro (CANNING; OKAMURA, 2004; LOM; DYKOVÁ, 2006). A classificação dos mixosporídeos em nível de espécie baseia-se nas dimensões dos esporos e das cápsulas polares e em outros detalhes da estrutura dos mixosporídeos (LOM; ARTHUR, 1989), tais como o número de voltas do filamento polar, a presença de sulcos e estrias nas válvulas de esporos, presença ou ausência de um envelope mucoso, o número de esporoplasmas e seus núcleos.

Jurine (1825) foi quem descreveu a primeira espécie de myxosporídeo, mas foi Bütschli (1881), muitos anos mais tarde, que realizou os primeiros estudos taxonômicos do grupo, publicando trabalhos mais extensos para descrever estádios plasmodiais como pansporoblastos multinucleados, o desenvolvimento de esporos, a liberação dos filamentos polares e a função dos esporos na transmissão. Por estas razões, o filo Myxosporidia foi incluído em Sporozoa. Por muito tempo, os Myxozoa foram classificados como protozoários, mas a natureza multicelular dos esporos levou à propostas de que os mixosporídeos deveriam ser estabelecidos como Metazoa (SIDDALL et al., 1995). Mais recentemente, alguns pesquisadores sugeriram uma afinidade entre cnidários e mixozoários e propuseram que fossem considerados um subfilo dentro de Cnidaria (FENG et al., 2014; CHANG et al., 2015; FOOX; SIDDALL, 2015).

O número de espécies conhecidas de mixosporídeos cresceu muito desde os primeiros trabalhos de Bütschli. Com cerca de 2.200 espécies descritas (LOM; DYKOVÁ, 2006), eles representam cerca de 18% da diversidade de espécies de cnidárias como são atualmente conhecidas (OKAMURA et al., 2015). Estes números têm crescido desde 2006, com Morris (2010) estimando 2.310 espécies descritas, mas somente algumas listas de mixosporídeos estão disponíveis (EIRAS 2002; EIRAS et al., 2005; EIRAS, 2006; ZHANG et al. 2013; EIRAS et al. 2014; WHIPPS; ZHAO, 2015). Até o momento são reconhecidos 64 gêneros dentro de 17 famílias (OKAMURA et al. 2015). É cada vez mais evidente que os mixozoários são componentes difundidos, diversos e importantes nos ecossistemas.

Os mixosporídeos infectam uma grande variedade de hospedeiros (LOM; DYKOVÁ, 1992; KENT et al. 2001; LOM; DYKOVÁ, 2006), e seu ciclo biológico alterna entre hospedeiros vertebrados e invertebrados. O desenvolvimento ocorre em duas etapas, primeiro em um hospedeiro vertebrado (aves, anfíbios, peixes, répteis, etc.) que infecta em seguida um invertebrado (oligoquetos e poliquetas) onde desenvolvem actinosporos que depois infectam um vertebrado (KENT et al., 2001; BARTHOLOMEW et al., 2008). Os parasitas deste subfilo têm-se tornado cada vez mais importantes devido há um número considerável de espécies emergentes com ameaças significativas ao desenvolvimento principalmente de peixes.

O objetivo desse capítulo foi fornecer uma sinopse de espécies de Myxozoa nas Américas com base em descrições originais e, além das características morfológicas das espécies, fornecer informações dos espécimes para coleções parasitológicas, dados moleculares e localização do hospedeiro e registros geográficos para fontes específicas. Embora existam outras espécies introduzidas ou difundidas no continente americano, a intenção foi focar somente nas espécies originalmente descritas nas Américas,

entretanto alguns desses mixosporídeos merecem destaque (Tabela 1). A expectativa é que esta lista forneça uma base robusta para a investigação futura da sistemática e da evolução do Subfilo Myxozoa na América.

Tabela 1. Espécies relata nas Américas que foram originalmente descritas em outros continentes.

| Espécie | Localidade tipo | Observações |
|---|------------------------|---|
| <i>Enteromyxum leei</i> Karlsbakk et al., 2002 | Mediterrâneo | É considerado como um alto risco infeccioso na cultura de dourado. O peixe dourado (<i>Carassius auratus</i>) é cultivado e transportado extensamente como uma espécie ornamental nos EUA. Um número considerável de dourados em várias lojas de animais nos EUA foram infectados por <i>Enteromyxum leei</i> (HALLETT et al., 2006). |
| <i>Kudoa thyrsites</i> (Gilchrist, 1924) | Sul da África | Parasito marinha de peixes associados à degradação de tecidos <i>post-mortem</i> . Com ampla distribuição, ocorrendo nas costas ocidentais da América do Norte, América do Sul, Europa, África e águas ao redor da Austrália e do Japão (MORAN et al., 1999) |
| <i>Myxidium lieberkuehni</i> Bütschli, 1882 | Europa | Foi introduzido com seu hospedeiro <i>Lucius lucius</i> Linnaeus da Eurásia para os EUA até o Canadá. Tem causado infecções na bexiga urinária e rins (KUDO, 1919; JAYASRI;HOFFMAN, 1982). |
| <i>Myxobolus arcticus</i> Pugachev e Khokhlov, 1979 | Eurásia | Foi introduzido com seu hospedeiro <i>Catostomus catostomus</i> e <i>Oncorhynchus</i> spp. Da Sibéria para o Alasca, Canadá e EUA. O parasita foi encontrado no cérebro e causou distúrbios no sistema nervoso. |
| <i>Myxobolus cerebralis</i> (Höfer, 1903) | Europa | O agente causador da doença do "rodopio" em salmonídeos. O parasita é de origem européia, mas foi introduzido em pelo menos 26 países por atividades humanas (HOFFMAN, 1970; BARTHOLOMEW; RENO, 2002). Foi introduzido nos EUA e relatado pela primeira vez na Pensilvânia em 1956 (HEDRICK et al., 1998). |
| <i>Myxobolus koi</i> Kudo, 1919 | Ásia | Foi introduzido com seu hospedeiro <i>Cyprinus carpio</i> Linnaeus da Ásia para o Reino Unido e aos EUA, e causou mortalidades em carpas de lagoas ornamentais (CAMUS; GRIFFIN, 2010). |
| <i>Sphaerospora sevastopoli</i> Naidenova, 1970 | Eurásia | Esta espécie foi relatada pela primeira vez em <i>Neogobius fluviatilis</i> (Pallas) do Mar de Azov e do Mar Negro (NAIDENOVA, 1970). Foi introduzido juntamente com espécimes não-nativos do Mar Negro para América do Norte e causa infeccoes na vesícula biliar de peixes (WHIPPS; ZHAO, 2015) |

2.4. MATERIAL E MÉTODOS

A sinopse das espécies de Myxozoa das Américas foi compilada baseada em uma ampla pesquisa das espécies tipo publicadas até dezembro de 2016 (impresso ou meio eletrônico); resumos de congressos e teses não foram considerados. Os parasitos introduzidos acidentalmente, ou mais tarde relatados nas Américas, não foram considerados, mas os mais importantes são listados (Tabela 1). A revisão bibliográfica sobre mixozoários foram complementadas por informações das base de dados *Biological Abstracts*, *Fisheries Abstracts*, *GenBank*, *Google Acadêmico*, *ScienceDirect*, *Web of Knowledge* e *Zoological Records*. As espécies de hospedeiros foram organizadas em ordem taxonômica e alfabética. Os nomes científicos dos hospedeiros foram atualizados baseados em em *Fishbase* (FROESE; PAULY, 2016) e no *Registro Mundial de Espécies Marinhas* (WoRMS Editorial Board 2016) para os peixes, *Amphibian Species of the World* (FROST, 2016) para os anfíbios, *Avibase* (LEPAGE; WARNIER, 2014) para as aves e *The Reptile Database* (UETZ; JIRÍ, 2016) para os répteis.

A sinopse segue em grande parte a classificação sistemática proposta por Lom, Dyková (2006), entretanto, com as seguintes modificações relevantes. A colocação da família Sphaeromyxidae por Kristmundsson, Freeman (2013). Substituição do gênero *Davisia* preocupada por *Myxodavisia* por Zhao et al. (2008). Restabelecimento do gênero *Cystodiscus* por Hartigan et al. (2012). Mantemos o gênero *Triangulamyxa* proposto por Azevedo et al. (2005). Estabelecimento do gênero *Ceratonova* por Atkinson et al. (2014). Restabelecimento da família Myxobolidae por Whipps (2011). O restabelecimento do gênero *Coccomyxa* por Heiniger et al. (2011).

Os mixozoários estão organizados de acordo com categorias taxonômicas e cada uma é apresentada em ordem alfabética seguida pelos hospedeiros (nome específico), habitat, sítio de infecção, região biogeográfica/oceano, país e continente, tamanho (μm ou mm) e forma dos plasmódios, morfometria dos esporos referências. As ecorregiões marinhas dos hospedeiros foi atualizada com base em Spalding et al. (2007).

As espécies de parasitos foram organizadas por filo, classe, ordem e família, além das descrições originais para todas as espécies foram obtidas informações tais como, hospedeiros adicionais e localidades, as redescrições são mencionada nas notas de observação. Além disso, para os espécimes depositados nas coleções parasitológicas, são fornecidos o material tipo e o voucher, o acrônimo e o número de acesso.

2.5 RESULTADOS

O banco de dados compilado a partir da literatura disponível sobre mixosporídeos do continente americano compreende em 495 espécies válidas distribuídas em 15 famílias e 36 gêneros. A maioria das espécies infectam principalmente peixes, tanto de água doce quanto marinhos em todo o continente, das quais 2 espécies foram relatadas em Agnatha, 8 espécies em Chondrichthyes e 470 em Osteichthyes. Um número reduzido de espécies foram encontrados em anfíbios, aves, crustáceos, helmintos e répteis (Tabela 1).

Tabela 1. Número de espécies de mixozoários e sua distribuição por hospedeiro

| | Anfíbio | Ave | Crustáceo | Helminto | Peixe | Réptil |
|-------------------------------|---------|-----|-----------|----------|-------|--------|
| Ordem Bivalvulida | | | | | | |
| Subordem Variisporina | | | | | | |
| Família Alatosporidae | | | | | | |
| Gênero <i>Alataspora</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Pseudalatospora</i> | - | - | - | - | 2 | - |
| Gênero <i>Renispora</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Família Ceratomyxidae | | | | | | |
| Gênero <i>Ceratomyxa</i> | - | - | - | - | 43 | - |
| Gênero <i>Ceratonova</i> | - | - | - | - | 2 | - |
| Gênero <i>Ellipsomyxa</i> | - | - | - | - | 3 | - |
| Família Chloromyxidae | | | | | | |
| Gênero <i>Agarella</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Chloromyxum</i> | 1 | - | - | - | 22 | - |
| Família Coccomyxidae | | | | | | |
| Gênero <i>Auerbachia</i> | - | - | - | - | 2 | - |
| Família Fabesporidae | | | | | | |
| Gênero <i>Fabespora</i> | - | - | - | 1 | - | - |
| Família Myxidiidae | | | | | | |
| Gênero <i>Cystodiscus</i> | 5 | - | - | - | - | - |
| Gênero <i>Myxidium</i> | - | 1 | 1 | - | 33 | 4 |
| Gênero <i>Zschokkella</i> | - | - | - | - | 5 | - |

| | | | | | | |
|--------------------------------|---|---|---|---|-----|---|
| Família Myxobolidae | | | | | | |
| Gênero <i>Acauda</i> | - | - | - | - | 2 | - |
| Gênero <i>Myxobilatus</i> | - | - | - | - | 10 | - |
| Família Parvicapsulidae | | | | | | |
| Gênero <i>Parvicapsula</i> | - | - | - | - | 4 | - |
| Família Ortholineidae | | | | | | |
| Gênero <i>Triangulamyxa</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Família Sinuolineidae | | | | | | |
| Gênero <i>Bipteria</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Myxodavisia</i> | - | - | - | - | 12 | - |
| Gênero <i>Myxoproteus</i> | - | - | - | - | 10 | - |
| Gênero <i>Neobipteria</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Noblea</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Schulmania</i> | - | - | - | - | 3 | - |
| Gênero <i>Sinuolinea</i> | - | - | - | - | 6 | - |
| Família Sphaeromyxidae | | | | | | |
| Gênero <i>Sphaeromyxa</i> | - | - | - | - | 10 | - |
| Família Sphaerosporidae | | | | | | |
| Gênero <i>Palliatius</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Sphaerospora</i> | 2 | - | - | - | 16 | - |
| Gênero <i>Wardia</i> | - | - | - | - | 2 | - |
| Subordem Platysporina | | | | | | |
| Família Myxobolidae | | | | | | |
| Gênero <i>Dicauda</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Henneguya</i> | - | - | - | - | 83 | - |
| Gênero <i>Myxobolus</i> | - | - | - | - | 166 | - |
| Gênero <i>Tetrauronema</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Gênero <i>Thelohanellus</i> | - | - | - | - | 3 | - |

Continuação

| | | | | | | |
|------------------------------|----------|----------|----------|----------|------------|----------|
| Gênero <i>Unicauda</i> | - | - | - | - | 8 | - |
| Ordem Multivalvulida | | | | | | |
| Família Kudoidae | | | | | | |
| Gênero <i>Kudoa</i> | - | - | - | - | 22 | - |
| Família Trilosporidae | | | | | | |
| Gênero <i>Trilospora</i> | - | - | - | - | 1 | - |
| Total | 8 | 1 | 1 | 1 | 480 | 4 |

No presente estudo, foram relatados mixosporódeos associados a 8 espécies de anfíbios, 1 em anfípoda, 1 em ave, 1 em helminto, 274 em peixes e 4 em répteis, identificados ao nível de espécie. Entre os hospedeiros, os peixes perciformes têm o maior número de espécies válidas descritas (100), embora o bagre *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) apresenta a maior diversidade de espécies de mixozoários, com quatorze espécies registradas. A maioria dos mixozoários de peixes no continente americano pertence à família Myxobolidae (n = 262, ou seja, 52,9% do número total de mixozosporídeos relatados), seguida por Myxidiidae (n = 9,8%) e Ceratomyxidae (n = 9,6%). As famílias Fabesporidae, Ortholineidae e Trilosporidae representam o menor grupo com apenas uma espécie (ambos n = 0,2%). A primeira com a espécie *Fabespora vermicola* (Overstreet, 1976) encontrada no trematódeo *Crassicutis archosargi* (Plagiorchiida: Apocreadiidae) nos EUA, *Triangulamyxa amazonica* (Azevedo, Corral e Matos, 2005) no Brasil e a terceira com *Trilospora sphaerica* Aseeva e Krasim, 2005 nos EUA.

Das 480 espécies de mixozosporídeos de peixes, 62% (n = 298) foram encontrados em água doce, 32,1% (n = 160) em marinhos e 4,8% (n = 23) em hospedeiros anádromos. A região Neártica apresentou a maior porcentagem de Myxozoa (74,5%), além da maior diversidade de espécies descritas. No entanto, a região neotropical apresenta a maior diversidade de espécies hospedeiras.

Lista Parasito-hospedeiro

Filo Cnidaria Hatschek, 1888

Subfilo Myxozoa Grassé, 1970

Classe Myxosporea Bütschli, 1882

Ordem Bivalvulida Schulman, 1959

Subordem Variisporina Lom e Noble, 1984

Família Alatospiridae Shulman, Kovaleva e Dubina, 1979

Gênero *Alatospora* Shulman, Kovaleva e Dubina, 1979

***Alatospora merluccii* Kalavati, Longshae e Mackenzie, 1995**

Hospedeiro: *Merluccius australis* (Hutton) (Gadiformes: Merlucciidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Ilhas Falklands, Argentina e Chile

Plasmódio: 35–42,5 de comprimento × 20–30 de largura μm

Morfometria dos esporos: **CE** 11,25–15,0 (13,51±1,28); **LE** 8,75–11,2 (9,89±0,81);

LT 45,0–48,5 (46,61±1,80); **CCP** 3,5–4,5 (4,12±0,42); **LCP** 2,5–4,0 (3,41±0,61); **TCP** =; **FP** 3–4

Espécimes em coleção: NHMUK (No. 1994:3:15:1)

Observações: Também encontrado em *Merluccius hubbsi* Marini

Referência: Kalavati et al. (1995)

Gênero *Pseudalataspora* Kovaleva e Gayevckaya, 1983

Pseudalataspora kovalevae Kalavati, Mackenzie, Collins, Hemmingsen e Brickle 2013

Hospedeiro: *Macruronus magellanicus* Lönnberg (Gadiformes: Merluccidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M (55°30'S, 71°30'O), Chile

Plasmódio: 28,4–38,4 de comprimento x 28,0–36,0 de largura μm

Morfometria dos esporos: **CE** 8,0–10,5 (9,1±0,68); **LE** 14,0–20,0 (15,7±1,57); **E** 8,8–11,6 (9,0±1,2); **CCP** 2,8–3,8; **LCP** 3,0–4,9

Espécimes em coleção: NHMUK (No.2012.3.19.1, 2012.3.19.2, 2012.3.19.3)

GenBank: 18S (No.JX467675)

Referência: Kalavati et al.(2013)

Pseudalataspora scombri Kovaleva e Gayevckaya, 1983

Hospedeiro: *Scomber japonicus* Houttuyn (Perciformes: Scombridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ASTM (15°00'S, 87°00'O), Peru

Morfometria dos esporos: **CE** 4,6–5,9; **E** 6,6; **CCP**, 1,3–1,5 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No.583–585)

Referência: Kovaleva e Gayevckaya (1983)

Gênero *Renispora* Kalavati, Longshae e Mackenzie, 1996

Renispora simae Kalavati, Longshae e Mackenzie, 1996

Hospedeiro: *Patagonotothen sima* (Richardsdosn) (Perciformes: Nototheniidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Ilhas Falklands

Plasmódio: 48–68,5 μm

Morfometria dos esporos: **CE** 16,0–28,0 (24,4±3,1); **LE** 8,0–13,0 (10,8±1,7); **LT** 58,0–84,5 (67,3±9,0); **CCP** 2,5–5,0 (4,2±0,8); **LCP** 2,0–5,0 (3,3±0,5); **TCP** =, **FP** 4–5

Espécimes em coleção: NHMUK (No.1994:11:17:1)

Referência: Kalavati et al.(1996)

Família Ceratomyxidae Doflein, 1898

Gênero *Ceratomyxa* Thélohan, 1892

Ceratomyxa abbreviata Davis, 1917

Hospedeiro: *Rhizoprionodon terraenovae* (Richardson) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 27 µm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 14; **LE** 17; **CCP** 4,5 em diâmetro, **TCP** =

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa acadensis* Mavor, 1916**

Hospedeiro: *Zoarcetes americanus* (Bloch e Schneider) (Perciformes: Zoarcidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNA, Passamaquoddy Bay, New Brunswick, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 7–8; **LE** 40–50; **CCP** 3–4 em diâmetro; **TCP** =

Observações: Também encontrado em *Urophycis chuss* Walbaum (Gadiformes: Phycidae)

Referência: Mavor (1916)

***Ceratomyxa agglomerata* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Synodus foetens* (Linnaeus) (Aulopiformes: Synodontidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 38 de comprimento x 12 de largura µm; **FC** piriforme

Morfometria dos esporos: **CE** 5; **LE** 24–28; **CCP** 3 em diâmetro; **TCP** ≠

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa amazonensis* Mathews, Naldoni, Maia e Adriano, 2016**

Hospedeiro: *Symphysodon discus* Heckel (Perciformes: Cichlidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Negro, Manaus, Amazonas, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** $7,0 \pm 0,3$ (6,2–7,6); **E** $15,8 \pm 0,4$ (15,0–16,7); **CCP** $3,22 \pm 0,34$ (2,4–3,6); **LCP** $2,63 \pm 0,17$ (2,4–2,9); **TCP** =; **FP** 3–4

Morfometria dos esporos: ZUEC (No. Myx 56)

GenBank: 18S (No. KX236169)

Referência: Mathews et al.(2016)

***Ceratomyxa americana* Wierzbicka, 1987**

Hospedeiro: *Scomber scombrus* Linnaeus (Perciformes: Scombridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM (35°54'N, 75°20'O), Cape Hatteras, Carolina do Norte, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 4,8 (4,4–5,2); **LE** 9,8 (8,8–11,1); **E** 5,2 (5–5,6); **CCP** 1,7 (1,6–1,8) em diâmetro

Referência: Wierzbicka (1987)

***Ceratomyxa amorpha* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Synodus foetens* (Linnaeus) (Aulopiformes: Synodontidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: **FC** arredondado ou irregular

Morfometria dos esporos: CE 11; LE 27; CCP 4 em diâmetro; TCP ≠
Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa anoplopoma* Moser, 1976**

Hospedeiro: *Anoplopoma fimbria* (Pallas) (Scorpaeniformes: Anoplopomatidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Santa Bárbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: 65–70 de comprimento x 17–25 de largura µm; FC alongado em forma com superfície irregular

Morfometria dos esporos: CE 7,5–10 (8,7±2,7); LE 53–65 (60,7±12); CCP 3–4 (3,5±1,9) em diâmetro; FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24430)

Referência: Moser (1976)

***Ceratomyxa asymmetrica* Moser e Noble, 1976**

Hospedeiro: *Coryphaenoides cinereus* (Gilbert) (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Alaska, EUA

Plasmódio: 13 de comprimento x 13 de largura mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 4,0–6,0 (4,9±1,6); LE 12,5–17 (14,1 ±3,3); CCP 2–3,5 (2,9±0,6) em diâmetro; TCP =, FP 4–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24429)

Referência: Moser e Noble (1976)

***Ceratomyxa attenuata* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Rhizoprionodon terraenovae* (Richardson) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 120 µm; FC alongado à piriforme

Morfometria dos esporos: CE 9; LE 115; CCP 4,5 em diâmetro; TCP ≠

Observações: 60 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa californica* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Eptatretus stoutii* (Lockington) (Myxiniiformes: Myxinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: 65–130 µm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 7,5–9; LE 48–59; TCP =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa choleospora* Landsberg, 1993**

Hospedeiro: *Centropomus undecimalis* (Bloch) (Perciformes: Centropomidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Bishops Harbor (27°38'N, 82°35'O), Rio Little Manatti (27°43'N, 82°23'O) e Riacho Murray (29°08'N, 80°53'O), Flórida, EUA

Morfometria dos esporos: CE 4,5(4–5); LE 18,3(15–23); CCP 2,0; LCP 2,0; TCP =; FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 82394)

Observações: 35,4(18–49) µm de comprimento do filamento polar

Referência: Landesberg (1993a)

***Ceratomyxa coryphaenoida* Moser e Noble, 1976**

Hospedeiro: *Coryphaenoides cinereus* (Gilbert) (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Canadá

Morfometria dos esporos: CE 10–16 (11,6±4,9); LE 20–28 (24±4,7); E 11–13 (12,3±0,9); CCP 3,5–5 (4,0±1,1) em diâmetro; TCP =; FP 6–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24431)

Referência: Moser, Noble (1976)

***Ceratomyxa crassa* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Leptocottus armatus* Girard (Scorpaeniformes: Cottidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 7,5–9,5; LE 27,5–32; TCP ≠, =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa elegans* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Porichthys notatus* Girard (Batrachoidiformes: Batrachoididae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 6–7,5; LE 23–29,6; TCP ≠

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa fisheri* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Hydrolagus colliei* (Lay e Bennett) (Chimaeriformes: Chimaeridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC oval

Morfometria dos esporos: CE 5,1–7,1; LE 9,3–13,3; TCP =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa flagellifera* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Carcharhinus* sp. – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 115–120 de comprimento x 40–45 de largura µm; FC piriforme

Morfometria dos esporos: CE 12; LE 118; CCP 6 em diâmetro; TCP =

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa flexa* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Paralichthys patagonicus* Jordan (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 16 de comprimento x 9,1 de largura mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 6–11,9; **E** 25,2–27; **CCP** 2,8–4 em diâmetro; **TCP** ≠

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1430)

Referência: Evdokimova (1977)

***Ceratomyxa galeata* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Eptatretus stoutii* (Lockington) (Myxiniformes: Myxinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: **FC** arredondado à oval

Morfometria dos esporos: **CE** 6,6–8,7; **LE** 11,6–14,7; **TCP** =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa gracilis* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Gibbonsia elegans* (Cooper) (Perciformes: Clinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 4–5,6; **LE** 11–14; **TCP** =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa hopkinsi* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Parophrys vetulus* Girard (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: **FC** arredondado à oval

Morfometria dos esporos: **CE** 5,9–7,5; **LE** 28,7–39; **TCP** =

Observações: Também encontrado em *Microstomus pacificus* Lockington (Pleuronectiformes: Pleuronectidae)

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa inconstans* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Scomber japonicus* (Houttuyn) (Perciformes: Scombridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 5,4–7,6; **LE** 11,2–13,3; **TCP** =

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa jamesoni* Kudo, 1933**

[**Sin. *Ceratomyxa taenia* Jameson 1931**]

Hospedeiro: *Triakis semifasciatum* Girard (Carcharhiniformes: Triakidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: 80 de comprimento x 200 de largura μm

Morfometria dos esporos: **CE** 7,5–9,5; **LE** 95–117; **TCP** ≠

Referência: Kudo (1933)

***Ceratomyxa lobata* Evdokimova, 1977]**

Hospedeiro: *Odontesthes incisa* (Jenyns) (Atheriniformes: Atherinopsidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 58,8–19,6 µm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 6,3–7; **E** 14–14,7; **CCP** 3,5 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1431)

Observações: Gaevskaya et al. (1982) reatribuiu esta espécie a *Parvocapsula* indicando que expressou características deste Gênero, No entanto, não foram dados mais detalhes específicos, e consultando Evdokimova (1977), o parasite descrito não é consistente com *Parvicapsula*, Mais notavelmente, as cápsulas polares não são pequenas e nem piriformes, Como tal, mantemos a designação *Ceratomyxa* original de Evdokimova (1977), com o reconhecimento de que uma investigação mais aprofundada pode colocar esta espécie dentro de *Leptotheca*,

Referência: Evdokimova (1977)

***Ceratomyxa lovei* Gunter and Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca sebastica* Moser, Love e Jensen, 1976]

Hospedeiro: *Sebastes serranoides* (Eigenmann e Eigenmann) (Scorpaeniformes: Sebastidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8,0 (7,5–8,5); **LE** 13,8 (13,0–15,0); **CCP** 3,5 (3,0–4,0) em diâmetro; **TCP** =; **FP** 7–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24447)

Observações: O nome *Ceratomyxa lovei*, foi proposto para substituir *L. sebastica* por Gunter, Adlard (2010) após a transferência desta espécie de *Leptotheca* para *Ceratomyxa*, O nome "*C. Sebasta*" (Moser, Love e Jensen, 1976) teria sido um homônimo secundário se fosse usado,

Referência: Gunter, Adlard (2010)

***Ceratomyxa lunata* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Galeocerdo cuvier* (Péron e Lesueur) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: **FC** piriforme

Morfometria dos esporos: **CE** 7–9; **LE** 15–38; **CCP** 3–4 em diâmetro; **TCP** =

Observações: 37µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa meglitschi* Kovaleva e Gayevckaya, 1983**

Hospedeiro: *Trachurus murphyi* Nichols (Perciformes: Carangidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: JFD (36°23'S, 85°O), Chile

Plasmódio: 8 mm em diâmetro; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 4,6–5,3; **LE** 9,3–10,6; **CCP** 1,5 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 575–576)

Referência: Kovaleva e Gayevckaya (1983)

***Ceratomyxa mesospora* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Sphyrna zygaena* (Linnaeus) (Carcharhiniformes: Sphyrnidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 70–85 de comprimento x 20–25 de largura μm ; **FC** piriforme

Morfometria dos esporos: **CE** 8; **LE** 50–65; **CCP** 4,5 em diâmetro

Observações: Também encontrado em *Sphyrna tiburo* (Linnaeus); 90 μm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa microlepis* Azevedo, Rocha, Casal, Carmona, Matos, Al-Quraishy e Matos, 2013**

Hospedeiro: *Hemiodus microlepis* Kner (Characiformes: Hemiodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Trombetas (01°45'S, 55°51'O), Oriximiná, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 5,2 \pm 0,4; **E** 35,5 \pm 0,9; **CCP** 2,2 \pm 0,3 em diâmetro; **TCP** =; **FP** 5–6

Espécimes em coleção: INPA (No. 012/12)

Observações: Em uma válvula, a projeção lateral era de 18,1 \pm 0,5 μm de espessura, enquanto que na outra válvula, a projeção lateral era de 17,5 \pm 0,5 μm de espessura,

Referência: Azevedo et al.(2013)

***Ceratomyxa navicularia* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Paralichthys dentatus* (Linnaeus) (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 17 μm ; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 5–7,5; **LE** 14–22; **CCP** 2 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa noblei* Gunter and Adlard, 2010**

[**Sin. *Leptotheca elegans* Noble, 1938**]

Hospedeiro: *Gibbonsia elegans* (Cooper) (Perciformes: Clinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: córregos, Santa Bárbara, EUA

Plasmódio: 20–26 μm em diâmetro; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 9; **LE** 17; **CCP** 3; **LCP** 2,2; **TCP** \neq

Observações: O nome *Ceratomyxa noblei*, foi proposto para substituir *Leptotheca elegans* por Gunter, Adlard (2010), após a transferência desta espécie de *Leptotheca* para *Ceratomyxa*, O nome "*C. elegans*" teria sido um homônimo secundário se fosse usado,

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Ceratomyxa obesa* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Clinocottus analis* (Girard) (Scorpaeniformes: Cottidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA
Plasmódio: FC piriforme
Morfometria dos esporos: CE 4,5–5,9; LE 12,4–14,8; TCP =
Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa opisthocornata* Gunter e Adlard, 2010**
[Sin. *Leptotheca opisthocornata* Evdokimova, 1977]
Hospedeiro: *Odontesthes incisa* (Jenyns) (Atheriniformes: Atherinopsidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: M, Patagônia, Argentina
Plasmódio: 58–61 de comprimento x 45,4 de largura µm; FC alongado
Morfometria dos esporos: CE 6,4–8; E 9,6–14,4; CCP 3,2 em diâmetro
Espécimes em coleção: ZISP (No. 1432)
Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Ceratomyxa ovalis* Gunter e Adlard, 2010**
[Sin. *Leptotheca ovale* Kovaleva e Gayevckaya, 1983]
Hospedeiro: *Trachurus murphyi* Nichols (Perciformes: Carangidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: JFD (36°23'S, 85°O), Chile
Morfometria dos esporos: CE 6,0–6,6; LE 9,9–10,6; E 6; CCP 2–2,6 em diâmetro
Espécimes em coleção: ZISP (No. 581–582)
Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Ceratomyxa pacifica* Kovaleva e Gayevckaya, 1983**
Hospedeiro: *Sardinops sagax* (Jenyns) (Clupeiformes: Clupeidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: WEP (17°34'S, 80°00'O), Peru
Plasmódio: 15,5 de comprimento x 15,5 de largura µm; FC arredondado
Morfometria dos esporos: CE 6,6–7,8; LE 5,1–5,3; E 10,6–14,0; CCP 2,7; LCP 3,3;
TCP =; FP 6
Espécimes em coleção: ZISP (No. 577–578)
Referência: Kovaleva e Gayevckaya (1983)

***Ceratomyxa recurvata* Davis, 1917**
Hospedeiro: *Sphyrna zygaena* (Linnaeus) (Carcharhiniformes: Sphyrnidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA
Plasmódio: 130 de comprimento x 175 de largura µm; FC piriforme
Morfometria dos esporos: CE 8–9; LE 16; CCP 4,5 em diâmetro; TCP =
Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa scissura* Davis (1917)**
[Sin. *Leptotheca scissura* Davis, 1917]
Hospedeiro: *Dasyatis hastata* (DeKay) (Myliobatiformes: Dasyatidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA
Plasmódio: 125–150 de comprimento x 20–25 de largura µm

Morfometria dos esporos: CE 22; LE 11; CCP 4 em diâmetro

Observações: Também encontrado em *Gymnura micrura* Bloch e Schneider (Myliobatiformes: Gymnuridae)

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Ceratomyxa sphairophora* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Rhizoprionodon terraenovae* (Richardson) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 100–110 de comprimento x 25 µm; FC piriforme, alongado

Morfometria dos esporos: CE 12; LE 115–119; CCP 6 em diâmetro; TCP =

Observações: 75 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa starksi* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Sebastes rosaceus* Girard (Scorpaeniformes: Sebastidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC arredondado à oval

Morfometria dos esporos: CE 6,2–8; LE 20–28; TCP ≠

Referência: Jameson (1929)

***Ceratomyxa streptospora* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Chaetodipterus faber* (Broussonet) (Perciforme: Ehippidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 48–60 de comprimento x 9 de largura µm; FC piriforme

Morfometria dos esporos: CE 4; LE 34–39; CCP 3 em diâmetro; TCP =

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa taenia* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Rhizoprionodon terraenovae* (Richardson) (Carcharhiniformes: Carcharhinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 80 de comprimento x 25 de largura µm

Morfometria dos esporos: CE 6; LE 140–150; CCP 3 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa undulata* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Ancylopsetta ommata* (Jordan e Gilbert) (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 25 de comprimento x 12–15 de largura µm

Morfometria dos esporos: CE 6; LE 22–44; CCP 3 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Ceratomyxa urophysis* Fantham, Porter e Richardson, 1940**

Hospedeiro: *Urophysis tenuis* (Mitchill) (Gadiformes: Phycidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNA, Saint Erews, New Brunswick, Canadá

Plasmódio: 75 µm; FC arredondado à cônico

Morfometria dos esporos: CE 5–7,5; LE 25–39,1; TCP =

Observações: 38,3–45µm de comprimento do filamento polar

Referência: Fantham et al. (1940)

***Ceratomyxa venusa* Jameson, 1931**

Hospedeiro: *Atractoscion nobilis* (Ayres) (Perciformes: Sciaenidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC arredondado à oval

Morfometria dos esporos: CE 4–6; LE 63–78; TCP =

Referência: Jameson (1931)

***Ceratomyxa vermiformis* Adriano e Okamura, 2016**

Hospedeiro: *Colossoma macropomum* (Cuvier) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Locality: Rio Tapajós, Santarem, Pará, Brasil

Plasmódio: 442 comprimento x 21 largura µm; FC elongate

Morfometria dos esporos: CE 4,5±0,2 (4,2–4,8); E 8,4±0,4 (7,9–9,3); CCP 2,7±0,1 (2,5–2,9) em diâmetro; TCP =; FP 3–4

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 54–55)

GenBank: 18S (No. KX278420)

Referência: Adriano e Okamura (2016)

Gênero *Ceratonova* Atkinson, Foott e Bartholomew, 2014

***Ceratonova gasterostea* Atkinson, Foott e Bartholomew, 2014**

Hospedeiro: *Gasterosteus aculeatus* Linnaeus (Gasterosteiformes: Gasterosteidae) – D

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Rio Klamath (41°20'34,8''N 123°51'21,6''O), Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 5,2±0,4; E 22,4±2,6; CCP 2,3±0,2 em diâmetro; TCP =; FP 4–5

Espécimes em coleção: TCPQM (No. G465690, G465691, G465692 e G465693)

GenBank: ITS-1 (No. KF751186)

Referência: Atkinson et al. (2014)

***Ceratonova shasta* Atkinson, Foott e Bartholomew, 2014**

[***Sin. Ceratomyxa shasta* Noble, 1950**]

Hospedeiro: *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) (Salminiformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Vesícula biliar, Bexiga urinária

Localização: Lago Crystal, Mount Shasta, Califórnia, EUA

Plasmódio: 12,7 de comprimento x 19,0 de largura µm, FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 6; LE 14; CCP 8 em diâmetro; TCP =

Referência: Atkinson et al. (2014)

Gênero *Ellipsomyxa* Køie, 2003

***Ellipsomyxa adlardi* Whipps e Font 2013**

Hospedeiro: *Gobiosoma bosc* (Lacepède) (Perciformes: Gobiidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Pontchartrain, Louisiana, EUA

Plasmódio: 1,126 de comprimento x 0,403 de largura mm

Morfometria dos esporos: **CE** 11,3–14,4 (12,4±0,18); **LE** 7,1–8,8 (7,7±0,1); **E** 7,1–9,0 (7,8±0,23); **CCP** 3,9–4,9 (4,3±0,06); **LCP** 3,3–4,1 (3,6±0,03); **FP** 5–6

Espécimes em coleção: HWML (número de acesso não fornecido)

GenBank: 18S (No. JX443488)

Referência: Whipps e Font (2013)

***Ellipsomyxa fusiformis* Gunter e Adlard, 2010**

[*Sin. Leptotheca fusiformis* Davis, 1917]

Hospedeiro: *Sphyrna zygaena* (Linnaeus) (Carcharhiniformes: Sphyrnidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 50 de comprimento x 13 de largura µm; **FC** piriforme

Morfometria dos esporos: **CE** 16; **LE** 9; **CCP** 4,5 em diâmetro

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Ellipsomyxa gobioides* Azevedo, Videira, Casal, Matos, Oliveira, Al-Quraishy e Matos, 2013**

Hospedeiro: *Gobioides broussonnetii* Lacepède (Perciformes: Gobioidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Amazonas (00°45'S, 48°31'O), Pará, Brasil

Plasmódio: 30 µm em diâmetro; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 6,5–7,0 (6,8±0,2); **LE** 6,5–7,0 (6,8±0,2); **E** 12,8–13,5 (13,1±0,3); **CCP** 4,3–4,8 (4,6±0,3); **LCP** 2,1–2,7 (2,5±0,3); **TCP** =; **FP** 5–6

Espécimes em coleção: INPA (No. 014/12)

Referência: Azevedo et al. (2013)

Família Chloromyxidae Thélohan, 1892

Gênero *Agarella* Dunkerly, 1915

***Agarella gracillis* Dunkerly, 1915**

Hospedeiro: *Lepidosiren paradoxa* Fitzinger (Lepidosireniformes: Lepidosirenidae) – **D**

Sítio de Infecção: Testículos

Localização: pântanos em Chaco, Paraguai

Morfometria dos esporos: **CE** 28–35; **LE** 4–5,5; **CCP** 5–7,7

Referência: Dunkerly (1915)

Gênero *Chloromyxum* Mingazzini, 1890

***Chloromyxum auratum* Hallett, Atkinson, Holt, Banner e Bartholomew, 2006**

Hospedeiro: *Carassius auratus* (Linnaeus) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Reservatório de Fern Ridge, Eugene, Oregon, EUA

Plasmódio: 27(25–30) µm em diâmetro; **FC** mono à trispórico

Morfometria dos esporos: **CE** 13,6 (12,5–14,0); **LE** 12,6 (10,8–14,1); **E** 13,1 (11,4–14,0); **CCP** 4,4 (4,1–4,7); **LCP** 3,5 (3,1–4,0); **TCP** ≠, =; **FP** 4; **ES** 6–9

Espécimes em coleção: TCPQM (No. G464757 e G464758–60)

GenBank: 18S (No. AY971521)

Observações: Também encontrado em *Cyprinus carpio* Linnaeus (Cypriniformes: Cyprinidae)

Referência: Hallett et al. (2006)

***Chloromyxum catostomi* Kudo, 1919**

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Urbana, Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8; **LE** 7; **E** 5–6; **CCP** 2–2,5; **LCP** 1,5; **TCP** =

Referência: Kudo (1919)

***Chloromyxum externum* Davis, 1947**

Hospedeiro: *Margariscus margarita* (Cope) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: EUA

Plasmódio: 15–17 em diâmetro

Morfometria dos esporos: **CE** 8 em diâmetro; **ES** 6

Referência: Davis (1947)

***Chloromyxum gibbosum* Herrick, 1941**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Erie, Ohio, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 9,6 (8,8–11,2); **LE** 9,0 (8,0–9,6); **E** 7,5 (7,2–8,8)

Referência: Herrick (1941)

***Chloromyxum granulorum* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Strongylura marina* (Walbaum) (Beloniformes: Belonidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 7 em diâmetro; **CCP** 2 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Chloromyxum kabatai* Moser e Noble, 1977**

Hospedeiro: *Coryphaenoides acrolepis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Oregon, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 16,9 (16,0–18,0); **LE** 16,0 (15,5–17,0); **CCP** 4,7 (4,5–5,5) diâmetro; **FP** 5–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24454)

Referência: Mose e Noble (1977d)

***Chloromyxum kurisi* Sanders, Jaramillo, Ashford, Feist, Lafferty e Kent, 2015**

Hospedeiro: *Atherinops affinis* (Ayres) (Atheriniformes: Atherinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Rins

Localização: TFNP, Riacho Santa Monica (34,40°N, 119,53°O), Califórnia, EUA

Plasmódio: 600 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 8,7–9,2 (9,0±0,23); LE 7,9–8,3 (8,1±0,17); E 7,6–8,2 (7,9±0,19); CCP 2,1–2,5 (2,3±0,16); LCP 1,6–2,0 (1,8±0,09); FP 3–4; ES 15

Espécimes em coleção: TCPQM (No. G465697 e G465698)

GenBank: 18S (No. KJ526212)

Referência: Seers et al. (2015)

***Chloromyxum levigatum* Jameson, 1931**

Hospedeiro: *Squatina californica* Ayres (Squatiniiformes: Squatinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Califórnia, off EUA

Morfometria dos esporos: CE 11–13; LE 8–10

Referência: Jameson (1931)

***Chloromyxum liae* Kuznestsova, 1977**

Hospedeiro: *Prionace glauca* (Linnaeus) (Carcharhiniiformes: Carcharhinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Morfometria dos esporos: CE 4,4–5,2; LE 3,7; CCP 1,8; ES 4

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1437)

Referência: Kuznestsova (1977)

***Chloromyxum majori* Yasutake e Wood, 1957**

Hospedeiro: *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Glomérulos renais

Localização: Riacho Major, Condado de Klickitat, Washington, EUA

Morfometria dos esporos: CE 7; LE 8; CCP 3,5; LCP 4; TCP ≠

Observações: Numerosas estrias correndo obliquamente

Referência: Yasutake e Wood (1957)

***Chloromyxum menticirrho* Casal, Garcia, Matos, Monteiro, Matos, Azevedo, 2009**

Hospedeiro: *Menticirrhus americanus* (Linnaeus) (Perciformes: Scianidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ASTM, Florianópolis (27°34'S, 48°25'O), Santa Catarina, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 10,5±0,4; LE 9,8±0,6; E 10,1±0,6; CCP 3,2±0,4; LCP 2,0±0,3; TCP =; FP 3–4; ES 41 (37–45)

Espécimes em coleção: USNPC (No. 100738)

Referência: Casal et al. (2009)

***Chloromyxum multicostatum* Kuznestsova, 1977**

Hospedeiro: *Squatina squatina* (Linnaeus) (Squatiniiformes: Squatinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Morfometria dos esporos: CE 5,9–7,4; LE 4,4–5,2; CCP 2,2

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1435)

Observações: Grande número de sulcos
Referência: Kuznestsova (1977)

***Chloromyxum opladeli* Meglitsch, 1942**

Hospedeiro: *Pylodictis olivaris* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA
Plasmódio: 18–30 µm
Morfometria dos esporos: CE 6,5–8; LE 6–7,5; E 5,5–7; CCP 2,5–3; LCP 1,5–2,3; TCP =; ES 11
Referência: Meglitsch (1942)

***Chloromyxum ovatum* Jameson, 1929**

Hospedeiro: *Squalus suckleyi* (Girard) (Squaliformes: Squalidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA
Plasmódio: FC largo e irregular
Morfometria dos esporos: CE 10,3–13,6; LE 7,7–10,9; ES 3–4
Observações: Também encontrado em *Tetronarce californica* (Ayres) e *Galeorhinus galeus* (Linnaeus)
Referência: Jameson (1929)

***Chloromyxum parvicostatum* Kuznestsova, 1977**

Hospedeiro: *Bathyraja brachyurops* (Fowler) (Rajiformes: Arhynchobatidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: M, Patagônia, Argentina
Morfometria dos esporos: CE 5,2–5,9; LE 4,4–4,6; CCP 2,2; ES 6
Espécimes em coleção: ZISP (No. 1434)
Referência: Kuznestsova (1977)

***Chloromyxum renalis* Meglitsch, 1947**

Hospedeiro: *Fundulus majalis* (Walbaum) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Rins
Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA
Plasmódio: FC alongado, clavar, ou em forma de pêra
Morfometria dos esporos: CE 6,5 (6–7); LE 6,1 (5,5–7,7); E 5,7 (5,1–6,0); CCP 2,7
LCP 1,7; TCP ≠; FP 3–5
Referência: Meglitsch (1947a)

***Chloromyxum riorajum* Azevedo, Casal, Garcia, Matos, Teles-Grilo e Matos, 2009**

Hospedeiro: *Rioraja agassizii* (Müller e Henle) (Rajiformes: Arhynchobatidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: EA, Praia da Joaquina (27°37'S, 48°26'O), Florianópolis, Santa Catarina, Brasil
Plasmódio: 15 µm
Morfometria dos esporos: CE 11,4±0,3; LE 8,4±0,4; E 5,9±0,5; CCP 3,2±0,4; LCP 2,0±0,3; TCP =; FP 6; ES 3–4
Espécimes em coleção: USNPC (No. 1122327)
GenBank: 18S (No. FJ624481)

Observações: Possui de 33 à 37 projeções filamentosas caudais ($12,10 \pm 0,87$ μm de comprimento) fixadas à extremidade das válvulas

Referência: Azevedo et al. (2009)

***Chloromyxum salamandrae* Upton, McAllister e Trauth, 1995**

Hospedeiro: *Eurycea multiplicata* (Cope) (Caudata: Plethodontidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Condado Conway e Condado Van Buren ($35^{\circ}9'N$, $92^{\circ}35'O$, $35^{\circ}36'N$, $92^{\circ}35'O$), Arkansas, EUA

Plasmódio: 20–40 ($31,5 \pm 6,3$) de comprimento x 20–30 ($24,9 \pm 2,5$) de largura μm ; **FC** elipsoidal ou subesférico

Morfometria dos esporos: **CE** 8,3 (7,8–8,8); **LE** 7,7 (7,0–8,2); **CCP** 4,0 (3,8–4,2); **LCP** 2,6 (2,4–2,8); **FP** 4; **ES** 10–12

Espécimes em coleção: USNPC (No. 84161 e 84162)

Observações: Também encontrado em *Eurycea multiplicata* (Cope) e *Eurycea neotenes* Bishop e Wright

Referência: Upton et al. (1995)

***Chloromyxum sphyrynae* Cunha e Fonseca, 1918**

Hospedeiro: *Sphyryna tiburo* (Linnaeus) (Carcharhiniformes: Sphyrnidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: EA, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 15, **LE** 13, **CCP** 4 em diâmetro

Referência: Cunha e Fonseca (1918)

***Chloromyxum thompsoni* Meglitsch, 1942**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafisque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA

Plasmódio: 15–25 μm

Morfometria dos esporos: **CE** 6–8; **LE** 6–7,5; **E** 5,5–7; **CCP** 2–3; **LCP** 1,5–2; **ES** 5

Referência: Meglitsch (1942)

***Chloromyxum transversocostatum* Kuznestsova, 1977**

Hospedeiro: *Squalus acanthias* (Linnaeus) (Squatiniiformes: Squatinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Morfometria dos esporos: **CE** 5,8–5,9; **LE** 3,7; **CCP** 2,9

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1436)

Referência: Kuznestsova (1977)

***Chloromyxum trijugum* Kudo, 1919**

Hospedeiro: *Lepomis megalotis* (Rafisque) (Perciforme: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Riacho Stony, Verona, Nova Iorque, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8–10; **LE** 8–10; **E** 5–7; **CCP** 3–5; **LCP** 2–3; **TCP** \neq

Observações: 32–40 μm de comprimento do filamento polar

Referência: Kudo (1919)

***Chloromyxum wardi* Kudo, 1919**

Hospedeiro: *Oncorhynchus nerka* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Klutina, Alaska, EUA

Morfometria dos esporos: CE 7,5–9 em diâmetro; CCP 3; LCP 2,5; TCP ≠

Referência: Kudo (1919)

Família Coccomyxidae Léger e Hesse, 1907

Gênero *Auerbachia* Meglitsch, 1968

***Auerbachia pulchra* Lom, Noble e Laird, 1975**

Hospedeiro: *Macrourus berglax* Lacepède (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNA, Grand Banks, Newfoundland, Canadá

Plasmódio: 200 µm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 30 (26–34); LE 11 (11–12); CCP 12 (9–14); LCP 4 (3,5–5); TCP 3–5

Referência: Lom et al. (1975)

***Auerbachia sphaerica* Evdokimova, 1973**

Hospedeiro: *Odontesthes incisa* (Jenyns) (Atheriniformes: Atherinopsidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Argentina

Morfometria dos esporos: CE 9,8–11,2; LE 11,2–11,8; CCP 4,2–5,6; LCP 3,5–4,9

Referência: Evdokimova (1973)

Família Fabesporidae Naidenova e Zaika, 1969

Gênero *Fabespora* Naidenova e Zaika, 1969

***Fabespora vermicola* Overstreet, 1976**

Hospedeiro: *Crassicutis archosargi* Sparks e Thatcher (Plagiorchiida: Apocreadiidae) em *Archosargus probatocephalus* (Walbaum) (Perciformes: Sparidae) – **HEL**

Sítio de Infecção: Células parenquimatosas, órgãos reprodutivos circundantes, e no tegumento de digenea,

Localização: Rio Escatawpa, Condado de Jackson, Mississippi, EUA

Plasmódio: 13 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 8,4±0,1 (7,5–9,8); LE 4,7±0,0 (4,0–5,2); CCP 1,8; LCP 1,2

Espécimes em coleção: USNPC (No, 74137 e 74138)

Observações: 37,2±0,8 (32–44) µm de comprimento do filamento polar

Referência: Overstreet (1969)

Família Myxidiidae Thélohan, 1892

Gênero *Cystodiscus* Lutz, 1889

***Cystodiscus immersus* Lutz, 1889**

[Sin. *Myxidium immersum* Kudo e Sprague, 1940]

Hospedeiro: *Rhinella marina* (Linnaeus) (Anura: Bufonidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: São Paulo, Brasil

Plasmódio: 1 de comprimento x 0,8 de largura mm; FC circular à oval

Morfometria dos esporos: CE 12–14; LE 9–10; CCP 3,5–4,5 em diâmetro; FP 4–5; ES 7–9

Referência: Lutz (1889)

Cystodiscus lyndoyense Carini, 1932

[Sin. *Myxidium lyndoyense* Kudo e Sprague, 1940]

Hospedeiro: *Rhinella marina* (Linnaeus) (Anura: Bufonidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lindóia, São Paulo, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 11–12; LE 7,5–8; CCP 4 em diâmetro

Observações: Muitos autores sugeriram que esta espécie é sinônimo de *C. immersus* Lutz, 1889, No entanto, Hartigan (2012) considera este nome com cautela como *nomen dubium* até mais dados sobre a diversidade de *Cystodiscus* spp, em rãs sul-americanas estiver disponível

Referência: Hartigan et al. (2012)

Cystodiscus melleni Hartigan, Fiala, Dyková, Rose, Phalen, e Šlapeta, 2012

[Sin. *Myxidium melleni* Jirku, Bolek, Whipps, Janovy, Kent e Modry, 2006]

Hospedeiro: *Pseudacris triseriata* Wied-Nuweid (Anura: Hylidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Pawnee (40°51,18'N, 96°53,11'O), Condado de Lancaster, Nebraska, EUA

Plasmódio: 400–1,375 de comprimento x 230–1,200 de largura µm; FC elíptico

Morfometria dos esporos: CE 12,3 (12,0–13,5); LE 7,6 (7,0–9,0); E 6,6 (6,8–8,0); CCP 5,2 (4,8–5,5); LCP 4,2 (3,8–4,5); TCP =; FP 6–7

Espécimes em coleção: HWML (No. HWML 48167–48172)

GenBank: 18S (No. DQ003031.1)

Observações: Também encontrado em *Acris crepitans blanchardi* Harper

Referência: Hartigan et al. (2012)

Cystodiscus serotinus Hartigan, Fiala, Dyková, Rose, Phalen, e Šlapeta, 2012

[Sin. *Myxidium serotinum* Kudo and Sprague, 1940]

Hospedeiro: *Rana pipiens* (Schreber) (Anura: Ranidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: CE 16–18; LE 9; CCP 5–5,5 em diâmetro; FP 3–5; ES 10–13

Observações: 9–14 depressões transversais no esporo

Referência: Hartigan et al. (2012)

Cystodiscus typhoni Hartigan, Fiala, Dyková, Rose, Phalen, e Šlapeta, 2012

[Sin. *Myxidium typhoni* Gray, 1993]

Hospedeiro: *Bufo margaritifera* (Laurenti) (Anura: Bufonidae) – AMF

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Madre de Dios, Porto Maldonado, Peru
Plasmódio: FC circular à oval
Morfometria dos esporos: CE 10,9 (9,8–12,2); LE 7,2 (5,7–8,9); CCP 3,8 (2,5–5,5); LCP 3,6 (3,3–5,2); TCP =; FP 4–5; ES 9–11
Espécimes em coleção: USNPC (No. 81272)
Observações: 8–10 depressões transversais no esporo
Referência: Hartigan et al. (2012)

Gênero *Myxidium* Bütschli, 1882

***Myxidium amazonense* Mathew, Silva, Maia, Adriano, 2015**

Hospedeiro: *Corydoras melini* Lönnberg e Rendahl (Siluriformes: Callichthyidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Negro, Santa Isabel do Rio Negro, Amazonas, Brasil

Plasmódio: FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 16,1–17,9 (17,0±0,9); LE 3,0–4,4 (3,7±0,7); E 8,0; CCP 4,9–5,9 (5,4±0,5); LCP 2,8–4,0 (3,4±0,6); FP 4–5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 48–49)

GenBank: 18S (No. KT625442)

Referência: Mathew et al. (2015)

***Myxidium americanum* Kudo 1920**

Hospedeiro: *Apalone spinifera* (Lesueur) (Testudines: Trionychidae) – **REP**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Condado de Urban, Illinois, EUA

Plasmódio: 12–25 µm em diâmetro; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 15–16; LE 5,5–6; CCP 4; LCP 3,5; FP 3

Observações: 25–32 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Kudo (1920)

***Myxidium anatidum* Bartholomew, Atkinson, Hallett, Lowenstine, Garner, Gardiner, Rideout, Keel e Brown, 2008**

Hospedeiro: *Anas platyrhynchos* Linnaeus (Anseriformes: Anatidae) – **AV**

Sítio de Infecção: Vias biliares do fígado

Localização: Lago Swan, (33,583954°N, 84,210316°O), Stockbridge, Georgia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 23,1±0,8 (21,3–24,3); LE 10,8±0,3 (10,3–11,5); E 11,2±0,5 (10,2–12,1); CCP 6,6±0,4 (5,4–7,4); LCP 5,4±0,3 (4,7–6,0); FP 5–6; ES 14–16

Espécimes em coleção: TCPQM (No. G464979, G464980, G464981, G464982, G464983)

GenBank: 18S (No. EF602629)

Referência: Bartholomew et al. (2008)

***Myxidium aplodinoti* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Aplodinotus grunniens* Rafinesque (Perciformes: Sciaenidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Mississippi, Davemport, Iowa, EUA

Morfometria dos esporos: CE 11 – 12; LE 5–6; CCP 4–5; LCP 3–3,5; ES 7–9

Referência: Kudo (1934)

***Myxidium asymmetricum* Kovaleva e Gaevskaya, 1982**

Hospedeiro: *Salilota australis* (Günther) (Gadiformes: Moridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Sudoeste do Atlântico

Plasmódio: 13,3 de comprimento x 13,3 de largura µm

Morfometria dos esporos: CE 18,6–19,9; LE 6,6–9,3; CCP 6,6–7,9; LCP 2,6; TCP =; FP 12

Referência: Kovaleva e Gaevskaya (1982)

***Myxidium bajacalifornium* Noble, 1966**

Hospedeiro: *Bajacalifornia burragei* Townsend e Nichols (Osmeriformes: Alepocephalidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Ilha de Catalina, Califórnia, EUA

Plasmódio: 1,5–5,5 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 4,0 (3,0–5,0); LE 22,1 (19,2–32,0); CCP 7,4 (6,0–8,0); FP 12–14; ES 6–8

Referência: Noble (1966)

***Myxidium baueri* Kovaleva e Gaevskaya, 1982**

Hospedeiro: *Macrourus holotrachys* (Günther) (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Sudoeste do Atlântico

Plasmódio: 1,5–3,5 mm em diâmetro; FC arredondado à oval

Morfometria dos esporos: CE 15,9–19,2; LE 4–5,3; CCP 2,6–4; LCP 4,6–6,6; TCP =; ES 6

Referência: Kovaleva e Gaevskaya (1982)

***Myxidium bellum* Meglintsch, 1937**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA

Plasmódio: FC oval

Morfometria dos esporos: CE 15,5–17,5; LE 4–5; CCP 6–7; LCP 2,5–3;

Referência: Meglintsch (1937)

***Myxidium biliare* Viozzi e Flores, 2003**

Hospedeiro: *Galaxias maculatus* (Jenyns) (Osmeriformes: Galaxiidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Moreno (41°04'S, 71°33'O), Neuquén, Argentina

Plasmódio: 2,048±555 mm

Morfometria dos esporos: CE 13,7±0,9 (12–15); LE 6,9±0,6 (6–8); E 6,9±0,6; CCP 5,7±0,5 (5–6); TCP =; FP 5–7; ES 7–9

Espécimes em coleção: ZW (No. 1500 e 1501), MACN (No. 408/1–3 e 408/4) CPUFP (No. 151/1–4) e IPICAS (No. H-PM-069)

Referência: Viozzi e Flores (2003)

***Myxidium ceccarellii* Adriano, Silva, Atkinson, Bartholomew e Maia 2014**

Hospedeiro: *Leporinus elongatus* Valenciennes (Characiformes: Anostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio São Francisco (20°20'54''S, 46°04'08''O), Piumhi, Minas Gerais, Brasil

Plasmódio: 9 de comprimento x 4 de largura mm

Morfometria dos esporos: **CE** 17,1–18,1 (17,7±0,5); **LE** 9,8–11,3 (10,4±0,47); **E** 9,6–10,4 (10,1±0,27); **CCP** 5,7–7,0 (6,3±0,5); **LCP** 5,7–6,9 (6,4±0,44); **FP** 1–3, **ES** 4–6

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 45)

GenBank: 18S (No. KJ499821)

Referência: Adriano et al. (2014)

***Myxidium chelonarum* Johnson, 1969**

Hospedeiro: *Trachemys scripta* (Schöepff) (Testudines: Emydidae) – **REP**

Sítio de Infecção: Dutos biliares e Vesícula biliar

Localização: Rio Chowan, Edenton, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 0,01 de comprimento – 0,18 de largura mm; **FC** esféricas, formas maiores redondas e planas

Morfometria dos esporos: **CE** 14,5 (12,5–16); **LE** 4,5 (3–5); **E** 5,5 (4–7); **CCP** 4,5 (2,5–5); **LCP** 3,5 (2–3); **FP** 5–7; **ES** 4–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 71268)

Referência: Johnson (1969)

***Myxidium cholecysticum* Cordeiro e Gioia, 1990**

Hospedeiro: *Astyanax scabripinnis* (Jenyns) (Characiformes: Characidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Atibaia, Campinas, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,37–0,92 de comprimento x 0,03–0,9 de largura mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 12–15,9 (14,1±1,1); **LE** 6,4–9,6 (7,8±0,9); **CCP** 3,4–5,2 (4,2±0,9); **LCP** 3–4,1 (3,6±0,3); **FP** 5–6

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 4023)

Observações: 42–60 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Cordeiro e Goia (1990)

***Myxidium commersoni* Cone e Grinham, 1992**

Hospedeiro: *Catostomus commersoni* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Sawler (44°39'N, 64°04'O), Nova Scotia, Canadá

Plasmódio: 0,1–2,5 de comprimento x 0,1–2 de largura mm; **FC** ovóide

Morfometria dos esporos: **CE** 11 (10–12); **LE** 6,5 (5,5–7); **CCP** 5,5 (5–5,5); **LCP** 3,5 (2–4); **TCP** =; **FP** 6–7; **ES** 7–12

Espécimes em coleção: USNPC (No. 82428)

Referência: Cone e Grinham (1992)

***Myxidium coryphaenoidium* Noble, 1966**

Hospedeiro: *Coryphaenoides* sp. (Gadiformes) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Costa do México

Plasmódio: 10–30 mm em diâmetro; **FC** circular à oval

Morfometria dos esporos: CE 5,0 (3,1–6,0); LE 23,3 (18,8–26,0); CCP 6,6 (4,2–7,5); FP 6–7; ES 10–11
Referência: Noble (1966)

***Myxidium cruzi* Penido, 1927**

Hospedeiro: *Triportheus nematurus* (Kener) (Characiformes: Triportheidae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Paraguai, Porto Esperança, Mato Grosso do Sul, Brasil
Plasmódio: 150–180 µm em diâmetro
Morfometria dos esporos: CE 17; LE 18; CCP 5–6; LCP 3
Referência: Penido (1927)

***Myxidium folium* Bond, 1938**

Hospedeiro: *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: TFNP, Baía de Chesapeake, Baltimore, Maryland, EUA
Plasmódio: 75–100 µm
Morfometria dos esporos: CE 11–12, LE 5–6, CCP 3,5, LCP 3, FP 5
Observações: 34–42 µm de comprimento do filamento polar
Referência: Bond (1938)

***Myxidium fonsecai* Penido, 1927**

Hospedeiro: *Erichthonius fasciatus* (Stimpson) (Amphipoda: Ischyroceridae) – **CRU**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Paraguai, Porto Esperança, Mato Grosso do Sul, Brasil
Morfometria dos esporos: CE 7–9; LE 2,5–3; CCP 2–3
Referência: Penido (1927)

***Myxidium gasterostei* Noble, 1943**

Hospedeiro: *Gasterosteus aculeatus* Linnaeus (Gasterosteiformes: Gasterosteidae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Santa Ynez, Condado de Santa Bárbara, Califórnia, EUA
Plasmódio: 2,5 de comprimento x 4,5 de largura mm; FC oval
Morfometria dos esporos: CE 7,5; LE 14; CCP 4; LCP 5
Observações: 65µm de comprimento do filamento polar
Referência: Jayasri e Hoffman (1982)

***Myxidium glutinosum* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Cynoscion regalis* (Bloch e Schneider) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA
Plasmódio: 20 µm; FC alongado à irregular
Morfometria dos esporos: CE 10–11; LE 6; CCP 3 em diâmetro
Referência: Davis (1917)

***Myxidium gurgeli* Pinto, 1928**

Hospedeiro: *Acestrorhamphus* sp. (Characiformes: Characidae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Mogi Guaçu, São Paulo, Brasil
Plasmódio: 7 de comprimento x 5 de largura mm; **FC** elíptico
Morfometria dos esporos: **CE** 14,6; **LE** 8,5; **CCP** 3,4; **LCP** 3
Referência: Pinto (1928)

***Myxidium hardella* Garner, Bartholomew, Whipps, Nordhausen e Raiti, 2005**

Hospedeiro: *Hardella thurjii* (Gray) (Testudines: Geoemydidae) – **REP**
Sítio de Infecção: Túbulos renais, ducto biliar e vesicular biliar
Localização: EUA
Morfometria dos esporos: **CE** 17,7 (14,9–20,0); **LE** 4,9 (4,5–5,7); **CCP** 6,2 (4,9–7,1); **LCP** 2,9 (2,7–3,3); **TCP** =; **FP** 7–8
Espécimes em coleção: USNPC (número de acesso não fornecido)
GenBank: 18S (No. AY688957)
Observações: Este animal fazia parte de tartarugas importadas do Paquistão para o comércio de animais de estimação,
Referência: Garner et al. (2005)

***Myxidium illinoisense* Meglitsch, 1937**

Hospedeiro: *Anguilla rostrata* (Lesueur) (Anguilliformes: Anguillidae) – **D**
Sítio de Infecção: Rins
Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA
Plasmódio: 100–27 µm; **FC** oval à irregular
Morfometria dos esporos: **CE** 12,7–15,3; **LE** 7,6–9,3; **CCP** 3,4; **LCP** 6,1; **ES** 7–8
Referência: Meglitsch (1937)

***Myxidium iwamotoi* Moser, Noble e Lee, 1976**

Hospedeiro: *Coryphaenoides carapinus* Goode e Bean (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: ANTM, Delaware, EUA
Morfometria dos esporos: **CE** 28,8 (26,0–31,0); **LE** 6,3 (5,0–7,0); **CCP** 6,4 (5,0–8,0); **LCP** 2,5 (1,5–4,0); **FP** 8–9; **ES** 7–8
Espécimes em coleção: USNPC (No. 24434)
Referência: Moser et al. (1976)

***Myxidium kudoj* Meglitsch, 1937**

Hospedeiro: *Ictalurus furcatus* (Valenciennes) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA
Plasmódio: 1 mm; **FC** ovóide à elíptico
Morfometria dos esporos: **CE** 10,2–11,9; **LE** 4,2–6,0; **CCP** 2,5; **LCP** 3,5; **ES** 7
Referência: Meglitsch (1937)

***Myxidium macrocheili* Mitchell, 1967**

Hospedeiro: *Catostomus macrocheilus* Girard (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Rio Bitterroot, Lago Elbow e Lago Placid, Missoula, Montana, EUA
Plasmódio: 1,5–2,5 mm; **FC** esférico à ovóide

Morfometria dos esporos: CE 11,7 (10,0–14,4); LE 6,6 (5,5–8,0); E 6,3 (5,5–8,0); CCP 4,0 (3,0–5,5); LCP 3,5 (2,0–4,5); FP 4–5; ES 9–10
Espécimes em coleção: USNPC (número de acesso não fornecido)
Referência: Mitchell (1967)

***Myxidium macrourium* Moser, Noble e Lee, 1976**

Hospedeiro: *Bathygadus melanobranchus* Vaillant (Gadiformes: Macrouridae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Guiana Francesa
Morfometria dos esporos: CE 29,4 (27,0–34,0); LE 3,8 (3,5–4,5); CCP 8,8 (7,5–11,0); LCP 3,7 (3,0–4,5); FP 11–13; ES 6–8
Espécimes em coleção: USNPC (No. 24433)
Referência: Moser et al. (1976)

***Myxidium mavori* Mavor, 1915**

Hospedeiro: *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum) (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: ANTM, New Brunswick, Canadá
Morfometria dos esporos: CE 14–15; LE 6–7,5; CCP 4; LCP 2,5
Observações: 90–95 µm de comprimento do filamento polar
Referência: Jayasri e Hoffman (1982)

***Myxidium melanostigma* Noble, 1966**

Hospedeiro: *Melanostigma pammelas* Gilbert (Perciformes: Zoarcidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: TFNP, Costa Sul da Califórnia, Califórnia, EUA
Plasmódio: 2 mm em diâmetro; FC arredondado à irregular
Morfometria dos esporos: CE 4,3 (3,0–6,5); LE 23,7 (20,0–26,0); CCP 6,5 (5,0–8,0); FP 8–10; ES 5–7
Referência: Noble (1966)

***Myxidium melum* Otto e John, 1943**

Hospedeiro: *Ameiurus melas* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: Baía de Little Miller's, Lago West Okoboji, Lagoville, Iowa, EUA
Plasmódio: 550 de comprimento x 1070 de largura µm; FC esférico à oblongo
Morfometria dos esporos: CE 11–12; LE 5–6; CCP 3 em diâmetro; FP 8–10; ES 9–11
Referência: Otto e John (1943)

***Myxidium minteri* Yasutake e Wood, 1957**

Hospedeiro: *Oncorhynchus kisutch* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA
Sítio de Infecção: Túbulos renais
Localização: Riacho Minter, Olympic Peninsula, Washington, EUA
Morfometria dos esporos: CE 9,3–12,6; LE 6–7; CCP 2,3; LCP 3,8
Referência: Yasutake e Wood (1957)

***Myxidium moxostomatis* Kudo 1921**

Hospedeiro: *Moxostoma* sp, (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Nova Iorque, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: 2 de comprimento x 1,5 de largura mm; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 8,5–10,5; **LE** 5–6; **E** 5–6; **CCP** 3 em diâmetro; **ES** 10

Referência: Kudo (1921)

***Myxidium myxocephali* Fantham, Porter e Richardson, 1940**

Hospedeiro: *Myoxocephalus octodecimspinosus* (Mitchill) (Scorpaeniformes: Cottidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNA, Halifax, Nova Scotia, Canadá

Plasmódio: 75 µm

Morfometria dos esporos: **CE** 13,3–17,5; **LE** 6,6–8,0; **CCP** 4–5; **LCP** 2,2–3,3

Referência: Fantham et al. (1940)

***Myxidium percae* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Perca flavescens* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – **D**

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Lago Ouareaus, Rawdon, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1–1,5 mm,

Morfometria dos esporos: **CE** 14,5–20,9; **LE** 2,3–6; **CCP** 5–7; **LCP** 1,8–3,2; **TCP** ≠

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxidium phyllium* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Gambusia affinis* (Baird e Girard) (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 1,35 mm; **FC** largo

Morfometria dos esporos: **CE** 11; **LE** 8; **CCP** 3 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Myxidium scripta* Roberts, Whipps, Bartholomew, Schneider e Jacobson, 2008**

Hospedeiro: *Trachemys scripta* (Schoepff) (Testudines: Emydidae) – **REP**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar, túbulos renais

Localização: Criação de tartarugas, Assumption Parish, Louisiana, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 18,8 (16,6–20,4); **LE** 5,1 (4,6–5,9); **CCP** 6,6 (5,1–7,8);

LCP 3,5 (2,6–4,1); **TCP** =; **FP** 6–8

Espécimes em coleção: HWML (No. 48411, 48412l e 48414)

GenBank: 18S (No. DQ851568.1)

Referência: Roberts et al. (2008)

***Myxidium streisingeri* Whipps, Murray e Kent, 2015**

Hospedeiro: *Danio rerio* (Hamilton) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Ductos renais e mesonéfrs renais

Localização: TFNA, Baltimore, Maryland, EUA

Plasmódio: 13,6 (5,3–15,4) µm

Morfometria dos esporos: CE 7,4–9,3 (8,3±0,12); LE 4,5–5,6 (5,2±0,08); E 3,6–4,9 (4,2±0,4); CCP 2,5–3,5 (3,0±0,05) em diâmetro; FP 4–5; ES 3
Espécimes em coleção: HWML (No. 75040–75041)
GenBank: 18S (No. KM001684–KM001688)
Referência: Whipps et al. (2015)

***Myxidium striatum* Cunha e Fonseca, 1917**

Hospedeiro: *Menticirrhus americanus* (Linnaeus) (Perciformes: Sciaenidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: EA, Ilha Grande, Rio de Janeiro, Brasil
Plasmódio: FC esférico
Morfometria dos esporos: CE 10–14; LE 6–8; CCP 4
Observações: 30µm de comprimento do filamento polar
Referência: Cunha e Fonseca (1917)

***Myxidium umbri* Guilford, 1965**

Hospedeiro: *Umbra limi* (Kirtle) (Esociformes: Umbridae) – D
Sítio de Infecção: Túbulos renais
Localização: Lago Michigan, Baía de Green, Wisconsin, EUA
Plasmódio: 22 µm em diâmetro; FC esférico à ovóide
Morfometria dos esporos: CE 12–14,4; LE 2,4–4,8; CCP 3–4,8; LCP 2,4; TCP =
Referência: Guilford (1965a)

***Myxidium volitans* Azevedo, Casal, São Clemente, Carmona, Lopes, Matos, Abdel-Baki, Oliveira e Matos, 2011**

Hospedeiro: *Dactylopterus volitans* (Linnaeus) (Scorpaeniformes: Dactylopteridae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: EA (22°58'S, 43°00'O), Niterói, Rio de Janeiro, Brasil
Morfometria dos esporos: CE 21,3–22,0 (21,7±0,3); LE 5,2–5,9 (5,6±0,4); CCP 4,6–5,5 (5,0±0,4); LCP 2,0–2,5 (2,3±0,3); TCP =; FP 2–3 (raramente 4)
Espécimes em coleção: INPA (No. 004/11)
Observações: A parede da cápsula polar tem 0,20–0,29 µm (n = 30) de espessura
Referência: Azevedo et al. (2011)

Gênero *Zschokkella* Auerbach, 1910

***Zschokkella embiotociddis* Moser e Haldorson, 1976**

Hospedeiro: *Rhacochilus vacca* (Girard) (Perciformes: Embiotocidae) – MAR
Sítio de Infecção: Vesícula biliar
Localização: TFNP, Enseada do Diabolo, Califórnia, EUA
Plasmódio: 20 – 26µm; FC esférico to elíptico
Morfometria dos esporos: CE 15 (13–17); LE 10,7 (9,5–13); E 9,9 (9–11); CCP 4,3 (3,5–5); LCP 3,5 (3–4); FP 6–8
Espécimes em coleção: USNPC (No. 24445)
Referência: Moser e Haldorson (1976)

***Zschokkella flexosaturalis* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Paralichthys patagonicus* (Jordan) (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 27–32 µm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 12–15; LE 6,4–8; E 7,7–9,8; CCP 3,2–4 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (número de acesso não fornecido)

Referência: Evdokimova (1977)

***Zschokkella globulosa* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Spherooides maculatus* (Bloch e Schneider) (Tetraodontiformes: Tetraodontidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, EUA

Plasmódio: 15–16 em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 11; LE 17; CCP 3 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Zschokkella kudo* Moser e Noble, 1977**

Hospedeiro: *Macrourus berglax* Lacepède (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Rins

Localização: ANTM, Newfoundland, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 7–11 (9,1±1,3); LE 12–17 (15±2,4); CCP 3–5,5 (4,1±0,3) em diâmetro

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24443)

Referência: Moser e Noble (1977b)

***Zschokkella meglitschi* Moser e Noble, 1977**

Hospedeiro: *Coelorinchus chilensis* Gilbert e Thompson (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Antlântico Sul, Chile

Plasmódio: 16,5–65 de comprimento x 7–25 de largura µm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 7–13,5 (9,4±2,8); LE 14–20 (16,3±3,2); E 9,8–11 (10,1±1,4); FP 6–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24442)

Observações: Também encontrado em *Coelorinchus gladius* Gilbert e Cramer, bexiga urinária, MAR, Hawaii, EUA; *Coryphaenoides armatus* (Hector), bexiga urinária e rins, MAR, Oregon, EUA; *C. filifer* (Gilbert), bexiga urinária, MAR, Oregon, EUA; *C. longifilis* Günther, bexiga urinária, MAR, Oceano Behring; *Albatrossia pectoralis* (Gilbert), bexiga urinária, MAR, Califórnia, EUA; *Nezumia propinquus* (Gilbert e Cramer), vesícula biliar, MAR, Hawaii, EUA; *Nezumia stelgidolepis* (Gilbert), bexiga urinária, MAR, Califórnia, EUA

Referência: Moser e Noble (1977b)

Família Myxobolidae Shulman, 1953

Gênero *Acauda* Whipps, 2011

***Acauda elongata* Whipps, 2011**

[Sins. *Mitraspora elongata* Kudo 1919, *Hoferellus elongata* Lom 1986]

Hospedeiro: *Lepomis cyanellus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Crystal, Urbana Condado, Illinois, EUA

Plasmódio: 2 µm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 15–17; LE 5–6; E 4,5–5,5; CCP 7,5; LCP 2; TCP =; FP 7–8

Referência: Whipps (2011)

***Acauda hoffmani* Whipps, 2011**

Hospedeiro: *Lepomis macrochirus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Cazenovia (42°55,49'N, 75°52,17'O), Condado de Madison, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: 250 de comprimento–500 de largura µm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 17,9–21,8 (19,7±0,12); LE 6,9–11,0 (8,5±0,13); CCP 9,4–12,5 (11,1±0,08); LCP 2,9–4,0 (3,4±0,04); TCP =; FP 10–15; ES 11–12

Espécimes em coleção: HWML (No. 49552 e 66691)

GenBank: 18S (No. HQ913566)

Referência: Whipps (2011)

Gênero *Myxobilatus* Parisi, 1912

***Myxobilatus asymmetricus* Davis 1944**

Hospedeiro: *Seer vitreus* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Rio Rio Mississippi, Fairport, Iowa, EUA

Morfometria dos esporos: LE 10; CC 22; CT 67; CCP 4 em diâmetro; TCP ≠

Observações: A menor cápsula polar media 7,51 µm de comprimento e a maior 10,51 µm de comprimento

Referência: Davis (1944)

***Myxobilatus caudalis* Davis 1944**

Hospedeiro: *Aplodinotus grunniens* Rafinesque (Perciformes: Sciaenidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Rio Mississippi, Fairport, Iowa, EUA

Plasmódio: 130 de comprimento x 21 de largura µm; FC alongado

Morfometria dos esporos: LE 7; E 6; CC 15; CT 85–90; CCP 3; LCP 4,5

Referência: Davis (1944)

***Myxobilatus cotti*, Guilford, 1965**

Hospedeiro: *Cottus cognatus* Richardson (Scorpaeniformes: Cottidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Rio Plover, Baía de Green, Wisconsin, EUA

Plasmódio: FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 12,9 (9,8–14,4); LE 6,21 (4,8–7,2); E 6,1 (6,0–7,2); CC 46,0 (10,8–84,0); CT 58,9 (30,0–98,4); CCP 5,6 (4,8–6,0); LCP 2,5; TCP =; FP 3–4; ES 6–8

Referência: Guilford (1965a)

***Myxobilatus mictosporus* Davis, 1944**

[Sin. *Henneguya mictosporus*, Kudo, 1920]

Hospedeiro: *Micropterus salmoides* (Lacepède) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Rio Mississippi, Fairport, Iowa, EUA

Plasmódio: FC arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: CE 7–8; E 6–7; CC 15; CT 55–60; CCP 3; LCP 5; ES 8

Referência: Davis (1944)

***Myxobilatus minutus* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Paralichthys patagonicus* Jordan (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 24–29 de comprimento x 4–7,2 de largura µm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 7–8; E 3,8–4,8; CC 11,8–12,8; CCP 3–3,2; LCP 1,6

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1433)

Referência: Evdokimova (1977)

***Myxobilatus noturi* Guilford, 1965**

Hospedeiro: *Noturus gyrinus* (Mitchill) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Lago Michigan, Baía de Green, Wisconsin, EUA

Plasmódio: FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 8,9 (7,2–10,8); LE 6,6 (6–7,2); E 6,3 (6–7,2); CC 10,3 (7,2–13,2); CT 19,2 (18,6–28,0); CCP 4,8 (4,2–5,4); LCP 2,5; TCP =; FP 4–6; ES 8

Referência: Guilford (1965a)

***Myxobilatus ohioensis* Davis, 1944**

[Sin. *Henneguya ohioensis* Herrick, 1941]

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Lago Erie, Put-in-Bay, Ohio, EUA

Morfometria dos esporos: CE 11,2–13,6; LE 4,8–6,4; E 4,8–6,4; CC 23,2–46,4; CT 35,2–59,2; CCP 4,8; TCP =

Observações: 20–27 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1944)

***Myxobilatus rupestris* Davis 1944**

[Sin. *Henneguya rupestris* Herrick, 1941]

Hospedeiro: *Pomoxis annularis* Rafinesque (Perciformes; Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Rio Mississippi, Fairport, Iowa, EUA

Plasmódio: FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 11; LE 8; E 6; CT 65–70; CCP 3; LCP 5; ES 6 – 8

Observações: Também encontrado em *P. annularis* de Erwin, Tennessee e Lago Coolidge, Arizona; *P. annularis* e *P. sparoides* (Lesueur) em tanques de piscicultura em Kearneysville, West Virginia

Referência: Davis (1944)

***Myxobilatus semotilii* Li e Desser, 1985**

Hospedeiro: *Semotilus atromaculatus* Mitchill (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Opeongo, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 9,0 (7,5–10); LE 5,0 (4,5–6,0); E 6,0–6,5; CT 16,5 (12,5–19,0); CCP 2,5 (2–3); LCP 1,5 (1–2); TCP =; FP 4–5; ES 6

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0366)

Referência: Li e Desser (1985)

***Myxobilatus yukonensis* Arthur e Margolis, 1975**

Hospedeiro: *Cottus cognatus* Richardson (Scorpaeniformes: Cottidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Aishihik, Território Yukon, Canadá

Plasmódio: 50–70 de comprimento x 36–54 de largura µm; FC arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: CE 16,7–36,2 (26,2±4,5); LE 9,5–14,3 (12,3±1,4); E 5,3–6,9 (5,9±0,6); CC 5,6–22,9 (14,3±3,9); CCP 5,6–7,2 (6,5±0,5); LCP 4,9–7 (5,9±0,6); TCP =; FP 4–5; ES 5–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1975 – 193/39 – 40)

Referência: Arthur e Margolis (1975)

Família Parvicapsulidae Shulman, 1953

Gênero *Parvicapsula* Shulman, 1953

***Parvicapsula kabatai* Jones, Prosperi-Porta e Dawe, 2006**

Hospedeiro: *Oncorhynchus gorbuscha* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio Quinsam (50°01'N, 125°18'O), British Columbia, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 8,7±1,2 (6,8–11,1); E 6,0±0,7 (4,9–8,0); CT 12,3±0,9 (10,7–14,0); CCP 1,8±0,2 (1,2–2,2)

Espécimes em coleção: CMNPA (No. 2006-0004/0005)

GenBank: 18S (No. DQ515821)

Referência: Jones et al. (2006)

***Parvicapsula minibicornis* Kent, Whitaker e Dawe, 1997**

Hospedeiro: *Oncorhynchus nerka* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Riacho Weaver, British Columbia, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 11,0 (9,7–12,6); LE 7,5 (5,5–8); E 6,8 (6,5–7); CCP 2,5; LCP 1,3; TCP =; FP 3–4

Espécimes em coleção: CMNPA (No. 1997–0063)

Referência: Kent et al. (1997)

***Parvicapsula renalis* Landsberg, 1993**

Hospedeiro: *Sciaenops ocellatus* (Linnaeus) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: ANTM, Riacho Murray (29°08'N, 80°53'O), Condado de Volusia, Flórida, EUA

Morfometria dos esporos: CE 9,5; LE 4,0–5,0; CCP 3,0; LCP 2,0; FP 5–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 82820)

Referência: Landsberg (1993b)

***Parvicapsula schulmani* Kovaleva e Gaevskaya, 1981**

Hospedeiro: *Beryx splendens* Lowe (Beryciformes: Berycidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Meso-Atlântico (35°02'N, 49°00'O)

Plasmódio: FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 10,6–14,9; LE 4,2–5,3; CCP 1,3–1,5 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 393–397)

Referência: Kovaleva e Gaevskaya (1981)

Família Ortholineidae Lom e Noble, 1984

Gênero *Triangulamyxa* Azevedo, Corral e Matos, 2005.

***Triangulamyxa amazonica* Azevedo, Corral e Matos, 2005**

Hospedeiro: *Sphaeroides testudineus* (Linnaeus) (Tetraodontiformes: Tetraodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Rio Amazonas (00°35'38''S, 47°35'00''O), Algodual, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 8,5; LE 7,6; E 3,8; CCP 2,5–2,8 em diâmetro; TCP =; FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1027394)

Referência: Lom e Dyková (2006)

Família Sinuolineidae Shulman, 1959

Gênero *Bipteria* Kovaleva, Zubchenko e Krasin, 1983

***Bipteria nototheniae* Kovaleva e Rodjuk, 1991**

Hospedeiro: *Patagonotothen ramsayi* (Regan) (Perciformes: Nototheniidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: M, região da Patagônia, Ilha Falkland

Morfometria dos esporos: CE 10,7–12; LE 10,7–14,7; CCP 4,2–4,6 em diâmetro; FP 8

Referência: Kovaleva e Rodjuk (1991)

Gênero *Myxodavisia* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008

***Myxodavisia anoplopoma* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[*Sin. Davisia anoplopoma*, Moser e Noble, 1975]

Hospedeiro: *Anoplopoma fimbria* (Pallas) (Scorpaeniformes: Anoplopomatidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária, túbulos renais

Localização: TFNP, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 12,75 (12–14); LE 15,2 (13–17); CCP 4,95 (4–6) em diâmetro; CCC 34,7 (30–38); AW 4,38 (3–5,5); FP 5–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24408)

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia bidens* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Sinuolinea bidens* Jameson, 1931]

Hospedeiro: *Porichthys notatus* Girard (Batrachoidiformes: Batrachoididae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC irregular à oval

Morfometria dos esporos: CE 6,5–9; E 8–11,5; CCC 6–10

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia brachiophora* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sins. *Sinuolinea brachiophora* Davis, 1917, *Davisia brachiophora* Laird, 1953]

Hospedeiro: *Paralichthys albigutta* Jordan e Gilbert (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: FC arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: CE 9–11; LE 9; CCP 3,5 em diâmetro

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia cella* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin.: *Sinuolinea cella* Jameson, 1931]

Hospedeiro: *Porichthys notatus* Girard (Batrachoidiformes: Batrachoididae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Baía de Monterey, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 8–10; E 9–13; CCC 25–35

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia coryphaenoidia* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Davisia coryphaenoidia* Yoshino e Noble, 1973a]

Hospedeiro: *Coryphaenoides acrolepis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, San Diego, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 18,5 (17–23); LE 11,3 (9–14); CCP 3,7 (3–5) em diâmetro; CCC 4,8 (3–6); TCP =; FP 7–8

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia galeiforme* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Davisia galeiforme* Kovaleva e Rodjuk, 1991]

Hospedeiro: *Lycodapus australis* Norman (Perciformes: Zoarcidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: M, Ilha Falkland

Morfometria dos esporos: CE 12–17,3; LE 5,3–8; CCP 5,3–6 em diâmetro; FP 7

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia newfoundlandia* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Davisia newfoundlandia* Yoshino e Noble, 1973b]

Hospedeiro: *Macrourus berglax* Lacepède (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Rins

Localização: TFNP, Leste da Terra Nova, Quebec, Canadá

Plasmódio: 12,71 (10–15) de comprimento x 19 (15–26) de largura µm; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 11,63 (10,0–14,0); LE 9,65 (7,5–11,0); CCP 3,06 (2,0–4,0) em diâmetro; CCC 6,58 (4,5–9,0); TCP =; FP 8

Observações: Yoshino e Noble (1973b) descreveu a espécie *M. newfoundland* de Newfoundland, Canadá e sete anos depois Gayevskaya et al.(1980) descreveram a mesma espécie em *Macrourus holotrachys* Günther nas Ilhas Falklands, Ambos os parasitos encontrados em hospedeiros de peixes do mesmo gênero, No entanto, dadas as diferenças morfológicas e potencial de isolamento geográfico, estas são provavelmente espécies diferentes (ZHAO et al., 2008)

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia opacita* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sins. *Sinuolinea opacita* Davis 1917, *Davisia opacita* Laird, 1953]

Hospedeiro: *Paralichthys albigutta* Jordan e Gilbert (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 22 µm em diâmetro; FC arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: CE 12–13 em diâmetro; LE 4 em diâmetro

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia pectoralis* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Davisia pectoralis* Moser e Noble, 1975]

Hospedeiro: *Albatrossia pectoralis* (Gilbert) (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária, túbulos renais

Localização: TFNP, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 13 (10–17); LE 13,05 (11–17); E 9,5 (9–10); CCP 5,0 (3,5–7) em diâmetro; CCC 12,2 (9–17); AW 5,5 (3–7); FP 8–14

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24407)

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia reginae* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sin. *Davisia reginae* Love e Moser, 1976]

Hospedeiro: *Sebastes serranoides* (Eigenmann e Eigenmann) (Scorpaeniformes: Sebastidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 12,8 (11–15); LE 14,8 (12–20); E 11,5; CCP 3,5 (2,5–4,5) em diâmetro; CCC 40,5 (28–85); AW 4,4 (3–6); FP 6–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24444)

Referência: Zhao et al. (2008)

***Myxodavisia spinosa* Zhao, Zhou, Kent e Whipps, 2008**

[Sins. *Ceratomyxa spinosa* Davis, 1917, *Sinuolinea spinosa* Jameson, 1931]

Hospedeiro: *Paralichthys albigutta* Jordan e Gilbert (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: FC arredondado ou irregular

Morfometria dos esporos: CE 7; LE 80; CCP 4 em diâmetro

Referência: Zhao et al. (2008)

Gênero *Myxoproteus* Doflein, 1898

***Myxoproteus abyssus* Yoshino e Moser, 1974**

Hospedeiro: *Coryphaenoides armatus* (Hector) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Ilhas Farallon, Califórnia, EUA

Plasmódio: 20–25 µm em diâmetro; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 11,1 (9–12,5); LE 10,7 (9–12); CCP 3,4 (3–4) em diâmetro; FP 7–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24368–24369)

Referência: Yoshino e Moser (1974)

***Myxoproteus biliaris* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Paralichthys patagonicus* Jordan (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 35–48,7 de comprimento x 28–29 de largura µm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 9,6–10; LE 6,4; E 7,5–8; CCP 2,5–3,2 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1427)

Referência: Evdokimova (1977)

***Myxoproteus californicus* Yoshino e Moser, 1973**

Hospedeiro: *Coryphanoides acrolepis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, San Diego, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: CE 14,6 (12–17); LE 9,6 (8–11); E 7,7 (6–10); CCP 2,7 (1–3) em diâmetro; TCP =; FP 5–7

Referência: Yoshino e Moser (1973a)

***Myxoproteus cordiformis* Davis 1917**

Hospedeiro: *Chaetodipterus faber* (Broussonet) (Perciformes: Ehippidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 18 µm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 12; LE 10–11; E 6; CCP 3–4 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Myxoproteus cornutus* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Bairdiella chrysoura* (Lacepède) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 27 µm em diâmetro; **FC** alongado or irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 12; **LE** 9; **CCP** 5; **LCP** 3

Referência: Davis (1917)

***Myxoproteus hubbsi* Moser and Noble, 1977**

Hospedeiro: *Coelorinchus carminatus* (Goode) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANT, Suriname

Plasmódio: 18 de comprimento x 6 de largura µm; **FC** oval à elipsoidal

Morfometria dos esporos: **CE** 5,8 (5,0–7,0); **LE** 5,2 (4,2–7,5); **E** 3,9 (3,5–4,5); **CCP** 1,4 (1,0–2,0) em diâmetro; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24438)

Referência: Moser e Noble (1977c)

***Myxoproteus innae* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Odontesthes incisa* (Jenyns) (Atheriniformes: Atherinopsidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 77 de comprimento x 22,4 de largura µm

Morfometria dos esporos: **CE** 10,4; **LE** 9,6; **E** 8,8–9,6; **CCP** 3,2 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1428)

Referência: Evdokimova (1977)

***Myxoproteus meridionalis* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Merluccius hubbsi* Marini (Gadiformes: Merlucciidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: M, Patagônia, Argentina

Plasmódio: 16,8 de comprimento x 14,7 de largura µm; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,2–12,8; **E** 7,7–9,1; **CCP** 2,8 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1429)

Referência: Evdokimova (1977)

***Myxoproteus moseri* Kovaleva e Gaevskaya, 1982**

Hospedeiro: *Salilota australis* (Günther) (Gadiformes: Moridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ASTM, país não identificado

Plasmódio: 26–34,6 de comprimento x 20–58 de largura µm; **FC** arredondado à oval

Morfometria dos esporos: **CE** 9,5–13,3; **LE** 9–11,9; **CCP** 2,6–3,3; **LCP** 2,2–2,7

Espécimes em coleção: ZISP (No. 424 – L45/2, 431 – L13/2 e 432 – L13/2)

Referência: Kovaleva e Gaevskaya (1982)

***Myxoproteus rosenblatti* Moser and Noble, 1977**

Hospedeiro: *Coryphaenoides acrolepis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNA, Oregon, EUA

Plasmódio: 35 de comprimento x 15 de largura μm ; **FC** alongado à circular

Morfometria dos esporos: **CE** 17,0 (15,0–22,0); **LE** 10,5 (9,0–13,5); **E** 9,5 (8,5–11);

CCP 4,2 (3,5–6,0) em diâmetro; **FP** 5–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24437)

Observações: Também encontrado em *Coryphaenoides ariommus* Gilbert e Thompson (Chile), *Coryphaenoides armatus* (Hector) (Costa Rica), *Coryphaenoides filifer* (Gilbert) (Canadá)

Referência: Moser e Noble (1977c)

Gênero *Neobipteria* Kovaleva, Zubchenko e Krasin, 1986

***Neobipteria macrouri* Kovaleva, Gaevskaya e Krasin, 1986**

Hospedeiro: *Coryphaenoides acrolepis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: A, Mar de Bering, Alaska, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 13,3–14,4; **LE** 14,6–17,3; **E** 13,3–14,4; **CCP** 6–6,5 em diâmetro; **FP** 7–8

Referência: Kovaleva et al. (1986)

Gênero *Noblea* Kovaleva, 1989

***Noblea admiranda* Kovaleva, 1989**

Hospedeiro: *Urophycis chuss* (Walbaum) (Gadiformes: Phycidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNA, Ilha Sable (43°15'N, 61°19'O), Canadá

Plasmódio: 20–35 de comprimento x 18–32 de largura μm ; **FC** arredondado à oval

Morfometria dos esporos: **CE** 16–18,6; **LE** 12–14,6; **CCP** 3,4–4,0 em diâmetro; **FP** 6–7

Espécimes em coleção: ZISP (No. 741)

Referência: Kovaleva (1989)

Gênero *Schulmania* Kovaleva, Zhubchenko e Krasin, 1983

***Schulmania aenigmatica* Kovaleva, Zhubchenko e Krasin, 1983**

Hospedeiro: *Hippoglossoides platessoides* (Fabricius) (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNA, Labrador, Newfoundland, Canadá

Plasmódio: 31,9–55,9 de comprimento x 26,6–42,0 de largura μm ; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 19,95–23,1; **LE** 11,97–13,3; **CCP** 5,98–6,65 em diâmetro; **CC** 11,97–15,96; **FP** 6

Referência: Kovaleva et al. (1983)

***Schulmania ovale* Kovaleva, Zhubchenko e Krasin, 1983**

Hospedeiro: *Lycodes esmarkii* Collet (Perciformes: Zoarcidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNA, Newfoundland, Canadá

Plasmódio: 29,26–39,9 de comprimento x 6,65–13,3 de largura μm ; **FC** relativamente largo

Morfometria dos esporos: **CE** 18–19,9; **LE** 13,3–14,63; **CCP** 5,32–5,98 em diâmetro; **FP** 7–8

Referência: Kovaleva et al. (1983)

***Schulmania quadrilobata* Kovaleva, Zubtchenko e Krasin, 1983**

Hospedeiro: *Reinhardtius hippoglossoides* (Walbaum) (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNA, Grand Banks, Newfoundland, Canadá

Plasmódio: 13,3 de comprimento x 19,95 de largura μm ; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 21,28–24,42; **LE** 10,9–13,3; **E** 5,35; **CCP** 4,3–5,9 em diâmetro; **CC** 5,32–6,65; **FP** 6

Referência: Kovaleva et al. (1983)

Gênero *Sinuolinea* Davis, 1917

***Sinuolinea arborescens* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Syngnathus floridae* (Jordan e Gilbert) (Syngnathiformes: Syngnathidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 75 μm em diâmetro; **FC** arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 15; **LE** 12; **CCP** 5 em diâmetro

Referência: Davis (1917)

***Sinuolinea capsularis* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Paralichthys albigutta* Jordan e Gilbert (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 40 μm em diâmetro; **FC** arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 12–14 em diâmetro; **CCP** 4–5 em diâmetro

Observações: Também encontrado na bexiga urinária de *Paralichthys dentatus* (Linnaeus) e *Sphaeroides maculatus* (Bloch e Schneider); 50 μm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Sinuolinea contrariocapsularis* Evdokimova, 1977**

Hospedeiro: *Paralichthys patagonicus* Jordan (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Patagônia, Argentina

Morfometria dos esporos: **CE** 9,6–11,2; **LE** 8–9,6; **E** 8–9,6; **CCP** 3,2 em diâmetro

Espécimes em coleção: ZISP (No. 1426)

Referência: Evdokimova (1977)

***Sinuolinea dimorpha* Davis, 1917**

[**Sin. *Sphaerospora dimorpha* Davis, 1916**]

Hospedeiro: *Cynoscion regalis* (Bloch e Schneider) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária e ureteres

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 575 de comprimento x 90 de largura µm; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 15 em diâmetro; **LE** 4–5 em diâmetro

Observações: 27–35µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1917)

***Sinuolinea magna* Yoshino e Noble, 1973**

Hospedeiro: *Coryphaenoides acrolepchis* (Bean) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, San Diego, Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 21,2 (19–30) em diâmetro; **CCP** 6,1 (5–7,5) em diâmetro; **FP** 7–8

Referência: Yoshino e Noble (1973a)

***Sinuolinea niloticus* Rodrigues, Francisco, Biondi e Júnior, 2016**

Host: *Oreochromis niloticus* (Linnaeus) (Perciformes: Cichlidae) – **D**

Sítio de Infecção: Intestino, coração, rins, fígado, musculatura, baço e estômago

Locality: piscicultura (19°55'47,52''S, 50°08'36,56''O), Rio Mira Estrela e Rio Capivari (22°43'43''S, 48°22'29''O), Botucatu, São Paulo, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 12,1±1,6 (9,1–14,3) em diâmetro; **CCP** 5,9±0,8 (4,1–8,1) em diâmetro

GenBank: 18S (No. KR119066)

Referência: Rodrigues et al. (2016)

Família Sphaeromyxidae Lom e Noble, 1984

Gênero *Sphaeromyxa* Thélohan, 1892

***Sphaeromyxa argentinensis* Timi e Sardella 1998**

Hospedeiro: *Engraulis anchoita* Hubbs e Marini (Clupeiformes: Engraulidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Atlântico Sudoeste, Argentina

Plasmódio: 1,9–4,4 de comprimento x 2,0–4,7 de largura mm; **FC** fusiformes e arqueados, abruptamente arredondos nas extremidades

Morfometria dos esporos: **CE** 24,9 (23,25–27,5); **LE** 4,78 (4,5–5,28); **ST** 4,95 (4,5–5,25); **CCP** 7,25 (6–9); **LCP** 3,32 (2,55–4,5); **TCP** =; **FP** 5

Espécimes em coleção: LPNSM (No. 002/1; 002/2)

Referência: Timi e Sardella (1998)

***Sphaeromyxa bonaerensis* Timi e Sardella 1998**

Hospedeiro: *Anchoa marinii* Hildebre (Clupeiformes: Engraulidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M, Porto Mar del Plata (38°08'S, 57°32'O), Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina

Plasmódio: 1,1–1,5 mm em diâmetro; **FC** extremidades ligeiramente curvadas e truncadas

Morfometria dos esporos: CE 17,33 (16,5–18,75); LE 4,45 (3,75–4,8); ST 4,16 (3,45–4,5); CCP 4,08 (3–4,5); LCP 2,81 (1,95–3,3); TCP =; FP 5
Espécimes em coleção: LPNSM (No. 003/1; 003/2)
Referência: Timi e Sardella (1998)

***Sphaeromyxa cannolii* Sears, Anderson e Greiner 2011**

Hospedeiro: *Hippocampus erectus* Perry (Syngnathiformes: Syngnathidae) – MAR

Sítio de Infecção: Ductos

Localização: ANTM, Golfo do México (29°5'31''N, 82°51'51''O; 28°6' 29''N, 82°52'51''O), Condado de Citrus e Condado de Pasco, Flórida, EUA

Plasmódio: 0,5–1 mm em diâmetro; FC extremidades truncadas

Morfometria dos esporos: CE 17,6 (16,6–20); LE 5,7 (5,0–7,1); CCP 4,8 (4,2–5,4); LCP 3,0 (2,4–3,3); TCP ≠

Espécimes em coleção: USNPC (No. 102986)

Referência: Sears et al. (2011)

***Sphaeromyxa gibbonsia* Noble 1939**

Hospedeiro: *Gibbonsia elegans* (Cooper) (Perciformes: Clinidae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Santa Barbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: 2 mm em diâmetro; FC arqueado com extremidades arredondadas

Morfometria dos esporos: CE 27; LE 5,2; CCP 10; LCP 4

Observações: 20 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Noble (1939)

***Sphaeromyxa intermediata* Moser e Noble 1977**

Hospedeiro: *Malacocephalus occidentalis* Goode e Bean (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: ANT, Mar do Caribe

Morfometria dos esporos: CE 19,8 (17,5–24,0); LE 4,8 (3,5–7,5); CCP 7,5 (5,5–9,5); LCP 4,4 (3,5–6,5); FP 5–9; ES 6–10

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24440)

Referência: Moser e Noble (1977a)

***Sphaeromyxa kenti* Whipps e Font 2013**

Hospedeiro: *Gobiosoma bosc* (Lacepède) (Perciformes: Gobiidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Pontchartrain (30°16,083'N, 89°57,365'O), Louisiana, EUA

Plasmódio: 1,4 mm em diâmetro; FC arqueado com extremidades arredondadas

Morfometria dos esporos: CE 18,5 (17,5–19,8); LE 4,4 (3,8–5,2); CCP 7,9 (6,9–8,6); LCP 2,3 (2,0–2,6); TCP ≠; FP 2–3

Espécimes em coleção: HWML (números de acesso não fornecidos)

GenBank: 18S (No. JX443489)

Observações: A menor cápsula polar possuía 7,0 (5,8–7,5 ± 0,06) de comprimento x 2,3 (2,0–2,6 ± 0,02) de largura

Referência: Whipps e Font (2013)

***Sphaeromyxa lateralis* Noble 1941**

Hospedeiro: *Artedius lateralis* Girard (Scorpaeniformes: Cottidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Santa Barbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC ligeiramente curvada com extremidades arredondadas

Morfometria dos esporos: CE 26; LE 8; CCP 8,6; LCP 6,3

Observações: 20 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Noble (1941)

***Sphaeromyxa maiyai* Morrison e Pratt 1973**

Hospedeiro: *Microgadus proximus* (Girard) (Gadiformes: Gadidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Newport, Oregon, EUA

Plasmódio: 0,5–3,0 mm em diâmetro; FC arqueado com extremidades arredondadas à truncadas

Morfometria dos esporos: CE 27,6 (23–30); LE 5,6 (5–7); CCP 9,3 (8–10); LCP 3,7 (3–4)

Espécimes em coleção: USNPC (No. 72553)

Observações: 150 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Morrison e Pratt (1973)

***Sphaeromyxa ovula* Noble 1939**

Hospedeiro: *Gobiesox rhesodon* Smith (Gobiesociformes: Gobiesocidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: TFNP, Santa Barbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC oval, extremidades arredondadas

Morfometria dos esporos: CE 14; LE 4,3; CCP 5; LCP 3

Referência: Noble (1939)

***Sphaeromyxa schulmani* Kovaleva e Gaevskaya 1982**

Hospedeiro: *Salilota australis* (Günther) (Gadiformes: Moridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Sudoeste do Atlântico

Plasmódio: 24 de comprimento x 12 de largura mm

Morfometria dos esporos: CE 18,6–20; LE 4–5,98; CCP 4,65–5,98; LCP 2,66–3,32; FP 3

Observações: Os autores não especificaram o país

Referência: Kovaleva e Gaevskaya (1982)

Família Sphaerosporidae Davis, 1917

Gênero *Sphaerospora* Thélohan, 1892

***Sphaerospora armatura* nom. Gunter e Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca armatura* Yoshino e Moser, 1974]

Hospedeiro: *Albatrossia pectoralis* (Gilbert) (Gadiformes: Macrouridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária e tubules renais

Localização: TFNP, Califórnia e Washington, EUA

Morfometria dos esporos: CE 12,9 (10–16); LE 20,9 (17–26); CCP 5,7 (4–7) em diâmetro; FP 8–9

Observações: Também encontrado em *Coryphaenoides leptolepis* Günther (Gadiformes: Macrouridae)

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Sphaerospora chagasi* Gunter e Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca chagasi* Nemeček, 1926]

Hospedeiro: *Leptopelis ocellatus* (Mocquard) (Anura: Leptodactylidae) – **AMF**

Sítio de Infecção: Ductos urinários

Localização: Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 150 µm

Morfometria dos esporos: CE 10–11; LE 15; CCP 8–8,5; LCP 8–8,5; TCP =

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Sphaerospora compressa* Gunter e Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca compressa* Noble, 1939]

Hospedeiro: *Rimicola eigenmanni* (Gilbert) (Gobiesociformes: Gobiesocidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Santa Bárbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: 17 x 22,5 µm

Morfometria dos esporos: CE 12,2; LE 10,5; CCP 3,3; LCP 4

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Sphaerospora diminuta* Li and Desser, 1985**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 7,5 (5 8,5) em diâmetro; CCP 2,5 (2–3) em diâmetro;

TCP =; FP 3–4

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0369)

Referência: Li e Desser, 1985

***Sphaerospora elwhaiensis* Jones, Fiala, Proserpi-Porta, House e Mumford, 2011**

Hospedeiro: *Oncorhynchus nerka* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Túbulos renais

Localização: Lago Sutherland (48°05'N, 123°43'O), Washington, EUA

Morfometria dos esporos: CE 9,3–12,0 (10,3±0,6); LE 9,9–14,3 (11,2±0,9); CCP 2,4–4,5 (3,3±0,5) em diâmetro; TCP =; FP 6

Espécimes em coleção: CMN (No. 2010-019 e 2010-020, Hapantótipo e parapantótipo respectivamente)

GenBank: 18S (No. HQ450772.1)

Referência: Jones et al. (2011)

***Sphaerospora glomerosa* Gunter e Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca glomerosa*, Davis, 1917]

Hospedeiro: *Paralichthys albigutta* Jordan e Gilbert (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 11µm; FC arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: CE 9; LE 4,5; CCP 2 em diâmetro

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Sphaerospora hankai* Lom, Desser e Dyková, 1989**

Hospedeiro: *Ameiurus nebulosus* (Lasueur) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Ontário, Canadá

Plasmódio: 11 µm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 6,1 (5,4–6,6); LE 6,0 (5,4–6,5); CCP 2,8 (2,5–3,1);

LCP 2,7 (2,3–2,9); TCP ≠; FP 4–5

Observações: A menor cápsula polar possuía 2,4 (2,1–2,6) de comprimento x 2,0 (1,9–2,2) de largura µm

Referência: Lom et al. (1989)

***Sphaerospora ictaluri* Hedrick, McDowell e Groff, 1990**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: pequena fazenda, central Califórnia, EUA

Plasmódio: 20,4±0,4 µm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 5,8±0,7; LE 5,6±0,3; E 6,5±0,3; CCP 1,9; LCP 1,7;

FP 4–5

Espécimes em coleção: VMTH (No. 88B-3670)

Referência: Hedrick et al. (1990)

***Sphaerospora lobosa* Gunter e Adlard, 2010**

[Sin. *Leptotheca lobosa* Davis, 1917]

Hospedeiro: *Paralichthys dentatus* (Linnaeus) (Pleuronectiformes: Paralichthyidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 24 µm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 16–18; LE 9–10; CCP 3 em diâmetro

Referência: Gunter e Adlard (2010)

***Sphaerospora motemari* Holzer, Pecková, Patra, Brennan, Yanes-Roca, Main, 2013**

Hospedeiro: *Lutjanus griseus* (Linnaeus) (Perciformes: Lutjanidae) – ANA

Sítio de Infecção: Capilares glomerulares dos corpúsculos renais

Localização: ANTM (27°26'36,15''N, 82°41'36,09 O / 27°19'37,59''N, 82°35'14,06''O), Flórida, EUA

Plasmódio: 41,12 (36,45–45,79) µm; FC esférico to oval

Morfometria dos esporos: CE 16,31 (13,85–18,37); LE 19,85 (18,23–21,65); E 20,41 (18,83–22,03); CCP 6,47 (5,76–7,41); LCP 6,43 (5,55–7,54); FP 5–6

Espécimes em coleção: IPCAS (No. IP ProtColl P2)

GenBank: 18S (No. KC526873)

Referência: Holzer et al. (2013)

***Sphaerospora ohlmacheri* Desser, Lom e Dyková, 1986**

[Sins. *Chloromyxum ohlmacheri* Whinery, 1893, *Wardia ohlmacheri* Kudo, 1920]

Hospedeiro: *Lithobates catesbeianus* (Shaw) (Anura: Ranidae) – **AMF**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Two Rivers, Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 12,6±0,17; **LE** 10,9±0,19; **E** 0,7; **CCP** 4,4±0,08 em diâmetro; **TCP** =; **FP** 6

Observações: A superfície dos esporos foi caracterizada por estrias radiais

Referência: Desser et al. (1986)

***Sphaerospora olsoni* Sanders, Jaramillo, Ashford, Feist, Lafferty e Kent, 2015**

Hospedeiro: *Atherinops affinis* (Ayres) (Atheriniformes: Atherinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: TFNP, Santa Monica (34,40°N, 119,53°O), Califórnia, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 5,2–7,1 (6,0 ±0,5); **LE** 5,7–6,0 (5,8±0,1); **E** 5,8–8,4 (7,3±8); **CCP** 1,8–2,4 (2,0±0,14) em diâmetro; **FP** 3–5

Specimensin Collection: TCPQM (No. G465699–G465700)

GenBank: 18S (No. KJ526213)

Referência: Seers et al. (2015)

***Sphaerospora oncorhynchi* Kent, Whitaker e Margolis, 1993**

Hospedeiro: *Onchorhynchus nerka* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Great Central, Ilha Vancouver, British Columbia, Canadá

Plasmódio: 5–15µm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 9,1 (8,2–10,2); **LE** 8,6 (7,8–9,2); **E** 10,4 (10,2–11,2); **CCP** 3,0 (2,9–3,3) em diâmetro; **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: CMN (No. 1993-0035-0037)

Referência: Kent et al. (1993)

***Sphaerospora ovophila* Xiao and Desser, 1997**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciforme: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Ovário

Localização: Lago Sasajewun (45°35'30"N, 78°31'30"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: acima de 0,5 mm; **FC** oval ou irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 8,2 (7,2–8,4); **LE** 6,2 (6,0–7,0); **E** 7,9 (7,4–8,2); **CCP** 3,0 (2,7–3,2); **TCP** =; **FP** 6–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1996--0085 (esporos), 1996–0086 (Ovário), e 1996–0087 (tecido ovariano)

Referência: Xiao e Desser (1997)

***Sphaerospora paulini* Lom, Desser e Dyková, 1989**

Hospedeiro: *Semotilus atromaculatus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Ontário, Canadá

Plasmódio: 20 µm; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 8,1 (8,0–8,5); **CCP** 2,8 (2,5–3,4); **LCP** 2,6 (2,5–3,0); **TCP** =; **FP** 4–5

Referência: Lom et al. (1989)

***Sphaerospora polymorpha* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Opsanus tau* (Linnaeus) (Batrachoidiformes: Batrachoididae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: ANTM, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: 35 de comprimento x 50 de largura µm, **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 8(7–10) em diâmetro; **CCP** 2–2,5; **LCP** 4–5

Referência: Davis (1917)

***Sphaerospora sphaerula* Gunter e Adlard, 2010**

[**Sin. *Leptotheca sphaerula* Noble, 1939**]

Hospedeiro: *Gibbonsia metzi* Hubbs (Perciformes: Clinidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: TFNP, Santa Barbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: 20 de comprimento x 28 de largura µm

Morfometria dos esporos: **CE** 13 em diâmetro; **CCP** 4,6; **LCP** 5

Referência: Gunter e Adlard (2010)

Gênero *Palliatius* Shulman, Kovaleva e Dubina, 1979

***Palliatius magellanicus* Kalavati, Mackenzie, Collins, Hemmingsen e Brickle, 2013**

Hospedeiro: *Macruronus magellanicus* Lönnberg (Gadiformes: Merlucciidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: M (43°S, 73°O), Ilha de Chiloe, Chile

Plasmódio: 28,4–38,4 de comprimento x 28,0–36,0 de largura; **FC** oval ou irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 9,6–19,2 (13,64±3,67); **LE** 10,2–22,4 (19,03±3,64); **E** 14,0–20,0 (16,09±1,92); **CCP** 6,4–8,0 (6,93±0,64); **LCP** 3,2–5,4 (4,0±0,80); **VE** 32,0–48,0 (40,43±6,47); **FP** 3–4

Espécimes em coleção: NHMUK (No. 2012,3.19.2)

Referência: Kalavati et al. (2013)

Gênero *Wardia* Kudo, 1920

***Wardia lucci* Kudo, 1921**

Hospedeiro: *Esox niger* (Lesueur) (Esociformes: Esocidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Nova Iorque, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: **FC** geralmente arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 8–9; **LE** 8–8,5; **E** 5–6; **CCP** 2,5–3,5 em diâmetro; **TCP** =; **FP** 4–5

Observações: 50–70 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Kudo (1921)

***Wardia ovinocua* Kudo 1920**

Hospedeiro: *Lepomis humilis* (Girard) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Ovário

Localização: Lago Salt Fork, Ohio, EUA

Plasmódio: 30–40 µm

Morfometria dos esporos: **CE** 9–10; **LE** 10–12; **E** 6; **CCP** 4 em diâmetro; **FP** 5–6

Observações: 35–45µm de comprimento do filamento polar

Referência: Kudo (1921)

Suborder Platysporina Kudo, 1919

Família Myxobolidae Thélohan, 1892

Gênero *Dicauda* Hoffman, 1978

***Dicauda atherinoidi* Hoffman, 1978**

Hospedeiro: *Notropis atherinoides* Rafinesque (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cabeça e parte ventral do corpo

Localização: Lago Erie, Parque Estadual de Sterling, Michigan; Rios Hudson e Mohawk, Nova Iorque, EUA,

Plasmódio: 0,1–1,0 mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 10,3 (8,5–12,5); **LE** 9,3 (8,5–11); **E** 7,3(7–9); **CC** 49(25–73); **CCP** 5,2 (4–7); **LCP** 3,3 (2,5–4); **FP** 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 74582)

Referência: Hoffman (1978)

Gênero *Henneguya* Thélohan, 1892

***Henneguya acuta* Bond, 1939**

Hospedeiro: *Esox masquinongy* Mitchill (Esociformes: Esocidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Chautauqua, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: 1–2 de comprimento × 2–3 de largura

Morfometria dos esporos: **CE** 16,5 (14–18); **LE** 4–5, **E** 4; **CT** 57 (33–66); **CCP** 5–7; **LCP** 2; **FP** 8–9

Referência: Bond (1939)

***Henneguya adherens* Azevedo e Matos, 1995**

Hospedeiro: *Acestrorhynchus falcatus* Bloch (Characiformes: Acestrorhynchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,2–0,3 mm em diâmetro; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 12,4 (10,5–13,8); **LE** 5,8 (5,1–6,5); **CC** 20,5 (18,5–21,7); **CT** 32,3 (30,7–35,1); **CCP** 3,1 (2,8–3,5); **LCP** 1,2 (1,0–1,6); **TCP** =; **FP** 3–4

Referência: Azevedo e Matos (1995)

***Henneguya adiposa* Minchew, 1977**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**

Sítio de Infecção: Tecido adiposo

Localização: Lagoa privativa, Condado de Lee, Mississippi, EUA

Plasmódio: 120 de comprimento x 290 – 500 de largura µm

Morfometria dos esporos: **CE** 16,3 (12–19); **LE** 4,0 (3,5–5,0); **E** 3,0 (2,5–3,5); **CC** 44,8 (28–59); **CT** 61,0 (45–75); **CCP** 7,7 (6,2–9,0); **LCP** 1,5 (1,0–2,0); **TCP** ≠, =; **FP** 6–8

Referência: Minchew (1977)

***Henneguya aequidens* Videira, Valasco, Azevedo, Silva, Gonçalves, Matos e Matos, 2015**

Hospedeiro: *Aequidens plagiozonatus* Kulleer (Perciformes: Cichlidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas (01°11'S, 47°18'O), Peixe Boi, Pará, Brasil

Plasmódio: FC elipsóide

Morfometria dos esporos: CE 15±0,9; LE 6±0,8; CC 27±0,6; CT 41±1,5; CCP 3±0,3; LCP 2±0,3; TCP =; FP 4–6

Espécimes em coleção: INPA (No. 22)

Referência: Videira et al. (2015)

***Henneguya akule* Work, Takata, Whipps e Kent, 2008**

Hospedeiro: *Selar crumenophthalmus* Bloch (Perciformes: Carangidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bulbos arteriais

Localização: IPL, Sul de Oahu (21,15°N, 158,00°O), Barbers Point, Hawaii, EUA

Plasmódio: 0,01–0,7 mm de comprimento; FC pleomórfico

Morfometria dos esporos: CE 12,1 (10–14); LE 7,4 (5–9); E 5,3 (3–7); CT 40,8 (29–52); CCP 3,4 (2–6); LCP 1,4 (1–2); FP 3–4

Espécimes em coleção: USNPC (No. 099994.00 e 099995.00)

GenBank: 18S (No. EU016076)

Observações: Também encontrado em outras localidades: Sul de Oahu, baía de Mauna Lua (21,15°N, 157,45°O), Costa Waianae (21,30°N, 158,15°O), Ilha Sand (21,18°N, 157,54°O)

Referência: Word et al. (2008)

***Henneguya amazonica* Rocha, Matos e Azevedo, 1992**

Hospedeiro: *Crenicichla lepidota* Heckel (Perciformes: Cichlidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,05 de comprimento × 0,15 de largura mm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 13,9 (11,5–14,9); LE 5,7 (5,2–6,3); E 4,4 (3,3–5,0); CC 45,4 (41,7–52,1); CT 59,3 (55,0–65,9); CCP 3,3 (2,7–3,6); LCP 1,5 (1,1–1,9); TCP =; FP 6

Referência: Rocha et al. (1992)

***Henneguya ameiurensis* Nigrelli e Smith, 1940**

Hospedeiro: *Ameiurus nebulosus* Lesueur (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: barbos

Localização: Lago New Hampshire, New Hampshire, EUA

Plasmódio: 190 length x 342 de largura µm; FC esférico, oval ou irregular

Morfometria dos esporos: LE 4,1; E 3; CC 15-41,5; CT 23,3

Referência: Nigrelli e Smith (1940)

***Henneguya amiae* Fantham, Porter e Richardson, 1940**

Hospedeiro: *Amia calva* Linnaeus (Amiiformes: Amiidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Montreal, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 15,8–25; LE 4,1–6,6; CC 18–25; CCP 5,5–6,6; LCP 1,6–2,5; TCP =

Referência: Fantham et al. (1940)

***Henneguya arapaima* Feijó, Arana, Ceccarelli e Adriano, 2008**

Hospedeiro: *Arapaima gigas* Schinz (Osteoglossiformes: Arapaimidae) – D

Sítio de Infecção: Arcos branquias, vesícula biliar

Localização: Rio Araguaia (13°22'48''S, 50°41'02''O), Nova Crixás, Goiás, Brasil

Plasmódio: 0,2–0,6 mm em diâmetro; FC arredondado ou elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 14,2 (13,5–15,2); LE 5,7 (5,1–6,1); E 4,9 (4,7–5,3);

CC 38,3 (38,0–41,2); CT 51,6 (48,4–53,1); CCP 6,5 (6,3–6,8); LCP 1,5 (1,4–1,6);

TCP =; FP 5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 23)

Referência: Feijó et al. (2008)

***Henneguya astyanax* Vita, Corral, Matos e Azevedo, 2003**

Hospedeiro: *Jupiaha keithi* Géry, Planquette e Le Bail (Characiformes: Characidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas (01°11'30''S, 47°18'54''O), Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,25 mm; FC elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 15,2±0,77; LE 5,7±0,71; E 4,2±0,31; CC 32,6±1,11;

CT 47,8±0,71; CCP 5,0±0,13; LCP 1,5±0,0; FP 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1004430)

Referência: Vita et al. (2003)

***Henneguya azevedoi* Barassa, Adriano, Cordeiro, Arana e Ceccarelli, 2012**

Hospedeiro: *Leporinus obtusidens* Valenciennes (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Mogi Guaçu, Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 40–200 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 10,0±0,07 (9,9–10,2); LE 4,4±0,4 (4,0–5,0); CC

35,6±0,9 (34,9–36,5); CT 45,2±0,6 (45,0–47,0); CCP 3,8±0,3 (3,5–4,0); LCP 1,0; TCP

=; FP 6–7

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 30)

Referência: Barassa et al. (2012)

***Henneguya bulbosus* Rosser, Griffin, Quiniou, Khoo e Pote, 2014**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Piscicultura, Condado de Washington, Mississippi, EUA

Plasmódio: ~1,25 mm em diâmetro; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 17,1±0,1 (15,0–19,3); LE 4,8±0,4 (3,7–5,6); CC

40,0±5,1 (29,5–50,0); CT 57,2±4,7 (46,8–66,8); CCP 5,8±0,3 (5,1–6,4); LCP 1,7±0,1

(1,4–1,9)

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1251670)

GenBank: 18S (No. KM000055)

Referência: Rosser et al. (2014)

***Henneguya caudalongula* Adriano, Arana e Cordeiro, 2005**

Hospedeiro: *Prochilodus lineatus* Valenciennes (Characiformes: Prochilodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Centro Nacional de Pesquisa e Conservação da Biodiversidade Aquática Continental Cepta/Ibama (21°56'3,6528''S, 47°22'19,7436''O), Pirassununga, São Paulo

Plasmódio: 1 mm em diâmetro; **FC** arredondado ou elipsoidal

Morfometria dos esporos: **CE** 16,6±0,5; **LE** 4,6±0,2; **CC** 52,6±1,5; **CT** 71±1,4; **CCP** 6,1±0,2; **LCP** 1,6 ± 0,2; **FP** 10–11

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 16 e 17)

Referência: Adriano et al. (2005a)

***Henneguya caudicula* Eiras, Takemoto e Pavanelli, 2008**

Hospedeiro: *Leporinus lacustris* Amaral Campos (Characiformes: Anostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Paraná, Porto Rico, Paraná, Brasil

Plasmódio: 0,05 mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,3 (11–12); **LE** 5,4 (5–6); **E** 3,6 (3–4); **CC** 3,4 (3–4); **CT** 14,7 (14–16); **CCP** 3,7 (3–4); **LCP** 1,5; **TCP** =; **FP** 3

Espécimes em coleção: MNHUP (números de acesso não fornecidos)

Referência: Eiras et al. (2008)

***Henneguya chydadea* Barassa, Cordeiro e Arana, 2003**

Hospedeiro: *Astyanax altiparanae* (Garutti e Britski) (Characiformes: Characidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Piscicultura em Rio das Pedras, Campinas, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 40–64 de comprimento x 64–80 de largura µm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 8,8–11,2; **LE** 3,2–5,6; **CC** 8–9,6; **CT** 17,6–20; **CCP** 3,2–4,4; **LCP** 1,2–1,6; **FP** 9–19

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 10 e 11)

Referência: Barassa et al. (2003)

***Henneguya corruscans* Eiras, Takemoto e Pavanelli, 2009**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* Spix e Agassiz (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Paraná, Porto Rico, Paraná, Brasil

Plasmódio: 0,1–0,3 mm; **FC** arredondado, oval

Morfometria dos esporos: **CE** 14,3 (13–15); **LE** 5; **E** 4; **CC** 13,7 (12–15); **CT** 27,6 (25–29); **CCP** 6,8 (6–7); **LCP** 2; **FP** 5–6

Referência: Eiras et al. (2009)

***Henneguya cuniculator* Naldoni, Maia, Silva e Adriano 2014**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio São Francisco (17°12'8''S; 44°50'0''O), Pirapora, Minas Gerais, Brasil

Plasmódio: Acima de 1 cm de comprimento; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: CE 12,1±1,0 (10,0–14,7); LE 4,8±0,4 (4,0–5,9); E 4,2±0,7 (3,9–4,9); CC 16,7±2,0 (12,3–19,4); CT 29,4±2,4 (23,3–32,4); CCP 6,2±0,3 (5,2–6,2); LCP 1,8±0,1 (1,4–1,9); TCP =; FP 10–11

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 40 e MYX 41)

GenBank: 18S (No. KF732840)

Referência: Naldoni et al. (2014)

***Henneguya curimata* Azevedo e Matos, 2002**

Hospedeiro: *Curimata inornata* Vari (Characiformes: Curimatidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio Amazonas (00°35'38''S, 47°35'00''O), Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,6–1,2 mm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 16,0–17,4; LE 5,8–6,6; CC 18,3–19,9; CT 34,2–36,1;

CCP 6,5 ± 0,3; LCP 1,2 ± 0,2; FP 10–11

Espécimes em coleção: USNPC (números de acesso não fornecidos)

Referência: Azevedo e Matos (2002)

***Henneguya curvata* Barassa, Adriano, Arana e Cordeiro, 2003**

Hospedeiro: *Serrasalmus spilopleura* Kner (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Fazenda Rio das Pedras, Campinas, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,1–0,5 mm long; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 16,4±0,8; LE 4,7±0,2; CC 25,3±2,3; CT 41,7 ± 2,7;

CCP 7,8 ± 0,3; LCP 1,4 ± 0,2; FP 10–11

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 06 e 07)

Referência: Barassa et al. (2003)

***Henneguya cynoscioni* Dyková, Buron, Roumillat e Fiala, 2011**

Hospedeiro: *Cynoscion nebulosus* Cuvier (Perciformes: Sciaenidae) – D

Sítio de Infecção: Bulbos arteriais

Localização: Rio Low Ashley, Estuário Charleston Harbor, Califórnia, EUA

Plasmódio: FC largo

Morfometria dos esporos: CE 10,4 (9,8–11,7); LE 8,8; E 5,8; CC 28,0 (23,5–33,3);

CT 38,6 (34,3–44,1); CCP 3,3; LCP 2; TCP =; FP 2–4

Espécimes em coleção: IPCAS (números de acesso não fornecidos)

GenBank: 18S (No. JN017203)

Referência: Dyková et al. (2011)

***Henneguya cyphocharax* Abdallah, Azevedo, Luque e Bomfim, 2007**

Hospedeiro: *Cyphocharax Gilbert* Quoy e Gaimard (Characiformes: Curimatidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Guandú Rio (22°48'32''S, 43°37'35''O), Seropédica, Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 0,10–0,32 de comprimento x 0,12–0,35 de largura mm; FC elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 11,3 (7,7–13,4); LE 4,4 (2,9–6,3); CC 23,7 (20,8–

31,5); CT 35,1 (29,6–44,4); CCP 5,2 (4,2–6,3); LCP 1,9 (1,5–2,3); TCP ≠; FP 7–9

Espécimes em coleção: CHIOC (números de acesso não fornecidos)

Referência: Abdallah et al. (2007)

***Henneguya diversis* Minchew, 1977**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Base dorsal dos barbos, nadadeiras peitorais, fígado, rins e musculatura

Localização: Piscicultura de bagres, Condado de Perry, Alabama, EUA

Plasmódio: 250 de comprimento x 600 de largura μm

Morfometria dos esporos: CE 14,8(13,5–16,5); LE 4,0(3,2–5,0); E 3,9(3,0–4,5); CC 34,6(25–47); CT 49,5(40–62); CCP 6,5(6,0–7,5); LCP 1,5(1,0–2,0); FP 6–8

Referência: Minchew (1977)

***Henneguya doori* Guilford, 1963**

Hospedeiro: *Perca flavescens* Mitchill (Perciformes: Perciidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Michigan, Baía Green, Winsconsin, EUA

Plasmódio: 0,15,0,5 mm em diâmetro; FC arredondado à oval

Morfometria dos esporos: CE 20,1 (15–24); LE 8,7 (6–16); E 7,1 (4–8,4); CC 18,7 (6–27); CT 38,8 (31–45); CCP 9,1 (7–9,6); LCP 1,5–3; TCP =; FP 9–14

Referência: Guilford (1963)

***Henneguya eirasi* Naldoni, Arana, Maia, Silva, Carriero, Ceccarelli, Tavares e Adriano, 2011**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz) (Siluriformes: Pimelodidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Aquidauna (20°29'19''S, 55°46'49'O), Rio Mirea (20°11'27''S, 56°30'19''O), Rio Paraguai (17°54'58''S, 57°28'01''O), Rio Cuiabá (17°50'32''S, 57°23'46''O), Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 3,0 mm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 12,9±0,8; LE 3,4±0,3; E 3,1±0,1; CC 24,6±2,2; CT 37,1±1,8; CCP 5,4±0,5; LCP 0,7±0,1; FP 12–13

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 29)

GenBank: 18S (No. HQ655111)

Referência: Naldoni et al. (2011)

***Henneguya electrica* Jakowska e Nigrelli, 1953**

Hospedeiro: *Electrophorus electricus* Linnaeus (Gymnotiformes: Gymnotidae) – D

Sítio de Infecção: Órgão elétricos

Localização: Aquário de Nova Iorque, Nova Iorque, Nova Iorque, EUA

Morfometria dos esporos: CE 11–13; LE 6–8; CC 24–27; CT 35–39; CCP 5–7; LCP 2

Observações: O peixe tem sua origem do Brasil, mas estava no Aquário de Nova Iorque, EUA

Referência: Jakowska e Nigrelli (1953)

***Henneguya episclera* Minchew e Sleight, 1977**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Lagoa privativa, Carolina, Ilha Rhode, EUA

Plasmódio: 2,5 de comprimento x 1,2 de largura mm; FC bilobada ou multilobada

Morfometria dos esporos: CE 21,7 (16–25); LE 8,0 (7–9); E 8,7 (7–10); CC 37,1 (28–49); CT 62,6 (49–81); CCP 6,0 (4–7); LCP 2,7 (2–3); TCP ≠; FP 5–6
Referência: Minchew e Sleight (1977)

***Henneguya esocis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Esox niger* Lesueur (Esociformes: Esocidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Brome, Quebec, Canadá

Plasmódio: acima de 10 mm

Morfometria dos esporos: CE 15–23,6; LE 3,2–4,6; CC 19–50; CCP 5–7,3; LCP 1,4–2,7

Referência: Fantham et al. (1939)

***Henneguya exilis* Kudo, 1929**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Rock, Sterling, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–2 mm em diâmetro; FC subcircular à oblongo

Morfometria dos esporos: CE 18–20; LE 4–5; E 3–3,5; CT 60–70; CCP 8–9; LCP 1–1,5; TCP =

Referência: Kudo (1929)

***Henneguya friderici* Casal, Matos e Azevedo, 2003**

Hospedeiro: *Leporinus friderici* (Bloch) (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias, intestino, rins e fígado

Localização: Rio Amazonas (01°11'30''S, 47°18'54''O), Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,5–1,0 mm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 10,4 (9,6–11,8); LE 5,7 (4,8–6,6); E 4,9 (4,6–5,2); CC 23,3 (19,1–28,7); CT 33,8 (28,7–39,3); CCP 4,9 (4,2–5,9); LCP 2,1 (1,5–2,6); FP 7–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1007181)

Referência: Casal et al. (2003)

***Henneguya gambusi* Parker, Spall e Warner, 1971**

Hospedeiro: *Gambusia affinis* (Baird e Girard) (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Riacho Little Stillwater, Condao de Payne, Oklahoma, EUA

Morfometria dos esporos: CE 10,2 (9,5–11,0); LE 6,1 (5,0–7,0); E 5,4 (4,8–6,0); CC 17,7(13–21); CCP 3,0 (3,0–3,5); LCP 2,0 (1,8–2,2); TCP =; FP 3–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 71668)

Referência: Parker et al. (1971)

***Henneguya garavelli* Martins e Onaka, 2006**

Hospedeiro: *Cyphocarax nagelli* Steindachner (Characiformes: Curimatidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Reservatório do Rio das Pedras, São José do Rio Pardo, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 60,9±13,7 (42,8–63,2) de comprimento x 34,7±7,3 (24,5–42,8) de largura µm; FC circular à elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 13,6 (12,0–14,4); LE 4,0 (3,9–4,1); CC 33,0 (29,2–37,5); CT 46,6 (41,2–51,5); CCP 5,4 (4,8–6,0); LCP 1,2 (1,0–1,5)

Espécimes em coleção: CHIOC (No. 34986)

Referência: Martins e Onaka (2006)

***Henneguya guanduensis* Abdallah, Azevedo, Luque e Bomfim, 2007**

Hospedeiro: *Hoplosternum littorale* (Hancock) (Siluriformes: Callichthyidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Guandú (22°48'32''S, 43°37'35''O), Seropédica, Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 0,06–0,30 de comprimento x 0,08–0,38 de largura mm

Morfometria dos esporos: CE 14,6 (11,4–16,7); LE 6,5 (4,9–7,9); CC 19,0 (15,6–22,5); CT 33,6 (27,3–38,1); CCP 4,4 (3,3–5,6); LCP 2,0 (1,6–2,3); TCP ≠

Espécimes em coleção: CHIOC (números de acesso não fornecidos)

Referência: Abdallah et al. (2007)

***Henneguya gurleyi* Kudo, 1919**

Hospedeiro: *Ameiurus melas* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Base espinhal

Localização: Lago Storm, Iowa, EUA

Plasmódio: 1 mm em diâmetro; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 19; LE 5–6; E 3

Referência: Kudo (1919)

***Henneguya hemiodopsis* Azevedo, Casal, Mendonça e Matos, 2009**

Hospedeiro: *Hemiodopsis microlepis* Kner (Characiformes: Hemiodontidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Poty (05°05'S, 42°48'O), Teresina, Piauí, Brasil

Plasmódio: Acima de 0,2 mm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 10,8±0,5; LE 3,3±0,4; E 2,5±0,5; CC 8,7±0,6; CT 19,7±0,9; CCP 3,5±0,3; LCP 1,0±0,2; FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1123997)

Referência: Azevedo et al. (2009)

***Henneguya ictaluri* Pote, Hanson e Shivaji, 2000**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Piscicultura de bagre, Brooksville, Mississippi, EUA

Plasmódio: 638,5 de comprimento x 661,3 de largura µm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 23,9 (20,8–26,1); LE 6,0 (4,5–6,4); CC 63(48,1–80,2); CCP 8,1 (7,6–9,6); LCP 2,5 (2,0–3,2); TCP =

GenBank: 18S (No. AF0298320)

Referência: Pote et al. (2000)

***Henneguya intracornea* Cordeiro e Gioia, 1987**

Hospedeiro: *Asyanax scabripinnis* Jenyns (Characiformes: Characidae) – D

Sítio de Infecção: Córnea

Localização: Rio Atibaia, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 356 (117–703) µm em diâmetro; FC elipsoidal à subsférico

Morfometria dos esporos: LE 6,6 (5,6–9,9); CC 24,7 (17,8–28,9); CT 42,4 (36,5–45,9); CCP 8,5 (6,9–9,9); LCP 2,3 (1,8–3,9); TCP ≠; FP 8–9

Espécimes em coleção: INPA (No.019/13)
Referência: Cordeiro e Gioia (1987)

***Henneguya jocu* Azevedo, Rocha, Matos, Matos, Oliveira, Al-Quraishy e Casal, 2014**

Hospedeiro: *Lutjanus jocu* (Bloch e Schneider) (Perciformes: Lutjanidae) – ANA

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: PNB (00°35'S, 48°30'O), Algodoal, Pará, Brasil

Plasmódio: ~260 de comprimento x 130 de largura µm; FC elipsoidal à subsférico

Morfometria dos esporos: CE 10,9±0,4 (10,3–11,4); LE 8,2±0,3 (7,8–8,6); E 2,9±0,5 (2,6–3,4); CC 34,1±1,0 (44,0–55,3); CT 45,2±1,0 (44,0–55,3); CCP 45,2±1,0 (44,0–55,3); LCP 5,0±0,3 (4,6–5,3); TCP =; FP 4–5

Espécimes em coleção: INPA (No. 019/13)

GenBank: 18S (No. KF264964)

Referência: Azevedo et al. (2014)

***Henneguya lagodon* Hall e Iversen, 1967**

Hospedeiro: *Lagodon rhomboides* (Linnaeus) (Perciformes: Sparidae) – D

Sítio de Infecção: Pele (região ocular)

Localização: Canal Buttonwood, Parque Nacional Everglades, Flórida, EUA

Plasmódio: 0,7 (0,2–1,4) mm de de largura

Morfometria dos esporos: CE 8,4 (7–9); LE 6,4 (5,7–7,1); E 5,7 (4,6–6,8); CC 23,8 (17,1–3); CT 31,3 (25,7–39,3); CCP 3,5 (2,2–4,3); LCP 2,1 (1,8–2,5); TCP ≠; FP 3

Referência: Hall e Iversen (1967)

***Henneguya leporini* Nemeček, 1926**

Hospedeiro: *Hypomasticus mormyrops* (Steindachner) (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Ductos urinários

Localização: Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 30–40 µm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 13–15; LE 5; CC 15–18; CT 28–33; CCP 5–8

Referência: Nemeček (1926)

***Henneguya leporinicola* Martins, Souza, Moraes e Moraes, 1999**

Hospedeiro: *Leporinus macrocephalus* Garavello e Britski (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Peixe comercial de piscicultura, Capivari, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 53,1 (23,4–70,3) µm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 7,6 (5,5–8,7); LE 4,2 (3,6–4,9); CC 21,8 (12,9–32,2); CCP 3,0 (2,0–3,6); LCP 1,6 (1,2–2,0)

Referência: Martins et al. (1999)

***Henneguya limatula* Meglitsch, 1937**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: CE 13–17; LE 5–6; CC 27–37; CCP 6,5–8; LCP 1,5–2

Observações: Também encontrado em *I. furcatus* Rafinesque
Referência: Meglitsch (1937)

***Henneguya longicauda* Minchew, 1977**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Private pond, Neshoba Condado, Mississippi, EUA

Plasmódio: 130–370 de comprimento x 110–120 de largura μm ; **FC** circular à oblongo
Morfometria dos esporos: **CE** 16,2 (14–17,5); **LE** 4,0 (3,5–4,5); **E** 4,0 (3,5–4,0); **CC** 90,5(75–110); **CT** 108,3 (91–127); **CCP** 7,7 (7,0–8,5); **LCP** 1,8 (1,5–2,0); **TCP** \neq , =; **FP** 9–12

Referência: Minchew (1977)

***Henneguya maculosus* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* Spix e Agassiz (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 1,5 mm em diâmetro; **FC** elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 13,7 \pm 0,6; **LE** 4,1 \pm 0,2; **E** 3,0 \pm 0,2; **CC** 17,5 \pm 1,0; **CCP** 5,6 \pm 0,5; **LCP** 1,6 \pm 0,2; **TCP** =; **FP** 6–7

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 34)

GenBank: 18S (No. KF296344)

Observações: Também encontrado em *P. reticulatum* Eigenmann e Eigenmann (GenBank No. KF2963459)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Henneguya magna* Rice e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Morone chrysops* (Rafinesque) (Perciformes: Moronidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Spirit, Região Okoboji, Iowa, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 24,8; **LE** 6,2; **CT** 87; **CCP** 4

Referência: Rice e Jahn (1943)

***Henneguya malabarica* Azevedo e Matos, 1996**

Hospedeiro: *Hoplias malabaricus* Bloch (Characiformes: Erythrinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Belém, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 12,6 (11,8–13,1); **LE** 3,6–4,8; **CT** 28,3 (26,6–29,8); **CCP** 3,7 (3,0–4,3); **LCP** 1,8 (1,6–2,2); **FP** 6–7

Observações: Estas espécies são cobertas por uma camada de hialina cobrindo o corpo do esporo e as duas caudas

Referência: Azevedo e Matos (1996a)

***Henneguya melini* Mathews, Maia e Adriano, 2016**

Hospedeiro: *Corydoras melini* Lönnberg & Rendahl (Siluriformes: Callichthyidae) – **D**

Sítio de Infecção: Filamento branquial

Localização: Rio Negro (0°24'50''S, 65°01'08''O), Santa Izabel do Rio Negro, Amazonas, Brasil

Plasmódio: 260 µm de diâmetro; **FC** arredondado a elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 15,5±0,2 (15,3–15,7); **LE** 4,7±0,1 (4,6–4,8); **CC** 25,3±0,1 (25,2–25,4); **CT** 40,8±0,3 (40,3–41,1); **CCP** 4,8±0,5 (4,3–5,3); **LCP** 1,7±0,3 (1,4–2,0); **TCP** =; **FP** 5–6

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 51)

GenBank: 18S (No. KP404438)

Referência: Mathews et al. (2016)

***Henneguya mississippiensis* Rosser, Griffin, Quiniou, Khoo, Greenway, Wise e Pote, 2015**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Piscicultura de bagre, Condado de Washington, Mississippi, EUA

Plasmódio: 0,3–0,5 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: **CE** 17,1±1,0 (14,4–19,3); **LE** 5,0±0,3 (4,5–5,5); **CC** 31,0±4,1 (22,9–40,6); **CT** 48,8±4,8 (40,7–61,6); **CCP** 6,2±0,4 (5,8–7,0); **LCP** 1,7±0,2 (1,4–1,9); **FP** 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1270623)

GenBank: 18S (No. KP404438)

Referência: Rosser et al. (2015)

***Henneguya multiplasmodialis* Adriano, Carriero, Maia, Silva, Naldoni, Ceccarelli e Arana, 2012**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Aquidauna (20°29'19''S, 55°46'49''O), Rio Mirea (20°11'27''S, 56°30'19''O), Rio Paraguai (17°54'58''S, 57°28'01''O), Rio Cuiabá (17°50'32''S, 57°23'46''O), Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 25 mm; **FC** largo

Morfometria dos esporos: **CE** 14,7±0,5; **LE** 5,2±0,3; **E** 4,4±0,1; **CC** 15,4±1,3; **CT** 30,8±1,3; **CCP** 6,1±0,1; **LCP** 1,4±0,1; **FP** 6–7

GenBank: 18S (No. JQ654969 e JQ654970)

Observações: Também encontrado em *P. reticulatum* Eigenmann e Eigenmann (valores para *P. reticulatum*: **CE** 14,5±0,4; **LE** 5,2±0,2; **E** 4,2±0,3; **CC** 14,8±1,4; **CT** 30,6±1,2; **CCP** 6,2±0,2; **LCP** 1,5±0,2; **FP** 6–7)

Referência: Adriano et al. (2012)

***Henneguya nagelii* Azevedo, Abdallah, Paes, Silva, Matos, Velasco e Matos 2013**

Hospedeiro: *Cyphocharax nagelii* (Steindachner) (Characiformes: Curimatidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Peixe (22°49'53,1''S, 48°06'38''O), Anhembi, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 150–250 µm; **FC** fusiforme

Morfometria dos esporos: **CE** 12,0±0,5 (11,2–11,9); **LE** 4,9±0,3 (4,4–5,5); **E** 4,1±0,2 (3,6–5,7); **CC** 22,4±4,0 (14,7–27,3); **CT** 34,5±4,2 (26,4–39,9); **CCP** 4,9±0,4 (4,0–5,9); **LCP** 1,8±0,2 (1,5–2,2); **TCP** ≠; **FP** 6–8

Espécimes em coleção: INPA (No. 005 e 006)

Referência: Azevedo et al. (2013)

***Henneguya nigris* Bond, 1939**

Hospedeiro: *Exos niger* (Lesueur) (Esociformes: Esocidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Middle, Condado de Baltimore, Maryland, EUA

Plasmódio: 1–2 de comprimento x 4–5 de largura mm; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 22; **LE** 7–8; **E** 4–5; **CT** 57(45–60); **CCP** 5–6; **LCP** 2,5; **FP** 5–6

Observações: Também encontrado em *E. masquinongy* Mitchell

Referência: Bond (1926)

***Henneguya occulta* Nemeček, 1926**

Hospedeiro: *Loricaria* sp. (Siluriformes: Loricariidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 75 µm; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 16–20; **E** 8–10; **CC** 20; **CT** 36–50; **CCP** 8

Referência: Nemeček (1926)

***Henneguya ocellata* Iversen e Yokel, 1963**

Hospedeiro: *Sciaenops ocellatus* (Linnaeus) (Perciformes: Scianidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: ANT, Parque Nacional de Everglades e Baía da Flórida, Flórida, EUA

Plasmódio: 1,2–2,0 mm; **FC** esférico à elíptico

Morfometria dos esporos: **LE** 8,3 (7,3–8,9); **E** 6,3 (5,9–6,6); **CT** 19,2 (17,2–21,1); **CCP** 3,6–4,3; **LCP** 2,0–3,0; **TCP** =

Espécimes em coleção: USNPC (No. 23696)

Referência: Iversen e Yokel (1963)

***Henneguya paraensis* Velasco, Videira, Nascimento, Matos, Gonçalves e Matos, 2016**

Hospedeiro: *Cichla temensis* Humboldt (Perciformes: Cichlidae) – **D**

Sítio de infecção: **Filamento branquial**

Localização: Rio Tocantins (02°14'S, 49°49' O), Cametá, Pará, Brasil

Plasmódio: 800 µm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 12,8±0,42 (12,38–13,22); **LE** 8,6±0,32 (8,18–8,92); **CC** 29,5±0,73 (28,77–30,23); **CT** 42,3±0,65 (41,65–42,95); **CCP** 7,4 ± 0,16 (6,67–7,56); **LCP** 2,6±0,08 (2,52–2,68); **FP** 5–7

Espécimes em coleção: INPA (No. 24)

GenBank: 18S (No. KU535882)

Referência: Velasco et al. (2016)

***Henneguya paranaensis* Eiras, Pavanelli e Takemoto, 2004**

Hospedeiro: *Prochilodus lineatus* (Valenciennes) (Characiformes: Prochilodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Paraná, Porto Rico, Paraná, Brasil

Plasmódio: 0,1 mm, **FC** oval à arredondado

Morfometria dos esporos: CE 16,1 (14–17); LE 6,5 (6–7); E 5; CC 43,1 (41–46); CT 50 (56–63); CCP 8,4 (8–9); TCP ≠; FP 10–12
Referência: Eiras et al. (2004)

***Henneguya pellis* Minchew, 1977**

Hospedeiro: *Ictalurus furcatus* (Valenciennes) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Condado de Lee, Alabama, Brasil

Plasmódio: 1–2 mm em diâmetro; FC circular à irregular

Morfometria dos esporos: CE 13,0 (11,0–14,5); LE 5,0 (4,5–5,2); E 4,8 (4–5); CC 87,8(66–112); CT 100,4 (79–124); CCP 6,9 (5,5–8,5); LCP 1,8 (1,5–2,0); FP 8–10

Referência: Minchew (1977)

***Henneguya pellucida* Adriano, Arana e Cordeiro, 2005**

Hospedeiro: *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Membrana serosa da cavidade visceral e túnica externa da bexiga natatória

Localização: Centro Nacional de Pesquisa e Conservação da Biodiversidade Aquática Continental Cepta/Ibama (21°56'3,6528''S, 47°22'19,7436''O), Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,5–3 mm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 11,4±0,3; LE 4,1±0,4; CC 24,1±1,5; CT 33,3±1,5; CCP 4,0±0,4; LCP 1,6±0,2; FP 6–7

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 20, 21 e 22)

Referência: Adriano et al. (2005b)

***Henneguya percae* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Perca flavescens* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Memohremagog, Quebec, Canadá

Plasmódio: 0,25 mm

Morfometria dos esporos: CE 13,2–16,8; LE 9,5–12,3; CC 14,5–18,5; CT 8,5–10; CCP 2,3–3,2; FP 10–15

Referência: Fantham et al. (1939)

***Henneguya piaractus* Martins e Souza, 1997**

Hospedeiro: *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Jaboticabal, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,1–0,9 mm; FC elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 12,7 (11,8–13,6); LE 3,6 (3,2–3,9); CC 41,2 (39,7–43,6); CT 52,5 (47,6–56,3); CCP 6,7 (6,3–7,1); LCP 1,2 (0,9–1,6); TCP =; FP 8–9

Referência: Martins e Souza (1997)

***Henneguya pilosa* Azevedo e Matos, 2003**

Hospedeiro: *Serrasalmus altuvei* Ramirez (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Jardim Zoológico (05°05'21''S, 42°48'07''O), Teresina, Piauí, Brasil
Plasmódio: acima de 0,2 mm em diâmetro; **FC** esférico à elipsoidal
Morfometria dos esporos: **CE** 21,1 (20,0–13,1); **LE** 5,9 (5,5–6,5); **CC** 31,1 (30,5–34,9); **CT** 54,2 (52,3–56,0); **CCP** 7,4 (7,1–7,6); **LCP** 1,2 (1,0–1,3); **FP** 11–12
Espécimes em coleção: IPCAS (No. H-PM-068, H2027071)
Referência: Azevedo e Matos (2003)

***Henneguya pisciforme* Cordeiro, Artigas, Gióia e Lima, 1984**

Hospedeiro: *Hyphessobrycon anisitsi* (Eigenmann) (Characiformes: Characidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Campinas, São Paulo, Brasil
Plasmódio: 0,09–0,1 mm; **FC** arredondado à oval
Morfometria dos esporos: **CE** 20,4 (17,3– 23,2); **LE** 6,1 (4,4– 6,7); **CC** 10,6 (8,4–12,8); **CCP** 4,2 (3,1– 6,1); **LCP** 1,7 (1,1– 2,4); **TCP** ≠
Referência: Cordeiro et al. (1984)

***Henneguya postexilis* Minchew, 1977**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Lagoa de criação privada, Condado de Saline, Missouri, EUA
Plasmódio: 12 x 12–80 µm; **FC** circular à oblongo
Morfometria dos esporos: **CE** 15,0 (13,5–17); **LE** 3,4 (3,5–4,0); **E** 3,0 (3,5–4,0); **CC** 37,0 (28–49); **CT** 52,0 (42–62); **CCP** 6,6 (5,9–7,2); **LCP** 1,5 (1,0–2,0); **TCP** ≠, =; **FP** 6–8
Referência: Minchew (1977)

***Henneguya pseudoplatystoma* Naldoni, Arana, Maia, Ceccarelli, Tavares, Borges, Pozo e Adriano, 2009**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Piscicultura, Mogi Mirim e Bandeirantes, São Paulo e Mato Grosso do Sul, Brasil
Plasmódio: 0,5 mm em diâmetro
Morfometria dos esporos: **CE** 10,4±0,6; **LE** 3,4±0,4; **E** 4,5±0,1; **CC** 22,7±1,7; **CT** 33,2±1,9; **CCP** 3,3±0,4; **LCP** 1,0±0,1; **FP** 6–7
Espécimes em coleção: ZEUC (No. 26)
Referência: Naldoni et al. (2009)

***Henneguya rhamdia* Matos, Tajdari e Azevedo, 2005**

Hospedeiro: *Rhamdia quelen* (Quoy e Gaimard) (Siluriformes: Heptapteridae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Rio Peixe Boi (01°11'30''S, 47°18'54''O), Peixe Boi, Pará, Brasil
Plasmódio: acima de 0,3 mm; **FC** esférico à elipsoidal
Morfometria dos esporos: **CE** 13,1±1,1; **LE** 5,2±0,5; **E** 2,5±0,25; **CC** 36,9±1,6; **CT** 50,0±1,8; **CCP** 4,7±0,4; **LCP** 1,1±0,2; **FP** 10–11
Espécimes em coleção: USNPC (No. 1076957)
Referência: Matos et al. (2005)

***Henneguya rondoni* Azevedo, Casal, Matos e Matos, 2008**

Hospedeiro: *Gymnorhamphichthys rondoni* (Mirea Ribeiro) (Gymnotiformes: Rhamphichthyidae) – D

Sítio de Infecção: Nervos laterais periféricos abaixo da linha laterai

Localização: Rio Amazonas (01°46'S, 47°26'O), Praia Irituia, Pará, Brasil

Plasmódio: Acima de 0,110 mm, FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 7,0 (6,8–7,3); LE 3,6 (3,0–3,9); E 2,5 (2,2–2,8); CC 10,7 (10,3–11,0); CT 17,7 (16,9–18,1); CCP 2,5 (2,2–2,6); LCP 0,85 (0,79–0,88); FP 6–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1110541 e 1110542)

Referência: Azevedo et al. (2008)

***Henneguya rotunda* Moreira, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2014**

Hospedeiro: *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes: Bryconidae) – D

Sítio de Infecção: Pele e brânquias

Localização: Rio Mogi Guaçu (21°55'37''S, 47°22'03''O), Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,7 mm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 7,1±0,2; LE 5,6±0,2; E 3,7±0,1; CC 16,4±1,2; CT 23,6±1,1; CCP 3,4±0,2; LCP 1,8±0,1; TCP =; FP 6–7

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 43 e Myx 44)

GenBank: 18S (No. KJ416130 e KJ416131)

Referência: Moreira et al. (2014)

***Henneguya salminicola* Ward 1919**

Hospedeiro: *Oncorhynchus kisutch* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo e musculature corporal

Localização: Rio Stickeen, Alaska, EUA

Plasmódio: 6–8 de comprimento x 3–6 de largura mm; FC piriforme

Morfometria dos esporos: CE 11,97–14,75; LE 7,12–8,43; CC 30,78–38,19; CT 42,75–52,44; CCP 3,7–4,56; LCP 1,59–2,85; TCP =

Referência: Ward (1919)

***Henneguya salmonis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Salmo salar* Linnaeus (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Península Gaspé, Quebec, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 10–11,6; LE 5–7,7; E 4,5–5,5; CC 36,8–45,6; CCP 1,5–2,3

Referência: Fantham et al. (1939)

***Henneguya santae* Guimaraes e Bergamin, 1934**

Hospedeiro: *Hyphessobrycon santae* (Eigenmann) (Characiformes: Characidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Pinheiros, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 1–1,2 de comprimento x 0,7–0,75 de largura mm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 8,5–10,6; LE 4,9–5,7; CC 8,7–12,7; CCP 2,5–3,5; TCP ≠, =

Referência: Guimaraes e Bergamin (1934)

***Henneguya schizodon* Eiras, Malta, Varela e Pavanelli, 2004**

Hospedeiro: *Schizodon fasciatus* Spix e Agassiz (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio Amazonas, Manaus, Amazônia, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 13,1 (12–14); LE 3,3 (3,4); CC 16,3 (15–17); CT 28,9 (27–30); CCP 5,4 (5–6); LCP 1,3 (1–1,5); FP 8–10

Espécimes em coleção: INPA (No, 001)

Referência: Eiras et al. (2004)

***Henneguya schizura* Labbé, 1899**

[Sin. *Myxobolus schizurus* Gurley, 1894]

Hospedeiro: *Esox lucius* (Linnaeus) (Esociformes: Esocidae) – D

Sítio de Infecção: Olhoss

Localização: EUA

Plasmódio: 0,44-1,09 mm

Morfometria dos esporos: CE 12; LE 6; E 3; CC 36–48

Referência: Labbé (1899)

***Henneguya sebasta* Moser e Love, 1975**

Hospedeiro: *Sebastes paucispinis* Ayres (Scorpaeniformes: Sebastidae) – MAR

Sítio de Infecção: Bulbo; tronco arterial

Localização: TFNP, Baía de Morro, Santa Bárbara, Califórnia, EUA

Plasmódio: 1–5 mm; FC arredondado ou irregular

Morfometria dos esporos: CE 15,1 (13,0–17,5); LE 9,2 (5,6–11,0); E 7,1 (5,0–8,7); CC 62 (32,5–87,5); CT 77,1 (48,1–82,8); CCP 4,5 (3,7–5,6); LCP 2,4 (1,8–3,1); FP 4–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24406)

Observações: Também encontrao no coração, Outros Hospedeiros: *Sebastes Jordani* Gilbert, *S. chlorostictus* Jordan e Gilbert, *S. diploproa* Gilbert, *S. miniatus* Jordan e Gilbert, *S. serranoides* Eigenmann e Eigenmann

Referência: Moser e Love (1975)

***Henneguya shackletoni* Brickle, Kalavati e MacKenzie, 2006**

Hospedeiro: *Eleginops maclovinus* (Cuvier) (Perciformes: Eleginopsidae) – MAR

Sítio de Infecção: Parede do digestivo, mesentério, superfícies das gônadas e coração

Localização: Porto Louis (51°40'S, 59°36'O) e Riacho Teal (51°48'S, 58°55'O), Ilhas Falklands

Plasmódio: 0,5–0,8 mm; FC esférico or elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 11,4 (9,5–14,5); LE 8,5 (7,0–11,0); E 7,0 (5,4–8,6); CC 37,0 (25,0–51,0); CT 49,0 (34,5–65,5); CCP 3,5 (3,0–5,0); LCP 3,1 (2,5–3,5); TCP =

Espécimes em coleção: BMNH (No. 2005:4:14:1–4)

Referência: Brickle et al. (2006)

***Henneguya striolata* Casal, Matos e Azevedo, 1997**

Hospedeiro: *Pristobrycon striolatus* (Steindachner) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,06–0,18 mm; **FC** arredondado à irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 15,8 (14,4–17,0); **LE** 5,3 (4,9–5,9); **E** 42,2 (39,3–45,6); **CC** 25,9 (23,6–29,8); **CT** 6,8 (5,1–7,0); **CCP** 1,2 (1,1–1,3); **TCP** ≠, =; **FP** 13–14

Referência: Casal et al. (1997)

***Henneguya sutherlandi* Griffin, Pote, Wise, Greenway, Mauel e Camus, 2008**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – **D**

Sítio de Infecção: Nódulos cutâneos

Localização: Piscicultura, Mississippi, EUA

Plasmódio: acima de 2 mm; **FC** arredondado à oval

Morfometria dos esporos: **CE** 15,4 (12,2–19,3); **LE** 5,5 (4,5–6,8); **CC** 50,5 (34,8–71,4); **CT** 65,9 (48,2–90); **CCP** 6,1 (4,0–7,9); **LCP** 1,7 (1,0–2,2); **TCP** ≠; **FP** 6

Espécimes em coleção: USNPC (números de acesso não fornecidos)

GenBank: 18S (No. EF191200)

Referência: Griffin et al. (2008)

***Henneguya testicularis* Azevedo, Corral e Matos, 1997**

Hospedeiro: *Moenkhausia oligolepis* (Günther) (Characiformes: Characidae) – **D**

Sítio de Infecção: Testículos

Localização: Rio Amazonas (01°11'30''S, 47°18'54''O), Belém, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 14,0 (14,0–14,5); **LE** 6,5 (6,0–6,5); **CC** 13,5 (13–14,5); **CT** 27,5 (27,0–28,5); **CCP** 9,0 (8,5–9,5); **LCP** 2,0 (2,0–2,5); **FP** 12–13

Espécimes em coleção: USNPC (No. 47844 holótipo; 1996:12:3:1–3 parátipos)

Referência: Azevedo et al. (1997)

***Henneguya texana* Joy, 1972**

Hospedeiro: *Pogonias cromis* (Linnaeus) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Baía de Galveston, Texas, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8,1 (7–9); **LE** 6,7 (6–7); **E** 4,7 (4–5); **CC** 48,6 (36–59); **CT** 56,7 (44–66); **CCP** 4,0 (3,6–4,4); **LCP** 2,0 (1–2); **TCP** =; **FP** 3

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24121)

Referência: Joy (1972)

***Henneguya theca* Kent e Hoffmam 1984**

Hospedeiro: *Eigenmannia virescens* (Valenciennes) (Gymnotiformes: Sternopygidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cérebro

Localização: Brasil

Morfometria dos esporos: **LE** 3,5 (3,0–4,1); **CC** 23,2 (20,3–24,2); **CT** 48,0 (40,6–52,6); **CCP** 11,1 (9,8–12,5); **LCP** 1,4 (1,0–1,6); **TCP** ≠

Referência: Kent e Hoffman (1984)

***Henneguya torpedo* Azevedo, Casal, Matos, Alves e Matos, 2011**

Hospedeiro: *Brachyhypopomus pinnicaudatus* Hopkins (Gymnotiformes: Sternopygidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cérebro, Medula espinhal

Localização: Rio Peixe Boi (01°11'S, 47°18'O), Peixe Boi, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 28,5 (28,3–30,1); LE 7,2 (7,0–7,5); E 3,0 (2,9–3,1); CC 19,6 (19,2–19,9); CT 48,6 (48,3–48,9); CCP 6,4 (6,3–6,6); LCP 1,8 (1,7–1,9); FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 2055216)

Referência: Azevedo et al. (2011)

***Henneguya travassoi* Guimarães e Bergamin, 1933**

Hospedeiro: *Leporinus* sp, (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Musculatura

Localização: Brasil

Plasmódio: acima de 5 mm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 10,1-10,8; LE 3,8-4,8; CC 15,3-18; CT 26,3-28,1; CCP 3,2-4,0

Referência: Guimarães e Bergamin (1933)

***Henneguya umbri* Guilford, 1965**

Hospedeiro: *Umbra limi* (Kirtle) (Esociformes: Umbridae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Michigan, Baía Green, Winsconsin, EUA

Plasmódio: Acima de 0,19 mm; FC arredondado à ovóide

Morfometria dos esporos: CE 18,4 (15,6-20,4); LE 6,05 (5,4-7,0); E 5,4 (4,8-6,0); CC 26,8(19,2-38,8); CT 45,2 (35,6-56,4); CCP 6,1 (4,8-7,2); LCP 1,5-2,4; TCP =; FP 6

Referência: Guilford (1965a)

***Henneguya visceralis* Jakovska e Nigrelli, 1953**

Hospedeiro: *Electrophorus electricus* (Linnaeus) (Gymnotiformes: Gymnotidae) – D

Sítio de Infecção: Rins, fígado, coração, mesentério

Localização: Aquário de Nova Iorque, Nova Iorque, Nova Iorque, EUA

Morfometria dos esporos: CE 11–12; LE 5,0–6,5; E 4,5; CT 22–24; CCP 6,5–8; LCP 2; TCP =; FP 11–12

Observações: O peixe tem origem no Brasil, mas estava no Aquário de Nova Iorque, EUA

Referência: Jakowska e Nigrelli (1953)

***Henneguya visibilis* Moreira, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2014**

Hospedeiro: *Leporinus obtusidens* (Valenciennes) (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo das nadadeiras

Localização: Rio Mogi Guaçu (21°55'37''S, 47°22'03''O), Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 400–1,000 µm de comprimento; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 10,8±0,6; LE 3,9±0,2; CC 18±1,2; CT 26,8±1,1; CCP 4,9±0,3; LCP 1,4±0,1; FP 6–9

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 33)

GenBank: 18S (No. KC771143)

Referência: Moreira et al. (2014)

***Henneguya wenyoni* Pinto, 1928**

Hospedeiro: *Tetragonopterus* sp, Cuvier (Characiformes: Characidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: São Paulo, Brasil

Plasmódio: 2 de comprimento x 1 de largura mm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 8–12; **LE** 4,5–6; **CC** 8–12; **CT** 20; **CCP** 2,5–3 em diâmetro; **TCP** ≠

Referência: Pinto (1928)

***Henneguya wisconsinensis* Mavor e Strasser, 1916**

Hospedeiro: *Perca flavescens* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – **D**

Sítio de Infecção: Bexiga urinária

Localização: Lago Mendota, Wisconsin, EUA

Plasmódio: 300 de comprimento x 70 de largura µm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,5; **LE** 7; **CC** 9,6; **CT** 21,1; **CCP** 3,5; **LCP** 2,5

Referência: Mavor e Strasser (1916)

Gênero *Myxobolus* Bütschli, 1882

***Myxobolus absonus* Cellere, Cordeiro, Adriano 2002**

Hospedeiro: *Pimelodus maculatus* (Lacepède) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cavidade opercular

Localização: Rio Piracicaba (22°42'08,4"S, 47°38'30,4"O), Piracicaba, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 1–2 mm; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 15,7±1,5; **LE** 10,2±0,7; **CCP** 6,4±0,7; **LCP** 3,6±0,5; **TCP** ≠; **FP** 5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 01 – 03)

Referência: Cellere et al. (2002)

***Myxobolus algonquinensis* Xiao and Desser 1997**

Hospedeiro: *Observaçõesmigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Ovário

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: Acima de 0,8 mm; **FC** elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 14,7 (13,6–15,4); **LE** 10,9 (10,1–12,1); **E** 5,8 (5,0–6,9); **CCP** 5,3 (5,1–5,5); **LCP** 2,7 (2,5–2,9); **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: CMN (No. 1996–0088 (esporos), 1996–0089 (Ovário), e 1996–0090 (tecido ovariano)

Referência: Xiao e Desser (1997)

***Myxobolus angustus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Pimephales vigilax* (Baird e Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Illinois, Baía de Meredosia, Illinois, EUA

Plasmódio: 260 de comprimento x 100 de largura µm; **FC** elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 14–15; **LE** 7–8; **E** 6–7; **CCP** 8–9,5; **LCP** 2,5–3; **TCP** =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus argentus* Lewis 1968**

Hospedeiro: *Observação smigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido conectivo subdermal

Localização: Gorhan, Illinois, EUA

Plasmódio: 3,0 de comprimento x 3,7 de largura mm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 13,93 (12,65–14,65); **LE** 8,60 (8,56–9,71); **E** 6,4 (5,7–7,4); **CCP** 5,6 (5,1–6,3); **LCP** 2,9 (2,8–3,4); **TCP** =; **FP** 6–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 71287)

Referência: Lewis (1968)

***Myxobolus associatus* Nemeček, 1926**

Hospedeiro: *Hypomasticus mormyrops* (Steindachner) (Characiformes: Anostomidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio São Gonçalo das Tabocas, Minas Gerais, Brasil

Plasmódio: FC esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 15; **LE** 10; **CCP** 7

Referência: Nemeček (1926)

***Myxobolus aureatus* Ward 1919**

Hospedeiro: *Notropis anoGênero* Forbes (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Between the fin membranes

Localização: Lago Erie, próximo a Put-in-Bay, Ohio, EUA

Plasmódio: 1–1,6 de comprimento x 0,8–1,2 de largura mm; **FC** elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 12,4–13,5; **LE** 6,5–7,5; **E** 5; **CCP** 6–7,5; **TCP** =; **FP** 6–7

Referência: Ward (1919)

***Myxobolus aureus* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes: Bryconidae) – D

Sítio de Infecção: Fígado

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Poconé, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,40 mm em de comprimento

Morfometria dos esporos: **CE** 12,6±0,5; **LE** 8,3±0,3; **E** 5,5±0,3; **CCP** 5,7±0,3; **LCP** 2,9±0,2; **TCP** =; **FP** 7–8

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 35)

GenBank: 18S (No. KF296348)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Myxobolus bartai* Salim and Desser 2000**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Musculatura da parede do corpo (intracelular)

Localização: Lago Sasajewun (45°35'30"N, 78°31'30"O) e Lago Kathlyn (45°35'50"N, 78°32'00"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 10 mm in de comprimento; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,0 (10,3–11,4); **LE** 10,8 (10,0–11,3); **E** 7,1 (6,1–7,5); **CCP** 6,3 (5,9–7,0); **LCP** 3,8 (3,2–4,2); **TCP** ≠; **FP** 3–4

Espécimes em coleção: CMNP (No. 1999–0025)

GenBank: 18S (No. AF186835.1)

Observações: A menor cápsula polar possuía 5,7 (4,9–6,3) de comprimento e 3,3 (3,0–4,0) de largura

Referência: Salim e Desser (2000)

***Myxobolus bartoni* Kalavati, Brickle, Mackenzie 2000**

Hospedeiro: *Galaxia maculatus* (Jenyns) (Osmeriformes: Galaxiidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculatura do tronco

Localização: M, Baía de Fox, Ilhas Falklands, Argentina

Morfometria dos esporos: CE 7,2 (6,4–8,0); LE 4,3 (4,0–4,8); CCP 3,6 (3,2–4,0); LCP 1,6; TCP =; FP 3–4

Espécimes em coleção: NHMUK (No. 1999:3:2:3/1999:3:2:4)

Referência: Kalavati et al. (2000)

***Myxobolus bellus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Carpionides carpio* (Refinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Kaskakia, Carlyle, Illinois, EUA

Plasmódio: 1,8 de comprimento x 1,2 de largura

Morfometria dos esporos: CE 10–11; LE 6,5–7; E 4–5; CCP 4–5; LCP 1,5–2; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus bibullatus* Grinham e Cone, 1990**

[Sin. *Myxosoma bibullatum* Kudo, 1934]

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Rock, Beloit, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,25–1 mm

Morfometria dos esporos: CE 14–15; LE 11,5–12,5; E 6–7,5; CCP 7; LCP 3,5; TCP =

Espécimes em coleção: CMN (No. 1990–0008) e USNPC (No. 8–1050)

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus bilobus* Cone, Yang, Sun e Easy, 2005**

Hospedeiro: *Notemigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Filamentos branquiais

Localização: Lago Brewer (45°35'N, 78°19'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: Acima de 1,0 mm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 20,0–22,1 (21±0,6); LE 7,5–9,3 (8,4±0,5); E 6; CCP 9,2–12,0 (10,8±0,7); LCP 2,2–3,6 (2,7±0,2); TCP ≠; FP 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 96438)

GenBank: 18S (No. DQ008579)

Referência: Cone et al. (2005)

***Myxobolus bondi* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma muelleri* Bond, 1939]

Hospedeiro: *Esox masquinongy* (Mitchill) (Esociformes: Esocidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Chautauqua, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: 1 de comprimento x 2–3 de largura; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 13 (12–13,5); **LE** 7; **E** 4,5; **CCP** 7; **LCP** 2,5–3; **TCP** =; **FP** 8–10

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus branchiarum* Walsh, Iwanowicz, Glenney, Iwanowicz e Blazer, 2012**

Hospedeiro: *Micropterus dolomieu* Lacepède (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Lamelas branquiais

Localização: Rio Potomac, Rio Sheneoah e Rio Cowpasture, West Virginia e Maryland, EUA

Plasmódio: 0,21–0,42 (0,32±0,02) de comprimento x 0,15–0,42 (0,24±0,02) de largura mm; **FC** subcircular

Morfometria dos esporos: **CE** 8,0–15,1 (12,8±0,14); **LE** 4,0–8,9 (6,8±0,1); **E** 4,7–7,1 (5,6±0,08); **TCP** =; **FP** 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 104898 e 104899)

GenBank: 18S (No. JF714994)

Referência: Walsh et al. (2012)

***Myxobolus braziliensis* Casal, Matos e Azevedo, 1996**

Hospedeiro: *Bunocephalus coracoideus* (Cope) (Siluriformes: Aspredinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 0,3 de comprimento x 0,75 de largura mm; **FC** elipsoidal

Morfometria dos esporos: **CE** 10,2 (9,4–10,9); **LE** 5,2 (4,7–5,9); **E** 3,6 (3,2–4,0); **CCP** 5,3 (5,0–5,4); **LCP** 1,4 (1,4–1,4); **TCP** =; **FP** 8–9

Referência: Casal et al. (1996)

***Myxobolus brycon* Azevedo, Casal, Marques, Silva e Matos, 2011**

Hospedeiro: *Brycon hilarii* (Valenciennes) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Paraguai (18°49'S, 57°39'O), Corumbá, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: Acima de 0,18 mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 6,5–7,2 (6,9±0,6); **LE** 3,9–4,8 (4,2±0,5); **E** 1,9–2,8 (2,5±0,7); **CCP** 3,8–4,7 (4,2±0,6); **LCP** 1,7–2,5 (1,9±0,6); **TCP** =; **FP** 8–9

Espécimes em coleção: INPA (No. 2)

Referência: Azevedo et al. (2011)

***Myxobolus bubalis* Otto e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Baía de Little Miller's, Iowa, EUA

Plasmódio: 0,438 mm

Morfometria dos esporos: **CE** 13,1–14,7; **LE** 10,2–11,7; **CCP** 5,8–6,3; **LCP** 2,2–2,9; **TCP** =

Referência: Otto e Jahn (1943)

***Myxobolus burti* Cone e Marcogliese, 2010**

Hospedeiro: *Notropis hudsonius* (Clinton) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Rio St, Lawrence (45°55'N, 73°13'O), Quebec, Canadá

Plasmódio: 1,00 de comprimento x 0,25 de largura; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 9,7–11,3 (10,3±0,6); **LE** 7,1–8,4 (7,7±0,4); **E** 5,6–6,0 (5,8±0,2); **CCP** 4,0–5,8 (5,3±0,5); **LCP** 2,1–3,2 (2,7±0,3); **TCP** ≠; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 103474)

Observações: Outras localidades incluem Lago Superior, Lago Michigan, Lago Huron, Lago St, Claire, Lago Erie e Lago Ontário,

Referência: Cone e Marcogliese (2010)

***Myxobolus capsulatus* Davis, 1917**

Hospedeiro: *Cyprinodon variegatus variegatus* Lacepède (Cyprinodontiformes: Cyprinodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Visceral connective tissue

Localização: Região Beaufort Region (32°26'0''N, 80°41'0''O), Carolina do Sul, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 10–11; **LE** 16; **CCP** 11; **LCP** 4

Referência: Davis (1917)

***Myxobolus cartilaginis* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma cartilaginis* Hoffman, Putz e Dunbar 1965**]

Hospedeiro: *Lepomis macrochirus* Rafinesque (Perciforme: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cartilagem da Cabeça

Localização: Rio Sheneoah, Millvile, Virginia, EUA

Plasmódio: 420–1500 µm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 10,2 (9,5–10,5); **LE** 8,9 (8,4–9,5); **E** 6,4 (6,3–7,3); **CCP** 5,3 (5,2–5,6); **LCP** 3,3 (3–3,5); **TCP** =; **FP** 5–7

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus catostomi* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

[**Sin. *Myxosoma catostomi* Kudo, 1939**]

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: boca

Localização: Tributário do Rio Nicolet, Ford Village, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1 mm

Morfometria dos esporos: **CE** 11,8–14,5; **LE** 6,8–9,5; **CCP** 4,5–5,8; **LCP** 1,3–3,2

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus centropomi* Landsberg, 1993**

Hospedeiro: *Centropomus undecimalis* (Bloch) (Perciformes: Centropomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Bishops Harbor (27°38'N, 82°35'O), Rio Little Manatti (27°43'N, 82°23'O) e Riacho Murray (29°08'N, 80°53'O), Flórida, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8,1 (7,5–9); **LE** 4,6 (3,5–5); **T** 3,8 (3,5–4); **CCP** 3,3 (3–4); **LCP** 1,5 (1–2); **TCP** =

Espécimes em coleção: USNPC (No. 82393)

Observações: 28,6 (19–39) de comprimento do filamento polar

Referência: Landsberg (1993a)

***Myxobolus cephalus* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma cephalis* Iversen, Chitty e Meter 1971]

Hospedeiro: *Mugil cephalus* Linnaeus (Mugiliformes: Mugilidae) – ANA

Sítio de Infecção: Cêrebro, arcos brânquiais

Localização: ANT, Canal Buttonwood, Parque Nacional Everglades, Flórida, EUA

Plasmódio: 2,4 de comprimento x 11,5 de largura mm; **FC** esférico à oblongo

Morfometria dos esporos: **CE** 14,1 (14–15); **LE** 11,0 (10–11); **E** 9,0 (8–10); **CCP** 4,7 (4–5); **LCP** 3,2 (3–4); **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24109)

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus colossomati* Molnár e Békési, 1993**

Hospedeiro: *Colossoma macropomum* (Cuvier) (Characiforme: Serrasalmidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias, fígado, musculatura

Localização: Rio Curu, Pentecoste, Ceará, Brasil

Plasmódio: 0,5–2 mm

Morfometria dos esporos: **CE** 11,8 (11,4–12,2); **LE** 6,9 (6,6–7,2); **E** 3,7 (3,5–4,0); **CCP** 6,0 (5,8–6,6); **LCP** 2,1 (1,8–2,5); **TCP** =; **FP** 7–8

Referência: Molnár e Békési (1993)

***Myxobolus chondrophilus* Nemeček, 1926**

Hospedeiro: *Sardinella aurita* Valenciennes (Clupeiformes: Clupeidae) – MAR

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: ASTM, Rio de Janeiro, Brasil

Plasmódio: 0,125 x 1 mm; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 6; **LE** 4,5; **E** 3,5; **CCP** 3; **TCP** =

Referência: Nemeček (1926)

***Myxobolus cognati* Cone, Stickel, Eck e Muzzall, 1996**

Hospedeiro: *Cottus cognatus* Richardson (Scorpaeniformes: Cottidae) – D

Sítio de Infecção: Opérculo

Localização: Lago Michigan, Michigan, EUA

Plasmódio: 0,2–0,5 mm em diâmetro; **FC** arredondado à alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 13,3 (12–14); **LE** 10 (9,5–10,5); **E** 8,5 (8,0–9,0); **CCP** 6,6 (5,5–7,5); **LCP** 3; **TCP** =; **FP** 8–11

Espécimes em coleção: USNPC (No. 85336)

Referência: Cone et al. (1996)

***Myxobolus commersonii* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma commersonii* Fantham, Porter e Richardson, 1939]

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Rio Stoke, Quebec, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 9,5–16,5; **LE** 7–11,4; **CCP** 7,7; **LCP** 3,2; **TCP** =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus compressus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Notropis blennioides* (Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Rock, Beloit, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,3–0,6 mm; **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 12–14; **LE** 7–10; **E** 7–7,5; **CCP** 5; **LCP** 2,5; **TCP** =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus congesticus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Moxostoma anisurum* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Nadadeiras

Localização: Rio Fox, Dundee, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,3–1 mm; **FC** esférico to irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 9–10; **LE** 8,5–9,5; **E** 6; **CCP** 5,6; **LCP** 2,5–3,5; **TCP** =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus conspicus* Kudo, 1929**

Hospedeiro: *Moxostoma breviceps* (Cope) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tegumento da cabeça

Localização: Rio Rock, Rockford, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–4 mm; **FC** circular à irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 9–11,5; **LE** 6,5–8; **E** 4,5–5,5; **CCP** 5–7; **LCP** 2–2,5;

TCP =; **FP** ~10

Referência: Kudo (1929)

***Myxobolus cordeiroi* Adriano, Arana, Alves, Silva, Ceccarelli, Henrique-Silva e Maia 2009**

Hospedeiro: *Zungaro jahu* (Ihering) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Arcos branquiais, pele, serosa, bexiga urinária, olhos

Localização: Rios Mirea e Aquidauna, Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,3–2,0 mm em diâmetro; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** (10,9±0,4)–(11,3±0,3); **LE** (7,1±0,2)–(7,5±0,3); **E** (5,3±0,3)–(5,6±0,1); **CCP** (5,2±0,3)–(5,4±0,2); **LCP** (1,4±0,1)–(1,5±0,3); **TCP** =; **FP** 5–6

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 24)

GenBank: 18S (No. FJ827757)

Referência: Adriano et al. (2009)

***Myxobolus corneus* Cone, Horner e Hoffman, 1990**

Hospedeiro: *Lepomis macrochirus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Piscicultura (39°05'N, 89°45'O), Condado de Macoupin, Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 9,4 (8,0–10,5); **LE** 8,0 (6,5–9,0); **CCP** 5,3 (4,0–5,5);

LCP 2,4 (2,5–3,0); **TCP** =; **FP** 7–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 80994 e H 81-25)

Referência: Cone et al. (1990)

***Myxobolus couesii* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Couesius plumbeus* (Agassiz) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Condado de Missisquoi, Quebec, Canadá

Plasmódio: 0,8 mm

Morfometria dos esporos: CE 10,4–13,2; LE 7,7–9,4; CCP 4,1–5,5; LCP 1,4–3,2; TCP =

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus cuneatus* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma cuneatus* Bond, 1939]

Hospedeiro: *Esox masquinongy* (Mitchill) (Esociformes: Esocidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Chautauqua, Nova Iorque, EUA

Plasmódio: 2–3 mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 10 (9–10); LE 6 (5–7); E 4,5; CCP 4–6; LCP 1,5–3; TCP =; FP 9–10

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus cuneus* Adriano, Arana e Cordeiro, 2006**

Hospedeiro: *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar, bexiga urinária, brânquias, baço, nadadeiras, superfície da cabeça, fígado, coração,

Localização: Rio Mogi Guaçu, Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,02–2,10 mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 10,0±0,6; LE 5,1±0,3; CCP 5,7±0,3; LCP 1,7±0,2; TCP =; FP 8–9

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 18 e 19)

Referência: Adriano et al. (2006)

***Myxobolus cunhai* Penido 1927**

Hospedeiro: *Synodontis clarias* (Linnaeus) (Siluriformes: Mochokidae) – D

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Rio Paraguai, Porto Esperança, Mato Grosso do Sul, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 9–11, LE 4–6

Referência: Penido (1927)

***Myxobolus curimatae* Zatti, Naldoni, Silva, Maia e Adriano, 2015**

Hospedeiro: *Prochilodus costatus* Valenciennes (Characiformes: Prochilodontidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio São Francisco (17°12'75''S, 44°50'95''O), Pirapora, Minas Gerais, Brasil

Plasmódio: 5 mm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 13,2±0,9 (12–14,7); LE 9,7±1 (7–10,8); CCP 5,2±0,5 (4,1–5,8); LCP 2,5±0,5 (1,7–3,9); TCP =; FP 9–10

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX42)

GenBank: 18S (No. KP120979)

Referência: Zatti et al. (2015)

***Myxobolus dechtiari* Cone e Anderson, 1977**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Ryan, Parque Algonquin, Ontário, Canadá
Plasmódio: 0,3–0,8 mm em diâmetro; **FC** alongado
Morfometria dos esporos: **CE** 11,5 (10–14); **LE** 8 (7–9); **E** 7,5 (7–8); **CCP** 5 (4–6); **LCP** 2,5 (2–3); **TCP** =; **FP** 7–8
Espécimes em coleção: USNPC (No. 24493)
Referência: Cone e Anderson (1977)

***Myxobolus dentium* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Esox masquinongy* Mitchell (Esociformes: Esocidae) – **D**
Sítio de Infecção: Palato
Localização: Lago St. Louis, Quebec, Canadá
Plasmódio: 7,5 mm
Morfometria dos esporos: **CE** 11,8–14,5; **LE** 5,5–7,3; **CCP** 4,5–7,3; **LCP** 1,3–3,2; **TCP** =
Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus desaequalis* Azevedo, Carral e Matos, 2002**

Hospedeiro: *Apteronotus albifrons* (Linnaeus) (Teleostei: Apterontidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Rio Amazonas (00°45'21''S, 48°30'54''O), Ilha de Marajo, Pará, Brasil
Plasmódio: 0,5–1,8 mm; **FC** esférico to elipsoidal
Morfometria dos esporos: **CE** 18,3 (17,6–19,1); **LE** 11,2 (10,6–11,9); **E** 4,4 (4,0–5,0); **CCP** 11,2 (10,7–11,9); **LCP** 4,9 (4,5–5,2); **TCP** ≠; **FP** 11–12
Espécimes em coleção: USNPC (No. 1007023)
Observações: A menor cápsula polar possuía 4,6 (4,1–4,8) de comprimento x 2,8 (2,5–3,1) de largura e o filamento polar tinha 4–5 voltas
Referência: Azevedo et al. (2002)

***Myxobolus diaphanous* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma diaphanous* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]
Hospedeiro: *Fundulus diaphanus* (Lesueur) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – **D**
Sítio de Infecção: Testículo
Localização: Rio Salmon, Condado de Guysborough, Nova Scotia, Canadá
Morfometria dos esporos: **CE** 15,5–20; **LE** 5,2–7,6; **CCP** 7,4–9,6; **LCP** 1,5–2,2; **TCP** ≠; **FP** 11–15
Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus discrepans* Kudo, 1919**

Hospedeiro: *Carpiodes velifer* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Lago Salt, Ohio, EUA
Plasmódio: 0,5–1 mm; **FC** arredondado à alongado
Morfometria dos esporos: **CE** 11,4–13,5; **LE** 9,5–11; **E** 8,5–9,5; **CCP** 5,5–6; **LCP** 3,5–4; **TCP** =
Referência: Kudo (1919)

***Myxobolus ellipticoides* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma ellipticoides* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]
Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Rio Coaticook, Hatley, Quebec, Canadá

Plasmódio: 5–8 mm

Morfometria dos esporos: CE 11,4–14,1; LE 6,8–8,2; CCP 4,5–5,9; LCP 1,8–3,2; FP 5–8

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus endovasus* Grinham e Cone, 1990**

[**Sin. *Myxosoma endivasa* Davis, 1947**]

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Mississippi, Fairport, Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: CE 9; LE 8; CCP 5; LCP 3,3; TCP =

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus enoblei* Lom e Cone 1996**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Pequeno riacho próximo a Allenvile, Illinois, EUA

Plasmódio: 1,5 de comprimento x 0,3 de largura mm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 14,4 (13,5–15,0); LE 11 (10,5–11,5); E 7,5; CCP 8,3 (7,9–8,5); LCP 4,8 (4,5–5); TCP =; FP 6–7

Referência: Lom e Cone (1996)

***Myxobolus eucalii* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma eucalli* Guilford, 1965**]

Hospedeiro: *Culaea inconstans* (Kirtle) (Gasterosteiformes: Gasterosteifae) – D

Sítio de Infecção: Crânio, nadadeiras peitorais

Localização: Lago Michigan, Baía de Green, Michigan, EUA

Plasmódio: 200 µm, FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 14,4 (12,0–15,6); LE 9,9 (8,4–10,8); E 6,9 (6,0–7,2); CCP 11,1 (9,6–12,0); LCP 3,7 (3,0–4,8); TCP =; FP 9–11

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus fanthami* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxobolus grandis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Cavidade abdominal

Localização: Rio Salmon, Nova Scotia, Canadá

Plasmódio: 8 de comprimento x 5 de largura

Morfometria dos esporos: CE 13,2–17,3; LE 9,5–10,9; CCP 4,5–6,4; LCP 2,3–3,6

Observações: Fantham, Porter e Richardson (1939) foi chamado *Myxobolus greis*, Como este nome já estava preocupado por *M. greis* Kudo, 1934, foi reatribuído como *M. fanthami*

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus filamentum* Naldoni, Zatti, Capodifoglio, Milanin, Maia, Silva e Adriano, 2015**

Hospedeiro: *Brycon orthotaenia* Günther (Characiformes: Bryconidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio São Francisco (17°12'8,26''S; 44°50'0,45''O), Pirapora, Minas Gerais, Brasil

Plasmódio: 5 mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 7,5–9,7 (9,0±0,3); **LE** 5,2–7,3 (6,2±0,4); **E** 4,8–5,7 (5,3±0,3); **CCP** 3,8–5,5 (4,7±0,3); **LCP** 1,3–2,2 (1,7±0,1); **TCP** =; **FP** 10–11

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 46)

GenBank: 18S (No. KJ849240)

Referência: Naldoni et al. (2015)

***Myxobolus filamentus* Grinham e Cone, 1990**

[**Sin. *Myxosoma okoboensis*, Rice e Jahn, 1943**]

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Okoboji, Iowa, EUA

Plasmódio: 0,17–0,20 mm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 13,1; **LE** 16,3; **CCP** 7,8; **LCP** 6,2; **TCP** =; **FP** 14–16

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus flavus* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz) (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 1 – 5 mm; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 9,2±0,2; **LE** 6,5±0,3; **E** 4,2±0,2; **CCP** 4,5±0,2; **LCP** 1,6±0,1; **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 39)

GenBank: 18S (No. KF296347)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Myxobolus franciscoi* Eiras, Monteiro e Brasil-Sato 2010**

Hospedeiro: *Prochilodus argenteus* (Spix e Agassiz) (Characiformes: Prochilodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo da nadadeira

Localização: Rio São Francisco (18°12'59''S, 45°15'41''O), Três Marias, Minas Gerais, Brazil

Plasmódio: 1 de comprimento x 1 de largura mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 6,0–6,9; **LE** 5,8–6,4; **E** 3,2; **CCP** 2; **LCP** 1,5; **TCP** =; **FP** 3

Espécimes em coleção: MZUSP (No. 95167)

Referência: Eiras et al. (2010)

***Myxobolus fryeri* Ferguson, Atkinson, Whipps e Kent, 2008**

Hospedeiro: *Oncorhynchus kisutch* (Walbaum) (Somoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Células nervosas da musculatura

Localização: Riacho Mill do Rio Siletz (44°44'44,89''N, 123°47'35,72''O), Condado de Lincoln, Oregon, EUA

Plasmódio: 35 de comprimento x 25 de largura μm ; **FC** elíptico
Morfometria dos esporos: **CE** 12,9 \pm 0,8; **LE** 8,6 \pm 0,7; **E** 7,2 \pm 0,4; **CCP** 7,1 \pm 0,6; **LCP** 3,0 \pm 0,3; **TCP** \neq ; **FP** 8–10
Espécimes em coleção: TCPQM (No. G465048–G465050)
GenBank: 18S (No. EU346370–EU346372)
Observações: Também encontrado em *Oncorhynchus clarkii* (Richardson) e *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum)
Referência: Ferguson et al. (2008)

***Myxobolus galaxii* Szidat, 1953**

Hospedeiro: *Galaxias maculatus* (Jenyns) (Osmeriformes: Galaxiidae) – **D**
Sítio de Infecção: Todos os órgãos exceto nas brânquias
Localização: Rio La Planta, Argentina
Morfometria dos esporos: **CE** 13–15, **LE** 8,8–10, **TCP** =
Referência: Szidat (1953)

***Myxobolus gibbosus* Herrick, 1941**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Lago Erie, Ohio, EUA
Plasmódio: 0,75 mm
Morfometria dos esporos: **CE** 11,9 (10,6–12,3); **LE** 10,9 (9,8–12,3); **E** 7,1 (6,5–8,2); **CCP** 6,5 (5,7–7,4); **LCP** 3,3–4,1; **TCP** =; **FP** 8–12
Referência: Herrick (1941)

***Myxobolus globosus* Gurley 1893**

Hospedeiro: *Erimyzon sucetta* (Lacepède) (Cypriniforme: Catostomidae) – **D**
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Rio Fox, Illinois, EUA
Plasmódio: 0,5 mm; **FC** arredondado ou alongado
Morfometria dos esporos: **CE** 7–8; **LE** 6; **E** 5
Referência: Gurley (1893)

***Myxobolus grandis* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma grandis* Kudo, 1934**]

Hospedeiro: *Ericymba buccata* Cope (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**
Sítio de Infecção: Fígado
Localização: Rio Salt Fork, Vermilion, Illinois, EUA
Morfometria dos esporos: **CE** 15–16; **LE** 9–11; **E** 6,8; **CCP** 6,7; **LCP** 2,5–3; **TCP** =
Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus gravidus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Moxostoma anisurum* (Rafinesque) (Cypriniforme: Catostomidae) – **D**
Sítio de Infecção: Tegumento e nadadeiras
Localização: Rio Fox, Carpentersville, Illinois, EUA
Plasmódio: 0,5 mm
Morfometria dos esporos: **CE** 12–14; **LE** 9,5–10; **E** 7; **CCP** 5–5,5; **LCP** 2,5; **TCP** =
Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus heckelii* Azevedo, Casal, Matos, Ferreira e Matos, 2009**

Hospedeiro: *Centromochlus heckelii* (De Filippi) (Siluriformes: Auchenipteridae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Tocantins (02°14'S, 49°30'O), Cametá, Pará, Brasil

Plasmódio: 250 µm, FC esférico to elíptico

Morfometria dos esporos: **CE** 12,2–13,1; **LE** 6,3–6,9; **E** 3,7–4,4; **CCP** 2,7–3,3; **LCP** 1,4–2,0; **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1123999)

Referência: Azevedo et al. (2009)

***Myxobolus heterolepis* Li e Desser 1985**

Hospedeiro: *Notropis heterolepis* Eigenmann e Eigenmann (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cérebro, olhos

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O) e Lago Opeongo (45°42'N, 78°22'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 14 (12,5–14,5); **LE** 10 (8,5–10,5); **E** 9; **CCP** 6,5 (6–8); **LCP** 3 (2,5–3,5); **TCP** =; **FP** 6–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0361)

Referência: Li e Desser (1985)

***Myxobolus hilarii* Capodifoglio, Adriano, Milanin, Silva e Maia, 2016**

Hospedeiro: *Brycon hilarii* (Valenciennes) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de infecção: Túbulos renais

Localização: piscicultura (22°30'40,21''S, 47°02'08,80''O), Mogi Mirim, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,5 mm em diâmetro; FC arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,5±0,8 (9,8–13,4); **LE** 11,0±0,7 (9,7–12,4); **E** 7,6 ±1,0 (6,7–9,0); **CCP** 6,5±0,4 (6,0–7,2); **LCP** 4,0 ± 0,2 (3,6–5,3); **TCP** =; **FP** 5–7

Espécimes em coleção: ZUEC (No. Myx 47)

GenBank: 18S (No. KM403404)

Referência: Capodifoglio et al. (2016)

***Myxobolus hoffmani* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma hoffmani* Meglitsch, 1963**]

Hospedeiro: *Pimephales notatus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Parede dos olhos

Localização: Alguns pequenos riachos, Dakota, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 9,3 (8,6–10,8); **LE** 8,4 (7,8–8,9); **E** 6,2 (5,9–6,5); **CCP** 5,0 (4,6–5,7); **LCP** 2,4 (2,2–2,7); **TCP** =, **FP** 10

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus hudsonis* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma hudsoni* Bond, 1938**]

Hospedeiro: *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Entre as escamas na base das nadadeiras

Localização: ANTM, Baía de Chesapeake, Baltimore, Maryland, EUA

Plasmódio: 307 de comprimento x 260 de largura µm

Morfometria dos esporos: CE 11,5–12,5; LE 7; CCP 4–5; LCP 2–2,5; TCP =; FP 7–9

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus hyborhynchi* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Pimephales notatus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Nas extremidades dos oss

Localização: Córrego Francoeur, Quebec, Canadá

Plasmódio: 400 µm

Morfometria dos esporos: CE 9,1–10,9; LE 7,3–8,6; CCP 4,1–5,9; LCP 2,3–2,5

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus ictiobus* Rosser, Griffin, Quiniou, Alberson, Woodyard, Mischke, Greenway, Wise e Pote, 2016**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Filamento branquial

Localização: piscicultura, Condado de Washington, Mississippi, EUA

Plasmódio: 148 comprimento x 122 largura µm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 13,9±0,4 (12,7–14,5), LE 12,5±0,7 (10,7–13,6), E 12,6±2,3 (10,3–14,8), CCP 6,6±0,4 (5,6–7,4), LCP 4,5±0,8 (3,7–4,9), FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1406398)

GenBank: 18S (No. KU232371)

Referência: Rosser et al. (2016)

***Myxobolus inaequus* Kent e Hoffman, 1984**

Hospedeiro: *Eigenmannia virescens* (Valenciennes) (Gymnotiformes: Sternopygidae) – D

Sítio de Infecção: Cêrebro

Localização: Brasil

Morfometria dos esporos: CE 19,8 (15,6–22); LE 8,6 (7,8–9,3); E 8,0 (7,7–8,5); CCP 11,8 (9,4–13); LCP 3,6 (3,1–3,9); TCP ≠

Referência: Kent e Hoffman (1984)

***Myxobolus inaequalis* Gurley 1893**

Hospedeiro: *Synodontis clarias* (Linnaeus) (Siluriformes: Mochokidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento da cabeça

Localização: Guyana, Suriname

Morfometria dos esporos: CE 11; LE 7; TCP ≠

Referência: Gurley (1893)

***Myxobolus inornatus* Fish, 1939**

Hospedeiro: *Micropterus dolomieu* (Lacepède) (Perciforme: Centrarchiae) – D

Sítio de Infecção: Musculaturas caudal

Localização: Miles City, Montana, EUA

Plasmódio: 1–7 mm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 12,3; LE 8,2; E 5,8; CCP 5,2; LCP 2,4; TCP ≠

Referência: Fish (1939)

***Myxobolus insidiosus* Wyatt e Pratt, 1963**

Hospedeiro: *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Rio Santiam, Willamette Rio e Rio McKenzie, Condados de Linn e Lane, Oregon, EUA

Plasmódio: 674 de comprimento x 79–142 de largura μm

Morfometria dos esporos: CE 15 (12,8–17,3); LE 10,3 (9–11,5); E 7,5 (6,4–9); CCP 8,8 (7–10,2); LCP 3,3 (2,6–4,5); TCP =

Referência: Wyatt e Pratt (1963)

***Myxobolus insidiosus clarki* Wyatt, 1979**

Hospedeiro: *Oncorhynchus clarkii* (Richardson) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Musculatura

Localização: Rio Santiam, Condado de Linn, Oregon, EUA

Plasmódio: 47–143 de comprimento x 16–76 de largura μm ; FC oval à oblongo

Morfometria dos esporos: CE 12,5 (11,5–13,5), LE 8,4 (7,5–9,0), E 7,4 (7,3–8,4), CCP 8,3 (7,5–9,5), LCP 2,9 (2,5–3,5)

Referência: Wyatt (1979)

***Myxobolus insignis* Eiras, Malta, Varella e Pavanelli, 2005**

Hospedeiro: *Semaprochilodus insignis* (Jardine) (Characiformes: Prochilodontidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Amazonas, Manaus, Amazonas, Brasil

Plasmódio: 0,02–0,80 mm em diâmetro; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 14,0–15,0; LE 11,0–12,0; E 7,0–8,0; CCP 7,0–8,0; LCP 3,0–5,0; TCP =; FP 6

Espécimes em coleção: INPA (No. 002)

Referência: Eiras et al. (2005)

***Myxobolus intestinalis* Kudo, 1929**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Rio Rock, Rockford, Illinois, EUA

Plasmódio: 1–3 mm em diâmetro; FC oblongo

Morfometria dos esporos: CE 12–13; LE 10–12,5; E 8; CCP 7,5–8,5; LCP 3,5–4; TCP =; FP 10–12

Referência: Kudo (1929)

***Myxobolus intramusculi* Easy, Johnson e Cone, 2005**

Hospedeiro: *Percopsis omiscomaycus* (Walbaum) (Percopiformes: Percopsidae) – D

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Rio St Lawrence (45°26'N, 72°44'O), Île Dorval, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1,0 mm em diâmetro; FC oblongo

Morfometria dos esporos: CE 9,9–15,7 (12,5 \pm 0,9); LE 4,6–8,0 (6,2 \pm 0,6); CCP 4,0–7,9 (5,8 \pm 0,6); LCP 1,0–2,7 (1,7 \pm 0,4); TCP \neq ; FP 3–4

Espécimes em coleção: USNPC (No. 095333.00)

GenBank: 18S (No. AY665297)

Referência: Easy et al. (2005)

***Myxobolus iowensis* Otto e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Leste de Okoboji, Iowa, EUA

Plasmódio: 210 de comprimento x 338 de largura µm

Morfometria dos esporos: **CE** 12,2–12,9; **LE** 10,6–11,4; **E** 7,6; **CCP** 7,6; **LCP** 3–3,8;

TCP =; **FP** 8–9

Referência: Otto e Jahn (1943)

***Myxobolus jahnricei* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma okobojiensis* Rice e Jahn, 1943**]

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Oeste do Lago Okoboji, Condado de Dickinson, Iowa, EUA

Plasmódio: 175–200 µm em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 9,5–10,5; **LE** 4,2–5,2; **CCP** 3,0–3,8; **LCP** 1,3–1,9;

TCP =; **FP** 6–7

Observações: A transferência da espécie de *Myxosoma* para *Myxobolus* teria resultado na combinação "*Myxobolus okobojiensis*", que estava preocupada com *Myxobolus okobojiensis* Otto e Jahn, 1943, Portanto, Landsberg, Lom (1991) propôs o nome de *M. jahnricei*

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus jollimorei* Cone e Overstreet, 1998**

Hospedeiro: *Lepomis macrochirus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Bulbus arteriosus

Localização: Pascagoula Rio, Jackson Condado, Mississippi, EUA

Plasmódio: 50–300 µm em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 11,0 (10,5–11,5); **LE** 13,8 (12–14,5); **E** 7,5 (6,5–8,0);

CCP 6,0 (5,5–6,0); **LCP** 3,8 (3,5–4,5); **TCP** =; **FP** 6–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 87588)

Referência: Cone e Overstreet (1998)

***Myxobolus kisutchi* Yasutake e Wood, 1957**

Hospedeiro: *Oncorhynchus kisutch* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Medula espinhal

Localização: Rio Samonberry, Condado de Clatsop, Oregon, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 7–8,5; **LE** 6,5–7; **E** 3,5–3,8; **CCP** 3,8–5,5; **TCP** =

Referência: Yasutake e Wood (1957)

***Myxobolus kostiri* Herrick, 1936**

Hospedeiro: *Micropterus dolomieu* Lacepède (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Erie, Ohio, EUA

Plasmódio: 0,75–1,5 mm; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 9,6 (8,8–11,2), **LE** 7,4 (6,4–8,0), **E** 5,4 (4,9–5,8), **CCP** 4,7 (4,1–4,9), **LCP** 2,5 (2,4–3,3), **TCP** ≠, **FP** 13

Referência: Herrick (1936)

***Myxobolus kozloffii* Wyatt, 1979**

Hospedeiro: *Deltistes luxatus* (Cope) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio Williamson, Condado de Klamath, Oregon, EUA

Morfometria dos esporos: CE 13,5 (13,5–15,5), LE 8,6 (8,0–9,5), E 7,2 (6,5–7,5), CCP 7,7 (7,5–8,5), LCP 3,2 (3,0–3,5)

Referência: Wyatt (1979)

***Myxobolus kudoi* Guimarães e Bergamin, 1938**

Hospedeiro: *Nemathognata* sp. (Siluriformes) – D

Sítio de Infecção: Intergumento

Localização: Rio Mogi Guaçu, Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 0,5–1,0 mm in diameter; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 8,5–8,9; LE 6,5–7,3; CCP 3,5–4,1; LCP 1,3–2,0; TCP =

Referência: Guimarães e Bergamin (1938)

***Myxobolus lamellus* Grinham e Cone, 1990**

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Sawler (44°39'N, 64°4'O), Nova Scotia, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 12,0 (9,5–13,5); LE 10,5 (9,0–12,0); E 7,0 (5,0–8,0); CCP 6,0 (5,0–7,0); LCP 3,5 (3,0–4,5); TCP =; FP 5–6

Espécimes em coleção: CMN (No. 1990-0006 e 0007)

Observações: As laminais adicionais estão em USNPC (No. 81049)

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus latipinnacola* Wold e Iversen, 1978**

Hospedeiro: *Poecilia latipinna* (Lesueur) (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Canais em Virginia Key, Miami, Flórida, EUA

Plasmódio: 59 µm em diâmetro; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 13,1 (12,0–14,0); LE 8,6 (7,1–9,8); E 6,7 (5,7–7,3); CCP 5,1 (3,9–5,9); LCP 2,2(1,7–2,8); TCP =; FP 4

Referência: Wold e Iversen (1978)

***Myxobolus lepomicus* Lii e Desser 1985**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar, brânquias, intestino, coração, musculatura, bexiga natatória, ureteres

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 14,5 (12,5–16,5); LE 9,5 (9–11,5); E 7–7,5; CCP 5,5 (5–6,5); LCP 3,5 (3–4); TCP ≠; FP 5–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984 – 0362)

Referência: Lii e Desser (1985)

***Myxobolus lutzi* Aragão, 1919**

Hospedeiro: *Poecilia vivipara* Bloch e Schneider (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – **D**

Sítio de Infecção: Testículo

Localização: Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 10; LE 7; TCP =

Referência: Aragão (1919)

***Myxobolus macroplasmiodiolis* Molnár, Ranzani-Paiva, Eiras e Rodrigues, 1998**

Hospedeiro: *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de Infecção: Livre na caviade abdominal

Localização: Rio Mogi Guaçu (21°55'35,8''S, 47°21'57,0''O), Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 7–24 de comprimento x 3–13 de largura mm; **FC** subesférico

Morfometria dos esporos: CE 11 (10,5–12); LE 8,5 (8–9); E 5,2 (5–5,5); CCP 4,5 (4–5); LCP 2,8 (2–3); TCP =; FP 6

Espécimes em coleção: MTM (número de acesso não fornecido)

Referência: Molnár et al. (1998)

***Myxobolus maculatus* Casal, Matos e Azevedo, 2002**

Hospedeiro: *Metynnis maculatus* (Kner) (Characiformes: Serrasalminidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Rio Amazonas (01°11'30''S, 47°18'54''O), Belém, Pará, Brasil

Plasmódio: 150 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 21,0 (9,7–23,0), LE 8,9 (7,9–9,5), E 7,5 (7,2–7,9), CCP 12,7 (11,8–13,8), LCP 3,2 (3,0–3,6), TCP =, FP 14–15

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1002151)

Referência: Casal et al. (1996)

***Myxobolus magellanicus* Szidat, 1953**

Hospedeiro: *Galaxias maculatus* (Jenyns) (Osmeriformes: Galaxiidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio La Plata, Argentina

Plasmódio: 0,6 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 10–13; LE 8,1–8,8; CCP 3 em diâmetro; TCP =

Referência: Szidat (1953)

***Myxobolus magnaspherus* Cone e Anderson, 1977**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Ryan, Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 0,1–0,3 mm; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: CE 18 (16–22); LE 20 (18–22); E 12 (11–13); CCP 10 (9–12); LCP 6 (5–7); TCP =; FP 10–12

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24494)

Referência: Cone e Anderson (1977)

***Myxobolus manueli* Cone e Overstreet, 1998**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Bulbos arteríolos

Localização: Lago Erie, Wheatley, Ontário, Canadá
Plasmódio: 100 – 800 µm em diâmetro; **FC** esférico
Morfometria dos esporos: **CE** 10,8 (10–11); **LE** 9,1 (8–10); **E** 7,0 (6,5–7,0); **CCP** 5,3 (4,5–6,0); **LCP** 2,9 (2,5–3,0); **TCP** =; **FP** 6–7
Espécimes em coleção: USNPC (No. 87589)
Referência: Cone e Overstreet (1998)

***Myxobolus martini* Salim e Desser, 2000**

Hospedeiro: *Observações* *smigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Lago Sasajewun (45°35'30"N, 78°31'30"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 3–4 mm em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 17,9 (16,4–19,5), **LE** 12,1 (10,3–13,5), **E** 8,4 (7,3–9,5), **CCP** 6,0 (5,2–6,4), **LCP** 3,2 (3,0–3,6), **TCP** =, **FP** 6–7

Espécimes em coleção: CMNP (No. 1999-0027)

GenBank: 18S (No. AF186836,1)

Referência: Salim e Desser (2000)

***Myxobolus mauriensis* Lovy e Hutcheson, 2016**

Hospedeiro: *Alosa aestivalis* (Mitchill) (Clupeiformes: Clupeidae) – **D**

Sítio de Infecção: cartilagem pleural

Localização: Rio Maurice (39°21'38,5"N, 75°01'56"O), New Jersey, EUA

Plasmódio: 5 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: **CE** 11,4±0,44; **LE** 12,1±0,44; **CCP** 6,1±0,48; **LCP** 3,9±0,26; **TCP** =; **FP** 5–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1254742–1254743)

GenBank: 18S (No. KU255436)

Observações: Também encontrado *Alosa pseudoharengus* (Wilson) e também em outra localidade: Rio Great Egg Harbor (39°25'09,2"N, 74°42'52,6"W), Rio Delaware (40°10'40"N, 74°44'07,5"W), New Jersey, EUA

Referência: Lovy e Hutcheson (2016)

***Myxobolus medius* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma media* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cavidade abdominal

Localização: Rio Missisquoi, Abercom Village, Quebec, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 11–16,8; **LE** 7,7–10,4; **CCP** 5–8,2; **LCP** 1,8–3,2; **TCP** =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus meglitschi* Grinham e Cone 1990**

[**Sin.: *Myxosoma rotundum* Meglitsch, 1937**]

Hospedeiro: *Carpionides cyprinus* (Lesueur) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Embarass, Villa Grove, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5 mm em diâmetro, **FC** esférico

Morfometria dos esporos: CE 12–14; LE 11–13; E 7–8,5; CCP 6–7; LCP 3–4; TCP =

Observações: A transferência da espécie de *Myxosoma* para *Myxobolus* teria resultado na combinação "*Myxobolus rotundus*", mas isso foi preocupado por *Myxobolus rotundus* Nemeček, 1911, Com isso, Grinham e Cone (1990) propôs o nome *Myxobolus meglitschi*

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus mesentericus* Kudo 1919**

Hospedeiro: *Lepomis cyanellus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Mesentério, fígado, baço

Localização: Lago Crystal, Urbana, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–1,5 mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 10–11,5; LE 8,5–9,5; E 6,5; CCP 4,7; LCP 1,5–2; TCP =

Observações: Também encontrado na parede do estômago, intestino e vesícula biliar

Referência: Kudo (1919)

***Myxobolus metynnis* Casal, Matos e Azevedo, 2006**

Hospedeiro: *Metynnis argenteus* Ahl (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido subcutâneo conectivo da região orbicular

Localização: Rio Amazonas (01°11'30''S, 47°18'54''O), Peixe Boi, Pará, Beazil

Plasmódio: 0,35 mm em diâmetro; FC esférico à elíptico

Morfometria dos esporos: CE 12,9–13,5; LE 7,5–8,3; E 3,4–4,5; CCP 5,0–5,5; LCP 3,0–3,6; TCP =; FP 8–9

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1086177)

Referência: Casal et al. (2006)

***Myxobolus mexicanus* Yoshino e Noble, 1973**

Hospedeiro: *Coelorhynchus scaphopsis* Gilbert (Gadiformes: Macrouridae) – MAR

Sítio de Infecção: Rins

Localização: WTNAP, Baja Califórnia, México

Plasmódio: 1,2–2,5 mm; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 8,7 (7,5–10); LE 6,2 (5,5–7); CCP 2,9 (2–4); LCP 1,6 (1–2); TCP =

Referência: Yoshino e Noble (1973b)

***Myxobolus microcystus* Price e Mellen, 1980**

Hospedeiro: *Micropterus salmoides* (Lacepède) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Lago Crab Orchard, Condado de Williamson, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,3–0,75 mm; FC oval to fusiform

Morfometria dos esporos: CE 12,5 (11–14), LE 7,5 (7–10), E 5,5 (5–7), CCP 6,5 (5–7), LCP 2,5 (2–4), TCP =, FP 6–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 75230)

Referência: Price e Mellen (1980)

***Myxobolus micropteri* Walsh, Iwanowicz, Glenney, Iwanowicz e Blazer, 2012**

Hospedeiro: *Micropterus salmoides* (Lacepède) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Ohio, Virginia, EUA

Plasmódio: 0,33–0,95 (0,57±0,11) de comprimento x 0,11–0,19 (0,15±0,17) de largura mm; **FC** subcircular

Morfometria dos esporos: **CE** 9,1–12,2 (10,8±0,09), **LE** 9,0–11,7 (10,6±0,08), **E** 5,2–8,6 (6,8±0,08), **CCP** 4,0–5,0, **LCP** 2,0–3,0, **TCP** =, **FP** 7–8

Espécimes em coleção: USNPC (No. 104900)

GenBank: 18S (No. JF714995)

Observações: Also in *M. dolomieu* Lacepède

Referência: Walsh et al. (2012)

***Myxobolus microthecus* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma microthecum* Meglitsch, 1942**]

Hospedeiro: *Minytrema melanops* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Mesentério, peritônio

Localização: Rio Ohio, Shawneetown, Illinois, EUA

Plasmódio: 350 de comprimento x 300 de largura µm; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,7 (10–12,5); **LE** 10,2 (8,3–11,4); **E** 4,5 (4,3–5,2);

CCP 5,5 (3,8–6,3); **LCP** 3,4 (1,9–3,2); **TCP** =; **FP** 5–7

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus minutus* Rosser, Griffin, Quiniou, Alberson, Woodyard, Mischke, Greenway, Wise e Pote, 2016**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Filamento branquial

Localização: Piscicultura, Condado de Washington, Mississippi, EUA

Plasmódio: 1,3 de comprimento x 0,4 de largura mm; **FC** alongado

Morfometria dos esporos: **CE** 8,6,9±0,7 (7,4–9,6); **LE** 8,8±0,7 (7,5–9,9); **E** 6,7±0,3 (6,5–7,3); **CCP** 4,3±0,3 (3,6–4,9); **LCP** 3,3±0,3 (2,8–3,8); **FP** 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1406399)

GenBank: 18S (No. KU232372)

Referência: Rosser et al. (2016)

***Myxobolus mississippiensis* Cone e Overstreet, 1997**

Hospedeiro: *Lepomis macrochirus* Rafinesque (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Pascagoula, Condado de Jackson, Mississippi, EUA

Plasmódio: 0,3 mm em diâmetro, **FC** irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 17,7 (16,4–18,7); **LE** 5,2 (3,9–6,2); **E** 5,4 (4,7–6,2);

CCP 7,2 (5,5–7,8); **LCP** 6,3 (5,5–7,0); **TCP** =; **FP** 9–10

Espécimes em coleção: USNPC (No. 86817)

Referência: Cone e Overstreet (1997)

***Myxobolus morrisonae* Lom e Cone 1996**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: pequeno riacho próximo a Allenvile, Illinois, EUA

Plasmódio: 1,5 de comprimento x 0,3 de largura mm, **FC** alongado

Morfometria dos esporos: CE 10 (9,6–10,5); LE 9,5 (9,1–10,3); E 5; CCP 5,5 (5,3–5,8); LCP 3,7 (3,4–4,0); TCP =; FP 6
Referência: Lom e Cone (1996)

***Myxobolus moxostomi* Nigrelli, 1948**

Hospedeiro: *Moxostoma pisolabrum* Trautman e Martin (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–4 mm, FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 7,6 (6,2–9,4); LE 7,2 (5,5–9,4); E 3,9 (3,1–4,7); CCP 3,6 (2,3–3,9); LCP 2,3 (1,6–3,2); TCP =; FP 3–5

Referência: Nigrelli (1948)

***Myxobolus mutabilis* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Pimephales notatus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Rock, Beloit, Illinois, EUA

Plasmódio: 1 mm; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 9,5–12; LE 7,5–9; E 6–7; CCP 5–6,5; LCP 2–3,5; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus myleus* Azevedo, Clemente, Casal, Matos, Alves, Al-Quraishy e Matos, 2012**

Hospedeiro: *Myloplus rubripinnis* (Müller e Troschel) (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Vesícula biliar

Localização: Lago Sapuruá (01°24'S, 55°59'O), Oriximiná, Pará, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 19,0–20,0 (19,3±0,5); LE 7,5–9,0 (8,3±0,5); E 3,5–4,5 (4,0±0,3); CCP 12,5–13,5 (13,2±0,4); LCP 2,5–3,5 (3,0±0,3); TCP =; FP 19–21

Espécimes em coleção: INPA (No. 011/12)

Referência: Azevedo et al. (2012)

***Myxobolus neurophilus* Landsberg e Lom, 1991**

[*Sin. Myxosoma neurophila* Guilford, 1963]

Hospedeiro: *Perca flavescens* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – D

Sítio de Infecção: Órbita e Cérebro

Localização: Lago Michigan, Baía de Green, Michigan, EUA

Plasmódio: 950 de comprimento x 30–45 de largura µm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 13,9 (12–16); LE 6,2 (6–8,5); E 4,9 (4–6); CCP 6,8 (5–8); LCP 1,4–2,4; TCP =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus niger* Mathews, Maia e Adriano, 2016**

Hospedeiro: *Corydoras melini* Lönnberg e Rendahl (Siluriformes: Callichthyidae) – D

Sítio de infecção: Brânquias

Localização: Rio Negro, Santa Izabel do Rio Negro, Amazonas, Brasil

Plasmodia: 180±0,5 µm em diâmetro; FC arredondado a elíptico

Morfometria dos esporos: CE 11,3±0,4; LE 6,8±0,2; E 4,1 ± 0,2; CCP 5,0±0,3; LCP 2,0±0,1; TCP =; FP 6–7

Espécime em coleção: ZUEC (No. Myx 52)

Referência: Mathews et al. (2016)

***Myxobolus nodosus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Pimephales notatus* Rafinesque (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Intergumento

Localização: Rio Rock, Byron, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–1; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 9–10,5; LE 8,5–9,5, E 7; CCP 5–6; LCP 2,5–3,5; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus noguchii* Pinto, 1928**

Hospedeiro: *Serrasalmus spilopleura* Kner (Characiformes: Serrasalminidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Turvo, Pirangi, São Paulo, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 13,6; LE 8,5; CCP 6,8; LCP 2,2;

Referência: Pinto (1928)

***Myxobolus Observaçõesmigoni* Lewis e Summerfelt, 1964**

Hospedeiro: *Observaçõesmigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Abdomen

Localização: Peixe obtido comercialmente, Paragoul, Arkansas, EUA

Plasmódio: 0,9–3 mm em diâmetro; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 11,8; LE 8,9; E 7,5; CCP 4,1; LCP 3,3; TCP =; FP 6–8

Referência: Lewis e Summerfelt (1964)

***Myxobolus notropis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Superfície do corpo

Localização: Riacho Haseville, Basia de Yamaska, Quebec, Canadá

Plasmódio: 2 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 11,8–13,2; LE 7,3–9,5; CCP 4,5–6,4; LCP 1,8–2,7; TCP =, ≠

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus nuevoleonensis* Salinas, Jiménez-Guzmán, Galaviz-Silva e Ramírez-Bom, 1991**

Hospedeiro: *Poecilia mexicana*, Steindachner (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – D

Sítio de Infecção: Ossos da nadadeira

Localização: Rio La Silla, Monterrey, Nuevo León, México

Plasmódio: 0,1–0,6 mm; FC esférico ou oval

Morfometria dos esporos: CE 12,0 (10,7–13,7); LE 7,3 (6,1–7,6); E 6,1 (6,1–6,1); CCP 7,6 (6,1–9,1); LCP 3,4 (3,0–4,5); TCP ≠; FP 10–11

Observações: Também encontrado em *P. reticulata* Peters

Referência: Slinas et al. (1991)

***Myxobolus obliquus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Carpiodes velifer* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Rio Rock, Beloit, Illinois, EUA

Plasmódio: 50–1800 de comprimento x 60–250 de largura μm ; FC fusiforme

Morfometria dos esporos: CE 8–9; LE 7–8; E 5–6; CCP 4,5; LCP 2; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus oblongus* Gurley 1893**

Hospedeiro: *Erimyzon sucetta* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Cabeça

Localização: Rio Fox, Illinois, EUA

Plasmódio: 1 mm em diâmetro; FC arredondado à elíptico

Morfometria dos esporos: CE 14–17; LE 8,5; E 5–6

Referência: Gurley (1893)

***Myxobolus okobojiensis* Otto e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Cantrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Baía de Little Miller, Iowa, EUA

Plasmódio: 0,5 de comprimento x 0,5 de largura mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 11,7; LE 10,2–11,7; CCP 5,8; TCP =; FP 8

Referência: Otto e Jahn (1943)

***Myxobolus oliveirai* Milanin, Eiras, Arana, Maia, Alves, Silva, Carriero, Ceccarelli e Adriano, 2010**

Hospedeiro: *Brycon hilarii* (Valenciennes) (Characiformes: Bryconidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Aquidauana, Rio Cuiabá, Rio Mirea e Rio Paraguai, Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 3 mm em diâmetro; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 11,2 \pm 0,4; LE 7,4 \pm 0,5; E 4,6 \pm 0,6; CCP 5,6 \pm 0,2; LCP 2,3 \pm 0,2; TCP =; FP 6–8

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 28)

GenBank: 18S (No. HM754633)

Referência: Milanin et al. (2010)

***Myxobolus orbiculatus* Kudo 1919**

Hospedeiro: *Notropis dorsalis* (Agassiz) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Córrego Stone, EUA

Morfometria dos esporos: CE 9–10; LE 9–10; E 6,5–7; CCP 6–7,5; LCP 2,5–3; TCP =

Referência: Kudo (1919)

***Myxobolus orbitalis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Rio Missisquoi, Quebec, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 13,3–17,5; LE 8,0–12; CCP 4,1–6,4; LCP 1,8–3

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus osburni* Herrick, 1936**

Hospedeiro: *Micropterus dolomieu* Lacepède (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Mesentério, peritônio

Localização: Lago Erie, Ohio, EUA

Plasmódio: 0,5–1,5 mm; FC oval e arredondado

Morfometria dos esporos: CE 10,1 (9,6–11,2); LE 11,7 (9,6–12,8); E 6,8 (6,4–8,0);

CCP 4,8–5,6; TCP =; FP 6–7

Observações: Também encontrado em *Lepomis gibbosus* (Linnaeus)

Referência: Herrick (1936)

***Myxobolus ovalis* (Davis, 1923)**

[Sins. *Lentospora ovalis* Davis, 1923; *Myxosoma ovalis* (Davis) Kudo, 1933]

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Estação Biológica de Pesca dos EUA, Fairport, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–0,9 mm em diâmetro; FC oval

Morfometria dos esporos: CE 15–17; LE 15; E 11; CCP 8–9; LCP 6; TCP =; FP 5–6

Referência: Grinham e Cone (1990)

***Myxobolus ovatus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Ictiobus bubalus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Catostomidae) – D

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Rock, Rockford, Illinois, EUA

Plasmódio: 1,5–1 de comprimento x 1–2 de largura mm

Morfometria dos esporos: CE 1,5–13,0; LE 9–10; E 7; CCP 5,5–6,5; LCP 2,5–3; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus pantanalis* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes: Bryconidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Poconé, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,20–1,20 mm in de comprimento; FC arredondado à alongado

Morfometria dos esporos: CE 9,3±0,4; LE 6,5±0,4; CCP 4,2±0,5; LCP 2,0±0,1; TCP =; FP 4–5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 38)

GenBank: 18S (No. KF296349)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Myxobolus paralintoni* Li e Desser 1985**

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciforme: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Coração

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 11 (9,5–11,5); LE 10 (9–11,5); E 6,5–7,5; CCP 4–4,5; LCP 2–2,5; TCP =; FP 5

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984–0364)

Referência: Lii e Desser (1985)

***Myxobolus parallepticoides* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma parallepticoides* Fantham, Porter e Richardson, 1939]

Hospedeiro: *Chrosomus neogaeus* (Cope) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Cavidade abdominal

Localização: Rio Ulverton, Quebec, Canadá

Plasmódio: 10 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 11,4–16,4; LE 7,3–10; CCP 4,1–5,5; LCP 2,3–3,2

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus peculiaris* Martins e Onaka, 2006**

Hospedeiro: *Cyphocharax nagelii* (Steindachner) (Characiformes: Curimatidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Reservatório do Rio Peixe, São José do Rio Pardo, São Paulo, Brasil

Morfometria dos esporos: CE 23,0–23,2; LE 14,4–15,2; CCP 10,5–10,9; LCP 4,0–4,8; TCP =; FP 4–5

Espécimes em coleção: CHIOC (No. 34987)

Referência: Martins e Onaka (2006)

***Myxobolus pendula* Landsberg e Lom, 1991**

[Sins. *Myxosoma pendula* Guilford, 1967b; *Myxobolus pellicides*, Lii e Desser 1985]

Hospedeiro: *Semotilus atromaculatus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Kewaunee, Kewaunee, Wisconsin, EUA

Plasmódio: 1–1,5 mm em diâmetro; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 15,3 (13,2–16,5); LE 10,4 (8,8–12,1); E 7,8 (6,6–8,8); CCP 6,8 (6–7,7); LCP 3,4 (3,3–4,4); TCP =; FP 6–7

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus percae* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Semotilus atromaculatus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio St Lawrence, Ford Village, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1–1,55 mm; FC esférico

Morfometria dos esporos: CE 7,3–10,4; LE 10,4 (8,8–12,1); E 7,8 (6,6–8,8); CCP 6,8 (6–7,7); LCP 3,4 (3,3–4,4); TCP =; FP 6–7

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus petenensis* Frey, Cone e Duobinis-Gray 1998**

Hospedeiro: *Dorosoma petenense* (Günther) (Clupeiformes: Clupeidae) – D

Sítio de Infecção: Cartilagem do Tegumento Circuorbital

Localização: Lago Kentucky Lago (36°45'N, 88°08'O), Condado de Calloway, Kentucky, EUA

Plasmódio: 0,1–1,6 mm em diâmetro; **FC** oval à arredondado
Morfometria dos esporos: **CE** 11,8 (10,1–13,1); **LE** 13,8 (12–15,8); **E** 0,8 (0,7–0,9); **CCP** 7,1 (6,0–8,0); **LCP** 5,3 (4,8–5,7); **TCP** ≠; **FP** 8–11
Espécimes em coleção: USNPC (No. 47831–47835)
Observações: A menor cápsula polar possuía 6,3 (5,7–7,4) de comprimento e 4,8 (4,2–5,5) de largura
Referência: Frey et al. (1998)

***Myxobolus pfrille* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma pfrille* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]

Hospedeiro: *Chrosomus neogaeus* (Cope) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cavidade abdominal

Localização: Rio Ulverton, Nova Scotia, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 12,7–19,1; **LE** 7,7–11,4; **CCP** 4,5–6,4; **LCP** 1,8–3,2

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus pharyngeus* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma pharyngeus* Parker, 1971**]

Hospedeiro: *Gambusia affinis* (Baird e Girard) (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) – **D**

Sítio de Infecção: Epitélio faríngeo

Localização: Riacho Stillwater, Condado de Payne, Oklahoma, EUA

Plasmódio: 0,5–1,5 mm; **FC** variável

Morfometria dos esporos: **CE** 16,5 (15,0–17,0); **LE** 5,9 (5,0–6,5); **E** 5,0 (4,2–5,5);

CCP 7,2 (6,8–8,0); **LCP** 1,9 (1,5–2,0); **TCP** ≠; **FP** 8–11

Espécimes em coleção: USNPC (No. 71669)

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus piraputangae* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Brycon hilarii* (Valenciennes) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Poconé, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,50–1,00 mm; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 10,1±0,5; **LE** 8,7±0,5; **E** 6,7±0,3; **CCP** 5,2±0,4; **LCP** 3,0±0,3; **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 36)

GenBank: 18S (No. KF296351)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Myxobolus platanus* Eiras, Abreu e Pereira Júnior, 2007**

Hospedeiro: *Mugil platanus* Valenciennes (Mugiliformes: Mugilidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Baço

Localização: Lagoa dos Patos, Rio Grande do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,05–0,10 em diâmetro; **FC** oval

Morfometria dos esporos: **CE** 10,0–11,0; **LE** 10,0–11,0; **E** 5; **CCP** 7,0–8,0; **LCP** 3,5–4,0; **TCP** =; **FP** 5–6

Referência: Eiras et al. (2007)

***Myxobolus pleuronectidae* Hahn, 1917**

Hospedeiro: *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum) (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: ANTM, Falmouth, Massachusetts, EUA

Morfometria dos esporos: CE 14,8; LE 11,9; CCP 6; LCP 3,7; TCP =

Referência: Hahn (1917)

***Myxobolus poecilichthidis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Etheostoma exile* (Girard) (Perciformes: Percidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tecido gorduroso

Localização: Lago Black, Quebec, Canadá

Plasmódio: 0,5 mm

Morfometria dos esporos: CE 12,3–15,4; LE 4,5–6,8; CCP 5–7,3; LCP 0,9–2,3

Observações: Muitos esporos têm 5,5-6,4 de largura e as cápsulas polares são por vezes desiguais

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus porofilus* Adriano, Arana, Ceccarelli e Cordeiro, 2002**

Hospedeiro: *Prochilodus lineatus* (Valenciennes) (Characiformes: Prochilodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cavidade abdominal

Localização: Rio Mogi Guaçu (21°55'35,8"S 47°21'57,0"O), Pirassununga, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 3–5 mm de comprimento; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: CE 5,7; LE 4,8; CCP 1,6; LCP 1,1; TCP =; FP 3

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 04 e 05)

Referência: Adriano et al. (2002)

***Myxobolus pratti* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Facieplatycauda pratti* Wyatt, 1979**]

Hospedeiro: *Deltistes luxatus* (Cope) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Williamson Rio, Chiloquin, Oregon, EUA

Morfometria dos esporos: CE 18,2 (17,0–20,5); LE 12,6(11,0–14,0); E 7,9 (7,5–8,5); CCP 6,6 (5,5–7,5); LCP 3,2 (2,5–3,5); TCP =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus procerus* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma procerus* Kudo 1934**]

Hospedeiro: *Percopsis omiscomaycus* (Walbaum) (Percopsiformes: Percopsidae)– **D**

Sítio de Infecção: Tegumento, nadadeira caudal

Localização: Rio Illinois, Lago Quiver, Meredosia, Havana, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,5–1,5 mm em diâmetro; **FC** esférico à irregular

Morfometria dos esporos: CE 15–17; LE 6,5–7; E 5–6; CCP 7–9; LCP 1,5–2; TCP =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus prochilodus* Eiras, Zhang e Molnár, 2014**

[**Sin. *Myxobolus lomi* Azevedo, Vieira, Vieira, Silva, Matos e Abdallah, 2014**]

Hospedeiro: *Prochilodus lineatus* (Valenciennes) (Characiformes: Prochilodontidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Peixes (48°06'38''S; 22° 49'53,1''O), Anhembi, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 250–300 µm em diâmetro; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 11,8–15,8 (14,2±1,4); **LE** 8,7–12,5 (11,1±1,5); **CCP** 5,2–7,9 (6,4±0,9); **LCP** 2,3–4,0 (3,1±0,7); **TCP** ≠; **FP** 8–11

Espécimes em coleção: INPA (No. 017 e 018)

GenBank: 18S (No. KF677014)

Observações: O nome proposto por Azevedo et al. (2014) foi homônimo de *Myxobolus lomi* Donec e Kulalovskaya em Shulman, 1962, Para resolver isso, Eiras et al. (2014) propuseram *M. prochilodus*, para substituir o nome preocupado

Referência: Eiras et al. (2014)

***Myxobolus pseudokoi* Li e Desser 1985**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias, pele

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O) e Lago Opeongo (45°42'N, 78°22'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 80–120 de comprimento x 500–800 de largura µm, **FC** arredondado à elipsoidal

Morfometria dos esporos: **CE** 13,5 (11,5–14); **LE** 6,5 (6–7); **E** 5; **CCP** 6,5 (6–7,5); **LCP** 2,5 (2–3); **TCP** =; **FP** 6–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0365)

Referência: Li e Desser (1985)

***Myxobolus pygocentrus* Penido 1927**

Hospedeiro: *Pygocentrus piraya* (Cuvier) (Characiformes: Serrasalminidae) – **D**

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Rio Paraguai, Porto Esperança, Mato Grosso do Sul, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 15–16; **LE** 9–11; **CCP** 9–11; **LCP** 3–4; **TCP** =

Referência: Penido (1927)

***Myxobolus rhinichthidis* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma rhinichthidis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**]

Hospedeiro: *Rhinichthys atratulus* Hermann (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Rio St Lawrence, Ford Village, Quebec, Canadá

Plasmódio: 2 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: **CE** 8,6–11,8; **LE** 5,9–8,2; **CCP** 3,6–5,5; **LCP** 1,8–2,7

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus ridouti* Easy e Cone, 2009**

Hospedeiro: *Pimephales notatus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculatura

Localização: Lago Brewer (45°35'N, 78°19'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: acima de 0,30 mm; **FC** oblongo

Morfometria dos esporos: **CE** 9,5–10,5 (9,9±0,3); **LE** 9,4–10,9 (10,1±0,4); **E** 6,7–6,8 (6,7±0,01); **CCP** 4,6–5,6 (5,2±0,3); **LCP** 2,6–3,6 (3,0±0,3); **TCP** =; **FP** 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 102126)

GenBank: 18S (No. GQ292745)

Referência: Easy e Cone (2009)

***Myxobolus ridwayi* Easy e Cone, 2009**

Hospedeiro: *Semotilus atromaculatus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculatura

Localização: Lago Brewer Lago (45°35'N, 78°19'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: Acima de 0,30 mm; **FC** oblongo

Morfometria dos esporos: **CE** 10,0–12,1 (11,3±0,5); **LE** 9,5–10,5 (10,4±0,3); **E** 6,6–6,7 (6,5±0,01); **CCP** 4,6–5,6 (5,2±0,3); **LCP** 2,6–3,6 (3,0±0,3); **TCP** =

Espécimes em coleção: USNPC (No. 102127)

GenBank: 18S (No. GQ292746)

Referência: Easy e Cone (2009)

***Myxobolus robustus* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma robustus* Kudo, 1934**]

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Rock, Newbury, Illinois, EUA

Plasmódio: 1,3 mm em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 14–16; **LE** 10–11; **E** 7–8; **CCP** 6,5–7; **LCP** 2,5; **TCP** =

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus salminus* Adriano, Arana, Carriero, Naldoni, Ceccarelli e Maia, 2009**

Hospedeiro: *Salminus Brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Parque Nacional do Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,10 mm; **FC** oval à arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 9,6–10,5 (10,1±0,4), **LE** 5,8–6,6 (6,1±0,4), **E** 4,7–5,3 (5,0±0,6), **CCP** 4,3–4,8 (4,6±0,2), **LCP** 1,5–1,9 (1,7±0,1), **TCP** =, **FP** 7–8

Espécimes em coleção: ZUEC (No. 25)

Referência: Adriano et al. (2009)

***Myxobolus schuberti* Li e Desser 1985**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Cêrebro, rins, musculatura, baço

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 11,5 (8,5–12,5), **LE** 8,5 (7,5–10), **E** 6,5, **CCP** 4,5 (3,5–5,5), **LCP** 2,5 (2–3), **TCP** =, **FP** 5

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0363)

Referência: Li e Desser (1985)

***Myxobolus sciades* Azevedo, Casal, Mendonça, Carvalho, Matos e Matos, 2010**

Hospedeiro: *Sciades herzbergii* (Bloch) (Siluriformes: Ariidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Poti (05°05'S, 42°48'O), Teresina, Piauí, Brasil

Plasmódio: 0,06 mm; **FC** esférico à elíptico
Morfometria dos esporos: **CE** 9,2±0,39; **LE** 4,3±0,23; **E** 4,3±0,23; **CCP** 4,4±0,41;
LCP 1,4±0,42; **TCP** =; **FP** 9–10
Espécimes em coleção: USNPC (No. 1134556)
Referência: Azevedo et al. (2010)

***Myxobolus scleroperca* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma scleroperca* Guilford, 1963b**]

Hospedeiro: *Perca flavescens* (Mitchill) (Perciformes: Percidae) – **D**

Sítio de Infecção: Olhos

Localização: Lago Michigan, Baía de Green, Michigan, EUA

Plasmódio: 5 mm em diâmetro; **FC** esférico à irregular

Morfometria dos esporos: **CE** 16,4 (10–19,2); **LE** 8,7 (7,2–9,6); **E** 7,1 (7,2–13); **CCP** 9,5 (7,2–12,6); **LCP** 2,4–3,6; **TCP** ≠; **FP** 6–9

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus serrasalmi* Walliker, 1969**

Hospedeiro: *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus) (Characiformes: Serrasalminidae) – **D**

Sítio de Infecção: Baço, rins, fígado

Localização: Rio Negro, Manaus, Amazonas, Brasil

Morfometria dos esporos: **CE** 14,8 (12,5–18,0); **LE** 8,6 (7,0–10,0); **CCP** 7,7 (6–9);

LCP 3,1 (2,5–4); **TCP** =

Referência: Walliker (1969)

***Myxobolus siddalli* Salim e Desser 2000**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Sasajewun (45°35'30"N, 78°31'30"O) e Lago Kathlyn (45°35'50"N, 78°32'00"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 0,25 mm; **FC** subesférico

Morfometria dos esporos: **CE** 10,3 (9,3–11,2); **LE** 8,9 (8,2–9,7); **E** 6,3 (5,4–7,1);

CCP 5,4 (4,1–6,2); **LCP** 3,1 (2,9–3,5); **TCP** =; **FP** 5–7

GenBank: 18S (No. AF186840,1)

Referência: Salim e Desser (2000)

***Myxobolus smith* Salim e Desser 2000**

Hospedeiro: *Chrosomus eos* (Cope) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Rins

Localização: Lago Kathlyn (45°35'50"N, 78°32'00"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: 0,25 mm; **FC** arredondado

Morfometria dos esporos: **CE** 10,6 (9,9–11,4), **LE** 8,8 (8,3–9,3), **E** 6,2 (5,4–6,7),

CCP 4,5 (4,1–5,1), **LCP** 2,9 (2,2–3,1), **TCP** =, **FP** 5–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1999-0026)

GenBank: 18S (No. AF186841.1)

Referência: Salim e Desser (2000)

***Myxobolus spalli* Landsberg e Lom, 1991**

[**Sin. *Myxosoma spalli* Spall, 1974**]

Hospedeiro: *Cyprinella lutrensis* (Baird e Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Riacho Stillwater, Condado de Payne, Oklahoma, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 14,4 (14,0–15,0); **LE** 8,0 (7,5–8,3); **E** 7,5 (7,1–8,0);

CCP 7,1 (6,7–7,5); **LCP** 3,0 (2,8–3,0); **TCP** =; **FP** 9

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus sparoides* Otto e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Intestino

Localização: Baía de Little Miller's, Iowa, EUA

Plasmódio: 0,2 mm em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 11,7–12,4; **LE** 8,8–9,3; **E** 8,5; **CCP** 4,4–5,4; **TCP** =;

FP 9–10

Referência: Otto e Jahn (1943)

***Myxobolus squamosus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) (Salmoniformes: Salmonidae) – **ANA**

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Rio Sangamon, Dewey, Illinois, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 8–9; **LE** 8,6 (7,7–9,9); **E** 6,7 (5,6–7,7); **CCP** 4,4 (3,9–

5,1); **LCP** 3,1 (2,6–3,9); **TCP** =; **FP** 4

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus stanlii* Iwanowicz, Iwanowicz, Howerth, Schill, Blazer e Johnson, 2013**

Hospedeiro: *Campostoma oligolepis* Hubbs e Greene (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo e musculatura

Localização: Birmingham, Alabama e Rio Potomac, Virginia, EUA

Morfometria dos esporos: **CE** 7,5–11,0 (10,3±0,7); **LE** 6,3–11,3 (8,8±1,5); **E** 6,2–8,6

(6,3±2,7); **CCP** 4,5–6,9 (4,6±2,7); **LCP** 2,1–4,3 (2,4±1,5); **TCP** =; **FP** 5–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 98811)

GenBank: 18S (No. DQ779995, Alabama isolates e DQ779996, West Virginia isolates)

Referência: Iwanowicz et al. (2013)

***Myxobolus stokesi* Pinto, 1928**

Hospedeiro: *Pimelodus* sp. (Siluriformes: Pimelodidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tecido subcutâneo da região do nariz

Localização: Rio Turvo, Pirangi, São Paulo, Brasil

Plasmódio: 1 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: **CE** 8,5; **LE** 5,3; **CCP** 3,1; **LCP** 1,7

Referência: Pinto (1928)

***Myxobolus subcircularis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Catostomus commersonii* (Lacepède) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculaturas da nadadeira pélvica

Localização: Córrego Francoeur, tributário do Rio Nicolet, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1,5 de comprimento x 0,5 de largura mm

Morfometria dos esporos: **CE** 9,1–11,8; **LE** 8,2–10; **CCP** 3,2–5; **LCP** 1,8–3

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus subtecalis* Landsberg e Lom, 1991**

[Sin. *Myxosoma subtecali* Bond, 1938]

Hospedeiro: *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – MAR

Sítio de Infecção: Nadadeiras

Localização: ANTM, Baía de Chesapeake, Baltimore, Maryland, EUA

Plasmódio: 50–300 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 15–18; LE 6,5–8; E 6; CCP 7–8; LCP 2; TCP ≠; FP 11–12

Referência: Landsberg e Lom (1991)

***Myxobolus symmetricus* Rice e Jahn, 1943**

Hospedeiro: *Pomoxis nigromaculatus* (Lesueur) (Perciformes: Centrarchidae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Baía de Little Miller's, Iowa, EUA

Morfometria dos esporos: CE 10; LE 9,3; CCP 3,1; LCP 2,3; FP 12–14

Referência: Rice e Jahn (1943)

***Myxobolus teres* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Cyprinella whipplei* (Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Nadadeiras

Localização: Rio Rock, Illinois, EUA

Plasmódio: 0,7–1,75 mm em diâmetro; FC elíptico

Morfometria dos esporos: CE 9,5–11,5; LE 9–10,5; E 5–6; CCP 6; LCP 3; TCP =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus testicularis* Tajdari, Matos, Mendonça e Azevedo, 2005**

Hospedeiro: *Hemiodus microlepis* Kner (Characiformes: Hemiodontidae) – D

Sítio de Infecção: Testículos

Localização: Rio Poty (05°05'21"S, 42°48'07"O), Teresina, Piauí, Brasil

Plasmódio: acima de 0,50 em diâmetro; FC esférico à elíptico

Morfometria dos esporos: CE 8,2–9,1; LE 6,7–7,5; E 2,4–3,0; CCP 3,3–3,8; LCP 1,3–2,0; TCP =; FP 5–6

Espécimes em coleção: USNPC (No. 1076956)

Referência: Tajdari et al. (2005)

***Myxobolus transovalis* Gurley 1893**

Hospedeiro: *Clinostomus funduloides* (Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Entre as escamas

Localização: Rio Potomac, Delaware, EUA

Morfometria dos esporos: CE 6–7; LE 8; TCP =

Referência: Gurley (1893)

***Myxobolus transversalis* Fantham, Porter e Richardson, 1939**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Riviere des Rosieres, Quebec, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 7,7–1,0; LE 9,1–10,5; CCP 4,1–5; LCP 2,3–3,2

Referência: Fantham et al. (1939)

***Myxobolus umidus* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli e Maia, 2013**

Hospedeiro: *Brycon hilarii* (Valenciennes) (Characiformes: Bryconidae) – **D**

Sítio de Infecção: Baço

Localização: Parque Nacional do Pantanal (17°50'48''S, 57°24'14''O), Poconé, Mato Grosso do Sul, Brasil

Plasmódio: 0,40–0,80 em diâmetro; **FC** esférico

Morfometria dos esporos: **CE** 13,5±0,7; **LE** 7,8±0,4; **E** 7,7±0,1; **CCP** 5,1±0,4; **LCP** 2,7±0,3; **TCP** =; **FP** 4–5

Espécimes em coleção: ZUEC (No. MYX 37)

GenBank: 18S (No. KF296350)

Referência: Carriero et al. (2013)

***Myxobolus uvuliferis* Cone e Anderson, 1977**

[Sins. *Myxobolus gibbosus*, Li e Desser, 1985; *Myxobolus lii* Desser, 1993]

Hospedeiro: *Lepomis gibbosus* (Linnaeus) (Perciformes: Centrarchidae) – **D**

Sítio de Infecção: Pele

Localização: Lago Ryan, Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 9 (7–12); **LE** 11,5 (10–13); **E** 6,5 (6–7); **CCP** 4,5 (3–5); **LCP** 2,5 (2–3); **TCP** =; **FP** 5–7

Espécimes em coleção: USNPC (No. 24492)

Referência: Cone e Raesly (1995)

***Myxobolus vastus* Kudo, 1934**

Hospedeiro: *Moxostoma pisolabrum* (Trautman e Martin) (Cypriniformes: Catostomidae) – **D**

Sítio de Infecção: Tegumento

Localização: Rio Fox, Dundee, Illinois, Brasil

Plasmódio: 2,5 de comprimento x 3,8 de largura mm

Morfometria dos esporos: **CE** 9–10,5; **LE** 7,5–8; **E** 4,5–5,5; **CCP** 4,5–5,5; **LCP** 1,5–2,5; **TCP** =

Referência: Kudo (1934)

***Myxobolus wellerae* Li e Desser 1985**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Lago Sasajewun (45°35'N, 78°30'O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: **CE** 15 (12,5–16,5); **LE** 10 (9,5–11,5); **E** 6,5–7; **CCP** 6 (5,5–6,5); **LCP** 3,5 (3–4); **TCP** =; **FP** 5–7

Espécimes em coleção: CMN (No. 1984-0358)

Referência: Li e Desser (1985)

***Myxobolus xiaoi* Salim e Desser 2000**

Hospedeiro: *Luxilus cornutus* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – **D**

Sítio de Infecção: Arcos branquiais

Localização: Lago Sasajewun, Lago Kathlyn (45°35'30"N, 78°31'30"O) e Lago Broad Wing (45°35'50"N, 78°32'00"O), Parque Algonquin, Ontário, Canadá

Plasmódio: **FC** oval à irregular

Morfometria dos esporos: CE 11,0 (9,8–12,2), LE 8,5 (8,1–9,2), E 6,0 (5,2–6,9), CCP 4,8 (4,2–5,4), LCP 2,8 (2,1–3,1), TCP =, FP 5–7
Espécimes em coleção: CMN (No. 1999-0029)
GenBank: 18S (No. AF186843,1)
Observações: Também encontrado em *Notemigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae)
Referência: Salim e Desser (2000)

Gênero *Tetrauronema* Wu, Wang e Jiang, 1988

Tetrauronema desaequalis Azevedo e Matos, 1996

Hospedeiro: *Hoplias malabaricus* (Boch) (Characiformes: Erythrinidae) – D
Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo na base das nadadeiras ventrais
Localização: Rio Amazonas (01°11'30"S, 47°18'54"O), Belém, Pará, Brasil
Plasmódio: 1–2 mm em diâmetro; FC oval à elipsoidal
Morfometria dos esporos: CE 13,6 (12,5–13,9); LE 6,5 (6,0–6,7); E 3,7 (3,1–4,1); CCP 7,0 (6,8–7,4); LCP 2,6; TCP =; FP 9–11
Espécimes em coleção: USNPC (No. 47812)
Observações: O esporo continha 4 projeções desiguais, as projeções mais longas tinham 13,0 (12,0–14,1); a menor 5,1 (4,8–5,7), Os demais foram 12,2 (10,0–12,4) e 7,2 (6,6–8,7) de comprimento.
Referência: Azevedo e Matos (1996b)

Gênero *Thelohanellus* Kudo, 1933

Thelohanellus notatus Kudo, 1933

[Sin. *Myxobolus notatus* Mavor, 1916]
Hospedeiro: *Pimephales notatus* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D
Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo
Localização: Rio Rock, Sterling, Illinois, EUA
Plasmódio: 2 mm em diâmetro
Morfometria dos esporos: CE 14–17; LE 7–8; E 5,5–6,5; CCP 6–7; LCP 3
Referência: Kudo (1933)

Thelohanellus toyamai Griffin e Goodwin, 2011

[Sin. *Myxobolus toyamai* Kudo, 1915]
Hospedeiro: *Cyprinus carpio* Linnaeus (Cypriniformes: Cyprinidae) – D
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Piscicultura, Carolina do Norte, EUA
Plasmódio: 200 µm em diâmetro
Morfometria dos esporos: CE 16,2 (14,7–16,8); LE 5,6 (4,6–6); CCP 6,4 (5,8–7,2); LCP 4,2 (3,4–4,6); TCP ≠; FP 8
GenBank: 18S (No. HQ338729.1)
Referência: Griffin e Goodwin (2011)

Thelohanellus oviformis Lom, Desser e Dyková, 1989

Hospedeiro: *Notemigonus crysoleucas* (Mitchill) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D
Sítio de Infecção: Olhos e Musculatura
Localização: Lago Sasajewun e Lago Opeongo, Ontário, Canadá

Morfometria dos esporos: CE 11 (10,5–14); LE 8,5 (7,5–9,5); E 6,5–7; CCP 6,5 (5,5–7); LCP 3,5 (3–4,5); FP 6
Espécimes em coleção: CMN (No. 1984–0367)
Referência: Lom et al. (1989)

Gênero *Unicauda* Davis, 1944

***Unicauda brachyuran* Davis, 1944**

[Sin. *Henneguya brachyura* Ward 1919]

Hospedeiro: *Notropis ano* Gênero Forbes (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Raios das nadadeiras

Localização: Lago Erie, Ohio, EUA

Plasmódio: 360 de comprimento x 240 de largura µm; FC arredondado

Morfometria dos esporos: CE 10–11,5; LE 8–8,75; E 4–5; CC 17; CT 27–28,5; CCP 3–4; LCP 2; TCP =

Referência: Davis (1944) e Ward (1919)

***Unicauda clavicauda* Davis, 1944**

[Sin. *Henneguya clavicauda*, Kudo, 1934]

Hospedeiro: *Notropis blennius* (Girard) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido conjuntivo

Localização: Rio Rock, Rockford, Illinois, EUA

Plasmódio: 1–1,5 mm em diâmetro; FC oblongo ou elipsóide

Morfometria dos esporos: CE 10,5–11,5; LE 8,5–9,5; E 6; CC 20–30; CCP 5–5,5; LCP 2,5; TCP =

Referência: Davis (1944) e Kudo (1934)

***Unicauda crassicauda*, Davis 1944**

[Sin. *Henneguya crassicauda* Kudo, 1934]

Hospedeiro: *Campostoma anomalum* (Rafinesque) (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Nadadeiras e intertegumento

Localização: Riacho próximo a Rockford, Illinois, EUA

Plasmódio: 200–400 de comprimento x 100–250 de largura µm; FC ovóide

Morfometria dos esporos: CE 12–14,5; LE 8,5–10,5; E 6–7; CC 40–55; CCP 5–6; LCP 3–3,5

Referência: Davis (1944) e Kudo (1934)

***Unicauda fimbriethlae* Rosser, Alberson, Baumgartner, Mauel, Pote e Griffin, 2016**

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de infecção: Tracto intestinal

Localização: peixe comercial, Brooksville, Mississippi, Condado de Noxubee, EUA

Morfometria dos esporos: CE 7,31±0,26 (6,75–7,84); LE 7,01±0,63 (6,1–8,01); CC 82,98±14,97 (63,39–118,63); CT 90,39±14,97 (70,88–126,02); CCP 3,45±0,33 (3,02–4,03); LCP 2,65±0,32 (2,18–3,11)

Espécimes em coleção: USNPC (Halótipo No. 1283045; Parátipo No. 1283046–1283047)

GenBank: 18S (No. KT072742)

Referência: Rosser et al. (2016)

***Unicauda fontinalis* Davis, 1944**

[*Sin. Henneguya fontinalis* Fantham, Porter e Richardson, 1939]

Hospedeiro: *Salvelinus fontinalis* (Mitchill) (Salmoniformes: Salmonidae) – ANA

Sítio de Infecção: Nadadeira peitoral

Localização: Gaspé, Quebec, Canadá

Plasmódio: 1–5 mm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 11,8–14,2; LE 8,6–10,6; CT 18,8–23; CCP 5,5–7,5;

LCP 2,6–4,1; FP 5–6

Observações: 52 µm de comprimento do filamento polar

Referência: Davis (1944) e Fantham et al. (1939)

***Unicauda magna* Minchew, 1981**

Hospedeiro: *Pimephales promelas* Rafinesque (Cypriniformes: Cyprinidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido das nadadeiras pectorais, pélvicas e caudais

Localização: Piscicultura, Pennsylvania, EUA

Plasmódio: 1,0–1,5 mm

Morfometria dos esporos: CE 15,5 (14–17); LE 13,2 (12–14,5); E 12,1 (10–13); CC

94,1 (60–154); CT 109,6 (75–170); CCP 8,6 (7,5–9,5); LCP 4,1 (3–5); FP 5–6

Referência: Minchew (1981)

***Unicauda monera* Davis, 1944**

[*Sin. Myxobolus monurus*, Gurley, 1894]

Hospedeiro: *Aphredoderus sayanus* (Brânquias) (Percopsiformes: Aphredoderidae) – D

Sítio de Infecção: Tecido intermuscular subcutâneo

Localização: Woodbury, New Jersey, EUA

Plasmódio: 2,18 mm em diâmetro

Observações: A descrição original não forneceu a morfometria dos esporos

Referência: Davis (1944) e Gurley (1894)

***Unicauda Plasmodio* Davis, 1944**

[*Sin. Henneguya Plasmodio* Davis, 1922]

Hospedeiro: *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) (Siluriformes: Ictaluridae) – D

Sítio de Infecção: Brânquias

Localização: Rio Mississippi, Fairport, Iowa, EUA

Morfometria dos esporos: CE 15; LE 8; E 6; CT 21; CCP 4,5; LCP 3

Referências: Davis (1922) e Davis (1924)

Order Multivalvulida Shulman, 1959

Família Kudoidae Meglitsch, 1960

Gênero *Kudoa* Meglitsch, 1947

***Kudoa aequidens* Casal, Matos, Matos e Azevedo, 2008**

Hospedeiro: *Aequidens plagiozonatus* Kulleer (perciformes: Cichidae) – D

Sítio de Infecção: Musculatura Subopercular

Localização: Rio Peixe Boi (01°11'S, 47°18'O), Peixe Boi, Pará, Brasil

Plasmódio: 125 µm; FC esférico à elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 3,2 (2,9–3,5), LE 6,8 (6,2–7,1), CCP 2,2(2,0–2,6), LCP 1,2 (1,1–1,5), TCP =, FP 3–4
Espécimes em coleção: USNPC (No. 1112643)
Referência: Casal et al. (2008)

***Kudoa alliaris* Kovaleva e Schulman, 1979**

Hospedeiro: *Micromesistius australis* Norman (Gadiformes: Gadidae) – MAR
Sítio de Infecção: Musculaturas
Localização: M, Ilhas Falklands
Plasmódio: 3,5 de comprimento x 6,0 de largura mm; FC fusiforme
Morfometria dos esporos: CE 7–8; LE 8–9; E 9–10; CCP 2,4; LCP 1,8; TCP =; FP 3–4
Referência: Kovaleva e Schulman (1979)

***Kudoa branchiata* Joy, 1972**

Hospedeiro: *Leiostomus xanthurus* Lacepède (Perciformes: Sciaenidae) – D
Sítio de Infecção: Brânquias
Localização: Lago Clear, Texas, EUA
Plasmódio: 0,76 (0,55–1,08) de comprimento x 0,3 (0,22–0,41) de largura mm
Morfometria dos esporos: CE 4,15 (3,88–4,85); LE 4,73 (4,36–4,85); CCP 1,46; LCP 0,9; TCP =
Espécimes em coleção: USNPC (No. 24122)
Referência: Joy (1972)

***Kudoa caudata* Kovaleva e Gayevskaya, 1983**

Hospedeiro: *Scomber japonicus* Houttuyn (Perciformes: Scombridae) – MAR
Sítio de Infecção: Musculaturas
Localização: WEP (10°09'S, 82°22'O), Peru
Plasmódio: 13,3 µm; FC esférico
Morfometria dos esporos: CE 5,3–6,6; LE 7,9–8,6; E 6,6; CCP 2,0–2,6; LCP 1,6–2,0; TCP =; FP 2
Espécimes em coleção: ZISP (No. 586 e 587)
Referência: Kovaleva e Gayevskaya (1983)

***Kudoa cerebralis* Paperna e Zwerner, 1974**

Hospedeiro: *Morone saxatilis* (Walbaum) (Perciformes: Moronidae) – ANA
Sítio de Infecção: Cérebro
Localização: Rio York, Rio Rappahannock, Oceano Atlântico, Baía de Chesapeake, Virginia, EUA
Plasmódio: Acima de 0,22 mm em diâmetro
Morfometria dos esporos: CE 4,8–5,8 (5,5±0,4); LE 5,8–7,2 (6,4±0,4); CCP 2,6–4,7(3,7±0,5); LCP 1,0–1,8 (1,5±0,2); TCP =
Espécimes em coleção: USNPC (No. 72641 e 72642)
Referência: Paperna e Zwerner (1974)

***Kudoa clupeiidae* Meglitsch, 1947**

[Sin. *Chloromyxum clupeiidae* Hahn, 1917]

Hospedeiro: *Clupea harengus* Linnaeus (Clupeiformes: Clupeidae) – MAR
Sítio de Infecção: Em toda a musculaturas do corpo

Localização: ANTM, Estação de Pesca de Bureau dos EUA, Beaufort, Carolina do Norte, EUA

Plasmódio: Acima de 5 mm

Morfometria dos esporos: CE 5,1; LE 6,4; CCP 1,5; LCP 1,0; TCP =

Referência: Meglitsch (1947b)

***Kudoa crumena* Iversen e Van Meter, 1967**

Hospedeiro: *Scomberomorus maculatus* (Mitchill) (Perciformes: Scombridae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Peixaria, Miami, Flórida, EUA

Plasmódio: 1,2 (0,8–1,7) de comprimento x 1,9 (1,1–2,6) de largura mm; FC elipsoidal

Morfometria dos esporos: CE 7,5 (6,8–8,2); LE 9,9 (9,3–10,4); CCP 4,0 (3,2–4,6);

LCP 2,5 (2,1–2,9); TCP =

Espécimes em coleção: USNPC (No. 23748)

Referência: Iversen e Van Meter (1967)

***Kudoa diana* Dyková, Avila e Fiala, 2002**

Hospedeiro: *Spherooides annulatus* (Jenyns) (Tetraodontiformes: Tetraodontidae) – MAR

Sítio de Infecção: Oesofágio e mesentério

Localização: PLT, Baía de La Paz, Sinaloa, Mexico

Plasmódio: 5 mm em diâmetro; FC esférico or ovoid

Morfometria dos esporos: CE 5 (4,5–5,5), LE 6 (5,5–6,5), CCP 2, LCP 1,5, TCP =

Espécimes em coleção: IPCAS (No. H-PM 065-069)

GenBank: 18S (No. AF414692)

Referência: Dyková et al. (2002)

***Kudoa funduli* Meglitsch, 1947**

[**Sin. *Chloromyxum funduli* Hahn, 1915**]

Hospedeiro: *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: TFNA, Woods Hole, Falmouth, Massachusetts, EUA

Plasmódio: 3,0 de comprimento x 0,5 de largura mm; FC alongado

Morfometria dos esporos: CE 6; LE 7,4

Referência: Meglitsch (1947b)

***Kudoa hypoepicardialis* Blaylock, Bullard e Whipps, 2004**

Hospedeiro: *Nomeus gronovii* (Gmelin) (Perciformes: Nomeidae) – MAR

Sítio de Infecção: Coração

Localização: ANT, Norte do Golfo do México (29°38'N, 88°27'O), EUA

Plasmódio: 0,66 (0,53–0,72) de comprimento x 0,29 (0,23–0,34) de largura mm; FC Polisporico, ovóide e oblongo

Morfometria dos esporos: CE 6,5; LE 10,1 (9,3–11,2); E 8,4 (7,4–9,3); CCP 2,8;

LCP 0,97 (0,9–1,4); TCP =; FP 1

Espécimes em coleção: USNPC halótipo (No. 93691), 1 plasmodia (No. 93692), 1 lâmina de hematoxilina e eosina (No. 93693)

GenBank: 18S (No. AY302722)

Observações: Também encontrado em *Caranx crysos* (Mitchill), *Hyporthodus nigritus* (Holbrook), *Lobotes surinamensis* (Bloch), *Lutjanus campechanus* (Poey), *Pogonias cromis* (Linnaeus), *Pomatomus saltatrix* (Linnaeus)

Referência: Blaylock et al. (2004)

***Kudoa inornata* Dyková, de Buron, Fiala e Roumillat, 2009**

Hospedeiro: *Cynoscion nebulosus* (Cuvier) (Perciformes: Sciaenidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: ANTM, Reserva Nacional de Pesquisa Estuarina de Bacia Ashepoo-Combahee-Edisto (ACE) (32°30'0''N, 80°26'18''O), Carolina do Sul, EUA

Plasmódio: 200–300 µm de comprimento

Morfometria dos esporos: CE 5,4 (5,3–5,5); LE 5,9 (5,8–6,0); E 6,0 (5,9–6,1); CCP 2,7; TCP =; FP 2

Espécimes em coleção: IPCAS (números de acesso não fornecidos)

GenBank: 18S (No. FJ790311) e 28S (No. FJ790312)

Referência: Dyková et al. (2009)

***Kudoa leiostomi* Dyková, Lom e Overstreet, 1994**

Hospedeiro: *Leiostomus xanthurus* Lacepède (Perciformes: Sciaenidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: ANT, Golfo do México, Mississippi, EUA

Morfometria dos esporos: CE 6,8; LE 9,1 (8,0–9,8); E 6,5 (5,8–7,0); CCP 3,3; LCP 1,7; TCP =; FP 2

Referência: Dyková et al. (1994)

***Kudoa miniauriculata* Whitaker, Kent e Sakanari, 1996**

Hospedeiro: *Sebastes paucispinis* Ayres (Scorpaeniformes: Sebastidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: TFNP, Califórnia, EUA

Plasmódio: 2 mm de comprimento e 1-2 mm de largura

Morfometria dos esporos: CE 5,41 (4,97–5,85); LE 7,94 (7,02–8,48); CCP 2,15 (1,76–2,34); TCP =

Espécimes em coleção: USNPC (No. 85279 e 85301)

Referência: Whitaker et al. (1996)

***Kudoa orbicularis* Azevedo, Rocha, Matos, Oliveira, Matos, Al-Quraishy e Casal, 2016**

Hospedeiro: *Chaetobranchopsis orbicularis* Steindachner (Perciformes: Cichlidae) – D

Sítio de infecção: Musculatura dorsal e ventral da coluna

Localização: Rio Arari (01°00'31"S, 48°57'46"O), Ilha de Marajó, Pará, Brasil

Plasmódio: 270 µm em diâmetro; FC irregular

Morfometria dos esporos: CE 4,3 (3,6–5,0), LE 5,1 (4,2–5,8), CCP 2,1 (1,7–2,6), LCP 1,3 (0,9–1,7), TCP =, FP 2–3

Espécimes em coleção: INPA (No. 023/2015)

GenBank: 18S (No. KM192365)

Referência: Azevedo et al. (2016)

***Kudoa ovivora* Swearer e Robertson, 1999**

Hospedeiro: *Thalassoma bifasciatum* (Bloch) (Perciformes: Labridae) – MAR

Sítio de Infecção: Ovário

Localização: ANT, Ilhas de San Blas (9°34'N, 78°58'O), Panamá

Plasmódio: 25–50 µm em diâmetro

Morfometria dos esporos: CE 6,5 (5,0–7,5); LE 7,7 (6,7–8,3); E 6,9 (5,8–7,7); CCP 2,1 (1,7–2,5); LCP 1,5 (1,3–1,7); TCP =

Espécimes em coleção: MSE (No. KOV1, KOV2, KVO3)

Observações: Também encontrado em *Halichoeres bivittatus* (Bloch), *H. garnoti* (Valenciennes), *H. poeyi* (Steindachner), *Sparisoma aurofrenatum* (Valenciennes), *S. rubripinne* (Valenciennes)

Referência: Swearer e Robertson (1999)

***Kudoa paniformis* Kabata e Whitaker, 1981**

Hospedeiro: *Merluccius productus* (Ayres) (Gadiformes: Merlucciidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: TFNP, Ilha de Vancouver (48°30'N, 125°15'O), Canadá

Morfometria dos esporos: CE 4,5–6,0 (5,0±0,2); LE 5,0–6,5 (5,9±0,3); E 6,0–7,0 (6,6±0,4); CCP 1,9–2,4 (2,0±0,04); LCP 1,4–1,9 (1,6±0,06); TCP ≠

Espécimes em coleção: CMN (No. 1981-95)

Referência: Kabata e Whitaker (1981)

***Kudoa peruvianus* Mateo Salas, 1972**

Hospedeiro: *Merluccius gayi peruanus* Ginsburg (Gadiformes: Merlucciidae) – MAR

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: WEP, Instituto Del Mar, Peru

Plasmódio: 0,50–2,50 de comprimento x 0,02–0,09 de largura mm

Morfometria dos esporos: CE 4,6–5,1; LE 5,5–6,1; CCP 2,2–2,6; LCP 1,3–1,7; TCP =

Referência: Mateo Salas (1972)

***Kudoa ramsayi* Kalavati, Brickle, Mackenzie 2000**

Hospedeiro: *Patagonotothen ramsayi* (Regan) (Perciformes: Nototheniidae) – MAR

Sítio de Infecção: Trunk musculature

Localização: M, Ilhas Falklands (59°53'S, 57°24'O), Ilhas Falklands

Plasmódio: FC subcônico

Morfometria dos esporos: CE 8,0–10,4 (9,1±0,6); LE 4,8–8,0(5,6±0,8); E 2,8–4,8 (3,4±0,5); CCP 2,0–3,6 (2,6±0,4); LCP 1,6–3,2(2,2±0,3); TCP =; FP 3–4

Espécimes em coleção: BMNH (No. 1999:3:2:6 e 1999:3:2:7)

Referência: Kalavati et al. (2000)

***Kudoa rayformis* Shin, Shirakashi, Hamano, Kato, Lasso e Yokoyama, 2016**

Hospedeiro: *Scomberomorus sierra* Jordam e Starks (Perciformes: Scombridae) – MAR

Sítio de infecção: Musculatura

Localização: ANT, Costa de Tonosi, Província de Los Santos, Panamá

Morfometria dos esporos: CE 5,0 ± 0,3 (4,6–5,7); LE 5,4 ± 0,2 (5,0–5,7); E 8,2 ± 0,6 (7,5–9,2); CCP 1,9 ± 0,3 (1,5–2,6); LCP 1,9 ± 0,2 (1,5–2,5); TCP ≠

Espécimes em coleção: MPM (No. 21010)

GenBank: 18S (No. KR140014); 28S (No. KR140015)

Referência: Shin et al. (2016)

***Kudoa rosenbuschi* Meglitsch, 1947**

[Sin. *Chloromyxum rosenbuschi* Gelormini, 1944]

Hospedeiro: *Merluccius gayi gayi* (Guichenot) (Gadiformes: Merlucciidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: Peixaria, Buenos Aires, Argentina

Morfometria dos esporos: LE 7; LCP 2,5; TCP =

Referência: Meglitsch (1947b)

***Kudoa sciaenae* Terán, Llicán e Luque, 1990**

Hospedeiro: *Sciaena deliciosa* (Tschudi) (Perciformes: Sciaenidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: WEP, Chorrillos, Lima, Peru

Plasmódio: 9,6–76,8 de comprimento x 3,2–12,8 de largura μm

Morfometria dos esporos: CE 5,28; LE 6,4; CCP 3,2; LCP 1,6; TCP =

Espécimes em coleção: LPURP (No. P-101,102)

Referência: Teran et al. (1990)

***Kudoa shkae* Dyková e Lom, 1994**

Hospedeiro: *Ariopsis felis* (Linnaeus) (Siluriformes: Ariidae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: ANT, Golfo do México, Mississippi, EUA

Plasmódio: 200 de comprimento x 60 de largura μm

Morfometria dos esporos: CE 6,2 (6,1–6,2); LE 7,5 (7,0–8,1); CCP 2,5; LCP 2; TCP =; FP 3

Referência: Dyková e Lom (1994)

Família Trilosporidae Shulman, 1959

Gênero *Trilospora* Shulman, 1959

***Trilospora sphaerica* Aseeva e Krasim, 2001**

Hospedeiro: *Laemonema longipes* (Schmidt) (Gadiformes: Moridae) – **MAR**

Sítio de Infecção: Musculaturas

Localização: A, Mar de Bering, Alaska, EUA

Plasmódio: 2,5 de comprimento x 5 de largura μm

Morfometria dos esporos: CE 5,4–6,3 em diâmetro; CCP 5,4–6,3 em diâmetro

Observações: Também encontrado em *Lycodes diapterus* Gilbert

Referência: Aseeva e Krasim (2001)

Lista Hospedeiro-parasito

Filo Arthropoda

Classe Malacostraca

Ordem Amphipoda

Família Ischyroceridae

Erichthonius fasciatus (Stimpson): *Myxidium fonsecai*

Filo Chordata
Classe Amphibia
Ordem Anura

Família Bufonidae

Bufo typhonius (Linnaeus): *Cystodiscus typhonius*

Rhinella marina (Linnaeus): *Cystodiscus immersus*, *Cystodiscus lyndoyense*

Família Hylidae

Pseudacris triseriata Wied-Nuweid: *Cystodiscus melleni*

Família Leptodactylidae

Leptopelis ocellatus (Mocquard): *Sphaerospora chagasi*

Família Ranidae

Lithobates catesbeianus (Shaw): *Sphaerospora ohlmacheri*

Rana pipiens (Schreber): *Cystodiscus serotinus*

Classe Aves

Ordem Anseriformes

Família Anatidae

Anas platyrhynchos Linnaeus: *Myxidium anatidum*

Ordem Caudata

Família Plethodontidae

Eurycea multiplicata (Cope): *Chloromyxum salamandrae*

Classe Reptilla

Ordem Testudines

Família Emydidae

Trachemys scripta (Schoepff): *Myxidium chelonarum*, *Myxidium scipta*

Família Geoemydidae

Hardella thurjii (Gray): *Myxidium hardella*

Família Trionychidae

Apalone spinifera (LeSueur): *Myxidium americanum*

Classe Actinopterygii

Ordem Amiiformes

Família Amiidae

Amia calva Linnaeus: *Henneguya amiae*

Ordem Anguilliformes

Família Anguillidae

Anguilla rostrata (Lesueur): *Myxidium illinoisense*

Ordem Atheriniformes

Família Atherinidae

Atherinops affinis (Ayres): *Chloromyxum kurisi*, *Sphaerospora olsoni*

Família Atherinopsidae

Odontesthes incisa (Jenyns): *Auerbachia sphaerica*, *Ceratomyxa opisthocornata*, *Myxoproteus innae*, *Sphaerospora lobata*

Ordem Aulopiformes

Família Synodontidae

Synodus foetens (Linnaeus): *Ceratomyxa aglomerata*, *Ceratomyxa amorphia*

Ordem Batrachoidiformes

Família Batrachoididae

Porichthys notatus Girard: *Ceratomyxa elegans*, *Myxodavisia bidens*, *Myxodavisia cella*
Opsanus tau (Linnaeus): *Sphaerospora polymorpha*

Ordem Beloniformes

Família Belonidae

Strongylura marina (Walbaum): *Chloromyxum granulosum*

Ordem Beryciformes

Família Berycidae

Beryx splendens Lowe: *Parvicapsula schulmani*

Ordem Carcharhiniformes

Família Carcharhinidae

Carcharhinus sp.: *Ceratomyxa flagellifera*
Galeocerdo cuvier (Péron & Lesueur): *Ceratomyxa lunata*
Prionace glauca (Linnaeus): *Chloromyxum liae*
Rhizoprionodon terraenovae (Richardson): *Ceratomyxa abbreviata*, *Ceratomyxa attenuata*, *Ceratomyxa flagellifera*, *Ceratomyxa sphairophora*, *Ceratomyxa taenia*

Família Sphyrnidae

Sphyrna tiburo (Linnaeus): *Chloromyxum sphyrnae*
Sphyrna zygaena (Linnaeus): *Ceratomyxa mesospora*, *Ceratomyxa recurvata*,
Ellipsomyxa fusiformis

Família Triakidae

Triakis semifasciatum Girard: *Ceratomyxa jamesoninom*

Ordem Characiformes

Família Acestrorhynchidae

Acestrorhynchus falcatus (Bloch): *Henneguya adherens*

Família Anostomidae

Hypomasticus mormyrops (Steindachner): *Henneguya leporini*, *Myxobolus associatus*

Leporinus elongatus Valenciennes: *Myxidium ceccarellii*

Leporinus friderici (Bloch): *Henneguya friderici*

Leporinus lacustris Amaral Campos: *Henneguya caudicula*

Leporinus macrocephalus Garavello & Britski: *Henneguya leporinicola*

Leporinus obtusidens (Valenciennes): *Henneguya azevedoi*, *Henneguya visibilis*

Leporinus sp.: *Henneguya travassoi*

Schizodon fasciatus Spix & Agassiz: *Henneguya schizodon*

Família Bryconidae

Brycon hilarii (Valenciennes): *Myxobolus brycon*, *Myxobolus hilarii*, *Myxobolus piraputangae*, *Myxobolus oliveirai*, *Myxobolus umidus*

Brycon orthotaenia Günther: *Myxobolus filamentum*

Salminus brasiliensis (Cuvier): *Henneguya rotunda*, *Myxobolus aureus*, *Myxobolus macropasmodialis*, *Myxobolus pantanalis*, *Myxobolus salminus*

Família Characidae

Astyanax altiparanae Garutti & Britski: *Henneguya chydadea*

Astyanax fasciatus (Cuvier): *Henneguya hoimba*

Astyanax scabripinnis (Jenyns): *Henneguya artigasi*, *Henneguya intracornea*, *Myxidium cholecysticum*

Hyphessobrycon anisitsi (Eigenmann): *Henneguya pisciforme*

Hyphessobrycon santae (Eigenmann): *Henneguya santae*

Jupiaba keithi (Géry, Planquette & Le Bail): *Henneguya astyanax*

Moenkhausia oligolepis (Günther): *Henneguya testicularis*

Moxostoma sp.: *Myxidium gurgeli*

Tetragonopterus sp.: *Henneguya wenyoni*

Família Curimatidae

Curimata inornata Vari: *Henneguya curimata*

Cyphocharax gilbert (Quoy & Gaimard): *Henneguya cyphocharax*

Cyphocharax nagelli (Steindachner): *Henneguya garavelli*, *Henneguya nagelii*, *Myxobolus peculiaris*

Família Erythrinidae

Hoplias malabaricus (Bloch): *Henneguya malabarica*, *Tetrauronema desaequalis*

Família Hemiodontidae

Hemiodus microlepis Kner: *Ceratomyxa microlepis*, *Henneguya hemiodopsis*, *Myxobolus testicularis*

Família Prochilodontidae

Prochilodus argenteus Spix & Agassiz: *Myxobolus franciscoi*

Prochilodus costatus Valenciennes: *Myxobolus curimatae*
Prochilodus lineatus (Valenciennes): *Myxobolus porofilus*, *Henneguya caudalongula*
Henneguya paranaensis *Myxobolus prochilodus*
Semaprochilodus insignis (Jardine & Schomburgk): *Myxobolus insignis*

Família Serrasalmidae

Colossoma macropomum (Cuvier): *Ceratomyxa vermiformis*, *Myxobolus colossomati*
Metynnis argenteus Ahl: *Myxobolus metynnis*
Metynnis maculatus (Kner): *Myxobolus maculatus*
Myloplus rubripinnis (Müller & Troschel): *Myxobolus myleus*
Piaractus mesopotamicus (Holmberg): *Henneguya pellucida*, *Henneguya piaractus*,
Myxobolus cuneus
Pristobrycon striolatus (Steindachner): *Henneguya striolata*
Pygocentrus piraya (Cuvier): *Myxobolus pygocentrus*
Serrasalmus altuvei Ramirez: *Henneguya pilosa*
Serrasalmus rhombeus (Linnaeus): *Myxobolus serrasalmi*
Serrasalmus spilopleura Kner: *Myxobolus noguchii*, *Henneguya curvata*

Família Triportheidae

Triportheus nematurus (Kner): *Myxidium cruzi*

Ordem Clupeiformes

Família Clupeidae

Alosa aestivalis (Mitchill): *Myxobolus mauriensis*
Clupea harengus Linnaeus: *Kudoa clupeidae*
Dorosoma petenense (Günther): *Myxobolus petenensis*
Sardinella aurita Valenciennes: *Myxobolus chondrophilus*
Sardinops sagax (Jenyns): *Ceratomyxa pacifica*

Família Engraulidae

Anchoa marinii Hildebrand: *Sphaeromyxa bonaerensis*
Engraulis anchoita Hubbs & Marini: *Sphaeromyxa argentinensis*

Ordem Cypriniformes

Família Catostomidae

Carpioides carpio (Rafinesque): *Myxobolus bellus*
Carpioides cyprinus (Lesueur): *Myxobolus meglitschi*
Carpioides velifer (Rafinesque): *Myxobolus obliquus*
Catotomus commersoni (Lacépède): *Chloromyxum catostomi*, *Myxidium commersoni*,
Myxobolus bibullatus, *Myxobolus commersonii*, *Myxobolus ellipticoides*, *Myxobolus lamellus*, *Myxobolus subcircularis*
Catostomus macrocheilus Girard: *Myxidium macrocheili*
Erimyzon sucetta (Lacépède): *Myxobolus globosus*, *Myxobolus oblongus*
Deltistes luxatus (Cope): *Myxobolus pratti*, *Myxobolus kozloffii*
Ictiobus bubalus (Rafinesque): *Chloromyxum thompsoni*, *Myxobolus bubalis*,
Myxobolus endovasus, *Myxobolus enoblei*, *Myxobolus filamentus*, *Myxobolus ictiobus*,

Myxobolus jahnricei, *Myxobolus minutus*, *Myxobolus morrisonae*, *Myxobolus ovalis*,
Myxobolus ovatus
Minytrema melanops (Rafinesque): *Myxobolus microthecus*
Moxostoma anisurum (Rafinesque): *Myxobolus congesticus*, *Myxobolus gravidus*
Moxostoma breviceps (Cope): *Myxobolus conspicuus*
Moxostoma pisolabrum Trautman & Martin: *Myxobolus moxostomi*, *Myxobolus vastus*
Moxostoma sp.: *Myxidium moxostomatis*

Família Cyprinidae

Campostoma anomalum (Rafinesque): *Unicauda crassicauda*
Campostoma oligolepis Hubbs & Greene: *Myxobolus stanlii*
Carassius auratus (Linnaeus): *Chloromyxum auratum*
Chrosomus eos Cope: *Myxobolus smith*
Clinostomus funduloides Girard: *Myxobolus transovalis*
Chrosomus neogaeus (Cope): *Myxobolus parallelepticoides*, *Myxobolus pfrille*
Couesius plumbeus (Agassiz): *Myxobolus couesii*
Cyprinella lutrensis (Baird & Girard): *Myxobolus spalli*
Cyprinella whipplei Girard: *Myxobolus teres*
Cyprinus carpio Linnaeus: *Thelohanellus toyamai*
Danio rerio (Hamilton): *Myxidium streisingeri*
Ericymba buccata Cope: *Myxobolus grandis*
Luxilus cornutus (Mitchill): *Myxobolus bartai*, *Myxobolus fanthami*, *Myxobolus medius*,
Myxobolus notropis, *Myxobolus orbitalis*, *Myxobolus pseudokoi*, *Myxobolus robustus*,
Myxobolus schuberti, *Myxobolus siddalli*, *Myxobolus transversalis*, *Myxobolus*
welleriae, *Myxobolus xiaoi*
Margariscus margarita (Cope): *Chloromyxum externum*
Notemigonus crysoleucas (Mitchill): *Myxobolus algonquinensis*, *Myxobolus argentus*,
Myxobolus bilobus, *Myxobolus martini*, *Myxobolus notemigoni*, *Myxobolus xiaoi*,
Thelohanellus oviformis
Notropis anogenus Forbes: *Myxobolus aureatus*, *Unicauda brachyura*
Notropis atherinoidi Rafinesque: *Dicauda atherinoides*
Notropis blennius (Girard): *Myxobolus compressus*, *Unicauda clavicauda*
Notropis dorsalis (Agassiz): *Myxobolus orbiculatus*
Notropis heterolepis Eigenmann & Eigenmann: *Myxobolus heterolepis*
Notropis hudsonius (Clinton): *Myxobolus burti*
Pimephales notatus (Rafinesque): *Myxobolus hoffmani*, *Myxobolus hyborhynchi*,
Myxobolus mutabilis, *Myxobolus nodosus*, *Myxobolus ridouti*, *Thelohanellus notatus*
Pimephales promelas Rafinesque: *Unicauda magna*
Pimephales vigilax (Baird & Girard): *Myxobolus angustus*
Rhinichthys atratulus (Hermann): *Myxobolus rhinichthidis*
Semotilus atromaculatus (Mitchill): *Myxobilatus semotilii*, *Myxobolus pendula*,
Myxobolus percae, *Myxobolus ridwayi*, *Sphaerospora paulini*

Ordem Cyprinodontiformes

Família Cyprinodontidae

Cyprinodon variegatus variegatus Lacepède: *Myxobolus capsulatus*

Família Fundulidae

Fundulus diaphanus (Lesueur): *Myxobolus diaphanus*

Fundulus heteroclitus (Linnaeus): *Kudoa funduli*, *Myxidium folium*, *Myxobolus hudsonis*, *Myxobolus subtecalis*
Fundulus majalis (Walbaum): *Chloromyxum renalis*

Família Poeciliidae

Gambusia affinis (Baird & Girard): *Henneguya gambusi*, *Myxidium phyllium*, *Myxobolus pharyngeus*
Poecilia latipinna (Lesueur): *Myxobolus latipinnacola*
Poecilia mexicana Steindachner: *Myxobolus nuevoleonensis*
Poecilia reticulata Peters: *Myxobolus nuevoleonensis*
Poecilia vivipara Bloch & Schneider: *Myxobolus lutzi*

Ordem Esociformes

Família Esocidae

Esox lucius Linnaeus: *Henneguya schizura*
Esox masquinongy Mitchell: *Henneguya acuta*, *Henneguya nigris*, *Myxobolus bondi*, *Myxobolus cuneatus*, *Myxobolus dentium*,
Esox niger Lesueur: *Henneguya esocis*, *Henneguya nigris*, *Wardia lucci*

Família Umbridae

Umbra limi (Kirtland): *Henneguya umbri*, *Myxidium umbri*

Ordem Gadiformes

Família Gadidae

Microgadus proximus (Girard): *Sphaeromyxa maiyai*
Micromesistius australis Norman: *Kudoa alliaria*

Família Macrouridae

Albatrossia pectoralis (Gilbert): *Myxodavisia pectoralis*, *Sphaerospora armatura*, *Zschokkella meglitschi*
Bathygadus melanobranchus Vaillant: *Myxidium macrourium*
Coelorhynchus scaphopsis (Gilbert): *Myxobolus mexicanus*
Coelorinchus carminatus (Goode): *Myxoproteus hubbsi*
Coelorinchus chilensis Gilbert & Thompson: *Zschokkella meglitschi*
Coelorinchus gladius Gilbert & Cramer: *Zschokkella meglitschi*
Coryphaenoides acrolepis (Bean): *Chloromyxum kabatai*, *Myxodavisia coryphaenoidia*, *Myxoproteus californicus*, *Myxoproteus rosenblatti*, *Neobipteria macrouri*, *Sinuolinea magna*
Coryphaenoides armatus (Hector): *Myxoproteus abyssus*, *Myxoproteus rosenblatti*, *Zschokkella meglitschi*
Coryphaenoides ariommus Gilbert & Thompson: *Myxoproteus rosenblatti*
Coryphaenoides carapinus Goode & Bean: *Myxidium iwamotoi*
Coryphaenoides cinereus (Gilbert): *Ceratomyxa asymmetrica*, *Ceratomyxa coryphaenoida*
Coryphaenoides filifer (Gilbert): *Myxoproteus rosenblatti*, *Zschokkella meglitschi*
Coryphaenoides leptolepis Günther: *Sphaerospora armatura*
Coryphaenoides longiflis Günther: *Zschokkella meglitschi*

Macrourus berglax Lacepède: *Auerbachia pulchra*, *Myxodavisia newfoundlandia*
Zschokkella kudo
Macrourus holotrachys Günther: *Myxidium baueri*, *Myxodavisia newfoundlandia* II
Malacocephalus occidentalis Goode & Bean: *Sphaeromyxa intermediata*
Nezumia propinquus (Gilbert & Cramer): *Zschokkella meglitschi*
Nezumia stelgidolepis (Gilbert): *Zschokkella meglitschi*

Família Moridae

Laemonema longipes Schmidt: *Trilospora sphaerica*
Salilota australis (Günther): *Myxidium asymmetricum*, *Myxoproteus moseri*,
Sphaeromyxa schulmani

Família Merluciidae

Macruronus magellanicus Lönnberg: *Palliatius magellanicus*, *Pseudalataspora kovalevae*
Merluccius australis (Hutton): *Alatospora merluccii*
Merluccius gayi gayi Guichenot: *Kudoa rosenbuschi*
Merluccius gayi peruanus Ginsburg: *Kudoa peruvianus*
Merluccius hubbsi Marini: *Myxoproteus meridionalis*
Merluccius productus (Ayres): *Kudoa paniformis*

Família Phycidae

Urophycis tenuis (Mitchill): *Ceratomyxa urophycis*

Ordem Gasterosteiformes

Família Gasterosteidae

Culaea inconstans (Kirtland): *Myxobolus eucalii*
Gasterosteus aculeatus Linnaeus: *Ceratonova gasterosteae*, *Myxidium gasterostei*
Urophycis chuss (Walbaum): *Ceratomyxa acadensis*

Ordem Gobiesociformes

Família Gobiesocidae

Gobiesox rhessodon Smith: *Sphaeromyxa ovula*
Rimicola eigenmanni (Gilbert): *Sphaerospora compressa*

Ordem Gymnotiformes

Família Gymnotidae

Electrophorus electricus (Linnaeus): *Henneguya electrica*, *Henneguya visceralis*

Família Hypopomidae

Brachyhypopomus pinnicaudatus (Hopkins): *Henneguya torpedo*

Família Sternopygidae

Eigenmannia virescens (Valenciennes): *Myxobolus inaequus*, *Henneguya theca*

Família Rhamphichthyidae

Gymnoramphichthys rondoni (Miranda Ribeiro): *Henneguya rondoni*

Ordem Mugiliformes

Família Mugilidae

Mugil cephalus Linnaeus: *Myxobolus cephalus*

Mugil platanus Valenciennes: *Myxobolus platanus*

Ordem Osmeriformes

Família Alepocephalidae

Bajacalifornia burragei Townsend & Nichols: *Myxidium bajacalifornium*

Família Galaxiidae

Galaxia maculatus (Jenyns): *Myxidium biliare*, *Myxobolus bartoni*, *Myxobolus galaxii*,
Myxobolus magellanicus

Ordem Osteoglossiformes

Família Arapaimidae

Arapaima gigas (Schinz): *Henneguya arapaim*

Ordem Perciformes

Família Carangidae

Selar crumenophthalmus (Bloch): *Henneguya akule*

Trachurus murphyi Nichols: *Ceratomyxa meglitschi*, *Ceratomyxa ovalis*

Família Centrarchidae

Lepomis cyanellus Rafinesque: *Acauda elongata*, *Myxobolus mesentericus*

Lepomis gibbosus (Linnaeus): *Chloromyxum gibbosum*, *Henneguya episclera*,
Myxobilatus ohioensis, *Myxobolus gibbosus*, *Myxobolus lepomicus*, *Myxobolus*
magnaspherus, *Myxobolus osburni*, *Myxobolus paralintoni*, *Myxobolus uvuliferis*,
Myxobolus dechtiari, *Sphaerospora diminuta*, *Sphaerospora ovophila*

Lepomis humilis (Girard): *Wardia ovinocua*

Lepomis macrochirus Rafinesque: *Acauda hoffmani*, *Myxobolus cartilaginis*,

Myxobolus corneus, *Myxobolus jollimorei*, *Myxobolus mississippiensis*

Lepomis megalotis (Rafinesque): *Chloromyxum trijugum*

Micropterus dolomieu Lacepède: *Myxobolus branchiarum*, *Myxobolus inornatus*,

Myxobolus kostiri, *Myxobolus micropterii*, *Myxobolus osburni*

Micropterus salmoides (Lacepède): *Myxobolus microcystus*, *Myxobolus micropterii*,

Myxobilatus mictosporus

Pomoxis annularis Rafinesque: *Myxobilatus rupestris*

Pomoxis nigromaculatus (Lesueur): *Myxobolus intestinalis*, *Myxobolus iowensis*,

Myxobolus manueli, *Myxobolus okobojiensis*, *Myxobolus sparoides*, *Myxobolus*

symmetricus

Família Centropomidae

Centropomus undecimalis (Bloch): *Ceratomyxa choleospora*, *Myxobolus centropomi*

Família Cichlidae

Aequidens plagiozonatus Kullander: *Henneguya aequidens*, *Kudoa aequidens*

Chaetobranchopsis orbicularis Steindachner: *Kudoa orbicularis*

Cichla temensis Humboldt: *Henneguya paraensis*

Crenicichla lepidota Heckel: *Henneguya amazônica*

Oreochromis niloticus (Linnaeus): *Sinuolinea niloticus*

Symphysodon discus Heckel: *Ceratomyxa amazonensis*

Família Clinidae

Gibbonsia elegans (Cooper): *Ceratomyxa gracilis*, *Ceratomyxa noblei*, *Sphaeromyxa gibbonsia*

Gibbonsia metzi Hubbs: *Sphaerospora sphaerula*

Família Elegendinopsidae

Elegendinops maclovinus (Cuvier): *Henneguya shackletoni*

Família Embiotocidae

Rhacochilus vacca (Girard): *Zschokkella embiotocididis*

Família Ehippidae

Chaetodipterus faber Broussonet: *Ceratomyxa streptospora*, *Myxoproteus cordiformis*

Família Labridae

Thalassoma bifasciatum (Bloch): *Kudoa ovivora*

Família Lutjanidae

Lutjanus griseus (Linnaeus): *Sphaerospora motemarini*

Lutjanus jocu (Bloch and Schneider): *Henneguya jocu*

Família Moronidae

Morone chrysops (Rafinesque): *Henneguya magna*

Morone saxatilis (Walbaum): *Kudoa cerebralis*

Família Nomeidae

Nomeus gronovii (Gmelin): *Kudoa hypoepicardialis*

Família Nototheniidae

Patagonotothen ramsayi (Regan): *Bipteria nototheniae*, *Kudoa ramsayi*

Patagonotothen sima (Richardson): *Renispora simae*

Família Percidae

Etheostoma exile (Girard): *Myxobolus poecilichthidis*

Perca flavescens (Mitchill): *Henneguya doori*, *Henneguya percae*, *Henneguya wisconsinensis*, *Myxidium percae*, *Myxobolus neurophilus*, *Myxobolus scleroperca*

Sander vitreus (Mitchill): *Myxobilatus asymmetricus*

Família Sciaenidae

Aplodinotus grunniens Rafinesque: *Myxidium aplodinoti*, *Myxobilatus caudalis*

Atractoscion nobilis (Ayres): *Ceratomyxa venusa*
Bairdiella chrysoura (Lecepède): *Myxoproteus cornutus*
Cynoscion nebulosus (Cuvier): *Henneguya cynoscioni*, *Kudoa inornata*
Cynoscion regalis (Bloch & Schneider): *Myxidium glutinosum*, *Sinuolinea dimorpha*
Leiostomus xanthurus Lecepède: *Kudoa branchiata*, *Kudoa leiostomi*
Menticirrhus americanus (Linnaeus): *Chloromyxum menticirrhoi*, *Myxidium striatum*
Pogonias cromis (Linnaeus): *Henneguya texana*
Sciaena deliciosa (Tschudi): *Kudoa sciaenae*
Sciaenops ocellatus (Linnaeus): *Henneguya ocellata*, *Parvicapsula renalis*

Família Scombridae

Scomber japonicus Houttuyn: *Ceratomyxa inconstans*, *Kudoa caudata*,
Pseudalataspora scombri
Scomber scombrus Linnaeus: *Ceratomyxa americana*
Scomberomorus maculatus (Mitchill): *Kudoa crumena*
Scomberomorus sierra Jordan & Starks: *Kudoa rayformis*

Família Sparidae

Lagodon rhomboides (Linnaeus): *Henneguya lagodon*

Família Zoarcidae

Lycodapus australis Norman: *Myxodavisia galeiforme*
Lycodes esmarkii Collett: *Schulmania ovale*
Melanostigma pammelas Gilbert: *Myxidium melanostigmum*
Zoarces americanus (Bloch & Schneider): *Ceratomyxa acadiensis*

Ordem Percopsiformes

Família Percopsidae

Percopsis omiscomaycus (Walbaum): *Myxobolus intramusculi*, *Myxobolus procerus*

Ordem Pleuronectiformes

Família Paralichthyidae

Ancylopsetta ommata (Jordan & Gilbert): *Ceratomyxa undulata*
Paralichthys albigutta Jordan & Gilbert: *Myxodavisia brachiophora*, *Myxodavisia opacita*, *Myxodavisia spinosa*, *Sinuolinea capsularis*, *Sphaerospora glomerata*
Paralichthys dentatus (Linnaeus): *Ceratomyxa navicularia*, *Sphaerospora lobosa*
Paralichthys patagonicus Jordan: *Ceratomyxa flexa*, *Myxobilatus minutus*, *Myxoproteus biliaris*, *Sinuolinea contrariocapsularis*, *Zschokkella flexosaturalis*

Família Pleuronectidae

Hippoglossoides plaiessoides (Fabricius): *Schulmania aenigmatica*
Parophrys vetulus Girard: *Ceratomyxa hopkinsi*
Pseudopleuronectes americanus (Walbaum): *Myxidium mavori*, *Myxobolus pleuronectidae*
Reinhardtius hippoglossoides (Walbaum): *Schulmania quadriolobata*

Ordem Salminiformes

Família Salmonidae

Oncorhynchus clarkii (Richardson): *Myxobolus insidiosus clarki*

Oncorhynchus gorbuscha (Walbaum): *Parvicapsula kabatai*

Oncorhynchus kisutch (Walbaum): *Henneguya salminicola*, *Myxobolus fryeri*,
Myxobolus kisutchi, *Myxidium minteri*

Oncorhynchus mykiss (Walbaum): *Ceratonova shasta*, *Chloromyxum majori*,
Myxobolus squamosus

Oncorhynchus nerka (Walbaum): *Chloromyxum wardi*, *Sphaerospora elwhaiensis*,
Sphaerospora oncorhynchi, *Parvicapsula minibicornis*

Oncorhynchus tshawytscha (Walbaum): *Myxobolus insidiosus*

Salmo salar Linnaeus: *Henneguya salmonis*

Salvelinus fontinalis (Mitchill): *Unicauda fontinalis*

Ordem Scorpaeniformes

Família Anoplopomatidae

Anoplopoma fimbria (Pallas): *Ceratomyxa anoplopoma*, *Myxodavisia anoplopoma*

Família Cottidae

Artedius lateralis (Girard): *Sphaeromyxa lateralis*

Clinocottus analis (Girard): *Ceratomyxa obesa*

Cottus cognatus Richardson: *Myxobilatus cotti*, *Myxobilatus yukonensis*, *Myxobolus cognati*

Leptocottus armatus Girard: *Ceratomyxa crassa*

Myoxocephalus octodecimspinosus (Mitchill): *Myxidium myxocephali*

Família Dactylopteridae

Dactylopterus volitans (Linnaeus): *Myxidium volitans*

Família Sebastidae

Sebastes paucispinis Ayres: *Henneguya sebasta*, *Kudoa miniauriculata*

Sebastes rosaceus Girard: *Ceratomyxa starksi*

Sebastes serranoides (Eigenmann & Eigenmann): *Ceratomyxa lovei*, *Myxodavisia reginae*

Ordem Siluriformes

Família Ariidae

Ariopsis felis (Linnaeus): *Kudoa shkae*

Sciades herzbergii (Bloch): *Myxobolus sciades*

Família Aspredinidae

Bunocephalus coracoideus (Cope): *Myxobolus braziliensis*

Família Auchenipteridae

Centromochlus heckelii (De Filippi): *Myxobolus heckelii*

Família Callichthyidae

Hoplosternum littorale (Hancock): *Henneguya guanduensis*

Corydoras melini Lönnberg & Rendahl: *Henneguya milini*, *Myxidium amazonense*,
Myxobolus niger

Família Heptapteridae

Rhamdia quelen (Quoy & Gaimard): *Henneguya rhamdia*

Família Ictaluridae

Ameiurus melas (Rafinesque): *Henneguya gurleyi*, *Myxidium melum*

Ameiurus nebulosus (Lesueur): *Henneguya ameiuensis*, *Sphaerospora hankai*

Ictalurus furcatus (Valenciennes): *Henneguya limatula*, *Henneguya pellis*, *Myxidium kudo*

Ictalurus punctatus (Rafinesque): *Henneguya adiposa*, *Henneguya bulbosus*,
Henneguya diversis, *Henneguya exilis*, *Henneguya ictaluri*, *Henneguya limatula*,
Henneguya longicauda, *Henneguya mississippiensis*, *Henneguya postexilis*, *Henneguya sutherlandi*,
Myxidium bellum, *Sphaerospora ictaluri*, *Unicauda fimbriata*, *Unicauda plasmodia*

Noturus gyrinus (Mitchill): *Myxobilatus noturi*

Pylodictis olivaris (Rafinesque): *Chloromyxum opladeli*

Família Loricariidae

Loricaria sp.: *Henneguya occulta*

Família Mochokidae

Synodontis clarias (Linnaeus): *Myxobolus cunhai*

Família Pimelodidae

Pimelodus maculatus Lacepède: *Myxobolus absonus*

Pimelodus sp.: *Myxobolus stokesi*

Pseudoplatystoma corruscans (Spix & Agassiz): *Henneguya corruscans*, *Henneguya cuniculator*,
Henneguya eirasi, *Henneguya maculosus*, *Henneguya multiplasmodialis*,
Henneguya pseudoplatystoma, *Myxobolus flavus*

Pseudoplatystoma fasciatum (Linnaeus): *Henneguya pseudoplatystoma*

Zungaro jahu (Ihering): *Myxobolus cordeiroi*

Ordem Syngnathiformes

Família Syngnathidae

Hippocampus erectus Perry: *Sphaeromyxa cannolii*

Syngnathus floridae (Jordan & Gilbert): *Sinuolinea arborescens*

Ordem Teleostei

Família Apterontidae

Apterontus albifrons (Linnaeus): *Myxobolus desaequalis*

Ordem Tetraodontiformes

Família Tetraodontidae

Sphoeroides annulatus (Jenyns): *Kudoa diana*

Sphoeroides maculatus (Bloch & Schneider): *Zschokkella globulosa*

Sphaeroides testudineus (Linnaeus): *Triangula amazonica*

Classe Chondrichthyes
Ordem Chimaeriformes

Família Chimaeridae

Hydrolagus colliei (Lay & Bennett): *Ceratomyxa fisheri*

Ordem Myliobatiformes

Família Dasyatidae

Dasyatis hastata (DeKay): *Ceratomyxa scissura*

Ordem Rajiformes

Família Arhynchobatidae

Bathyraja brachyurops (Fowler): *Chloromyxum parvicostatum*

Rioraja agasizii (Müller & Henle): *Chloromyxum riorajum*

Ordem Squaliformes

Família Squalidae

Squalus suckleyi (Girard): *Chloromyxum ovatum*

Ordem Squatiniformes

Família Squatinidae

Squalus acanthias Linnaeus: *Chloromyxum transversocostatum*

Squatina californica Ayres: *Chloromyxum levigatum*

Squatina squatina (Linnaeus): *Chloromyxum multicostatum*

Classe Myxini

Ordem Myxiniformes

Família Myxiniformes

Eptatretus stoutii (Lockington): *Ceratomyxa californica*, *Ceratomyxa galeata*

Classe Sarcopterygii

Ordem Lepidosireniformes

Família Lepidosirenidae

Lepidosiren paradoxa Fitzinger: *Agarella gracillis*

Filo Platyhelminthes

Infraclasse Trematoda

Ordem Plagiorchiida

Família Apocreadiidae

Crassicutis archosargi Sparks and Thatcher: *Fabespora vermicola*

2.6. DISCUSSÃO

A classificação dos Myxozoa baseia-se quase exclusivamente na morfologia dos esporos. Na classe Myxosporea, a morfologia do myxosporídeo tem sido o principal critério para a classificação das espécies desde que os primeiros sistemas taxonômicos foram estabelecidos (KUDO, 1933; SHUL'MAN, 1966). A maioria dos estudos relacionados a esses parasitos são de natureza morfológica, ou são estudos ultraestruturais e histopatológicos. No entanto, marcadores moleculares revelam relações inesperadas entre os mixosporídeos e mostram discrepâncias entre classificações baseadas em esporos e filogenias baseadas em sequências genéticas (SMOTHERS et al., 1994; SCHLEGEL et al., 1996). O rDNA do gene 18S tem sido o marcador molecular mais utilizado para a detecção, identificação e análise filogenética de mixozoários (HOLZER et al., 2006). As dificuldades de se basear na morfologia dos esporos para a identificação das espécies têm levado os autores a recomendarem a utilização das sequências do gene 18S para a descrição de novas espécies. (ANDREE et al., 1999; LOM; DYKOVÁ, 2006). As descrições devem agregar o maior número de informações de dados possíveis (ATKINSON et al., 2015), incluindo microscopias eletrônicas de transmissão, dados moleculares, dados morfológicos tradicionais, etc. Além disso, o uso da biologia molecular nas análises de novas espécies deve se tornar rotina para novas descrições.

De acordo com Okamura et al. (2015) os mixozoários representam cerca de 18% da diversidade de espécies de cnidários e cerca de 1.200 pertencem a família Myxobolidae (EIRAS, 2002; EIRAS et al., 2014; ZHANG et al., 2013), representando aproximadamente 52% da diversidade de mixosporídeos. As compilações anteriores de *Myxobolus* listaram 905 espécies nominais (EIRAS et al., 2014), mais de 200 espécies de *Henneguya* (EIRAS, 2002) e 108 de *Thelohanellus* (ZHANG et al., 2013). No presente trabalho, membros dessa família representam 52.6% de espécies válidas nas Américas, corroborando com dados mundiais, e ou sugerindo que estes não estão sobre ou sub-representados nesse conjunto de dados.

Os resultados revelaram que a região Neártica tem o maior número de espécies nominais. Além disso, a maior parte dos registros e os dados moleculares para as espécies conhecidas originam-se nos Estados Unidos (GURLEY, 1893; WHINERY, 1893; SMOTHERS et al., 1994; SIDDALL et al., 1995). As publicações taxonômicas da região Neotropical têm aumentado nos últimos anos com vários pesquisadores iniciando estudos sobre os mixosporídeos de peixes de água doce da América do Sul (AZEVEDO et al., 2005; NALDONI et al., 2006; AZEVEDO et al., 2009; CARRIERO et al., 2013; VIDEIRA et al., 2015). Entretanto, dado o número de espécies conhecidas dos EUA onde a diversidade de hospedeiros é relativamente menor em comparação com a diversidade de peixes dos trópicos e da bacia amazônica, a diversidade de espécies de mixozoários é provavelmente muito subestimada (OKAMURA et al., 2015). Apenas uma pequena fração dos potenciais hospedeiros de peixes na América do Sul foram examinados quanto a parasitos. Além disso, os dados de sequenciamento do DNA podem revelar muitas espécies crípticas, isto é, espécies geneticamente distintas que parecem morfológicamente semelhantes, o que contribui para uma subestimação do número verdadeiro de espécies (POULIN et al., 2016).

As descrições das espécies de mixozoários são baseadas primeiramente nas observações feitas dos myxosporos, entretanto, o número de actinosporos conhecidos é bastante baixo (SZEKELY et al., 2009). Embora certamente não seja exclusivo para as Américas, a falta de informações sobre essas etapas, e, portanto, sobre os ciclos de vida,

limita a nossa compreensão completa da diversidade e biologia dos mixozoários. Até o momento, não foram realizados estudos de ciclo biológico na região neotropical e apenas alguns na região Neártica (CONE, 1994; BARTHOLOMEW et al., 1997; BARTHOLOMEW et al., 2006).

Algumas das espécies mais familiares na pesca não foram descritas originalmente nas Américas, mas foram introduzidas (*M. cerebralis*) ou têm distribuições amplas (*K. thyrssites*). Em incubadoras alemãs, a doença do "rodopio" era desconhecida até que *Myxobolus cerebralis* foi importado para a América do Norte e a truta arco-íris foi infectada (HALLETT et al., 2015). Posteriormente, o parasita foi acidentalmente introduzido no leste dos EUA e dizimou vários criadouros de trutas que então tiveram que fechar (BARTHOLOMEW; RENO, 2002). Na maricultura do oeste da Austrália, *Kudoa thyrssites*, endêmicos em peixes nativos, se tornaram predominantes no salmão atlântico, peixe introduzido naquela região. As infecções podem resultar em mioliquefação post-mortem e tornar os filetes não comercializáveis (MORAN et al., 1999). Infecções em salmões do Atlântico comercialmente criados também foram relatadas na Irlanda, Chile e Austrália (CASTRO; BURGOS, 1996; MUNDAY et al., 1998; LOPEZ; NAVARRO, 2000; HENNING et al., 2013). À medida que aqüicultura se expande globalmente, as pesquisas sobre os mixozoários parasitos de peixes são fundamentais.

Os estudos de mixozoários na região Neotropical ainda são escassos em comparação com a região Neártica, especialmente a aplicação da biologia molecular para descrever novas espécies. Como mencionado anteriormente, isso não é provável devido à falta de diversidade, mas um viés histórico de onde a pesquisa e os recursos são encontrados. Muitos dos especialistas em Myxozoa estão na América do Norte, especialmente no Canadá e nos EUA. Além disso, esses dois países geralmente investiram mais em ciência e tecnologia do que na América Latina (HERMES-LIMA et al., 2007). Por outro lado, o Brasil é o país com maior área de território exclusivamente neotropical e é o principal lar da bacia do Rio Amazonas, que tem a maior biodiversidade de peixes de água doce do planeta. Em termos de ecossistemas marinhos, o Brasil possui o maior litoral do Oceano Atlântico Sul, com a maior biodiversidade da região (LUQUE; POULIN, 2007). Como tal, é provável que a diversidade de mixozoários (e diversidade de parasita de peixe em geral) são vastas, com muitas espécies adicionais em gêneros existentes, mas possivelmente novos gêneros também. De fato, dois gêneros monotípicos, *Agarella* (DUNKERLY, 1915) e *Triangulamyxa* (AZEVEDO et al., 2005) são apenas relatados na América do Sul.

Com um número cada vez maior de espécies conhecidas de mixozoários, e a perspectiva de crescimento com mais pesquisas sendo realizadas em diferentes locais como no Brasil, sinopses e checklists como esta são um recurso valioso. Como as informações foram baseadas em descrições originais, a sinópsis pode ser usada, pelo menos inicialmente, como fonte de dados. Deve-se encorajar os autores em potencial a consultar documentos originais quando descrevem novas espécies. De qualquer maneira, este recurso pode ser usado como a fonte de dados para qualquer um que contempla um estudo do parasitismo em uma população de hospedeiros, ou como um guia aos tipos de Myxozoa que se poderia esperar encontrar em um determinado local de infecção, ou fornecer indícios a respeito da identificação de parasitos (POULIN et al., 2016). Acredita-se ter sido fornecida uma estimativa precisa do número de espécies, e o recurso mais robusto até hoje para os mixosporídeos das Américas.

CAPÍTULO II
NOVOS DADOS MORFOLÓGICOS E DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE
Henneguya friderici* (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE), PARASITO DE *Leporinus
***friderici* (Bloch, 1794) NO SUDESTE DO BRASIL.**

RESUMO

O myxozoa *Henneguya friderici* é um parasito encontrado nas brânquias, fígado, intestino e rins de piau, *Leporinus friderici*, (Characiformes: Anastomidae). Foram capturados e examinados quarenta e dois espécimes de *Leporinus friderici* oriundos do Rio Mogi Guaçu, estado de São Paulo. Cistos alongados e brancos foram encontrados nos filamentos branquiais de 10 (24%) hospedeiros. Os esporos maduros apresentaram o corpo alongado com as cápsulas polares em tamanhos iguais e o de comprimento caudal maior do que o de comprimento corporal. Com isso, o presente trabalho, descreve o sequenciamento de 1050 pb do 18S rDNA de *H. friderici* o que demonstrou diferenças genéticas significativas em comparação com espécies previamente descritas de *Henneguya*. A análise de similaridade utilizando as sequências de espécies que se agruparam mais próximas às produzidas por este estudo mostrou que a espécie com maior semelhança genética com *H. friderici* foi *H. leporinicola*, com 94%. Estes dados suplementares sobre a morfologia, sequenciamento do 18S rDNA e estudo filogenético de *H. friderici* podem facilitar diagnósticos precisos e melhorar a compreensão das relações filogenéticas deste parasito.

ABSTRACT

The myxozoan *Henneguya friderici* is a parasite of the gills, intestine, kidney and liver of *Leporinus friderici*, a characiform fish belonging to the family Anostomidae. Forty-two specimens of *L. friderici* that had been caught in the Mogi Guaçu River, state of São Paulo, were studied. Elongated white plasmodia were found in the gill filaments of 10 host specimens (24%). The mature spores had an ellipsoidal body with polar capsules of equal size and caudal length greater than body length. This study also described 18S rDNA sequencing of *H. friderici* infecting the gill filaments. This produced a sequence of 1050 bp that demonstrated significant genetic differences with previously described species of *Henneguya*. Similarity analysis using sequences from species that clustered closest to those produced by this study showed that the species with greatest genetic similarity to *H. friderici* was *H. leporinicola*, with 94% similarity. These supplementary data on the morphology, 18S rDNA sequencing and phylogeny of *H. friderici* may facilitate accurate diagnoses and better understanding of the phylogenetic relationships of this parasite.

3.3. INTRODUÇÃO

A diversidade de mixozoários conhecidos cresceu muito desde os primeiros trabalhos de Bütschli (1882). Cerca de 2.200 espécies foram descritas (LOM; DYKOVÁ, 2006) e estas representam cerca de 18% da diversidade de espécies de cnidárias, na medida em que é atualmente conhecida (OKAMURA et al. 2015). O gênero *Henneguya* Thélohan, 1892, é um dos mais diversos da classe Myxosporea e atualmente inclui mais de 200 espécies descritas (LOM; DYKOVÁ, 2006). Este gênero inclui espécies coelozóicas (cistos diminutos, livres no lúmen e varia de 10-20µm) e histozóicas (visíveis como grandes cistos em tecidos infectados, podendo ser envolto a um envelope de fibroblastos) que infectam predominantemente peixes marinhos e de água doce (EIRAS; ADRIANO, 2012).

Atualmente, mais de 44 espécies de *Henneguya* são conhecidas por infectar peixes da América do Sul (EIRAS, 2002; EIRAS; ADRIANO, 2012; CARRIERO et al. 2013; NALDONI et al. 2014). Destas, cerca de 28 foram encontradas infectando peixes da ordem Characiformes.

A identificação das espécies neste gênero, como as de outros gêneros de mixozoários, é baseada quase exclusivamente na morfologia dos esporos. Na classe Myxosporea, a morfologia tem sido o principal critério de classificação das espécies (KUDO 1933; SHUL'MAN 1966; MOLNÁR, 1994). De fato, este método não tem sido suficiente na identificação de espécies muito semelhantes que se encontram no mesmo local de infecção e hospedeiro e que apenas possuem diferenças sutis nas estruturas dos esporos (YE et al. 2012). Com isso, este problema tem sido resolvido por meio de abordagens moleculares (SMOTHERS et al., 1994; ANDREE et al., 1999; ASTRID et al., 2004). O 18S rDNA é o marcador molecular que tem sido mais comumente utilizado para detecção, identificação e análise filogenética em mixosporídeos (HOLZER et al. 2006). As dificuldades de se basear na morfologia dos esporos para a identificação das espécies têm levado os autores a recomendarem uso de sequências de DNA codificadoras da subunidade menor do ribossomo para a descrição de novas espécies (ANDREU et al., 1999; LOM; DYKOVÁ, 2006).

Leporinus friderici (BLOCH, 1794) é um peixe characiforme pertencente à família Anostomidae que é popularmente conhecido no Brasil como "piauí" (Figura 1). É amplamente distribuído nas bacias dos rios Amazonas e Paraguai (FROESE; PAULY, 2016). Entre as espécies de *Henneguya*, apenas *Henneguya friderici* (CASAL et al., 2003) foi relatada por *L. friderici*.



Fig. 1. *Leporinus friderici* (Bloch, 1794). (Arquivo pessoal)

H. friderici foi encontrada infectando as brânquias, intestino, rins e fígado de "piauí" de uma região estuarina do rio Amazonas, no estado do Pará, Brasil. A preservação relativa de organelas ocorreu no tecido hepático e, em alguns casos, o desenvolvimento do parasito causou degeneração gradual e generalizada no intestino, nas brânquias e nos rins (CASAL et al., 2003).

O presente trabalho complementa a descrição original de *H. friderici* com novos dados morfológicos e sequenciamento do 18S rDNA em amostras de filamentos branquiais de *Leporinus friderici* do rio Mogi Guaçu, estado de São Paulo. Os novos dados corroboram com o diagnóstico original por Casal et al. (2003).

3.4. MATERIAL E MÉTODOS

As coletas foram realizadas com auxílio de tarrafas e redes no rio Mogi Guaçu, próximo a Cachoeira de Emas localizada no município de Pirassununga, São Paulo, Brasil (21°55'36''S; 47°22'6''O), durante o período de janeiro de 2014 a janeiro de 2016, onde foram examinados um total de 42 espécimes de *Leporinus friderici* (Bloch 1974). Os peixes foram transportados vivos ao laboratório, onde foram sacrificados, medidos e em seguida foi realizada a necropsia. As brânquias retiradas dos peixes foram colocadas em placas de Petri com água da torneira e examinadas a procura de mixozoários com o uso de um estereomicroscópio.

Esporos maduros foram examinados a fresco usando um microscópio óptico (Olympus BX51) com contraste de interferência diferencial (DIC). As imagens foram capturadas utilizando uma câmara digital UC30 de 3,2 mp e foram analisadas por meio de software de fotomicrografia (cellD 3.4, Olympus Soft Imaging Solutions GmbH, Alemanha). Estudos morfológicos e morfométricos foram realizados com esporos maduros, (n=30) que foram obtidos de diferentes plasmódios, de acordo com os métodos previamente descritos por Lom e Arthur (1989). Em seguida, o mesmo material utilizado nas análises morfológicas foi fixado em álcool 95% para as análises moleculares.

3.4.1. Análise Molecular

Foi analisado o gene 18S da subunidade menor do ribossomo (SSU). As sequências foram editadas por meio do programa Geneious 9 ®

3.4.2. Extração de DNA

Para a extração de DNA foram utilizados filamentos branquiais de três hospedeiros utilizando DNeasy® Blood & Tissue Kit (QIAGEN, Alemanha), conforme as instruções do fabricante.

3.4.3. Reações em cadeia da polimerase (PCR) para 18S rDNA

As reações em cadeia da polimerase (PCR) foram feitas como descrito por Whipps (2015) com um volume final de 50 µl utilizando o Quick-Load Taq 23 Master Mix (New England Biolabs, Ipswich, Massachusetts, EUA) com 0,5 µM de cada *primer* e 3 µl de DNA de cada amostra. A amplificação da subunidade menor do rDNA (SSU) deu-se em duas etapas, primeiro utilizando os *primers* 18E e 18R (WHIPPS et al., 2003), em seguida com os *primers* 18E e Myxgen2R (KENT et al., 2000) ou com 18R e Myxgen3F (KENT et al., 2000).

Para a amplificação, foi utilizado um programa e termociclagem de acordo com Whipps (2015) que consiste em uma etapa inicial de desnaturação a 95°C por 3 minutos, seguido de 35 ciclos de desnaturação (94°C por 30s), hibridização (56°C por 45s) e extensão (68°C por 90s) finalizando com uma etapa de extensão a 72 °C por 7 minutos. O produto da PCR foi submetido a eletroforese em gel de agarose a 1% (BioAmerica, Miami, FL, EUA) com tampão TAE (0.045 M Tris-acetato, 0.001 M EDTA, pH 8.0) e o corante GelRed™ para visualização dos fragmentos de DNA. O produto da PCR obtido foi purificado através do kit E.Z.N.A. Cycle Pure Kit (Omega Bio-Tek, Norcross, Geórgia, EUA). O DNA foi quantificado utilizando um

espectrofotômetro de DNA (NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware, EUA). As reações de sequenciamento foram realizadas por meio do kit ABI BigDye Terminator Cycle Sequencing Ready Reaction Kit versão 3.1, utilizando o analisador genético ABI3730xl (Applied Biosystems, Foster City, Califórnia, EUA). As sequências contíguas foram montadas no programa computacional Geneious (Geneious versão 9, criada por Biomatters, disponível em (<http://www.geneious.com/>)) e foi depositada no GenBank (Tabela 1).

Tabela 1. Lista de mixosporídeos cujas sequências foram utilizadas para análises moleculares e as obtidas no presente estudo (em negrito)

| Parasito | No. de acesso no GenBank | Hospedeiro | Localidade | Referência |
|----------------------------|--------------------------|------------------------------------|---------------|----------------------------|
| <i>Ceratomyxa shasta</i> | AF001579 | <i>Oncorhynchus mykiss</i> | EUA | Bartholomew et al. (1997) |
| <i>Henneguya adiposa</i> | EU492929 | <i>Ictalurus punctatus</i> | EUA | Griffin et al. (2009) |
| <i>H. bulbosus</i> | KM000055 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Rosser et al. (2014) |
| <i>H. cerebralis</i> | JX131380 | <i>Thymallus nigrescens</i> | Mongolia | Batueva et al. (2013) |
| <i>H. corruscans</i> | JQ654971 | <i>Pseudoplatystoma corruscans</i> | Brasil | Adriano et al. (2012) |
| <i>H. creplini</i> | EU732597 | <i>Zingel zingel</i> | Hungria | Eszterbauer et al. (2006) |
| <i>H. cuniculator</i> | KF732840 | <i>P. corruscans</i> | Brasil | Naldoni et al. (2014) |
| <i>H. cutanea</i> | AY676460 | <i>Abramis brama</i> | Hungria | Kallert et al. (2005) |
| <i>H. dogieli</i> | KJ725078 | <i>Siniperca chuatsi</i> | China | Não publicado |
| <i>H. doneci</i> | LC011456 | <i>Carassius gibelio</i> | China | Li et al. (2015) |
| <i>H. doneci</i> | EU344898 | <i>Carassius auratus</i> | China | Não publicado |
| <i>H. doneci</i> | HM146129 | <i>C. gibelio</i> | China | Ye et al. (2012) |
| <i>H. doori</i> | HDU37549 | <i>Perca fluviatilis</i> | Canadá | Siddall et al. (1995) |
| <i>H. exilis</i> | AF021881 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Lin et al. (1999) |
| <i>H. friderici</i> | KY315824 | <i>Leporinus friderici</i> | Brasil | Presente trabalho |
| <i>H. gurlei</i> | DQ673465 | <i>Ameirus nebulosus</i> | EUA | Iwanowicz et al. (2008) |
| <i>H. ictaluri</i> | AF195510 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Pote et al. (2000) |
| <i>H. jocu</i> | KF264964 | <i>Lutjanus jocu</i> | Portugal | Azevedo et al. (2014) |
| <i>H. leporinicola</i> | KP980550 | <i>Leporinus macrocephalus</i> | Brasil | Capodifoglio et al. (2015) |
| <i>H. lobosa</i> | EU732600 | <i>Esox lucius</i> | Alemanha | Eszterbauer et al. (2006) |
| <i>H. maculosus</i> | KF296344 | <i>P. corruscans</i> | Brasil | Carriero et al. (2013) |
| <i>H. mississippiensis</i> | KP404438 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Rosser et al. (2015) |

Continuação

| | | | | |
|-----------------------------|----------|---------------------------------|----------|---------------------------|
| <i>H. multiplasmodialis</i> | JQ654969 | <i>P. corruscans</i> | Brasil | Adriano et al. (2012) |
| <i>H. pellis</i> | FJ468488 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Griffin et al. (2009) |
| <i>H. pellucida</i> | KF296352 | <i>Piaractus mesopotamicus</i> | Brasil | Carriero et al. (2013) |
| <i>H. piaractus</i> | KF597016 | <i>P. mesopotamicus</i> | Brasil | Müller et al. (2013) |
| <i>H. pseudoplatystoma</i> | KP981638 | <i>P. corruscans</i> | Brasil | Milanin et al. (2015) |
| <i>H. pseudorhinogobii</i> | AB447994 | <i>Rhinogobius</i> sp. | Japão | Kageyama et al. (2009) |
| <i>H. psorospermica</i> | EU732602 | <i>E. lucius</i> | Alemanha | Eszterbauer et al. (2006) |
| <i>H. rhinogobii</i> | AB447992 | <i>Rhinogobius</i> sp. | Japão | Kageyama et al. (2009) |
| <i>H. rotunda</i> | KJ416130 | <i>Salminus brasiliensis</i> | Brasil | Moreira et al. (2014a) |
| <i>H. salminicola</i> | AF031411 | <i>Oncorhynchus kistch</i> | Canadá | Hervio et al. (1997) |
| <i>Henneguya</i> sp. | JQ411297 | <i>Oncorhynchus masou masou</i> | Japão | Yokoyama et al. (2012) |
| <i>Henneguya</i> sp. | KR704889 | <i>Cirrhinus mrigala</i> | Índia | Kaur e Attri (2015) |
| <i>Henneguya</i> sp. | EU732601 | <i>E. lucius</i> | Hungria | Eszterbauer et al. (2006) |
| <i>Henneguya</i> sp. | EU732599 | <i>Perca fluviatilis</i> | Hungria | Eszterbauer et al. (2006) |
| <i>Henneguya</i> sp. | JQ690355 | <i>Carassius auratus</i> | China | Não publicado |
| <i>H. sutherlandi</i> | EF191200 | <i>I. punctatus</i> | EUA | Griffin et al. (2008) |
| <i>H. visibilis</i> | KC771143 | <i>Leporinus obtusidens</i> | Brasil | Moreira et al. (2014b) |
| <i>H. zikaweiensis</i> | KR020026 | <i>Carassius auratus</i> | China | Zhang et al. (2015) |
| <i>H. zschokkei</i> | HZU13827 | <i>Prosopium williamsonii</i> | EUA | Smothers et al. (1994) |
| <i>H. zschokkei</i> | AF378344 | <i>P. williamsonii</i> | Canadá | Kent et al. (2001) |

3.4.4. Análise computacional das sequências nucleotídicas

Os alinhamentos foram submetidos a análises de máxima verossimilhança (MV) e inferência bayesiana (IB) (taxas = invgamma); adicionalmente, os valores de distância de Tamura e Nei (TRN) foram realizados utilizando Geneious. As árvores MV e IB foram calculadas sob o modelo TRN + I + G para as seqüências do 18S rDNA, utilizando PHYML (GUINDON; GASCUEL, 2003) e MrBayes (HUELSENBECK; RONQUIST, 2001) *plug-ins* do Geneious para MV e IB, respectivamente.

Estes modelos foram selecionados utilizando jModelTest2 (DARRIBA et al., 2012). As frequências nucleotídicas foram estimadas a partir dos dados (A = 0.2824, C = 0.1634, G = 0.2826, T = 0.2715). Seis taxas de substituição de nucleótidos foram (AC) = 1.0000, (AG) = 3.2212, (AT) = 1.0000, (CG) = 1.0000, (CT) = 6.0419, (GT) = 1.0000; proporção de sítios invariáveis = 0.1460; distribuição gamma = 0.3960 estimada com 4 categorias de taxa. O suporte nodal de MV foi estimado por 1000 replicações não paramétricas de “bootstrap”.

A probabilidade bayesiana posterior foi determinada com cadeias de Markov (duas corridas e quatro cadeias) para 4×10^6 gerações, descartando 1/4 inicial das árvores amostradas (a cada 4×10^3 gerações). As árvores filogenéticas foram rodadas usando *Ceratonova shasta* (Noble, 1950) como *outgroup* baseado em filogenias anteriores de Myxobolidae (ADRIANO et al., 2009; CAPODIFOGGIO et al., 2015, NALDONI et al., 2015).

3.5. RESULTADOS

Os cistos de *Henneguya friderici* foram encontrados nos filamentos branquiais de dez espécimes de piau, isto é, 23,8% do total examinado. Os plasmódios eram esbranquiçados e alongados mediam aproximadamente 2 mm de comprimento (Figura 2).

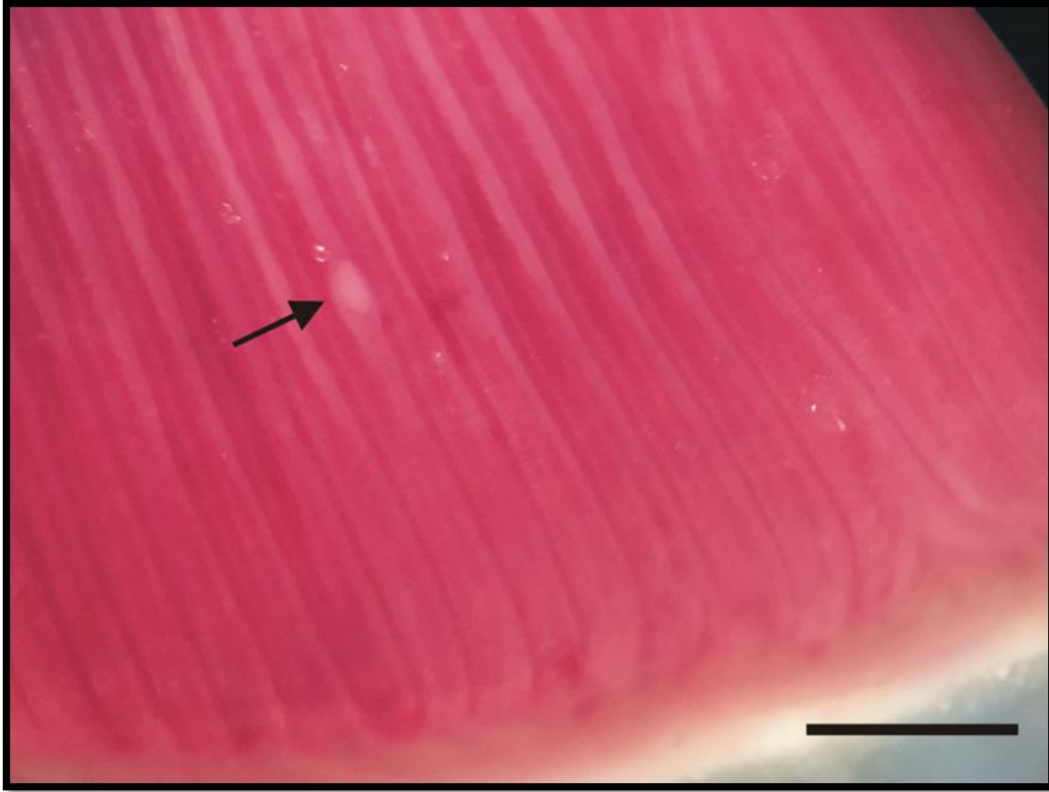


Fig. 2. Plasmódio de *Henneguya friderici* infectando o filamento branquial de *Leporinus friderici* (Bloch, 1794). Escala de 10 mm.

Os esporos ($n = 30$) tinham $12,8 \pm 2,1$ (7,4-14,8) μm de comprimento, $4,4 \pm 0,4$ (3,4-5,2) μm de largura e $32,8 \pm 2,6$ (2,49-40) μm de comprimento total, eram elipsóides em vista frontal e as válvulas eram simétricas e convexas em vista lateral. Os prolongamentos caudais eram iguais em tamanho, e mediam $19,6 \pm 2,2$ (16,1-24,4) μm de comprimento. Duas cápsulas piriforme em tamanhos iguais, afinando em direção a sua extremidade anterior e ocupando quase a metade do corpo do esporo, e mediam $5,1 \pm 0,5$ (3,7-5,9) μm de comprimento e $1,5 \pm 0,1$ (1,2-1,8) μm de largura (Figura 3).

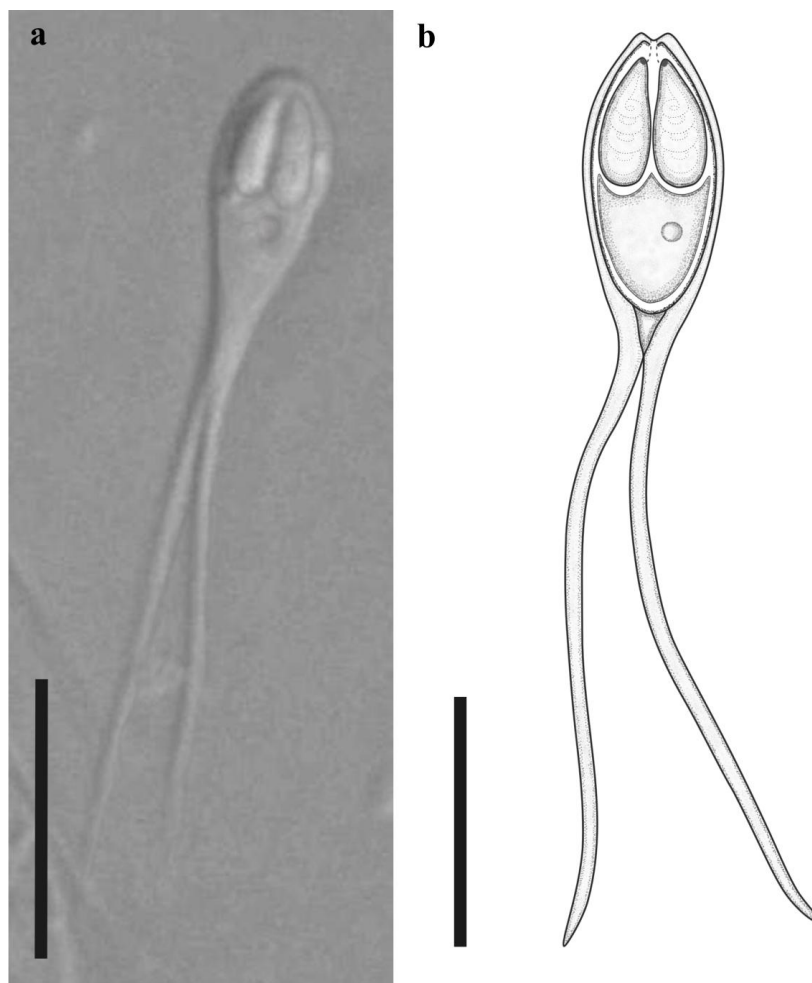


Fig. 3. *Henneguya friderici*; **a** - Esporo maduro de *H. friderici* parasito de filamentos branquiais de *Leporinus friderici* em vista frontal em DIC; **b** – Desenho esquemático do esporo de *H. friderici* demonstrando a cápsula polar e os prolongamentos caudais bífidos. Escala de 10 μ m.

A Tabela 2 apresenta uma comparação entre o tamanho das estruturas dos esporos de *H. friderici* com espécies do mesmo gênero e hospedeiros da mesma família, além de fornecer os sítios de infecção e regiões geográficas.

O sequenciamento do gene 18S rDNA dos esporos de *H. friderici* resultou numa sequência contendo 1050 pb, que foi depositada no banco de dados do GenBank com o número de acesso KY315824 e esta sequência foi utilizada para as análises filogenéticas. Uma comparação de BLAST entre a sequência obtida e outras sequências de mixosporídeos disponíveis no GenBank revelou que a sequência do 18S rDNA de *H. friderici* tinha 92% de semelhança com a de *H. leporinicola* Martins, Souza, Moraes e Moraes, 1999 (KP980550) e 89% de semelhança com a de *H. bulbosus* Rosser, Griffin, Quiniu, Khoo e Pote, 2014 (KM000055).

Tabela 2. Comparação das características de *Henneguya friderici* com espécies semelhantes. CE: comprimento do esporo; LE: largura do esporo; CC: comprimento da cauda; CL: comprimento total do esporo; CCP: comprimento da cápsula polar; LCP: largura da cápsula polar.

| Espécie | CE | LE | CC | CT | CCP | LCP | Hospedeiro | Sítio de infecção | Referência |
|----------------------------|------------------------------------|----------------------------------|-------------------------------------|-----------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|-----------------------------------|----------------------------|--------------------------|
| <i>H. azevedoi</i> | 12.0 (11 – 13) | 3.2 (3 – 4) | 39.4 (37 – 40) | 56.4 (52 – 58) | 6.3 (6 – 7) | 2.1 (2 – 3) | <i>Leporinus obtusidens</i> | Lamelas branquiais | Barassa et al. (2012) |
| <i>H. leporinicola</i> | 7.6 (5.5 – 8.7) | 4.2 (3.6 – 4.9) | 21.8 (12.9 – 32.2) | - | 3.0 (2.0 – 3.6) | 1.6 (1.2 – 2.0) | <i>Leporinus macrocephalus</i> | Brânquias | Martins et al. (1999) |
| <i>H. schizodon</i> | 13.1 (12 – 14) | 3.3 (3.4) | 16.3 (15 – 17) | 28.9 (27 – 30) | 5.4 (5 – 6) | 1.3 (1 – 1.5) | <i>Schizodon fasciatus</i> | Rins | Eiras et al. (2004) |
| <i>H. caudicula</i> | 11.3 (11 – 12) | 5.4 (5–6) | 3.4 (3 – 4) | 14.7 (14 – 16) | 3.7 (3 – 4) | 1.5 | <i>Leporinus lacustris</i> | Lamelas branquiais | Eiras et al. (2008) |
| <i>H. friderici</i> | 10.4 (9.6 – 11.8) | 5.7 (4.8 – 6.6) | 23.3 (19.1 – 28.7) | 33.8 (28.7 – 39.3) | 4.9 (4.2 – 5.9) | 2.1 (1.5 – 2.6) | <i>Leporinus friderici</i> | Brânquias | Casal et al. (2003) |
| <i>H. leporini</i> | 13 – 15 | 5 | 15 – 18 | 28 – 33 | 5–8 | - | <i>Hypomastix mormyrops</i> | Rins | Nemeczek (1926) |
| <i>H. visibilis</i> | 10.8 ± 0.6 | 3.9 ± 0.2 | 18 ± 1.2 | 26.8 ± 1.1 | 4.9 ± 0.3 | 1.4 ± 0.1 | <i>Leporinus obtusidens</i> | Tecido conjuntivo | Moreira et al. (2014b) |
| <i>H. friderici</i> | 12.8 ± 2.1 (7.4 – 14.8) | 4.4 ± 0.4 (3.4 – 5.2) | 19.6 ± 2.2 (16.1 – 24.4) | 32.8 ± 2.6 (2.49 – 40) | 5.1 ± 0.5 (3.7 – 5.9) | 1.5 ± 0.1 (1.2 – 1.8) | <i>Leporinus friderici</i> | Filamento branquial | Presente trabalho |

A análise de similaridade utilizando sequências de espécies que se agruparam mais próximas às produzidas pelo presente estudo mostrou que a espécie com maior semelhança genética com *H. friderici* foi *H. leporinicola*, com 94% de similaridade. A árvore filogenética ML e BI (Figura 4) mostrou que *H. friderici* aparece como uma espécie irmã de *H. leporinicola* em um subclado composto principalmente de mixosporídeos de Characiformes e Esociformes.

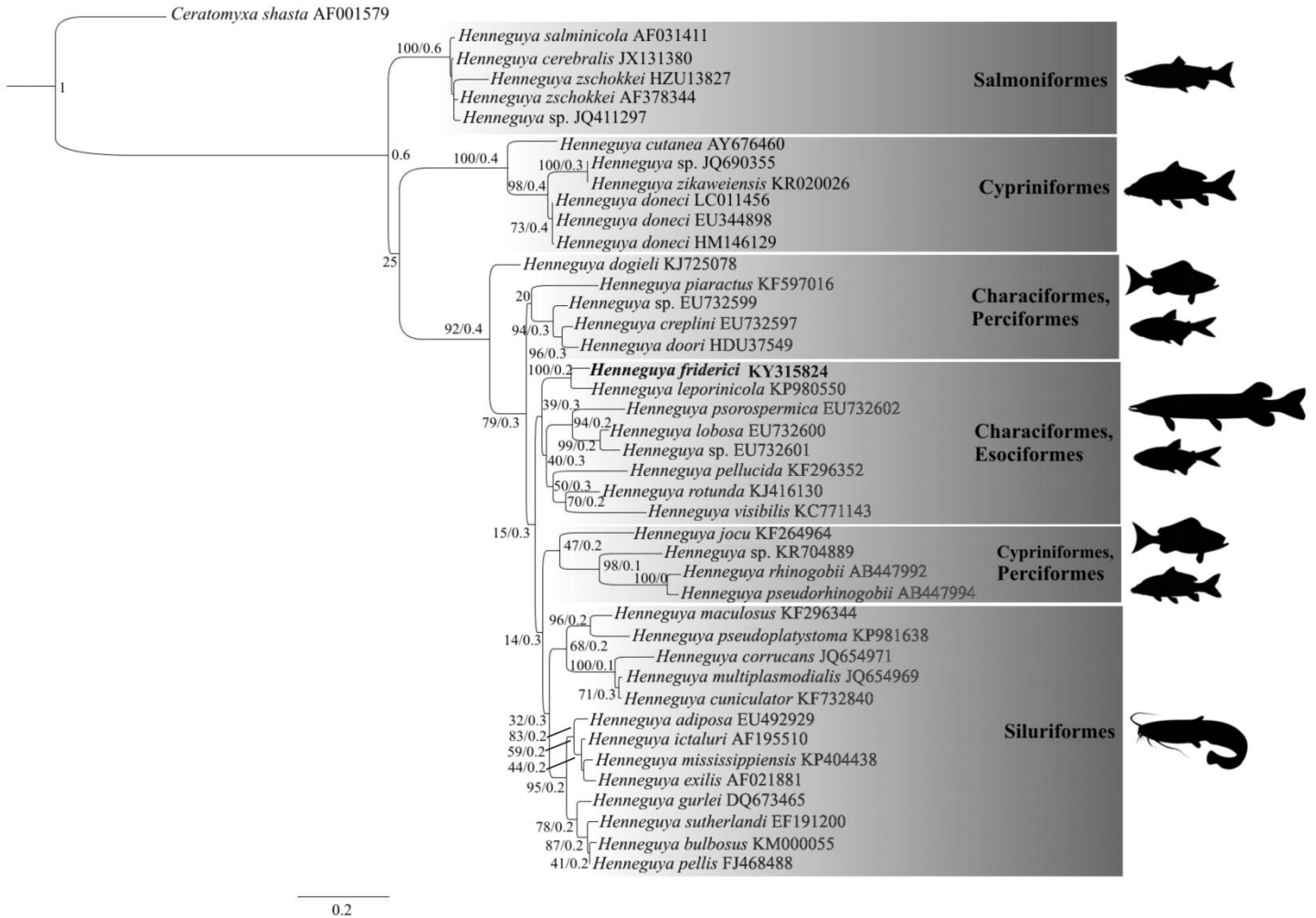


Fig. 4. Máxima verossimilhança da análise filogenética das sequências do gene 18S rDNA de *Henneguya friderici* associado com a espécie mais próxima indicada pela análise de Max Score por BLAST da plataforma NCBI. O primeiro número de suporte nodal é de bootstrap de máxima verossimilhança (1000 repetições), o segundo número mostra a análise Bayesiana (para 4×10^6 gerações, burn-in = 4×10^3). Amostra do presente estudo está em negrito.

3.6. DISCUSSÃO

Henneguya friderici foi descrita por Casal et al. (2003) infectando as brânquias, intestino, rins e fígado de *L. friderici* no rio Amazonas, perto de Belém, estado do Pará, Brasil e sua descrição foi baseada em dados morfológicos e ultra-estruturais. Este foi, no passado, o principal método de caracterização e identificação de mixosporídeos (MOLNÁR et al., 2002). No entanto, Kent et al. (2001) e Lom e Dyková (2006) sugerem que a amplificação do 18S rDNA é fundamental para descrever novas espécies de mixosporídeos, devido às dificuldades de caracterização morfológica dos esporos.

O presente estudo forneceu sequenciamento do 18S rDNA de *H. friderici* que foi encontrada infectando os filamentos branquiais de espécimes de *L. friderici*, que permitiu a análise filogenética deste parasito. O 18S rDNA é usado em sistemática molecular para determinar relações entre mixozoários pois é altamente variável entre espécies muito intimamente relacionadas (KENT et al., 2001). Os dados morfométricos e morfológicos obtidos no presente estudo confirmaram a identificação da espécie como *H. friderici*, originalmente descrita por Casal et al. (2003) (Tabela 2).

Molnár (2002) dividiu a formação de plasmódios de mixosporídeos localizados nas brânquias em três tipos: (1) lamelar; (2) filamentar; e (3) arco branquial. Entre estes, o tipo filamentar é subdividido em quatro tipos: (1) vascular; (2) epitelial; (3) intracondrural; E (4) basifilamentar. No presente estudo, os plasmódios *H. friderici* desenvolveram-se no epitélio filamentar das brânquias e deformaram os filamentos branquiais (Figura 2).

A prevalência de *H. friderici* nos filamentos branquiais do piau foi de 24%. Isso foi próximo aos 30% relatados por Casal et al. (2003), considerando, entretanto, todos os órgãos infectados de *L. friderici*. Entretanto, nos peixes do Rio Mogi Guaçu, a infecção só foi observada nos filamentos branquiais. Além disso, esses resultados corroboraram dados de outros estudos realizados na América do Sul, nos quais outras espécies de *Henneguya* foram encontradas no mesmo local de infecção (NALDONI et al., 2009).

Estes dados suplementares sobre a morfologia, sequenciamento do 18S rDNA e estudo filogenético de *H. friderici* pode facilitar diagnósticos precisos e melhorar a compreensão das relações filogenéticas deste parasito. Fiala (2006) indicou que a preferência pelo hospedeiro é muito importante e que as espécies de mixosporídeos poderiam agrupar-se de acordo com espécies dos peixes hospedeiros. Embora a origem geográfica do hospedeiro seja particularmente importante, o tropismo tecidual na evolução mixospora também foi revelado em numerosos estudos filogenéticos (ANDREE et al., 1999; KENT et al., 2001; ESTERBAUER, 2004; FIALA, 2006).

CAPÍTULO III

**ANÁLISE MORFOLÓGICA E MOLECULAR DE UMA ESPÉCIE DE *Henneguya*
THÉLOHAN, 1892 (MYXOZOA: MYXOBOLIDAE) PARASITANDO *Astyanax*
altiparanae GARUTTI E BRITSKI, 2000 (CHARACIFORMES: CHARACIDAE) DO
RIO MOGI GUAÇÚ, SÃO PAULO, BRASIL**

RESUMO

Henneguya sp. 1 foi encontrada infectando os filamentos branquiais de *Astyanax altiparanae* (Characiformes: Characidae) oriundos do Rio Mogi Guaçu, Estado de São Paulo, Brasil. A prevalência foi de 71.4% (n = 42) e os plasmódios são arredondados, medem aproximadamente 450 a 1000 μm . Os esporos maduros são alongados e medem 11 ± 1.2 (10–12) μm de comprimento e 5.4 ± 0.6 (4.7–7.2) de largura do corpo, 22.3 ± 4.1 (16.2–26.2) μm de prolongamento caudal e 33.4 ± 4.6 (26.8–44) μm de comprimento total do esporo. As cápsulas polares apresentam um formato alongado em tamanhos iguais com 4.8 ± 0.8 (3.4–6.7) μm de comprimento e 1.8 ± 0.3 (1.4–2.7) μm de largura. As análises moleculares baseadas no sequenciamento do 28S r DNA por meio dos métodos de máxima verossimilhança pode revelar as diferenças entre as espécies mostrando concordância ao estudo morfológico, distinguindo as espécies aqui apresentadas.

ABSTRACT

Henneguya sp. nov. 1 was found in the gill filaments of *Astyanax altiparanae* (Characiformes: Characidae) from the Mogi Guaçu River, State of São Paulo, Brazil. Prevalence was 71.4% (n = 42) and the plasmodia are round, measuring around 450 to 1000 μm long. The mature spores are elongate, with 11 ± 1.2 (10-12) μm in body length and 5.4 ± 0.6 (4.7-7.2) in width, 22.3 ± 4.1 (16.2-26.2) μm caudal process and 33.4 ± 4.6 (26.8 -44) μm of total length. Polar capsules are elongate in equal sizes, with 4.8 ± 0.8 (3.4-6.7) μm in length and 1.8 ± 0.3 (1.4-2.7) μm in width. Molecular analysis based on 28S rDNA sequencing and using the maximum likelihood methods can show the differences between the species along with the the morphological studies, differ the species presented here.

4.3. INTRODUÇÃO

O gênero *Astyanax* Bair & Girard, 1854 é considerado o mais representativo dos peixes da subfamília Tetragonopterinae, sendo um dos gêneros dominantes na América do Sul. Esse gênero apresenta distribuição geográfica ampla na região Neotropical e possui aproximadamente uma centena de espécies e subespécies nominais (GARUTTI; BRITSKI, 2000).

Astyanax altiparanae Garutti e Britski, 2000, também conhecido como “lambari-de-rabo-amarelo”, é encontrado, principalmente, na bacia do rio Paraná, sendo uma espécie restrita ao sudeste do Brasil (GARUTTI; BRITSKI, 2000). O lambari-do-rabo-amarelo é um peixe onívoro sendo uma espécie de pequeno porte, que atinge de 10 a 15 cm de comprimento, podendo chegar a 60 gramas de peso. (PORTO-FORESTI et al., 2001; FROESE; PAULY, 2016) (Fig. 1).



Fig. 1. *Astyanax altiparanae* Garutti e Britski, 2000. (Arquivo pessoal)

Parasitas do filo Myxozoa, especialmente os pertencentes à classe Myxosporea, vem ganhando atenção pelo grande número de espécies que vem sendo descritas e que podem interferir no desenvolvimento de peixes de ambiente natural e de piscicultura (LOM; DYKOVÁ, 2006).

Além dos mixosporídeos acometerem peixes, podem parasitar outros organismos como aves aquáticas (BARTHOLOMEW et al., 2008), anfíbios (HARTIGAN et al., 2012) e répteis (ROBERTS et al., 2008). Mixosporídeos possuem um complexo ciclo de vida, em que dois tipos diferentes de esporos, myxosporo e actinosporo, desenvolvem-se em dois hospedeiros diferentes (normalmente peixe e anelídeo).

O gênero *Henneguya* é o terceiro mais numeroso dos myxosporídeos no mundo e possui aproximadamente 199 espécies descritas, sendo 43 encontradas na América Latina (EIRAS et al., 2002; EIRAS; ADRIANO et al., 2012). Dos parasitos que infectam peixes da América do Sul, sete foram descritos infectando peixes da família Characidae e sendo cinco espécies

descritas infectando o gênero *Astyanax*: *Henneguya artigasi* Gioia & Cordeiro, 1987, *Henneguya hoimba* Cordeiro e Gioia, 1987, *Henneguya intracornea* Cordeiro, Gioia & Artigas, 1987, *Henneguya astyanax* Vita, Corral, Matos e Azevedo, 2003 e *Henneguya chydadea* Barassa, Cordeiro e Arana, 2003. Todas essas espécies foram encontradas infectando peixes de ambiente natural (EIRAS et al., 2002; EIRAS; ADRIANO et al., 2012).

No presente estudo, foram utilizadas análises morfológicas e moleculares para a descrição de uma espécie de *Henneguya* sp. infectando *A. altiparanae*.

4.4. MATERIAL E MÉTODOS

As coletas foram realizadas com auxílio de tarrafas e redes no Rio Mogi Guaçu, próximo a Cachoeira de Emas localizada no município de Pirassununga, São Paulo, Brasil (21°55'36''S; 47°22'6''O), durante o período de Dezembro de 2014 e Fevereiro de 2016, onde foram examinados um total de 42 espécimes de *Astyanax altiparanea* Garutti E Britski, 2000. Os peixes foram transportados vivos ao laboratório, onde foram sacrificados, medidos e em seguida foi realizada a necropsia.

Os peixes foram necropsiados inicialmente pela retirada das brânquias e de uma incisão ventral, desde a abertura anal até a linha do opérculo, expondo a cavidade corporal; os rins foram retirados e colocados em placas de petri com solução salina fisiológica 0,65% NaCl, examinados com o auxílio de microscópio estereoscópico. Os cistos foram extraídos e acondicionados em microtubos contendo solução salina, em seguida congelados para as análises morfológicas em laboratório.

Esporos maduros foram examinados após descongelamento em temperatura ambiente usando um microscópio óptico (Olympus BX51) com contraste de interferência diferencial (DIC). As imagens foram capturadas utilizando uma câmara digital UC30 de 3,2 mp e foram analisadas por meio de software de fotomicrografia (cellD 3.4, Olympus Soft Imaging Solutions GmbH, Alemanha). Estudos morfológicos e morfométricos foram realizados com esporos maduros, (n=30) que foram obtidos de diferentes plasmódios, de acordo com os métodos previamente descritos por Lom e Arthur (1989). Em seguida, o mesmo material utilizado nas análises morfológicas foi fixado em álcool 95% para as análises moleculares.

4.4.1. Análise Molecular

O gene 18S rDNA tem sido muito importante na diferenciação das espécies de mixosporídeos. Contudo, os problemas de alinhamento devido a regiões diferenciais de evolução dentro de diferentes porções do gene 18S da subunidade menor do ribossomo (SSU), tal como, variação evolutiva do gene entre diferentes espécies de mixozoários, podem levar a problemas nas análises filogenéticas (OKAMURA et al., 2015). O fato do gene 18S ser uma região conservada dentro do rDNA fez com que ocorresse no presente estudo, dificuldades no sequenciamento do gene 18S e esse não pode ser analisado. Entretanto as análises moleculares desse gene continuam sendo processadas para assim, realizar um estudo filogenético mais adequado para a espécie descrita nesse capítulo.

Com isso, apenas o gene 28S da subunidade maior do ribossomo (LSU) pode ser analisado. O 28S é outro marcador que possui regiões conservadas e variáveis, além disso, tem mostrado maiores informações para as análises filogenéticas dos myxosporídeos (BARTOŠOVA et al., 2009).

As sequências foram editadas por meio do programa Geneious 9.0 ®.

4.4.2. Extração de DNA

Para a extração de DNA foram utilizados filamentos branquiais de três hospedeiros utilizando DNeasy® Blood & Tissue Kit (QIAGEN, Alemanha), conforme as instruções do fabricante.

4.4.3. Reações em cadeia da polimerase (PCR) para 28S rDNA

As reações em cadeia da polimerase (PCR) foram feitas como descrito por Whipps (2015) com um volume final de 50 µl utilizando o Quick-Load Taq 23 Master Mix (New England Biolabs, Ipswich, Massachusetts, EUA) com 0,5 µM de cada *primer* e 3 µl de DNA de cada amostra. A amplificação da subunidade maior do 28S rDNA (LSU) gerou fragmentos de de aproximadamente 800 pb, utilizando os *primers* 28S2F (Forward: 5' – CGC TAA GGA GTG TGT AAC – 3') e 28S1R (Reverse: 5' – GTG TTT CAA GAC GGG TCG – 3') ambos desenhados por Whipps et al. 2004.

Para a amplificação, foi utilizado um programa e termociclagem de acordo com Whipps (2015) que consiste em uma etapa inicial de desnaturação a 95°C por 3 minutos, seguido de 35 ciclos de desnaturação (94°C por 30s), hibridização (56°C por 45s) e extensão (68°C por 90s) finalizando com uma etapa de extensão a 72 °C por 7 minutos. O produto da PCR foi submetido a eletroforese em gel de agarose a 1% (BioAmerica, Miami, FL, EUA) com tampão TAE (0.045 M Tris-acetato, 0.001 M EDTA, pH 8.0) e o corante GelRed™ para visualização dos fragmentos de DNA. O produto da PCR obtido foi purificado através do kit E.Z.N.A. Cycle Pure Kit (Omega Bio-Tek, Norcross, Geórgia, EUA). O DNA foi quantificado utilizando um espectrofotômetro de DNA (NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware, EUA). As reações de sequenciação foram realizadas por meio do kit ABI BigDye Terminator Cycle Sequencing Ready Reaction Kit versão 3.1, utilizando o analisador genético ABI3730xl (Applied Biosystems, Foster City, Califórnia, EUA). As sequências contíguas foram montadas no programa computacional Geneious (Geneious versão 9, criada por Biomatters, disponível em (<http://www.geneious.com/>) e foi deposita no GenBank (Tabela 1).

4.4.4. Análise computacional das sequências nucleotídicas

As sequências foram obtidas em forma de cromatogramas e analisadas no programa Geneious 9.0. A árvore MV calculadas sob o modelo GTR para as seqüências do 28S rDNA, utilizando PHYML (GUINDON; GASCUEL, 2003) e MrBayes (HUELSENBECK; RONQUIST, 2001) *plug-ins* do Geneious para MV.

Tabela 1. Lista de mixosporídeos cujas sequências foram utilizadas para análises moleculares e as obtidas no presente estudo (em negrito).

| Parasito | No. de acesso no GenBank | Hospedeiro | Localidade | Referência |
|------------------------------------|-----------------------------|------------------------------------|------------------|--------------------------|
| <i>Ceratomyxa shasta</i> | FJ981818 | <i>Salmo salar</i> | Atlântico Norte | Barstova e Fiala (2009) |
| <i>Henneguya</i> sp. | FJ417052 | <i>Trachinotus Godói</i> | México | Barstova e Fiala (2009) |
| <i>H. doneci</i> | EU344897 | <i>Carassius auratus auratus</i> | China | não publicado |
| <i>Henneguya</i> sp. | JQ690357 | <i>Carassius auratus auratus</i> | China | não publicado |
| <i>H. salminicola</i> | AY302726 | <i>Oncorhynchus neka</i> | Canadá | Whipps et al. (2004) |
| <i>H. zschokkei</i> | FJ417053 | <i>Salmo salar</i> | Atlântico Noorte | Barstova e Fiala (2009) |
| <i>Henneguya</i> sp. nov. 1 | Ainda não depositado | <i>Astyanax altiparanae</i> | Brasil | Presente trabalho |

O suporte nodal de MV foi estimado por 1000 replicações não paramétricas de “bootstrap”. A probabilidade bayesiana posterior foi determinada com cadeias de Markov (duas corridas e quatro cadeias) para 4×10^6 gerações, descartando 1/4 inicial das árvores amostradas (a cada 4×10^3 gerações). As árvores filogenéticas foram rodadas usando *Ceratonova shasta* (Noble, 1950) como *outgroup* baseado em filogenias anteriores de Myxobolidae (ADRIANO et al., 2009; CAPODIFOGGIO et al., 2015; NALDONI et al., 2015).

4.5. RESULTADOS

Classe Myxosporea Bütschli, 1882
Ordem Bivalvulida Schulman, 1959
Subordem Variisporina Lom e Noble, 1984
Família Myxobolidae Thélohan, 1892

***Henneguya* sp. nov. 1** (Figs. 2 – 5)

Estágio Vegetativo: Os plasmódios foram identificados nos túbulos renais apresentando uma coloração esbranquiçada, em formato arredondado, medindo aproximadamente 450 a 1000 μm .

Esporos maduros: Os esporos ($n = 30$) são alongados em vista frontal e biconvexos lateralmente medindo $11 \pm 1,2$ (10–12) μm de comprimento e $5,4 \pm 0,6$ (4,7–7,2) de largura do corpo. Os prolongamentos caudais ligeiramente desiguais mediam $22,3 \pm 4,1$ (16,2–26,2) μm e $33,4 \pm 4,6$ (26,8–44) μm de comprimento total do esporo. As cápsulas polares apresentam um formato alongado em tamanhos iguais com $4,8 \pm 0,8$ (3,4–6,7) μm de comprimento e $1,8 \pm 0,3$ (1,4–2,7) μm de largura. O filamento polar possuía de 3 a 4 voltas. (Tabela 1).

Resenha taxonômica

Hospedeiro tipo: *Astyanax altiparanae* Garutti e Britski, 2000 (Characiformes: Characidae).

Sítio de infecção: Túbulos renais.

Localização tipo: rio Mogi Guaçu ($21^{\circ}55'36''\text{S}$; $47^{\circ}22'6''\text{O}$), Estado de São Paulo, Brasil.

Prevalência: 71,4% ($n = 30$).



Fig. 2. *Henneguya* sp. nov. em DIC; **2** – Esporo maduro e liberação do filamento polar em vista lateral; **3 e 4** – Esporo maduro em vista frontal **5** –Desenho esquemático do esporo de *Henneguya* sp. 1 demonstrando a cápsula polar, o filamento polar e os processos caudais desiguais. Escala de 10 µm.

Tabela 2. Comparação das características de *Henneguya* sp. 1 com espécies semelhantes. CE: comprimento do esporo; LE: largura do esporo; CC: comprimento da cauda; CL: comprimento total do esporo; CCP: comprimento da cápsula polar; LCP: largura da cápsula polar, FP filamento polar.

| Espécie | CE | LE | CC | CT | CCP | LCP | FP | Hospedeiro | Sítio de infecção | Referência |
|----------------------------------|-------------------------|----------------------------|-------------------------------|-----------------------------|----------------------------|----------------------------|--------------|------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| <i>H. artigasi</i> | 16.3 | 4.4 | 6.2 | 22.5 | 3.3 | 1.4 | – | <i>Astyanax scabripinnis</i> | Brânquias | Gioia e Cordeiro (1987) |
| <i>H. astyanax</i> | 15.2 ± 0.77 | 5.7 ± 0.71 | 32.6 ± 1.11 | 47.8 ± 0.71 | 5.0 ± 0.13 | 1.5 ± 0.07 | 8 – 9 | <i>Jupiaba keithi</i> | Brânquias | Vita et al. (2003) |
| <i>H. chydadea</i> | 8.8 – 11.2 | 3.2 – 5.6 | 8 – 9.6 | 17.6 – 20 | 3.2 – 4.4 | 1.2 – 1.6 | 9 – 10 | <i>Astyanax altiparanae</i> | Filamento branquial | Barassa et al. (2003) |
| <i>H. hoimba</i> | 24.68 | 7.51 | 11.8 | 36.48 | - | - | – | <i>Astyanax fasciatus</i> | Brânquias | Cordeiro e Gioia (1987) |
| <i>H. intracornea</i> | - | 6.6 (5.6 – 9.9) | 24.7(17.8 – 28.9) | 42.4 (36.5 – 45.9) | 8.5 (6.9 – 9.9) | 2.3 (1.8 – 3.9) | 8 – 9 | <i>Astyanax scabripinnis</i> | Córnea | Cordeiro e Gioia (1987) |
| <i>H. pisciforme</i> | 20.4 (17.3 – 23.2) | 6.1 (4.4 – 6.7) | 10.6(8.4 – 12.8) | - | 4.2 (3.1 – 6.1) | 1.7 (1.1 – 2.4) | – | <i>Hyphessobrycon anisitsi</i> | Brânquias | Cordeiro et al. (1984) |
| <i>H. testicularis</i> | 14.0 (14.0 – 14.5) | 6.5 (6.0 – 6.5) | 13.5(13 – 14.5) | 27.5 (27.0 – 28.5) | 9.0 (8.5 – 9.5) | 2.0 (2.0 – 2.5) | 12 – 13 | <i>Moenkhausia oligolepis</i> | Testículo | Azevedo et al. (1997) |
| <i>Henneguya</i> sp. nov. | 11 ± 1.2 (10–12) | 5.4 ± 0.6 (4.7–7.2) | 22.3 ± 4.1 (16.2–26.2) | 33.4 ± 4.6 (26.8–44) | 4.8 ± 0.8 (3.4–6.7) | 1.8 ± 0.3 (1.4–2.7) | 3 – 4 | <i>Astyanax altiparanae</i> | Túbulos renais | Presente trabalho |

O sequenciamento do gene 28S rDNA dos esporos do *Henneguya* sp. 1 resultou em um fragmento de 800 pb, o qual foi utilizado para busca BLAST indicando que as sequências de mixosporídeos que mais se aproximam ao *Henneguya* sp. nov. 1 foram *Henneguya* sp. (BARTOŠOVA; FIALA, 2009) (Figura 3). A sequência de rDNA que obtivemos e as presentes no GenBank foram alinhadas e apresentaram baixa similaridade quanto a espécie, confirmando que são espécies diferentes como é demonstrado pela morfologia. É possível observar na Tabela 3 a similaridade genética entre as espécies analisadas, separando claramente a espécie *Henneguya* sp. nov. 1 das outras espécies analisadas, o que corrobora com os dados morfológicos

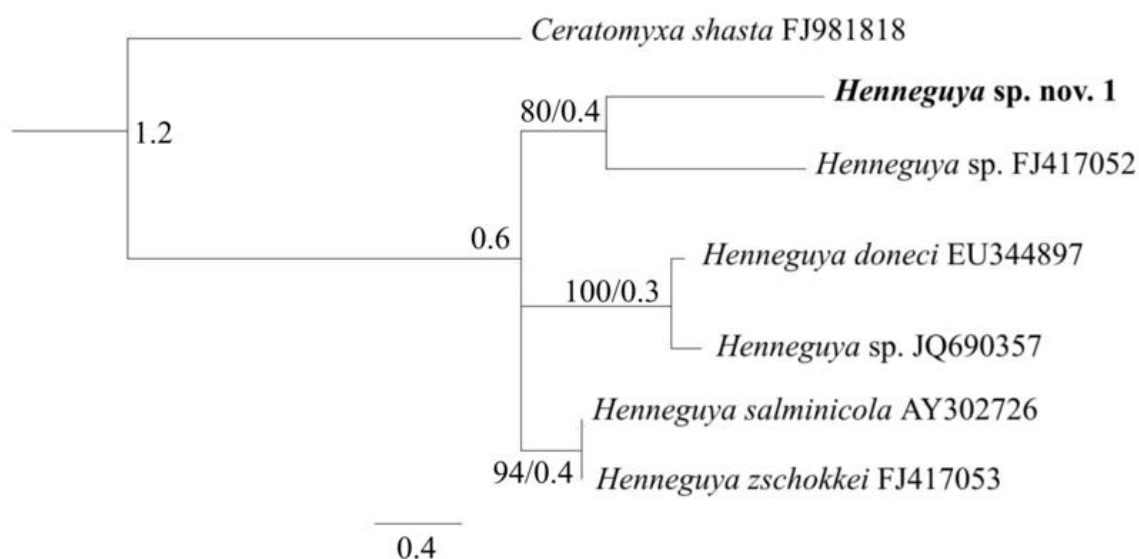


Fig. 3. Máxima verossimilhança da análise filogenética das sequências do gene 28S rDNA de *Henneguya* sp. nov. 1 associado com a espécie mais próxima indicada pela análise de Max Score por BLAST da plataforma NCBI. O primeiro número de suporte nodal é de bootstrap de máxima verossimilhança (1000 repetições), o segundo número mostra a análise Inferência Baysiana. Amostra do presente estudo está em negrito.

Tabela 3. Similaridade genética entre espécies de *Henneguya* depositadas GenBank e as apresentadas no presente estudo. (*) Sequência obtida no presente estudo.

| | <i>Ceratomyxa shasta</i> | <i>Henneguya</i> sp. 1 | <i>Henneguya</i> sp. | <i>H. salminicola</i> | <i>H. szchokkei</i> | <i>H. doneci</i> | <i>Henneguya</i> sp. |
|------------------------------|--------------------------|------------------------|----------------------|-----------------------|---------------------|------------------|----------------------|
| <i>Ceratomyxa shasta</i> | | 46% | 44% | 52% | 53% | 46% | 46% |
| <i>Henneguya</i> sp. Nov. 1. | 46% | | 54% | 61% | 62% | 56% | 56% |
| <i>Henneguya</i> sp. | 44% | 54% | | 55% | 56% | 55% | 54% |
| <i>H. salminicola</i> | 52% | 61% | 55% | | 100% | 63% | 62% |
| <i>H. szchokkei</i> | 53% | 62% | 56% | 100% | | 63% | 63% |
| <i>H. doneci</i> | 46% | 56% | 55% | 63% | 63% | | 87% |
| <i>Henneguya</i> sp. | 47% | 56% | 54% | 62% | 63% | 87% | |

4.6. DISCUSSÃO

As características de *Henneguya* sp. nov. foram comparadas com todas as espécies de *Henneguya* previamente descritas infectando peixes de água doce da América do Sul e outras regiões do mundo (KOSTOINGUE et al., 2001; GRIFFIN et al., 2008; EIRAS; ADRIANO, 2012; NALDONI et al., 2015; VIDEIRA et al., 2015). Das 43 espécies de *Henneguya* que infectam peixes da América do Sul, sete espécies foram descritas infectando peixes da família Characidae sendo elas: *H. artigasi* infectando brânquias de *A. scabripinnis*, *H. astyanax* infectando brânquias de *J. keithi*, *H. chydadea* infectando o filamento branquial de *A. altiparanae*, *H. hoimba* infectando brânquias de *A. fasciatus*, *H. intracornea* infectando as córneas de *A. scabripinnis*, e *H. pisciformes* infectando brânquias de *H. anisitsi* e *H. testicularis* infectando testículos de *M. oligolepis* (Tabela 1) (EIRAS et al., 2002; EIRAS; ADRIANO et al., 2012).

Após comparação morfológica dos esporos de *Henneguya* sp. nov. com as espécies que parasitam peixes da família Characidae, *Henneguya* sp. nov. apresentou similaridade com todos os caracteres mensurados como citado a seguir. Estas referem-se às medidas de largura do esporo de 6,6 (5,6 – 9,9) µm para *H. intracornea* e de 5,4 ± 0,6 (4,7–7,2) µm para *Henneguya* sp. nov.; comprimento da cauda de 24,7(17,8 – 28,9) µm para *H. intracornea* e de 22,3 ± 4,1 (16,2–26,2) µm para *Henneguya* sp. nov.; comprimento total de 42,4 (36,5 – 45,9) µm para *H. intracornea* e de 33,4 ± 4,6 (26,8–44) µm para *Henneguya* sp. nov.; comprimento da cápsula polar de 8,5 (6,9 – 9,9) µm para *H. intracornea* e de 4,8 ± 0,8 (3,4–6,7) µm para *Henneguya* sp. nov. e largura da cápsula polar de 2,3 (1,8 – 3,9) µm para *H. intracornea* e de 1,8 ± 0,3 (1,4–2,7) µm para *Henneguya* sp. nov.

Embora não foi possível realizar a comparação molecular de *Henneguya* sp. nov. com *H. intracornea*, por este não possuir dados moleculares disponíveis do gene 28S rDNA, foi observado que estas duas espécies possuíam diferenças morfológicas, tais como, comprimento do esporo, comprimento do prolongamento caudal, comprimento das cápsulas polares e o número de voltas do filamento polar, além de sítios de infecções diferentes que corroboram para a separação destes dois táxons. Atualmente, na literatura são poucas as sequências de LSU depositadas no GenBank referentes ao gênero *Henneguya* (BARTOŠOVA; FIALA, 2009; WHIPPS et al., 2004) O presente estudo fornece informações de sequências de espécie ainda não depositadas, pois acredita-se que a análise molecular deve ser empregada juntamente com a morfologia para responder as inconsistências do grupo.

Por muito tempo, a taxonomia de mixosporídeos foi baseada na morfologia e estrutura de esporos. No entanto, esta classificação não é consistente com outras características biológicas, tais como ciclo de vida, morfologia de actinosporo ou preferências de hospedeiro / tecido (BARTOŠOVA et al., 2009). De acordo com Fiala 2006 a classificação tradicional é artificial e não reflete as relações filogenéticas obtidas a partir de dados moleculares.

Baseado nas análises morfológicas e nas análises das sequências de LSU o presente estudo molecular auxiliou na caracterização da nova espécie proposta, embora haja poucas sequências moleculares de 28S rDNA de *Henneguya* no GenBank, o que não nos permite a comparação molecular com muitas espécies, porém a presente espécie apresenta características morfológicas nítidas para sua distinção.

5. CONSIDERAÇÕES GERAIS

- Embora o número de registros de mixosporídeos na América do Norte seja maior que na América Latina, os estudos e descobertas de novas espécies de Myxozoa vêm crescendo consideravelmente na região neotropical, revelando que sua diversidade ainda não é totalmente conhecida.
- Marcadores moleculares ribossomais, SSU e LSU identificaram e posicionaram filogeneticamente os mixosporídeos *H. friderici* e *Henneguya* sp. 1, mostrando ser um bom marcador para este grupo.
- Apesar do grande número de registros presentes na literatura, pouco se sabe sobre a evolução do Filo Myxozoa e seus ciclos biológicos, gerando uma necessidade de novos estudos filogenéticos referentes ao grupo para melhor comparação.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDALLAH, V. D.; AZEVEDO, R. K. D. E.; LUQUE, J. L.; BONFIM, T. C. B. Two new species of *Henneguya* Thélohan, 1892 (Myxozoa, Myxobolidae), parasitic on the gills of *Hoplosternum littorale* (Callichthyidae) and *Cyphocharax gilbert* (Curimatidae) from the Guandu River, State of Rio de Janeiro, Brazil. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 62, n. 1–2, p. 35–41, 2007.
- ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; ALVES, A. L.; SILVA, M. R. M.; CECCARELLI, P. S.; HENRIQUE-SILVA, F.; MAIA, A. A. M. *Myxobolus cordeiroi* n. sp., a parasite of *Zungaro jahu* (Siluriformes: Pimelodiade) from Brazilian Pantanal: Morphology, phylogeny and histopathology. **Veterinary Parasitology**, v. 162, n. 3–4, p. 221–229, 2009.
- 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. **Veterinary Parasitology**, v. 165, n. 1–2, p. 25–29 2009.
- ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; CECCARELLI, P. S.; CORDEIRO, N. S. Light and scanning electron microscopy of *Myxobolus porofilus* sp. n. (Myxosporea: Myxobolidae) infecting the visceral cavity of *Prochilodus lineatus* (Pisces: Characiformes: Prochilodontidae) cultivated in Brazil. **Folia Parasitologica**, v. 49, n. 4, p. 259–262, 2002.
- 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, n. 3, p. 221–227, 2005b.
- ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; CORDEIRO, N. S. Histopathology and ultrastructure of *Henneguya caudalongula* sp. n. infecting *Prochilodus lineatus* (Pisces: Prochilodontidae) cultivated in the state of São Paulo, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 2, p. 177–181, 2005a.
- ADRIANO, E. A.; CARRIERO, M. M.; MAIA, A. A. M.; SILVA, M. R. M.; NALDONI, J.; CECCARELLI, P. S.; ARANA, S. Phylogenetic and host-parasite relationship analysis of *Henneguya multiplasmodialis* n. sp. infecting *Pseudoplatystoma* spp. in Brazilian Pantanal wetland. **Veterinary Parasitology**, v. 185, n. 2–4, p. 110–120, 2012.
- ADRIANO, E. A.; OKAMURA, B. (2016). Motility , morphology and phylogeny of the plasmodial worm, *Ceratomyxa vermiformis* n. sp. (Cnidaria: Myxozoa: Myxosporea). **Parasitology**, v. 8, n. 1, p. 1–11, 2016.
- ADRIANO, E. A.; SILVA, M. R. M.; ATKINSON, S. D.; BARTHOLOMEW, J. L.; MAIA, A. A. M. *Myxidium ceccarellii* n. sp. (Myxosporea) from the gallbladder of *Leporinus elongatus* (Anastomidae) from the São Francisco River, Brazil. **Parasitology Research**, v. 113, n. 7, p. 2665–2670, 2014.

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 Ultrastructure. **Parasite**, v. 13, n. 2, p. 137–142, 2006.

ALMEIDA, K. S.; COHEN, S. C. Diversidade de monogenea (Platyhelminthes) parasitos de *Astyanax altiparanae* do reservatório da usina hidrelétrica de Itaipu. **Saúde e Ambiente em Revista**, v. 6, n. 1, p. 31–41, 2011.

ANDREE, A. K. B.; SZÉKELY, C.; MOLNÁR, K.; GRESOVIAC, S. J.; HEDRICK, R. P. Relationships among members of the Genus *Myxobolus* (Myxozoa: Bivalvulidea) based on small subunit ribosomal DNA sequence. **The Journal of Parasitology**, v. 85, n. 1, p. 68–74, 1999.

ARAGÃO, H. *Myxobolus lutzi* n. sp. **Revista Sociedade Brasileira Ciências**, v. 3, p. 235, 1919.

ARTHUR, J. R.; MARGOLIS, L. Two species of *Myxobilatus* (Myxosporida: Myxobilatidae) from freshwater fishes of western Canada, with description of *M. yukonensis* sp. nov. **Canadian Journal of Zoology**, v. 53, n. 11, p. 1663–1668, 1975.

ASEEVA, N. L.; KRASIN, V. K. [On new records of the family Trilosporidae (Myxosporida: Multivalvulida) from fishes of Pacific Ocean.] **Parasitologiya**, v. 35, n. 4, p. 353–356, 2001 (In Russian).

ATKINSON, S. D.; FOOTT, J. S.; BARTHOLOMEW, J. L. Erection of *Ceratonova* n. gen. (Myxosporea: Ceratomyxidae) to encompass freshwater species *C. gasterosteae* n. sp. from threespine stickleback (*Gasterosteus aculeatus*) and *C. shasta* n. comb. from salmonid fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 100, n. 5, p. 640–5, 2014.

ATKINSON, S.D.; BARTOŠOVÁ-SOJKOVÁ, P.; WHIPPS, C.M. Approaches for Characterizing Myxozoan Species. In: *In: Okamura, B.; Gruhl, A.; Bartholomew, J.L (Eds.), Myxozoan Evolution, Ecology and Development. Springer International Publishing*, v.56, n. 3. p. 111-123, 2015.

AZEVEDO C.; CASAL G.; MATOS P.; MATOS E. A new species of Myxozoa, *Henneguya rondoni* n. sp. (Myxozoa), from the peripheral nervous system of the Amazonian fish, *Gymnorhamphichthys rondoni* (Teleostei). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 55, n. 3, p. 229–234, 2008.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; SÃO CLEMENTE, S. C.; G.; LOPES, L. M. S.; MATOS, P.; ABDEL-BAKI, A. A.; OLIVEIRA, E.; MATOS, E. *Myxidium volitans* sp. nov., a parasite of the gallbladder of the fish, *Dactylopterus volitans* (Teleostei: Triglidae) from the Brazilian Atlantic coast - Morphology and pathology. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 106, n. 5, p. 557–561, 2011.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; GARCIA, P.; MATOS, P.; TELES-GRILLO, L.; MATOS, E. Ultrastructural and phylogenetic data of *Chloromyxum riorajum* sp. nov. (Myxozoa), a parasite of the stingray *Rioraja agassizii* in Southern Brazil. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 85, n. 1, p. 41–51, 2009.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MARQUES, D.; SILVA, E.; MATOS, E. Ultrastructure of *Myxobolus brycon* n. sp. (phylum Myxozoa), parasite of the piraputanga fish *Brycon hilarii* (Teleostei) from Pantanal (Brazil). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 58, n. 2, p. 88–93, 2011.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MATOS, P.; ALVES, Â.; MATOS, E. *Henneguya torpedo* sp. nov. (Myxozoa), a parasite from the nervous system of the Amazonian teleost *Brachyhypopomus pinnicaudatus* (Hypopomidae). *Diseases of Aquatic Organisms*, v. 93, n. 3, p. 235–242, 2011.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MATOS, P.; FERREIRA, I.; MATOS, E. Light and electron microscopy of the spore of *Myxobolus heckelii* n. sp. (Myxozoa), parasite from the Brazilian dish centromochlus heckelii (Teleostei, Auchenipteridae). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 6, p. 589–593, 2009.

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MENDONÇA, I.; CARVALHO, E.; MATOS, P.; MATOS, E. Light and electron microscopy of *Myxobolus sciades* n. sp. (Myxozoa), a parasite of the gills of the Brazilian fish *Sciades herzbergii* (Block, 1794) (Teleostei: Ariidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 105, n. 2, p. 203–207, 2010

AZEVEDO, C.; CASAL, G.; MENDONÇA, I.; MATOS, E. Fine structure of *Henneguya hemiodopsis* sp. n. (Myxozoa), a parasite of the gills of the Brazilian teleostean fish *Hemiodopsis microlepes* (Hemiodontidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n. 7, p. 975–979, 2009.

AZEVEDO, C.; CLEMENTE, S. C. S.; CASAL, G.; MATOS, P.; ALVES, Â.; AL-QURAI SHY, S.; MATOS, E. *Myxobolus myleus* n. sp. infecting the bile of the Amazonian freshwater fish *Myleus rubripinnis* (Teleostei: Serrasalminidae): Morphology and pathology. **Systematic Parasitology**, v. 82, n. 3, p. 241–247, 2012.

AZEVEDO, C.; CORRAL, L.; MATOS, E. Light and ultrastructural data on *Henneguya testicularis* n. sp. (Myxozoa, myxobolidae), a parasite from the testis of the Amazonian fish *Moenkhausia oligolepis*. **Systematic Parasitology**, v. 37, n. 2, p. 111–114, 1997.

AZEVEDO, C.; CORRAL, L.; MATOS, E. *Myxobolus desaequalis* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), parasite of the amazonian freshwater fish, *Apteronotus albifrons* (Teleostei, Apteronotidae). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 49, n. 6, p. 485–488, 2002.

AZEVEDO, C.; CORRAL, L.; MATOS, E. Ultrastructure of *Triangulamyxa amazonica* n. gen. and n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), a parasite of the Amazonian freshwater fish, *Sphoeroides testudineus* (Teleostei, Tetraodontidae). **European Journal of Protistology**, v. 41, n. 1, p. 57–63, 2005.

AZEVEDO, C.; MATOS, E. Fine structure of the myxosporean, *Henneguya curimata* n. sp., parasite of the Amazonian fish, *Curimata inornata* (Teleostei, Curimatidae). **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 49, n. 3, p. 197–200, 2002.

AZEVEDO, C.; MATOS, E. *Henneguya adherens* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), parasite of the Amazonian fish, *Acestrorhynchus facatus*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 42, n. 5, p. 515–518, 1995.

AZEVEDO, C.; MATOS, E. *Henneguya malabarica* sp. nov. (Myxozoa, Myxobolidae) in the Amazonian fish *Hoplias malabaricus*. **Parasitology Research**, v. 82, n. 3, p. 222–224, 1996a.

AZEVEDO, C.; MATOS, E. Light and Electron Microscopic Study of a Myxosporean, *Tetrauronema desaequalis* n. sp. (Fam. Tetrauronematidae), from an Amazonian Fish. **The Journal of Parasitology**, v. 82, n. 2, p. 288–291, 1996b.

AZEVEDO, C.; ROCHA, S.; CASAL, G.; CLEMENTE, S. C. S.; MATOS, P.; AL-QURAI SHY, S.; MATOS, E. Ultrastructural description of *Ceratomyxa microlepis* sp. nov. (Phylum Myxozoa): A parasite infecting the gall bladder of *Hemiodus microlepis*, a freshwater teleost from the Amazon River. **Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 108, n. 2, p. 150–154, 2013.

AZEVEDO, C.; ROCHA, S.; MATOS, E.; OLIVEIRA, E.; MATOS, P.; AL-QURAI SHY, S.; CASAL, G. Ultrastructural and Phylogenetic Description of *Kudoa orbicularis* n. sp. (Myxosporea: Multivalvulida): A Parasite infecting the muscle of the fish *Chaetobranchopsis orbicularis* (Teleostei: Cichlidae) in the Amazon Region. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 63, n. 1, p. 27–36, 2016.

AZEVEDO, C.; ROCHA, S.; MATOS, P.; MATOS, E.; OLIVEIRA, E.; AL-QURAI SHY, S.; CASAL, G. Morphology and phylogeny of *Henneguya jocu* n. sp. (Myxosporea, Myxobolidae), infecting the gills of the marine fish *Lutjanus jocu*. **European Journal of Protistology**, v. 50, n. 2, p. 185–193, 2014

AZEVEDO, C.; ROCHA, S.; MATOS, P.; MATOS, E.; OLIVEIRA, E.; AL-QURAI SHY, S.; CASAL, G. Morphology and phylogeny of *Henneguya jocu* n. sp. (Myxosporea, Myxobolidae), infecting the gills of the marine fish *Lutjanus jocu*. **European Journal of Protistology**, v. 50, n. 2, p. 185–193, 2014.

AZEVEDO, C.; VIDEIRA, M.; CASAL, G.; MATOS, P.; OLIVEIRA, E.; AL-QURAI SHY, S.; MATOS, E. Fine structure of the plasmodia and myxospore of *Ellipsomyxa gobioides* n. sp. (Myxozoa) found in the gallbladder of *Gobioides broussonnetii* (Teleostei: Gobiidae) from the lower Amazon River. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 60, n. 5, p. 490–496, 2013.

AZEVEDO, R. K.; ABDALLAH, V. D.; PAES, J. V. K.; DA SILVA, R. J.; MATOS, P.; VELASCO, M.; MATOS, E. *Henneguya nagelii* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) in *Cyphocharax nagelii* (Steindachner, 1881) (Teleostei: Characiformes: Curimatidae) from the Peixe's River, São Paulo State, Brazil. **Parasitology Research**, v. 112, n. 10, p. 3601–3605, 2013.

AZEVEDO, R. K.; VIEIRA, D. H. M. D.; VIEIRA, G. H.; SILVA, R. J.; MATOS, E.; ABDALLAH, V. D. Phylogeny, ultrastructure and histopathology of *Myxobolus lomi* sp. nov., a parasite of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Characiformes:

Prochilodontidae) from the Peixes River, São Paulo State, Brazil. **Parasitology International**, v. 63, n. 2, p. 303–307, 2014.

BARASSA, B.; ADRIANO, E. A.; ARANA, S.; CORDEIRO, N. S. *Henneguya curvata* sp. n. (Myxosporea: Myxobolidae) parasitizing the gills of *Serrasalmus spilopleura* (Characidae: Serrasalminae), a South American freshwater fish. **Folia Parasitologica**, v. 50, n. 2, p. 151–153, 2003.

BARASSA, B.; ADRIANO, E. A.; CORDEIRO, N. S.; ARANA, 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. **Parasitology Research**, v. 110, n. 2, p. 887–894, 2012

BARASSA, B.; CORDEIRO, N. S.; ARANA, S. 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**, v. 98, n. 6, p. 761–765, 2003.

BARTHOLOMEW, J. L.; WHIPPLE, M. J.; STEVENS, D. G.; FRYER, J. L. The life cycle of *Ceratomyxa shasta*, a Myxosporean parasite of salmonids, requires a freshwater polychaete as an alternate host. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 5, p. 859–868, 1997.

BARTHOLOMEW, J. L.; ATKINSON, S. D.; HALLETT, S. L. Involvement of *Manayunkia speciosa* (Annelida: Polychaeta: Sabellidae) in the Life Cycle of *Parvicapsula minibicornis*, a Myxozoan Parasite of Pacific Salmon. **The Journal of Parasitology**, v. 92, n. 4, p. 742–748, 2006.

BARTHOLOMEW, J. L.; ATKINSON, S. D.; HALLETT, S. L.; LOWENSTINE, L. J.; GARNER, M. M.; GARDINER, C. H.; RIDEOUT, B. A.; KEEL, M. K.; BROWN, J. D. Myxozoan parasitism in waterfowl. **International Journal for Parasitology**, v. 38, n. 10, p. 1199–1207, 2008.

BARTHOLOMEW, J. L.; RENO, P. W. The History and Dissemination of Whirling Disease. In: Bartholomew JL, Wilson JC (Eds) *Whirling Disease: reviews and current topics*, symposium 29. **American Fisheries Society**, p. 3-24, 2002.

BARTHOLOMEW, J. L.; WHIPPLE, M. J.; STEVENS, D. G.; FRYER, J. L. The life cycle of *Ceratomyxa shasta*, a Myxosporean parasite of salmonids, requires a freshwater polychaete as an alternate host. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. n. 5, p. 859–868, 1997.

BARTOŠOVÁ, P.; FIALA, I.; JIRKU, M.; CINKOVÁ, M.; CAFFARA, M.; FIORAVANTI, M. L.; HOLZER, A. S. Molecular Phylogenetics and Evolution *Sphaerospora sensu stricto*: Taxonomy, diversity and evolution of a unique lineage of myxosporeans (Myxozoa). **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 68, n. 1, p. 93–105, 2013.

- BATUEVA, M. D.; KATOKHIN, A. V.; PRONINA, S. V.; PRONIN, N. M. Supplementary studies and molecular data on *Henneguya cerebralis* Pronin, 1972 (Myxozoa: Myxosporea), a parasite from Kosogol grayling *Thymallus arcticus nigrescens* in Mongolia. **Parasitology International**, v. 62, n. 6, p. 530–534, 2013.
- BLAYLOCK, R. B.; BULLARD, S. A.; WHIPPS, C. M. *Kudoa hypoepicardialis* n. sp. (Myxozoa: Kudoidae) and associated lesions from the heart of seven perciform fishes in the northern Gulf of Mexico. **The Journal of Parasitology**, v. 90, n. 3, p. 584–593, 2004.
- BOND, F. F. Myxosporidia from Fishes of the Genus *Esox*. **The Journal of Parasitology**, v. 25, n. 5, p. 377–381, 1939.
- BOND, F. F. Cnidosporidia from *Fundulus heteroclitus* Lin. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 57, n. 2, p. 107–122, 1938.
- BRICKLE, P.; KALAVATI, C.; MACKENZIE, K. *Henneguya shackeltoni* sp. nov. (Myxosporea, Bivalvulida, Myxobolidae) from the Falklands mullet, *Elginops maclovinus* (Cuvier) (Teleostei, Eleginopidae) in the Falkland Islands. **Acta Parasitologica**, v. 51, n. 1, p. 36–39, 2006.
- BÜTSCHLI, O. Myxosporidia. In: Bronn's Klassen und Ordnungen des Tierreichs. **Protozoa, Second Edition, C. F. Winter, Leipzig**, p. 590–603, 1882.
- CAMUS, A. C.; GRIFFIN, M. J. Molecular characterization and histopathology of *Myxobolus koi* infecting the gills of a koi, *Cyprinus carpio*, with an amended morphological description of the agent. **The Journal of Parasitology**, v. 96, n. 1, p. 116–124, 2010.
- CANNING, E. U.; OKAMURA, B. Biodiversity and Evolution of the Myxozoa. **Advances in Parasitology**, v. 56, n. 3, p. 43–131, 2004.
- CAPODIFOGGIO, K. R. H.; ADRIANO, E. A.; MILANIN, T.; SILVA, M. R. M.; MAIA, A. A. M. Parasitology international 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, n. 3, p. 184–190, 2016.
- CAPODIFOGGIO, K. R. H.; ADRIANO, E. A. , DA SILVA, M. R. M.; MAIA, A. A. M.; Supplementary data of *Henneguya leporinicola* (Myxozoa, Myxosporea) a parasite of *Leporinus macrocephalus* from fish farms in the state of São Paulo, Brazil. **Acta Parasitologica**, v. 60, n. 3, p. 451–458, 2015.
- CARINI, A. *Myxidium lindoyense* n. sp. parasita de visícula biliar de batrachios do Brasil. **Revista de Biologia E Higiene**, v. 3, p. 83–84, 1932.
- CARRIERO, M. M.; ADRIANO, E. A.; SILVA, M. R. M.; CECCARELLI, P. S.; MAIA, A. A. M. Molecular Phylogeny of the *Myxobolus* and *Henneguya* Genera with Several New South American Species. **PLoS ONE**, v. 8, n. 9, p. 1–12, 2013.

- CASAL, G.; GARCIA, P.; MATOS, P.; MONTEIRO, E.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. Fine structure of *Chloromyxum menticirrhoi* n. sp. (Myxozoa) infecting the urinary bladder of the marine teleost *Menticirrhus americanus* (Sciaenidae) in Southern Brazil. **European Journal of Protistology**, v. 45, n. 2, p. 139–146, 2009.
- CASAL, G.; MATOS E.; AZEVEDO, C. Some ultrastructural aspects of *Henneguya striolata* sp. nov. (Myxozoa, Myxosporea) a parasite of the Amazonian fish *Serrasalmus striolatus*. **Parasitology Research**, v. 83, n. 2, p. 93–95, 1997.
- CASAL, G.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. Ultrastructural data on the life cycle stages of *Myxobolus braziliensis* n. sp., parasite of an Amazonian fish. **European Journal of Protistology**, v. 32, n. 1, p. 123–127, 1996.
- CASAL, G.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. A new myxozoan parasite from the amazonian fish *Metynnis argenteus* (Teleostei, Characidae): Light and electron microscope observations. **Journal of Parasitology**, v. 92, n. 4, p. 817–821, 2006.
- 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, n. 4, p. 313–319, 2003.
- CASAL, G.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. Ultrastructural data on the spore of *Myxobolus maculatus* n. sp. (phylum Myxozoa), parasite from the Amazonian fish *Metynnis maculatus* (Teleostei). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 51, n. 2, p. 107–112, 2002.
- CASAL, G.; MATOS, E.; MATOS, P.; AZEVEDO, C. Ultrastructural description of a new myxosporean parasite *Kudoa aequidens* sp. n. (Myxozoa, Myxosporea), found in the sub-opercular musculature of *Aequidens plagiozonatus* (Teleostei) from the Amazon River. **Acta Protozoologica**, v. 47, n. 2, p. 135–141, 2008.
- CASTRO, R. C.; BURGOS, R. *Kudoa thyrsoites* Causing “Milky Condition” in the Musculature of *Paralichthys adspersus* from Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, n. 2, p. 163–164, 1996.
- CELLERE, E. F.; CORDEIRO, N. S.; ADRIANO, E. A. *Myxobolus absonus* sp. n. (Myxozoa : Myxosporea) parasitizing *Pimelodus maculatus* (Siluriformes: Pimelodidae), a South American freshwater fish. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, n. 1, p. 79–80, 2002.
- CHANG, E. S.; NEUHOF, M.; RUBINSTEIN, N. D.; DIAMANT, A.; PHILIPPE, H.; HUCHON, D. Genomic insights into the evolutionary origin of Myxozoa within Cnidaria. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 112, n. 48, p. 14912–14917, 2015
- CONE, A. D. K.; ANDERSON, R. C. Myxosporidan Parasites of Pumpkinseed (*Lepomis gibbosus* L.) from Ontario. **The Journal of Parasitology**, v. 63, n. 4, p. 657–666, 1977.

- CONE, D. K.; MELENDY, J. S. Infections of *Unicauda clavicauda* (Kudo, 1934) (Myxozoa) in the skin of *Notropis hudsonius* (Cyprinidae) from Montana, with a synopsis of the genus *Unicauda* Davis, 1944. **Folia Parasitologica**, v. 47, n. 4, p. 273–278, 2000.
- CONE, D. K.; RAESLY, R. L. Redescription of *Myxobolus rhinichthidis* (Myxosporea) parasitizing *Rhinichthys cataractae*, with a revised taxonomic list of species of *Myxobolus* known from North American freshwater fishes. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 52, n. 1, p. 7–12, 1995.
- CONE, D. K.; GRINHAM, T. Description of *Myxidium commersoni* (Myxosporea): a new species from the gallbladder of white sucker in Nova Scotia. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 4, n. 4, p. 271–274, 1992.
- CONE, D. K.; HORNER, R. W.; HOFFMAN, G. L. Description of *Myxobolus corneus* (Myxosporea): A new species from the eyes of bluegills from Illinois. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 2, n. 2, p. 132–134, 1990.
- CONE, D. K.; OVERSTREET, R. M. Species of *Myxobolus* (Myxozoa) from the bulbus arteriosus of centrarchid fishes in North America, with a description of two new species. **The Journal of Parasitology**, v. 84, n. 2, p. 371–374, 1998.
- CONE, D. K.; OVERSTREET, R. *Myxobolus mississippiensis* n. sp. (Myxosporea) from Gills of *Lepomis macrochirus* in Mississippi. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 1, p. 122–124, 1997.
- CONE, D. K.; STICKEL, R. G.; ECK, G. W.; MUZZALL, P. M. *Myxobolus cognati* n. sp. (Myxosporea) from the opercular integument of *Cottus cognatus* (Cottidae) in Lake Michigan. **The Journal of Parasitology**, v. 82, n. 1, p. 137–139, 1996.
- CONE, D. K.; YANG, J.; SUN, G.; EASY, R. Taxonomy and molecular phylogeny of *Myxobolus bilobus* n. sp. (Myxozoa) parasitizing *Notemigonus crysoleucas* (Cyprinidae) in Algonquin Park, Ontario, Canada. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 66, n. 3, p. 227–232, 2005.
- CONE, D.; MARCOGLIESE, D. J. Description of a New Species of Myxozoan from *Notropis hudsonius* in the Great Lakes Region of Canada. **Journal of Parasitology**, v. 96, n. 6, p. 1164–1167, 2010.
- CORDEIRO, N. D.; GIOIA, L. On a new myxosporean parasite (Myxozoa), *Myxidium cholecysticum* sp. n., from the freshwater fish *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842). **Acta Parasitologica**, v. 29, n. 2, p. 157–161, 1990.
- CUNHA A. M.; FONSECA, O. Sobre os mixosporídios dos peixes brasileiros. **Revista Brasileira de Medicina**, v. 32, p. 393, 1918.
- CUNHA A. M.; FONSECA, O. Sobre os mixosporídios dos peixes brasileiros. **Brazil-Médico**, v. 31, p. 321, 1917.

DARRIBA, D.; TABOADA, G. L.; RAMÓN, D.; POSADA, D. jModelTest 2: more models, new heuristics and high-performance computing. **Nature Methods**, v. 9, n. 8, p. 772, 2012.

DAVIS, H. S. A New Myxosporidian Parasite of the Channel Catfish, *Ictalurus punctatus*. **The Journal of Parasitology**, v. 8, n. 3, p. 118–122, 1922.

DAVIS, H. S. A revision of the genus *Henneguya* (Myxosporidia) with descriptions of two new species. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 63, n. 4, p. 311–320, 1944.

DAVIS, H. S. Studies of the protozoan parasites of freshwater fishes. **Fishery Bulletin of Fish and Wildlife Services and Wildlife Service**, v. 51, p. 1–29, 1947.

DAVIS, H. S. Studies on sporulation and development of the cysts in a new species of Myxosporidia, *Lentospora ovalis*. **Journal of Morphology**, v. 37, p. 425–456, 1923.

DAVIS, H. S. The Myxosporidia of the Beaufort Region. A systematic and biological study. **Bulletin of the United States Bureau of Fisheries**, v. 35, p. 199–243, 1917.

DAVIS, H. S. The structure and development of a myxosporidian parasite of the squeteague, *Cynoscion regalis*. **Journal of Morphology**, v. 27, p. 333–377, 1916.

DESSER, S. S. *Myxobolus lii* nom.nov.: a replacement for *M. gibbosus* Li and Desser, 1985 (Myxosporea: Myxozoa), preoccupied. **Canadian Journal of Zoology**, v. 71, n. 7, p. 1461, 1993.

DESSER, S.; LOM, J.; DYKOVÁ, I. Developmental stages of *Sphaerospora ohlmacheri* (Whinery, 1893) n. comb. (Myxozoa : Myxosporea) in the renal tubules of bullfrog tadpoles, *Rana catesbeiana*, from Lake of Two Rivers, Algonquin Park, Ontario. **Canadian Journal of Zoology**, v. 64, n. 10, p. 2213–2217, 1986.

DOFLEIN, F. Studien zur Naturgeschichte der Protozoen. III. Über Myxosporidien. **Zoologische Jahrbücher, Abteilung für Anatomie und Ontogenie der Tiere** v. 11, p. 281–350, 1898.

DUNKERLY, J. S. *Agarella gracilis*, a new genus and species of myxosporidian, parasitic in *Lepidosiren paradoxa*. **Proceedings of the Royal Physical Society of Edinburgh**, v. 19, p. 213–219, 1915.

DYKOVÁ, I.; AVILA, E. J. F.; FIALA, I. *Kudoa diana* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida) a new parasite of bullseye puffer, *Sphoeroides annulatus* (Tetraodontiformes: Tetraodontidae). **Folia Parasitologica**, v. 49, n. 1, p. 17–23, 2002.

DYKOVÁ, I.; BURON, I.; FIALA, I.; ROUMILLAT, W. A. *Kudoa inornata* sp. n. (Myxosporea: Multivalvulida) from the skeletal muscles of *Cynoscion nebulosus* (Teleostei: Sciaenidae). **Folia Parasitologica**, v. 56, n. 2, p. 91–98, 2009.

DYKOVÁ, I.; BURON, I.; ROUMILLAT, W. A.; FIALA, I. *Henneguya cynoscioni* sp. n. (Myxosporea: Bivalvulida), an agent of severe cardiac lesions in the spotted seatrout,

Cynoscion nebulosus (Teleostei: Sciaenidae). **Folia Parasitologica**, v. 58, n. 3, p. 169–177, 2011.

DYKOVÁ, I.; LOM, J. Myxosporean parasites of the genus *Kudoa* Meglitsch, 1947 from some Gulf of Mexico fishes: Description of two new species and notes on their ultrastructure. **European Journal of Protistology**, v. 30, n. 3, p. 316–323, 1994.

EASY, R. H.; JOHNSON, S. C.; CONE, D. K. Morphological and molecular comparison of *Myxobolus procerus* (Kudo, 1934) and *M. intramusculi* n. sp. (Myxozoa) parasitising muscles of the trout-perch *Percopsis omiscomaycus*. **Systematic Parasitology**, v. 61, n. 2, p. 115–122, 2005.

EASY, R.; CONE, D. Taxonomy of *Myxobolus ridouti* n. sp. and *M. ridgwayi* n. sp. (Myxozoa) from *Pimephales notatus* and *Semotilus atromaculatus* (Cypriniformes) in Ontario. **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 6, p. 1446–1450, 2009.

EIRAS, J. C., MALTA, J. C. O., VARELA, A. & PAVANELLI, G. C. *Henneguya schizodon* n. sp. (Myxozoa, Myxobolidae), a parasite of the Amazonian Teleost fish *Schizodon fasciatus* (Characiformes, Anostomidae). **Parasite**, v. 11, p. 169–173, 2004.

EIRAS, J. C., MALTA, J. C. O., VARELLA, A. M. B. & PAVANELLI, G. C. *Myxobolus insignis* sp. n. (Myxozoa, Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of the Amazonian teleost fish *Semaprochilodus insignis* (Osteichthyes, Prochilodontidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 3, p. 245–247, 2005.

EIRAS, J. C.; ABREU, P. C.; PEREIRA JÚNIOR, J. *Myxobolus platanus* n. sp. (Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of *Mugil platanus* Günther, 1880 (Osteichthyes, Mugilidae) from Lagoa dos Patos, RS, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 4, p. 895–898, 2007.

EIRAS, J. C.; ADRIANO, E. A. A. Checklist of new species of *Henneguya* Thélohan, 1892 (Myxozoa: Myxosporea, Myxobolidae) described between 2002 and 2012. **Systematic Parasitology**, v. 83, n. 2, p. 95–104, 2012

EIRAS, J. C.; MATOS, E. Fine structure of *Henneguya pilosa* sp. n. (Myxozoa: Myxosporea), parasite of *Serrasalmus altuvei* (Characidae), in Brazil. **Folia Parasitologica**, v. 50, n. 1, p. 37–42, 2003.

EIRAS, J. C.; MONTEIRO, C. M.; BRASIL-SATO, M. C. *Myxobolus franciscoi* sp. nov. (Myxozoa: Myxosporea: Myxobolidae), a parasite of *Prochilodus argenteus* (Actinopterygii: Prochilodontidae) from the Upper São Francisco River, Brazil, with a revision of *Myxobolus* spp. from South America. **Zoologia**, v. 27, n. 1, p. 131–137, 2010.

EIRAS, J. C.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. *Henneguya paranaensis* sp. n. (Myxozoa, Myxobolidae), a parasite of the teleost fish *Prochilodus lineatus* (Characiformes, Prochilodontidae) from the Paraná River, Brazil. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 24, n. 6, p. 308–311, 2004.

- 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 Fish. **Acta Potozoologica**, v. 47, n. 2, 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, n. 2, p. 154–158, 2009.
- EIRAS, J.; ZHANG, J.; MOLNÁR, K. Synopsis of the species of *Myxobolus* Bütschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporea, Myxobolidae) described between 2005 and 2013. **Systematic Parasitology**, v. 88, n. 1, p. 11–36, 2014.
- ESZTERBAUER E. Genetic relationship among gill-infecting *Myxobolus* species (Myxosporea) of cyprinids: molecular evidence of importance of tissue-specificity. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 58, n. 1, p. 35-40, 2004.
- ESZTERBAUER, E.; MARTON, S.; RA, O. Z. Morphological and genetic differences among actinosporean stages of fish-parasitic myxosporeans (Myxozoa): difficulties of species identification. **Systematic Parasitology**, v. 65, n. 2, p. 97–114, 2006.
- EVDOKIMOVA, E. B. [Myxosporidians of teleost fishes from the Patagonian shelf (the Atlantic coast of Argentina)]. **Parazitologiya**, v. 11, p. 166–178, 1977 (In Russian).
- EVDOKIMOVA, E. B. New species of Myxosporidia *Auerbachia spherica* sp. n. and systematic position of the genus *Auerbachia* Meglitsch 1968. **Parazitologiya**, v. 7, p. 91–92, 1973.
- FANTHAM, H. B.; PORTER, A.; RICHARDSON, L. R. Some more Myxosporidia observed in canadian fishes. **Parasitology**, v. 32, n. 3, p. 333–353, 1940.
- FANTHAM, H. B.; PORTER, A.; RICHARDSON, L. R. Some Myxosporidia found in certain freshwater fishes in Quebec Province, Canada. **Parasitology**, v. 31, n. 1, p. 1–77, 1939.
- 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, n. 1-2, p. 59–64, 2008.
- FEIST, S. W.; LONGSHAW, M. Phylum Myxozoa. In Woo, P. T. K. Fish Diseases and Disorders. Volume 1: **Protozoan and Metazoan Infections. Second Edition. UK: CAB International**, v.1, p. 230-296, 2006.
- FENG, J.; XIONG, J.; ZHANG, J.; YANG, Y.; YAO, B.; ZHOU, Z.; MIAO, W. Molecular Phylogenetics and Evolution New phylogenomic and comparative analyses provide corroborating evidence that Myxozoa is Cnidaria. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 81, p. 10–18, 2014.

FERGUSON, J. A.-, ATKINSON, S. D.; WHIPPS, C. M.; KENT, M. L. Molecular and Morphological Analysis of *Myxobolus* spp. of Salmonid Fishes with the Description of a New *Myxobolus* Species. **The Journal of Parasitology**, v. 94, n. 6, p. 1322–1334, 2008.

FIALA, I. The phylogeny of Myxosporea (Myxozoa) based on small subunit ribosomal RNA gene analysis. **International Journal for Parasitology**, v. 36, n. 14, p. 1521–1534, 2006.

FIALA, I.; BARTOŠOVÁ-SOJKOVÁ, P.; WHIPPS, C.M. Classification and Phylogenetics of Myxozoa. *In*: Okamura, B. Gruhl, A. & Bartholomew, J.L (Eds.), **Myxozoan Evolution, Ecology and Development**. Springer International Publishing, v. 56, n. 3, p. 85-110, 2015.

FISH, F. F. Notes on *Myxobolus inornatus*, n. sp., a myxosporidian, parasitic in the Black Bass (*Huro floridana*, Le Sueur). **Transactions of American Fisheries Society**, v. 68, n. 1, p. 173–177, 1939.

FOOX, J.; SIDDALL, M. E. The Road To Cnidaria: History of Phylogeny of the Myxozoa. **Journal of Parasitology**, v. 101, n. 3, p. 269–274, 2015.

FREY, K. J.; CONE, D. K.; DUOBINIS-GRAY, L. F.; FREY, K. J.; CONE, D. K.; DUOBINIS-GRAY, L. F. *Myxobolus petenensis* n. sp. (Myxosporea) from the Circumorbital Integument of *Dorosoma petenense* (Clupeidae) in Kentucky Lake. **The Journal of Parasitology**, v. 84, n. 6, p. 1204–1206, 1998.

FROESE, R.,; PAULY, D. (Eds) FishBase. World Wide Web electronic publication. Version (01/2016). Available from: **www.fishbase.org** (accessed 10 January 2016).

FROST, D. R. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0. Electronic Database. American Museum of Natural History, New York, USA, 2016 Available from: **http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html**. (Accessed on 27/06/2016)

GARNER, M. M.; BARTHOLOMEW, J. L.; WHIPPS, C. M.; NORDHAUSEN, R. W.; RAITI, P. Renal myxozoanosis in crowned river turtles *Hardella thurjii*: description of the putative agent *Myxidium hardella* n. sp. by histopathology, electron microscopy, and DNA sequencing. **Veterinary Pathology**, v. 42, n. 5, p. 589–95, 2005.

GAYEVSKAYA, A. V.; KOVALEVA, B. A.; SHULMAN, S. S. [*Neoparvicapsula* Gen. N. and the position of the Family Parvicapsulidae among the Myxosporidia.] **Zoologische Zhurnal**, v. 5, p. 774–775, 1982.

GAYEVSKAYA, A. V.; KOVALEVA, B. A.; UMNOVA, B. A. [*Davisia amoena* n. sp. (Myxosporidia, Sinuolineidae), a parasite of fishes in the Family Pleuronectidae from North-Western Atlantic.] **Parazitologiya**, v. 14, n. 3, p. 276–279, 1980 (In Russian)

GILCHRIST, J.D.F. A protozoal parasite (*Chlorornyxurn thyrsites* sp. n.) of the Cape sea-fish, the "snoek" (*Thyrsites atun*, Euphr.). **Transactions of Royal Society of South Africa**, v. 11, p. 263-273, 1924.

- GRASSÉ, P. P. Embranchement des Myxozoaires. In: P.-P. Grassé, R.A. Poisson and O. Tuzet (Eds.), **Précis de Zoologie1, Invertébrés. Second Edition. Mason et Cie, Paris**, p. 107–112. 1970.
- GRAY, M. E. A New Species of *Myxidium* (Myxozoa: Myxidiidae) from the gallbladders of Anuran Amphibians from Peru. **Transactions of the Kansas Academy of Science**, v. 96, n. 1, p. 152–157, 1993.
- GRIFFIN, M. J.; GOODWIN, A. E.; GRIFFIN, M. J.; GOODWIN, A. E. *Thelohanellus toyamai* (Syn. *Myxobolus toyamai*) infecting the gills of Koi *Cyprinus carpio* in the eastern United States. **Journal of Parasitology**, v. 97, n. 3, p. 493–502, 2011.
- GRIFFIN, M. J.; KHOO, L. H.; TORRANS, L.; BOSWORTH, B. G.; QUINIQU, S. M.; GAUNT, P. S.; POTE, L. M. New data on *Henneguya pellis* (myxozoa: myxobolidae), a parasite of blue catfish *Ictalurus furcatus*. **The Journal of Parasitology**, v. 95, n. 6, p. 1455–1467, 2009.
- GRIFFIN, M. J.; POTE, L. M.; WISE, D. J.; GREENWAY, T. E.; MAUEL, M. J.; CAMUS, A. C. A novel *Henneguya* species from channel catfish described by morphological, histological, and molecular characterization. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 20, n. 3, p. 127–135, 2008.
- GRINHAM, T.; CONE, D. K. A review of species of *Myxobolus* (Myxosporea) parasitizing catostomid fishes, with a redescription of *Myxobolus bibullatus* (Kudo, 1934) n. comb. and description of *Myxobolus lamellus* n. sp. from *Catostomus commersoni* in Nova Scotia. **Canadian Journal of Zoology**, v. 68, n. 11, p. 2290–2298, 1990.
- GUILFORD, H. G. New species of Myxosporidia from Green Bay (Lake Michigan). **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 84, n. 4, p. 566–573, 1965a.
- GUILFORD, H. G. New species of Myxosporidia found in Percid Fishes from Green Bay (Lake Michigan). **The Journal of Parasitology**, v. 49, n. 3, p. 474–478, 1965b.
- GUIMARÃES J. R. A.; BERGAMIN, F. Considerações sobre as ictioepizootias produzidas pelos mixosporídeos do género “*Henneguya*” Thélohan, 1892 – *Henneguya travassosi* sp. n. **Revista de Industria Animal**, v. 10, p. 1151–1156, 1933.
- GUIMARÃES, J. R. A.; BERGAMIN, F. *Henneguya santae* sp. n. um novo mixosporídeo parasito de *Tetragnopterus* sp. **Revista de Industria Animal**, v. 12, p. 110–113, 1934.
- GUIMARÃES J. R. A.; BERGAMIM, F. Sobre um novo myxosporídeo parasito de peixe de água doce, *Myxobolus kudo* sp. n. **Revista Industria Animal**, v. 1, p. 65-67, 1938.
- GUINDON, S.; GASCUEL, O. A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. **Systematic Biology**, v. 52, n. 5, p. 696–704, 2003.
- GUNTER, N.; ADLARD, R. The demise of *Leptotheca* Thélohan, 1895 (Myxozoa: Myxosporea: Ceratomyxidae) and assignment of its species to *Ceratomyxa* Thélohan, 1892

(Myxosporea: Ceratomyxidae), *Ellipsomyxa* Køie, 2003 (Myxosporea: Ceratomyxidae), *Myxobolus* Bütschli, 1882 and *Sphaerospora* Thélohan, 1892 (Myxosporea: Sphaerosporidae) **Systematic Parasitology**, v. 75, n. 2; p. 81–104, 2010.

GURLEY, R. R. On the classification of the Myxosporidia, a group of protozoan parasites infesting fishes. **Bulletin of the United States Fish Commission**, v. 11, p. 407–420, 1893.

GURLEY, R. R. The Myxosporidia or psorosperms of fishes, and the epidemic produced by them. **Report of the United States Fish Commission**, v. 26, p. 65–304, 1894.

HAHN, C. W. On the Sporozoon Parasites of the Fishes of Woods Hole and Vicinity: II. Additional Observations upon *Myxobolus musculi* of *Fundulus* and a Nearly Related Species, *M. pleuronectidae* of *Pseudopleuronectes americanus*. **The Journal of Parasitology**, v. 3, n. 4, 150–162, 1917.

HALL, D. L.; IVERSEN, E. S. *Henneguya lagodon*, a new species of myxosporidian, parasitizing the pinfish, *Lagodon rhomboides*. **Bulletin of Marine Science**, v. 17, n. 2, p. 274–279, 1967.

HALLETT, S. L.; ATKINSON, S. D.; HOLT, R. A.; BANNER, C. R.; BARTHOLOMEW, J. L. A new myxozoan from Feral Goldfish (*Carassius auratus*). **Journal of Parasitology**, v. 92, n. 2, p. 357–363, 2006.

HALLETT, S. S.; HARTIGAN, A.; ATKINSON, S. D. Myxozoan on the Move: Dispersal Modes, Exotic Species and Emerging Diseases. *In: Okamura, B. Gruhl, A. & Bartholomew, J.L (Eds.), Myxozoan Evolution, Ecology and Development. Springer International Publishing*, pp. 343–362, 2015.

HANSON, L. A.; LIN, D.; POTE, L. M.; SHIVAJI, R. Small subunit rRNA gene comparisons of four Actinosporean species to establish a polymerase chain reaction test for the causative agent of proliferative gill disease in channel catfish. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 13, n. 2, p. 117–123, 2001.

HARTIGAN, A.; FIALA, I.; DYKOVÁ, I.; ROSE, K.; PHALEN, D. N.; ŠLAPETA, J. New species of Myxosporea from frogs and resurrection of the genus *Cystodiscus* Lutz, 1889 for species with myxospores in gallbladders of amphibians. **Parasitology**, v. 139, n. 4, p. 478–96, 2012.

HEDRICK, P. R.; MCDOWELL, T.; GROFF, J. M. *Sphaerospora ictaluri* n. sp. (Myxosporea: Sphaerosporidae) observed in the kidney of Channel Catfish, *Ictalurus punctatus* Rafinesque. **Journal of Protozoology**, v. 37, n. 2, p. 107–112, 1989.

HENNING, S. S.; HOFFMAN, L. C.; MANLEY, M. A. A review of *Kudoa* induced myoliquefaction of marine fish species in South Africa and other countries. **South Africa Journal of Science**, v. 109, n. 11–12, p. 1–5, 2013.

HERMES-LIMA, M.; SANTOS, N. C. F.; ALENCASTRO, A. C. R.; FERREIRA, S. T. Whither Latin America? Trends and Challenges of Science in Latin America. **IUBMB Life**, v. 59, n. 4–5, p. 199–210, 2007.

- HERRICK, J. A. Some myxosporidian parasites of Lake Erie. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 60, n. 2, p. 163–170, 1941.
- HERRICK, J. A. Two new species of *Myxobolus* from fishes of Lake Erie. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 55, n. 2, p. 194–198, 1936.
- HERVIO, D. M. L.; KENT, M. L.; KHATTRA, J.; SAKANARI, J.; YOKOYAMA, H.; DEVLIM, R. H. Taxonomy of *Kudoa* species (Myxosporea), using a small-subunit ribosomal DNA sequence. **Canadian Journal of Zoology**, v. 75, n. 12, p. 12–19, 1997.
- HILLS, D. M.; DIXON, M. T. Ribosomal DNA: molecular evolution and phylogenetic inference. **The Quarterly Review of Biology**, v. 66, n. 4, p. 411–453, 1991.
- HOFFMAN, G. L.; PUT, R. E.; DUNBAR, C. E. Studies on *Myxosoma cartilaginis* n. sp. (Protozoa: Myxosporidea) of centrarchid fish and a synopsis of the *Myxosoma* of North American freshwater fishes. **Journal of Protozoology**, v. 12, n. 3, p. 319–332, 1965.
- HOFFMAN, G. L.; WALKER, R. A new myxosporidan, *Dicauda atherinoidi* n.g., n. sp., of the minnow, *Notropis atherinoides* Rafinesque. **Journal of Fish Diseases**, v. 1, n. 4, p. 343–349, 1978.
- HOFFMASTER, J. L.; SANDERS, J. E.; ROHOVEC, J. S.; FRYER, J. L. Geographic distribution of the myxosporean parasite, *Ceratomyxa shasta* Noble, 1950, in the Columbia River basin, USA. **Journal of Fish Diseases**, v. 11, n.1, p. 97–100, 1988.
- HOLZER, A. S.; PECKOVÁ, H.; PATRA, S.; BRENNAN, N. P.; YANES-ROCA, C.; MAIN, K. L. Severe glomerular disease in juvenile grey snapper *Lutjanus griseus* L. in the Gulf of Mexico caused by the myxozoan *Sphaerospora motemarinii* n. sp. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 2, n. 1, p. 124–130, 2013.
- HOLZER, A. S.; SOMMERVILLE, C.; WOOTTEN, R. Molecular studies on the seasonal occurrence and development of five myxozoans in farmed *Salmo trutta* L. **Parasitology**, v. 132, n. 2, p.193–205, 2006.
- HUELSENBECK, J. P.; RONQUIST, F. MrBayes: Bayesian inference of phylogenetic trees. **Bioinformatics**, v. 17, n. 8, p. 754–755, 2001.
- IVERSEN, E. S.; CHITTY, N.; METER, N. V. Some Myxosporida Marine Fishes in South Florida. **Journal of Protozoology**, v. 18, n. 1, p. 82–86, 1971.
- IVERSEN, E. S.; VAN METER, N. N. A new myxosporidian (sporozoa) infecting the spanish Mackerel. **Bulletin of Marine Science -Miami**, v. 17, n. 2, p. 268–273, 1967.
- IVERSEN, E. S.; YOKEL, B. A Myxosporidian (Sporozoa) parasite in the Red Drum, *Sciaenops ocellatus*. **Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean**, v. 13, n. 3, p. 449–453, 1963.

IWANOWICZ, L. R.; IWANOWICZ, D. D.; POTE, L. M.; BLAZER, V. S.; SCHILL, W. B.; FISH, N.; VIRGINIA, W. Morphology and 18S rDNA of *Henneguya gurlei* (Myxosporea) from *Ameiurus nebulosus* (Siluriformes) in North Carolina. **Journal of Parasitology**, v. 94, n. 1, p. 46–57, 2008.

IWANOWICZ, D. D.; IWANOWICZ, L. R.; HOWERTH, E. W.; SCHILL, W. B.; BLAZER, V. S.; JOHNSON, R. L. Characterization of a New Myxozoan Species (Myxozoa: Myxobolidae: Myxosporea) in Largescale Stonerollers (*Campostoma oligolepis*) from the Mobile River Basin (Alabama). **Journal of Parasitology**, v. 99, n. 1, p. 102–111, 2013.

JAKOWSKA, S.; NEGRELLI. The pathology of Myxosporidiosis in the Electric Eel, *Electrophorus electricus* (Linnaeus), caused by *Henneguya visceralis* and *H. electrica* spp. nov. **Zoologica**, v. 38, p. 183–191, 1953.

JAMESON, A. P. Myxosporia from Californian fishes. *The Journal of Parasitology*, v. 16, n. 2, p. 59–68, 1929.

JAMESON, A. P. Notes on Californian Myxosporidia. **The Journal of Parasitology**, v. 18, n. 2, p. 59–68, 1931.

JAYASRI, M.; HOFFMAN, G. L. Review of Myxidium (Protozoa: Myxozoa: Myxosporea). **Protozoological Abstracts**, v. 6, p. 61–91, 1982.

JIRKŮ, M.; BOLEK, M. G.; WHIPPS, C. M.; JANOVY, J.; KENT, M. L.; MODRÝ, D. A new species of *Myxidium* (Myxosporea: Myxidiidae), from the western chorus frog, *Pseudacris triseriata triseriata*, and Blanchard's cricket frog, *Acris crepitans blanchardi* (Hylidae), from eastern Nebraska: morphology, phylogeny, and critical comments on. **The Journal of Parasitology**, v. 92, n. 3, p. 611–619, 2006.

JOHNSON, C. A. A redescription of *Myxidium chelonarum* Johnson, 1969 (Cnidosporea: Myxidiidae) from various North American turtles. **Journal of Protozoology**, v. 16, n. 4, p. 600–702, 1969.

JONES, S.; FIALA, I.; PROSPERI-PORTA, G.; HOUSE, M.; MUMFORD, S. *Sphaerospora elwhaiensis* sp. n. (Myxosporea: Sphaerosporidae) from landlocked sockeye salmon *Oncorhynchus nerka* (Salmoniformes: Salmonidae) in Washington State, USA. **Folia Parasitologica**, v. 58, n. 2, p. 87–94, 2011.

JONES, S.; PROSPERI-PORTA, G.; DAWE, S. A new parvicapsulid (myxosporea) species in adult pink salmon, *Oncorhynchus gorbuscha*, from the Quinsam River, British Columbia, Canada. **Journal of Parasitology**, v. 92, n. 6, p. 1313–1318, 2006.

JOY, J. E. A new species of *Kudoa* (Myxosporidea: Chlomyxidae) from the Spot, *Leiostomus xanthurus* Lacépède, in Clear Lake, Texas. **Journal of Protozoology**, v. 19, n. 2, p. 264–265, 1972.

JURINE, L. L. Histoire des poissons du Lac Léman. **Memoires de la Société de physique et d'histoire naturelle de Genève**, v. 3, 1825.

KABATA, Z.; WHITAKER, D. J. Two species of *Kudoa* (Myxosporea: Multivalvulida) parasitic in the flesh of *Merluccius productus* (Ayres, 1855) (Pisces: Teleostei) in the Canadian Pacific. **Canadian Journal of Zoology**, v. 59, n. 11, p. 2085–2091, 1981.

KAGEYAMA, T.; YANAGIDA, T.; OHARA, K.; YOKOYAMA, H. *Henneguya pseudorhinogobii* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea) parasitizing the gills of the freshwater goby *Rhinogobius* sp. or from the Nagara River and redescription of *Henneguya rhinogobii*. **Fisheries Science**, v. 75, n. 3, p. 657–663, 2009.

KALAVATI, C.; BRICKLE, P.; MACKENZIE, K. Two new species of myxozoan parasites (Myxosporea, Multivalvulida, Bivalvulida) from fishes of the Falkland Island. **Acta Parasitologica**, v. 45, n. 4, p. 285–288, 2000.

KALAVATI, C.; LONGSHAW, M.; MACKENZIE, K. Two species of protozoan parasites (Myxosporea: Bivalvulida), one new, from *Merluccius australis* and *M. hubbsi* (Pisces: Teleostei) in the southwest Atlantic and southeast Pacific. **Journal of Natural History**, v. 29, n. 4, p. 865–870, 1995.

KALAVATI, C.; LONGSHAW, M.; MACKENZIE, K. Two species of myxozoan parasites (Myxosporea: Bivalvulida), including a new genus, from *Patagonotothen sim* (Richardson, 1845) (Pisces: Teleostei) in the southwest Atlantic. **Systematic Parasitology**, v. 34, p. 67–70, 1996.

KALAVATI, C.; MACKENZIE, K.; COLLINS, C.; HEMMINGSEN, W.; BRICKLE, P. Two new species of myxosporean parasites (Myxosporea: Bivalvulida) from gallbladders of *Macruronus magellanicus* Lönnberg, 1907 (Teleostei: Merlucciidae). **Zootaxa**, v. 3647, n. 4, p. 541–554, 2013.

KALLERT, D. M.; ESZTERBAUER, E.; ERSØUS, C.; HAAS, W. The life cycle of *Henneguya nuesslini* Schuberg & Schro 1905 (Myxozoa) involves a triactinomyxon-type actinospore. **Journal of Fish Diseases**, v. 28, n. 2, p. 71–79, 2005.

KARLSBAKK, E.; SÆTHER, P. A.; HOSTLUND, C.; FJELLSOY, K. R.; NYLUND, A. *Parvicapsula pseudobranchicola* n. sp. (Myxozoa), a myxosporidian infecting the pseudobranch of cultured Atlantic salmon (*Salmo salar*) in Norway. **Bulletin European Association of Fish Pathologists**, v. 22, n. 6, p. 381–387, 2002.

KAWAI, T.; SEKIZUKA, T.; YAHATA, Y.; KURODA, M.; KUMEDA, Y.; IJIMA, Y.; KAMATA, Y.; SUGITA-KONISHI, Y.; OHNISHI, T. Identification of *Kudoa septempunctata* as the causative agent of novel food poisoning outbreaks in Japan by consumption of *Paralichthys olivaceus* in raw fish. **Clinical Infectious Diseases**, v. 54, n. 8, p. 1046–1052, 2012.

KENT, M. L.; ANDREE, K. B.; BARTHOLOMEW, J. L.; EL-MATBOULI, M.; DESSER, S. S.; DEVLIN, R. H.; XIAO, C. Recent advances in our knowledge of the Myxozoa. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 48, n. 4, p. 395–413, 2001.

- KENT, M. L.; KHATTRA, J.; HEDRICK, R. P.; DEVLIN, R. H. *Tetracapsula renicola* n. sp. (Myxozoa: Saccosporidae); the pkx myxozoan — the cause of proliferative kidney disease of salmonid fishes. **Journal of Parasitology**, v. 86, n. 1, p. 103–111, 2000.
- KENT, M. L.; KHATTRA, J.; HERVIO, D. M. L.; DEVLIN, R. H. Ribosomal DNA sequence analysis of isolates of the PKX myxosporean and their relationship to members of the genus *Sphaerospora*. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 10, n. 1, p. 12–21, 1998.
- KENT, M. L.; HOFFMAN, G. L. Two new species of Myxozoa, *Myxobolus inaequus* sp. n. and *Henneguya theca* sp. n. from the brain of a South American knife fish, *Eigemannia virescens* (V.). **Journal of Protozoology**, v. 31, n. 1, p. 91–94, 1984.
- KENT, M. L.; ANDREE, K. B.; BARTHOLOMEW, J. L.; EL-MATBOULI, M.; DESSER, S. S.; DEVLIN, R. H.; XIAO, C. Recent advances in our knowledge of the Myxozoa. **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 48, n. 4, p. 395–413, 2001.
- KENT, M. L.; WHITAKER, D. J.; DAWE, S. C. *Parvicapsula minibicornis* n. sp. (Myxozoa, Myxosporidia) from the Kidney of Sockeye Salmon (*Oncorhynchus nerka*) from British Columbia, Canada. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 6, p. 1153–1156, 1997.
- KENT, M. L.; WHITAKER, D. J.; MARGOLIS, L. *Sphaerospora onchorhynchi* n. sp. (Myxosporidia: Sphaerosporidae) from the kidney of sockeye salmon (*Oncorhynchus nerka*) in British Columbia and its possible relationship to the myxosporean causing proliferative kidney disease in salmonid fishes. **Canadian Journal of Zoology**, v. 71, n. 12, p. 2425–2430, 1993.
- KØIE, M. *Ellipsomyxa gobii* gen. et sp. n. (Myxozoa: Ceratomyxidae) in the common goby *Pomatoschistus microps* (Teleostei: Gobiidae) from Denmark. **Folia Parasitologica**, v. 50, n. 4, p. 269–271, 2003.
- KOVALEVA, A. A.; GAYEVSKAYA, A. V. [On new findings of Myxosporidia of the Genus *Parvicapsula* in the Atlantic fish.] **Zoologicheski Zhurnal**, v. 60, p. 771–773, 1981 (In Russian).
- KOVALEVA, A. A.; RODJUK, G. N. [New members of Myxosporidia (Cnidospora, Myxosporidia) from fishes in the Falkland-Patagonian region.] **Parazitologiya**, v. 25, p. 549–551, 1991 (In Russian).
- KOVALEVA, A. A.; SHULMAN, S. S.; YAKOVLEV, V. N. [Myxosporidia of the genus *Kudoa* (Myxosporidia, Multivalvulida) from the basin of the Atlantic Ocean.] **Trudy Zoologicheskogo Instituta Akademii Nauk USSR**, v. 89, p. 42–64, 1979 (In Russian).
- KOVALEVA, B. A.; ZUBTCHENKO, V.; KRASIN, V. K. [Foundation of a new Myxosporidian Family (Protozoa: Myxosporidia) with a description of two new genera.] **Parazitologiya**, v. 3, p. 195–202, 1983 (In Russian).

- KOVALEVA, B. A.; GAYEVSKAYA, A. V. (1983) [The first report of fish Myxosporidia from the open waters of the southeastern Pacific Ocean.] **Vestnik Zoologii**, v. 1, p. 6–11, 1983 (In Russian)
- KOVALEVA, B. A.; GAYEVSKAYA, A. V. [New data on Myxosporidia from the South-Western Atlantic Fishes.] **Parazitologiya**, v. 16, p. 6–11, 1982 (In Russian).
- KOVALEVA, B. A.; KRASIN, V. K.; GAEVSKAYA, A. V. [New species of myxosporidians (Protozoa, Myxosporidia) from macrourid fishes in the Northern Pacific.] **Zoologische Zh.**, v.65, p. 1571–1573, 1986 (In Russian).
- KOVALJOVA, A. A.; GAEVSKAYA, A. V. [New data on Myxosporidia from the South-western Atlantic fishes.] **Parazitologiya**, v. 16, p. 353–359, 1982 (In Russian).
- KUDO, R. R. A Taxonomic Consideration of Myxosporidia. **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 52, n. 3, p. 195–216, 1933.
- KUDO, R. R. On a new Myxosporidian from a carp (Nipponese). **Journal of Zoology**, v. 27, p. 517-523, 1915.
- KUDO, R. R. Studies on Myxosporidia. A synopsis of genera and species of Myxosporidia. **Illinois Biological Monographs**, v. 5, n. 3-4, p. 1–265, 1919.
- KUDO, R. R. On Some Protozoa Parasitic in Fresh-Water Fishes of New York. **The Journal of Parasitology**, v. 7, n. 4, p. 166–174, 1921.
- KUDO, R. R. Histozioc Myxosporidia found in freshwater fishes of Illinois, USA. **Archiv Für Protistenkunde**, v. 65, n. 3, p. 364–378, 1929.
- KUDO, R. R.; SPRAGUE, V. On *Myxidium immersum* (Lutz) and *Myxidium serotium* n. sp., two myxosporidian parasites of Salientia of South and North America. **Revista de Medicina Tropical Y Parasitología, Bacteriología, Clínica Y Laboratorio**, v. 6, p. 65–73, 1940.
- KUDO, R. R. Studies on some protozoan parasites of fishes of Illinois. **Illinois Biological Monographs**, v. 13, n. 15–44, 1934.
- KUZNESTSOVA, I. G. [Myxosporidians of Chondrostei from the Patagonian shelf] **Parasitology**, v. 11, p. 74–77, 1977 (In Russian).
- LABBÉ, A. Sporozoa. das Tierreich. **Deutschen Zoologis- chen Gesellschaft Lieferung. Berlin: R. Friedländer und Sohn Verlag**, v. 5, p. 180, 1899.
- LAIRD, M. The Protozoa of New Zealand Intertidal Zone Fishes. **Trasaction of Royal Society of New Zeland**, v. 81, p. 79–143, 1953.
- LANDSBERG, J. H. & LOM, J. Taxonomy of the genera of the *Myxobolus/Myxosoma* group (Myxobolidae: Myxosporidia), current listing of species and revision of synonyms. **Systematic Parasitology**, v. 18, n. 3, p. 165–186, 1991.

- LANDSBERG, J. H. Myxosporean parasites of common Snok in Florida. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 5, n. 3, p. 102–109, 1993a.
- LANDSBERG, J. H. Kidney myxosporean parasites in red drum *Sciaenops ocellatus* (Sciaenidae) from Florida, USA, with a description of *Parvicapsula renalis* n. sp. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 17, n. 1, p. 9–16, 1993b.
- LÉGER, L.; HESSE, E. Sur une nouvelle Myxosporidie parasite de la sardine. **Compte Rendu De L'academie Des Sciences Paris**, v. 145, p. 85–87, 1907.
- LEPAGE, D.; WARNIER, J. The Peters' Checklist of the Birds of the World (1931-1987) Available from: <http://avibase.bsc-eoc.org/> 2014 (accessed on 27/06/2016).
- LEWIS, S. D. *Myxobolus argenteus* sp. n. (Protozoa: Myxosporida), A parasite of the Golden Shiner. *The Journal of Parasitology*, v. 54, n. 54, p. 1034–1037, 1968.
- LEWIS, W. M.; SUMMERFELT, R. C.; LEWIS, W. M.; SUMMERFELT, R. C. (1964) A Myxosporidian, *Myxobolus notemigoni* sp. n., parasite of the Golden Shiner. *The Journal of Parasitology*, v. 50, n. 4, p. 386–389, 1964.
- LI, L.; DESSER, S. S. The protozoan parasites of fish from two lakes in Algonquin Park, Ontario. **Canadian Journal of Zoology**, v. 63, n. 8, p. 1846–1858, 1985.
- LI, Y.; ZHANG, Y.; SIRIGULENG, HIROSHI, S. *Henneguya doneci* (Myxosporia: Bivalvulida) in the gill filaments of Prussian carp *Carassius gibelio* (Bloch) from the upper Yellow River running through Inner Mongolia, China. **Parasitology**, v. 77, n. 8, p. 1001-1005, 2015.
- LIN, D.; HANSON, L. A.; POTE, L. M. Small subunit ribosomal RNA sequence of *Henneguya exilis* (Class Myxosporia) identifies the actinosporian stage from an oligochaete host. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 46, n. 1, p. 66–68, 1999.
- LOM, J.; ARTHUR, J. R. A guideline for the preparation of species descriptions in Myxosporia. **Journal of Fish Diseases**, v. 12, n. 2, p. 151–156, 1989.
- LOM, J.; DYKOVÁ, I. Myxozoan genera: Definition and notes on taxonomy, life-cycle terminology and pathogenic species. **Folia Parasitologica**, v. 53, n. 1, p. 1–36, 2006.
- LOM, J.; CONE, D. Myxosporians infecting the gills of bigmouth buffalo (*Ictiobus bubalus*) in Illinois, USA. **Folia Parasitologica**, v. 43, n. 1, p. 37-42, 1996.
- LOM, J.; NOBLE, E. R. Revised classification of the Myxosporia Bütschli, 1881. **Folia Parasitologica**, v. 31, n. 3, p. 193–205, 1984.
- LOM, J. (1986). *Hoferellus cyprini* (Doflein, 1898) Berg. 1898 (syn. *Mitraspora cyprini* Fujita, 1912), *Myxobilatus nostalgicus* sp. n. and related species: Partial revision of two myxosporian genera. **Folia Parasitologica**, v. 33, p. 289–296, 1986.

- LOM, J.; DESSER, S. S.; DYKOVÁ, I. Some little-known and new protozoan parasites of fish from Lake Sasajewun, Algonquin Park, Ontario. **Canadian Journal of Zoology**, v. 67, n. 6, p. 1372–1379, 1989.
- LOM, J.; NOBLE, E. R.; LAIRD, M. Myxosporida from the deep-sea fish, *Macrourus berglax*, off Newfoundland and Iceland. **Folia Parasitologica**, v. 22, p. 105–109, 1975.
- LOPEZ, J. C.; NAVARRO, J. Descripción de casos clínicos producidos por nuevos agentes patógenos de importancia en salmones de cultivo en Chile. **XI Congreso de Medicina Veterinaria Universidad de Chile. Jornadas de Salmonicultura, Puerto Varas, Chile**. p. 106, 2000.
- LOVE, M. S.; MOSER, M. *Davisia reginae* sp. n. (Protozoa: Myxosporida) from four California marine fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 62, n. 2, p. 982–983, 1976.
- LOVY, J.; HUTCHESON, J. M. *Myxobolus mauriensis* n. sp. Infecting Rib Cartilage of Young-of-the-Year River Herring in New Jersey: Notes on Pathology, Prevalence, and Genetics. **The Journal of Parasitology**, v. 102, n. 4, p. 419–428, 2016.
- LUQUE, J. L.; POULIN, R. Metazoan parasite species richness in Neotropical fishes: hotspots and the geography of biodiversity. *Parasitology*, v. 134, n. 6, p. 865–878, 2007.
- LUTZ, A. (1889) Über ein Myxosporidium aus der Gallenblase brasilianischer Batrachier. **Centralblatt Für Bakteriologie Und Parasitenkunde**, v. 5, p. 84–88, 1889.
- MARTINS, M. L.; DE SOUZA, V. N. *Henneguya piaractus* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae), a gill parasite of *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae), in Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, v. 57, n. 2, p. 239–245, 1997.
- MARTINS, M. L.; DE SOUZA, V. N.; DE MORAES, J. R.; DE MORAES, F. R. 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**, v. 59, n. 3, p. 527–34, 1999.
- MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M. *Henneguya garavelli* n. sp. and *Myxobolus peculiaris* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) in the gills of *Cyphocharax nagelli* (Osteichthyes: Curimatidae) from Rio do Peixe Reservoir, São José do Rio, São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 137, n. 3–4, p. 253–261, 2006.
- MATHEWS, P. D.; MAIA, A. A. M.; ADRIANO, E. A. *Henneguya melini* n. sp. (Myxosporidia: Myxobolidae), a parasite of *Corydoras melini* (Teleostei: Siluriformes) in the Amazon region: morphological and ultrastructural aspects. **Parasitology Research**, v. 115, n. 9, p. 599–604, 2016.
- MATHEWS, P. D.; MAIA, A. A. M.; ADRIANO, E. A. Morphological and ultrastructural aspects of *Myxobolus niger* n. sp. (Myxozoa) gill parasite of *Corydoras melini* (Siluriformes: Callichthyidae) from Brazilian Amazon. **Acta Tropica**, v. 158, p. 214–219, 2016.

- MATHEWS, P. D.; NALDONI, J.; MAIA, A. A.; ADRIANO, E. A. Morphology and small subunit rDNA-based phylogeny of *Ceratomyxa amazonensis* n. sp. parasite of *Symphysodon discus*, an ornamental freshwater fish from Amazon. **Parasitology Research**, v. 115, p. 4021–4025, 2016.
- MATHEWS, P. D.; SILVA, M. R. M.; MAIA, A. A. M.; ADRIANO, E. A. Ultrastructure and ssrRNA sequencing of *Myxidium amazonense* n. sp. a myxosporean parasite of *Corydoras melini* from the Rio Negro river, Amazonas state, Brazil. **Parasitology Research**, v. 114, n. 12, p. 4675–4683, 2015.
- MATOS, E.; TAJDARI, J.; AZEVEDO, C. Ultrastructural studies of *Henneguya rhamdia* n. sp. (Myxozoa) a parasite from the Amazon teleost fish, *Rhamdia quelen* (Pimelodidae). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 52, n. 6, p. 532–537, 2005.
- MAVOR, J. W.; STRASSER, W. On a new myxosporidian, *Henneguya wisconsinensis* n. sp., from the urinary bladder of the yellow perch, *Perca flavescens*. Transactions of the Wisconsin. **Academy of Sciences, Arts, and Letters**, v. 18, p. 676–682, 1916.
- MAVOR, J. W. On the Life-History of *Ceratomyxa acadensis*, a New Species of Myxosporidia from the Eastern Coast of Canada. **Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences**, v. 51, n. 11, p. 551–574.
- MAVOR, J., W. (1915) Studies on the sporozoa of the fishes of the St. Andrew's Region. **Annual Report of the Department of Marine Fisheries**, v. 47, p. 25–38, 1915.
- MEGLITSCH, P. A. On Some New and Known Myxosporidia of the Fishes of Illinois. **The Journal of Parasitology**, v. 23, n. 5, p. 467–477, 1937
- MEGLITSCH, P. A. On Two New Species of Myxosporidia from Illinois Fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 28, n. 1, p. 83–89, 1942.
- MEGLITSCH, P. A. Studies on Myxosporidia of the Beaufort Region. I. Observations on *Chloromyxum renalis*, n. sp., and *Chloromyxum granulorum* Davis. **The Journal of Parasitology**, v. 33, n. 3, p. 265–270, 1947a.
- MEGLITSCH, P. A. Studies on Myxosporidia from the Beaufort Region. II. Observations on *Kudoa clupeidae* (Hahn), gen. nov. **The Journal of Parasitology**, v. 33, n. 3, p. 271–277, 1947b.
- MEGLITSCH, P. A. Some Coelozoic Myxosporidia from New Zealand fishes I.-General and Family Ceratomyxidae. **Transactions and Proceedings of the Royal Society of New Zealand**, v. 88, p. 265–356, 1960.
- MEGLITSCH, P. A. On *Myxosoma hoffmanni*, sp. nov. inhabiting the eye of *Pimephales notatus* (Raf.). **Transactions of the American Microscopical Society**, v. 82, n. 2, p. 416–417, 1963.

MEGLITSCH, P. A. (1968) Some coelozoic Myxosporida from New Zealand fishes II. On a new genus of Myxosporida *Auerbachia*. **Proceedings of the Iowa Academy of Science**, v. 75, p. 397–401, 1968.

MILANIN, T.; AUGUSTO, A.; MAIA, M.; RAMOS, M.; SILVA, M.; CARRIERO, M. M.; ADRIANO, E. A. Molecular phylogeny and ultrastructure of *Myxobolus* cf. *cuneus*, a parasite of patinga hybrid and *Henneguya pseudoplatystoma*, a parasite of pintado hybrid. **Acta Parasitologica**, v. 60, n. 2, p. 442–450, 2015.

MILANIN, T.; EIRAS, J. C.; ARANA, S.; MAIA, A. A. M.; ALVES, A. L.; SILVA, M. R. M.; ADRIANO, E. A. (2010) Phylogeny, ultrastructure, histopathology and prevalence of *Myxobolus oliveirai* sp. nov., a parasite of *Brycon hilarii* (Characidae) in the Pantanal wetland, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 105, n. 6, p. 762–769, 2010.

MINCHEW, C. D.; SLEIGHT, B. H. *Henneguya episclera* sp.n. (Protozoa: Myxosporida), a new myxosporidan from the eye of the pumpkinseed sunfish. **Journal of Parasitology**, v. 63, n. 4, p. 667–668, 1977.

MINCHEW, C. D. Five new species of *Henneguya* (Protozoa: Myxosporida) from Ictalurid fishes. **Journal of Protozoology**, v. 24, n. 2, p. 213–220, 1977.

MINCHEW, C. D. *Unicauda magna* sp. n. (Protozoa: Myxozoa): a new myxozoan from the fin tissues of the fathead minnow, *Pimephales promelas* Rafinesque. **Journal of Fish Diseases**, v. 4, n. 6, p. 513–518, 1981.

MINGAZZINI P. (1890) Sullo sviluppo dei Myxosporidi. **Bollettino della Societa dei Naturalisti in Napoli**, v. 4, p. 160–164, 1890.

MOLNÁR, K. Comment on the host, organ and tissue specificity of fish myxosporeans and on the types of their intrapiscine development. **Parasitologica Hungarica**, v. 27, p. 27:5–20, 1994.

MOLNÁR, K. Site preference of fish myxosporeans in the gill. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 48, n. 3, p. 197–207, 2002.

MOLNÁR, K.; BÉKÉSI, L. Description of a new *Myxobolus* species, *M. colossomatis* n. sp. from the teleost *Colossoma macropomum* of the Amazon River basin. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 9, n. 1, p. 57–63, 1993.

MOLNÁR, K.; RANZANI-PAIVA, M. J.; EIRAS, J. C.; RODRIGUES, E. L. *Myxobolus macroplasmodialis* sp. n. (Myxozoa: Myxosporea), a parasite of the abdominal cavity of the Characid Teleost, *Saminus maxillosus*, in Brazil. **Acta Potozoologica**, v. 37, n. 7, p. 241–245, 1998.

MORAN, J. D. W.; WHITAKER, D. J.; KENT, M. L. A review of the myxosporean genus *Kudoa* Meglitsch, 1947, and its impact on the international aquaculture industry and commercial fisheries. **Aquaculture**, v. 172, n. 1-2, p. 163–196, 1999.

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. **Parasitology Research**, v. 113, n. 5, p. 1703–1711, 2014.

MOREIRA, G. S. A.; ADRIANO, E. A.; SILVA, M. R. M.; CECCARELLI, P. 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. **Parasitology Research**, v. 113, n. 1, p. 81–90, 2014.

MORRIS, D. J. Cell formation by myxozoan species is not explained by dogma. **Proceedings of The Royal Society**, v. 277, n. 1693, p. 2565–2570, 2010.

MORRISON, N. D.; PRATT, I. *Sphaeromyxa maiyai* sp. n. (Protozoa: Myxosporidea), coelozoic parasite of the Pacific tomcod, *Microgadus proximus*. **Journal of Protozoology**, v. 20, n. 2, p. 214–217, 1973.

MOSER, M.; HALDORSON, L. *Zschokkella embiotocidis* sp. n. (Protozoa, Myxosporida) from California Pile Perch, *Damalichthys vacca*. and Striped Perch *Embiotoca lateralis*. **Canadian Journal of Zoology**. v. 54, n. 8, p. 1403–1405, 1976.

MOSER, M.; LOVE, M. S. *Henneguya sebasta* sp. n. (Protozoa, Myxosporida) from California Rockfish, *Sebastes* spp. **The Journal of Parasitology**, v. 61, n. 3, p. 481–483, 1975.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. The myxosporidan Genus *Davisia* in two deep-sea fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 61, n. 3, p. 691–694, 1975.

MOSER, M. *Ceratomyxa anoplopoma* n. sp. (Protozoa, Myxosporidia) from sablefish, *Anoplopoma fimbria*. **Canadian Journal of Zoology**, v. 54, n. 8, p. 1405–1406, 1976.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. The genus *Ceratomyxa* (Protozoa: myxosporida) in macrourid fishes. **Canadian Journal of Zoology**, v. 54, n. 9, p. 1535–1537, 1967.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. Three genera of myxosporida (Protozoa) in macrourid fishes. **International Journal for Parasitology**, v. 7, n. 2, p. 93–96, 1977a.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. *Zschokkella* (protozoa: myxosporida) in macrourid fishes. **International Journal for Parasitology**, v. 7, n. 2, p. 97–100, 1977b.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. The Genus *Myxoproteus* (Protozoa: Myxosporida) in macrourid fishes. **International Journal for Parasitology**, v. 7, n. 2, p. 253–255, 1977c.

MOSER, M.; NOBLE, E. R. Myxosporidian Genera *Auerbaehia*, *Sphaerospora*, *Davisia* and *Chloromyxum* in Macrourid fishes and the Sablefish, *Anoplopoma fimbria*. **Zeitschrift Für Parasitenkunde**, v. 51, p. 159–163, 1977d.

MOSER, M.; NOBLE, E. R.; LEE, R. S. The genus *Myxidium* (Protozoa: myxosporida) in macrourid fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 62, n. 5, p. 685–689, 1976.

MOSER, M.; LOVE, M. S.; JENSEN, L. A. (1976) Myxosporidia (Protozoa) in California Rockfish, *Sebastes* spp. **The Journal of Parasitology**, v. 62, n. 5, p. 690–692, 1976.

MÜLLER, M. I.; ADRIANO, E. A.; CECCARELLI, P. S.; DA 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**, v. 107, n. 2, p. 129–139, 2013.

MUNDAY, B. L.; SU, X.; HARSHBARGER, J. C. A survey of product defects in Tasmanian Atlantic. **Aquaculture**, v. 169, p. 297–302, 1998.

NAIDENOVA, N. N. [Parasitofauna of fishes from family Gobiidae from the Azov Sea.] **Biologiya Morya**, v. 20, p. 84–113, 1970 (In Russian).

NALDONI, J.; MAIA, A. A. M.; DA SILVA, M. R. M.; ADRIANO, E. A. *Henneguya cuniculator* sp. nov., a parasite of spotted sorubim *Pseudoplatystoma corruscans* in the São Francisco Basin, Brazil. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 107, n. 3, p. 211–221, 2014.

NALDONI, J.; ARANA, S.; MAIA, A. A. M.; CECCARELLI, P. S.; TAVARES, L. E. R.; BORGES, F. A.; ADRIANO, E. A. *Henneguya pseudoplatystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and ultrastructure. **Veterinary Parasitology**, v. 166, n. 1-2, p. 52–59, 2009.

NALDONI, J.; MAIA, A. A. M.; DA SILVA, M. R. M.; ADRIANO, E. A. *Henneguya cuniculator* sp. nov., a parasite of spotted sorubim *Pseudoplatystoma corruscans* in the São Francisco Basin, Brazil. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 107, n. 3, p. 211–221, 2014.

NALDONI, J.; ZATTI, S. A.; CAPODIFOGGIO, 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, n. 24, p. 4–11, 2015.

NEMECZEK, A. Beiträge zur Kenntnis der Myxosporidienfauna Brasiliens. *Archiv für Protistenkunde*, v. 54, p. 137–149, 1926.

NIGRELLI, R. F. Prickle cell hyperplasia in the snout of the redhorse sucker (*Myxostoma aureolum*) associated with an infection by the myxosporidian *Myxobolus moxostomi* sp. nov. **Zoologica**, v. 33, p. 43–46, 1948.

NIGRELLI, R. F.; SMITH, G. M. A papillary cystic disease affecting the barbels of *Ameiurus nebulosus* (le Sueur), caused by the myxosporidian *Henneguya ameiurensis* sp. nov. **Zoologia**, v. 25, p. 89–94, 1940.

NOBLE, E. R. Myxosporidia in deepwater fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 52, n. 4, p. 685–690, 1966.

NOBLE, E. R. Myxosporidia from tide pool fishes. **The Journal of Parasitology**, p. 359–364, 1939.

NOBLE, E. R. On a Myxosporidian (Protozoan) Parasite of California Trout. **The Journal of Parasitology**, v. 36, n. 5, p. 457–460, 1950.

NOBLE, E. R. On the distribution relationships between California tide pool fishes and their myxosporidian (protozoan) parasites. **The Journal of Parasitology**, v. 27, n. 5, p. 409–415, 1941.

NOBLE, E. R. Two New Myxosporidia from Tide Pool Fishes of California. **The Journal of Parasitology**, v. 24, n. 5, p. 441–444, 1938.

OKAMURA B.; GRUHL, A.; BARTHOLOMEW J. Introduction. *In*: B. Okamura, A. Gruhl & J.L. Bartholomew (Eds.), **Myxozoan Evolution, Ecology and Development**. Springer International Publishing, v. 56, n. 3, p. 1–20, 2015.

OTTO, G. R.; JAHN, T. L. Internal myxosporidian infections of some fishes of the Okoboji Region. **Proceedings of the Iowa Academy of Science**, v. 50, p. 323–335, 1943.

OVERSTREET, R. M. *Fabespora* sp. n., the first Myxosporidian from a Platyhelminth. **The Journal of Parasitology**, v. 62, n. 5, p. 680–684, 1976.

PAPERNA, I.; ZWERNER, D. E. *Kudoa cerebralis* sp. n. (Myxosporidea, Chloromyxidae) from Striped Bass, *Morone saxatilis* (Walbaum). **Journal of Protozoology**, v. 21, n. 1, p. 15–19, 1974.

PARISI, B. Primo contributo alla distribuzione geografica dei Missosporidi in Italia. **Atti Della Società Italiana Di Scienze Naturali, Milano, Scienze Naturali, Milano**, v. 50, p. 284–299, 1912.

PARKER, J. D.; WARNER, M. C. Effects of fixation, dehydration and staining on dimensions of myxosporidian and microsporidian spores. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 6, 448–456, 1970.

PARKER, J. D.; SPALL, R. D.; WARNER, M. C. Two New Myxosporida, *Henneguya gambusi* sp. n. and *Myxosoma pharyngeus* sp. n., in the Mosquitofish, *Gambusia affinis* (Baird and Girard). **The Journal of Parasitology**, v. 57, n. 6, p. 1297–1301, 1971.

PENIDO, J. C. N. Quelques nouvelles Myxosporidies parasites des poissons d'eau douce du Brésil. **Comptes Rendus de La Société Brésilienne de Biologie et de Ses Filiales**, 97, 850–852, 1927.

PINTO, C. *Myxidium gurgeli*, nova espécie, Myxosporídio parasito de vesícula biliar de peixe (Acestrorhampus sp.) de água doce do Brasil. **Scientia Medica**, v. 6, p. 86–87, 1923.

PINTO, C. Myxosporideos e outros protozoarios intestinaes de peixes observados na America do Sul. **Arquivos do Instituto de Biologia**, v. 1, p. 101-136, 1928.

POLYANSKII, Y. I. [The parasitology of fish of Northern marine waters of the USSR: Parasites of the fish of the Barents Sea.] **Trudy Zoologicheskogo Instituta Akademii Nauk USSR (Transactions of the Zoological Institute of the Academy of Sciences of the USSR)**, v. 19, p. 5–170, 1955. (In Russian).

- POTE, J. M.; HANSON, L. A.; SHIVAJI, R. Small Subunit Ribosomal RNA Sequences Link the Cause of Proliferative Gill Disease in Channel Catfish to *Henneguya* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea). **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 12, n. 1, p. 26–34, 2000.
- POULIN, R.; BESSON, A. A.; MORIN, M. B.; RANDHAWA, S. Missing links: testing the completeness of host-parasite checklists. **Parasitology**, v. 143, p. 114–122., 2016.
- PRICE, R. L.; MELLEN, J. W. *Myxobolus microcystus* sp. n. (Protozoa: Myxosporida) from the gills of *Micropterus salmoides* (Lacepede 1802) in southern Illinois. **The Journal of Parasitology**, v. 66, n. 6, p. 1019–1021, 1980.
- PUGACHEV, O. N. Parasitic protozoa of freshwater fishes from North-Eastern part of USSR. **Zoological Institute, USSR Academy of Sciences**, v. 31, p. 158–178, 1979.
- RICE, V. J.; JAHN, T. L. Myxosporidian parasites from the gills of some fishes of Okoboji region. **Proceedings of the Iowa Academy of Science**, v. 50, p. 313–321, 1943.
- ROBERTS, J. F.; WHIPPS, C. M.; BARTHOLOMEW, J. L.; SCHNEIDER, L.; JACOBSON, E. R. *Myxidium scripta* n. sp. identified in urinary and biliary tract of Louisiana-farmed red-eared slider turtles *Trachemys scripta elegans*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 80, n. 3, p. 199–207, 2008.
- ROCHA, E.; MATOS, E.; AZEVEDO, C. *Henneguya amazonica* n. sp. (Myxozoa, Myxobolidae), parasitizing the gills of *Crenicichla lepidota* Heckel, 1840 (Teleostei, Cichlidae) from Amazon River. **European Journal of Protistology**, v. 28, n. 3, p. 273–278, 1992.
- RODRIGUES, M. V.; FRANCISCO, C. J.; BIONDI, G. F.; JÚNIOR, J. P. A. *Sinuolinea niloticus* n. sp., a myxozoan parasite that causes disease in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Parasitology Research**, v. 115, n. 11, p. 4307–4316, 2016.
- ROHDE, K.; HAYWARD, C.; MAUREEN, H. Aspects of the Ecology of Metazoan Ectoparasites of Marine Fishes. **International Journal for Parasitology**, v. 25, n. 8, p. 945–970, 1995.
- ROSSER, T. G.; ALBERSON, N. R.; BAUMGARTNER, W. A.; MAUEL, M. J.; POTE, L. M.; GRIFFIN, M. J. Morphological, histological and molecular description of *Unicauda fimbriata* n. sp. (Cnidaria: Myxosporea: Myxobolidae) from the intestinal tract of channel catfish *Ictalurus punctatus*. **The Journal of Parasitology**, v. 12, n. 1, p. 105–113, 2016.
- ROSSER, T. G.; GRIFFIN, M. J.; QUINIOU, S. M. A.; ALBERSON, N. R.; WOODYARD, E. T.; MISCHKE, C. C.; POTE, L. M. *Myxobolus ictiobus* n. sp. and *Myxobolus minutus* n. sp. (Cnidaria: Myxobolidae) from the gills of the smallmouth buffalo *Ictiobus bubalus* Rafinesque (Cypriniformes: Catostomidae). **Systematic Parasitology**, v. 93, n. 6, p. 565–574, 2016.

ROSSER, T. G.; GRIFFIN, M. J.; QUINIQU, S. M. A.; KHOO, L. H.; POTE, L. M. 18S rDNA gene sequencing identifies a novel species of *Henneguya* parasitizing the gills of the channel catfish (Ictaluridae). **Parasitology Research**, v. 113, n. 12, p. 4651–4658, 2014.

RUGGIERO, M. A.; GORDON, D. P.; ORRELL, T. M.; BAILLY, N.; BOURGOIN, T.; BRUSCA, R. C.; KIRK, M. A Higher Level Classification of All Living Organisms. **PLoS ONE**, v. 10, n. 4, p. 1–60, 2015.

SALIM, K. Y.; DESSER, S. S. Descriptions and Phylogenetic Systematics of *Myxobolus* spp. from Cyprinids in Algonquin Park, Ontario. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 47, n. 3, p. 309–318, 2000.

SALINAS, S.; JIMENEZ-GUZMAN, F. E.; GALAVIZ-SILVA, L.; RAMIREZ-BOM, E. *Myxobolus nuevoleonensis* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) parasite of fishes *Poecilia mexicana* and *P. reticulata* from Rio de la Silla near Monterrey, Nuevo Leon, Mexico. **Revista Latinoamericana de Microbiologia**, v. 33, p. 265-269, 1991.

SANDERS, J. L.; JARAMILLO, A. G.; ASHFORD, J. E.; FEIST, S. W.; LAFFERTY, K. D.; KENT, M. L. Two Myxozoans from the Urinary Tract of Topsmelt, *Atherinops affinis*. **The Journal of Parasitology**, v. 101, n. 5, p. 577–86, 2015.

SCHLEGEL, M.; LOM, J.; STECHMANN, A.; BERNHARD, D.; LEIPE, D.; DYKOVÁ, I.; SOGIN, M. L. Phylogenetic Analysis of Complete Small Subunit Ribosomal RNA Coding Region of *Myxidium lieberkuehni*: Evidence that Myxozoa are Metazoa and Related to the Bilateria. **Archiv Für Protistenkunde**, v. 147, n. 1, p. 1–9, 1996.

SEARS, B. F.; ANDERSON, P.; GREINER, E. C. A new species of myxosporean (Sphaeromyxidae), a parasite of lined sea horses, *Hippocampus erectus*, from the Gulf of Mexico. **Journal of Parasitology**, v. 97, n. 4, p. 713–716, 2011.

SHIN, S. P.; SHIRAKASHI, S.; HAMANO, S.; KATO, K.; LASSO, L. T.; YOKOYAMA, H. Phylogenetic study of the genus *Kudoa* (Myxozoa: Multivalvulida) with a description of *Kudoa rayformis* sp. nov. from the trunk muscle of Pacific sierra *Scomberomorus sierra*. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 98, p. 337–345, 2016.

SHULMAN S. S. [New and little known myxosporidia of the White Sea.] **Zoologische Zh.** v. 32, 385–393, 1953. (In Russian)

SHULMAN S. S.; KOVALEVA A. A.; DUBINA V. R. [New myxosporidians from fishes of the Atlantic coast of Africa]. **Parazitologiya**, v. 13, p. 71–79, 1979. (In Russian)

SHULMAN, S. S. Myxosporidia of the USSR. **Nauka Moscow-Leningrad**, p. 504, 1966 (In Russian).

SHULMAN, S.S. [New systematic of myxosporidia.], **Voprosy Parazitologii Karelii**, v. 14, p. 33–47, 1959. (In Russian)

SIDDALL, M. E.; MARTIN, D. S.; BRIDGE, D.; DESSER, S. S.; CONE, D. K.; CONELL, D. K. The Demise of a Phylum of Protists: Phylogeny of Myxozoa and Other Parasitic Cnidaria. **The Journal of Parasitology**, v. 81, n. 6, p. 961–967, 1995.

- SMOTHERS, J. F.; DOHLEN, C. D. VON; JR, L. H. S.; SPALIT, R. D. Molecular evidence that the myxozoan protists are Metazoans. **Science**, v. 265, n. 5179, p. 1719–1721, 1994.
- SPALDING, M. D., FOX, H. E., ALLEN, G. R., DAVIDSON, N., FERDAÑA, Z. A., FINLAYSON, M. A. X. & ROBERTSON, J. Marine Ecoregions of the World: A Bioregionalization of Coastal and Shelf Areas. **BioScience**, v. 57, n. 7, p. 573–583, 2007.
- SPALL, R. D. A new myxosporidan in red and golden shiners. **The Journal of Parasitology**, v. 60, n. 1, p. 169–171, 1974.
- SWEARER, S. E.; ROBERTSON, D. R. Life history, pathology, and description of *Kudoa ovivora* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea): An ovarian parasite of Caribbean Labroid fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 85, n. 2, p. 337–353.
- SZÉKELY, C.; HALLETT, S. L.; ATKINSON, S. D.; MOLNÁR, K. (2009). Complete life cycle of *Myxobolus rotundus* (Myxosporea: Myxobolidae), a gill myxozoan of common bream *Abramis brama*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 85, p. 147–155, 2009.
- SZIDAT, L. Einige neue Arten der Familie Myxobolidae Thelohan (Protozoa, Klass Sporozoa) aus Süßwasserfischen Argentinens. **Gewasser Und Abwasser Eine Limnologische Schriftenreihe**, v. 5, p. 7–16, 1953.
- TAJDARI, J.; MATOS, E.; MENDONÇA, I.; AZEVEDO, C. Ultrastructural morphology of *Myxobolus testicularis* sp. n., parasite of the testis of *Hemiodopsis microlepis* (Teleostei: Hemiodontidae) from the NE of Brazil. **Acta Protozoologica**, v. 44, n. 44, p. 377–384, 2005.
- TERAN, L.; LUCÁN, L.; LUQUE, J. L. *Kudoa sciaenae* n. sp. (Myxozoa, Multivalvulida), parásito muscular de peces de la familia Sciaenidae (Osteichthyes) en el mar peruano. **Revista Ibérica de Parasitología**, v. 50, n. 1-2, p. 25–29, 1990.
- THÉLOHAN, P. Observations sur les myxosporidies et éssai de classification de ces organismes. **Bulletin de la Société Philomatique de Paris**, v. 4, p. 165–178, 1892.
- TIMI, J. T.; SARDELA, N. H. Myxosporeans and coccidians parasitic on Engraulid fishes from the coast of Argentina and Uruguay. **Parasite**, v. 5, n. 4, p. 331–339, 1998.
- UETZ, P.; JIRÍ, H. (Eds.) 2016 The Reptile Database. Available from: <http://www.reptile-database.org> (accessed April 17, 2016)
- UPTON, S. J.; MCALLISTER, C. T.; TRAUTH, S. E. A new species of *Chloromyxum* (Myxozoa: Chloromyxidae) from the gall bladder of *Eurycea* spp. (Caudata: Plethodontidae) in North America. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 31, n. 3, p. 394–396, 1995.

- VELASCO, M.; VIDEIRA, M.; NACIMENTO, L. C. S.; MATOS, P.; GONÇALVES, E. C.; MATOS, E. *Henneguya paraensis* n. sp. (Myxozoa; Myxosporea), a new gill parasite of the Amazonian fish *Cichla temensis* (Teleostei: Cichlidae): morphological and molecular aspects. **Parasitology Research**, v. 115, n. 5, p. 1779–1787, 2016.
- VIDEIRA, M.; VELASCO, M.; AZEVEDO, R.; SILVA, R.; GONÇALVES, E.; MATOS, P.; MATOS, E. Morphological aspects of *Henneguya aequidens* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) in *Aequidens plagiozonatus* Kullander, 1984 (Teleostei: Cichlidae) in the Amazon region, Brazil. **Parasitology Research**, v. 114, n. 3, p. 1159–1162, 2015.
- VIOZZI, G. P.; FLORES, V. R. *Myxidium biliare* sp. n. (Myxozoa) from gall bladder of *Galaxias maculatus* (Osmeriformes: Galaxiidae) in Patagonia (Argentina). **Folia Parasitologica**, v. 50, n. 3, p. 190–194, 2003.
- VITA, 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). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 53, n. 1, p. 55–60, 2003.
- WALLIKER, A. D. Myxosporidea of Some Brazilian Freshwater Fishes. **The Journal of Parasitology**, v. 55, n. 5, p. 942–948, 1969.
- WALSH, H. L.; IWANOWICZ, L. R.; GLENNEY, G. W.; IWANOWICZ, D. D.; BLAZER, S. Description of Two New Gill Myxozoans from Smallmouth (*Micropterus dolomieu*) and Largemouth (*Micropterus salmoides*) Bass. **The Journal of Parasitology**, v. 98, n. 2, p. 415–422, 2012.
- WARD, H. B. Notes on North American Myxosporidia. **The Journal of Parasitology**, v. 6, n. 2, p. 49–64, 1919.
- WHINERY, J. B. Some additional notes on a Myxosporidian infection in the common toad. **New York Medical Journal**, v. 18, p. 660–662, 1893.
- WHIPPS, C. M.; ADLARD, R. D.; BRYANT, M. S.; LESTER, R. G. J.; FINDLAY, V.; KENT, M. L. First report of three *Kudoa* species from eastern Australia: *Kudoa thyrsites* from mahi mahi (*Coryphaena hippurus*), *Kudoa amamiensis* and *Kudoa minithyrsites* n. sp. from sweeper (*Pempheris ypsilychnus*). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 50, n. 3, p. 215–219, 2003.
- WHIPPS, C. M. Interrenal Disease in Bluegills (*Lepomis macrochirus*) Caused by a new genus and species of Myxozoan. **The Journal of Parasitology**, v. 97, n. 6, p. 1159–1165, 2011.
- WHIPPS, C. M.; FONT, W. F. Interaction of Two Myxozoan Parasites from Naked Goby *Gobiosoma bosc*, in Lake Pontchartrain, Louisiana. **The Journal of Parasitology**, v. 99, n. 3, p. 441–7, 2013.

- WHIPPS, C. M.; MURRAY, K. N.; KENT, M. L. Occurrence of a Myxozoan Parasite *Myxidium streisingeri* n. sp. in Laboratory Zebrafish *Danio rerio*. **The Journal of Parasitology**, v. 101, n. 1, p. 86–90, 2015.
- WHITAKER, D. J.; KENT, M. L.; SAKANARI, J. A *Kudoa miniauriculata* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea) from the Musculature of Bocaccio (*Sebastes paucispinis*) from California. **The Journal of Parasitology**, v. 82, n. 2, p. 312–315, 1996.
- WIERZBICKA, J. *Ceratomyxa americana* n. sp. (Myxospora, Bivalvulida), a parasite of Mackerel (*Scomber scombrus* L.). **Acta Ichthyologica et Piscatoria**, v. 17, n. 1, p. 93–96, 1987.
- WOLD, D.; IVERSEN, E. S. *Myxobolus latipinnacola* new species (Myxosporida) from the sailfin molly, *Poecilia latipinna* (Lesueur) in South Florida. **Bulletin of Marine Science**, v. 28, n. 2, p. 376–380, 1978.
- WORK, T. M.; TAKATA, G.; WHIPPS, C. M.; KENT, M. L. A new species of *Henneguya* (Myxozoa) in the big-eyed scad (*Selar crumenophthalmus*) from Hawaii. **The Journal of Parasitology**, v. 94, n. 2, p. 524–529, 2008.
- WORMS Editorial Board 2016 World Register of Marine Species. Available from: <http://www.marinespecies.org> (accessed 26 June 2016)
- WYATT, E. J. *Facieplatycauda pratti* gen. n., sp. n. and Two New Species of *Myxobolus* (Myxosporida). **Journal of Protozoology**, v. 26, n. 1, p. 47–51, 1979.
- WYATT, E. J.; PRATT, I. *Myxobolus insidiosus* sp. n. a Myxosporidian from the Musculature of *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum). **The Journal of Parasitology**, v. 49, n. 6, p. 951–955, 1963.
- XIAO, C.; DESSER, S. S. *Sphaerospora ovophila* n. sp. and *Myxobolus algonquinensis* n. sp. (Myxozoa, Myxosporea), ovarian parasites of fish from Algonquin Park, Ontario, Canada. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 44, n. 2, p. 157–161.
- YASUTAKE, W. T.; WOOD, E. M. Some Myxosporidia found in Pacific Northwest salmonids. **Journal of Parasitology**, v. 43, n. 6, p. 633–642, 1957.
- YE, L. T.; LI, W. X.; WU, S. G.; WANG, G. T. Supplementary studies on *Henneguya doneci* Schulman, 1962 (Myxozoa: Myxosporea) infecting the gill filaments of *Carassius auratus gibelio* (Bloch) in China: histologic, ultrastructural, and molecular data. **Parasitology Research**, v. 110, n. 4, p. 1509–1516, 2012.
- YOKOYAMA, H. URAWA, S. GRABNER, D. Shirakashi S. *Henneguya cartilaginis* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea) in the head cartilage of masu salmon *Oncorhynchus masou masou*. **Parasitology International**, v. 61, n. 4, p. 594–598, 2012.
- YOSHINO, T. P.; MOSER, M. Myxosporida (protozoa) in Macrourid Fishes (*Coryphaenoides* spp.) of Northeastern Pacific. **The Journal of Parasitology**, v. 60, n. 4, p. 655–659, 1974.

YOSHINO, T. P.; NOBLE, E. R. Myxosporida of Macrourid fishes from Southern California and Mexico. **The Journal of Parasitology**, v. 59, n. 5, p. 844–850, 1973a.

YOSHINO, T. P.; NOBLE, E. R. Myxosporida in Macrourid fishes of the North Atlantic. **Canadian Journal of Zoology**, v. 51, n. 7, p. 745–752, 1973b.

ZATTI, S. A.; NALDONI, J.; SILVA, M. R. M.; MAIA, A. A. M.; ADRIANO, E. A. Morphology, ultrastructure and phylogeny of *Myxobolus curimatae* n. sp. (Myxozoa: Myxosporidia) a parasite of *Prochilodus costatus* (Teleostei: Prochilodontidae) from the São Francisco River, Brazil. **Parasitology International**, v. 64, n. 5, p. 362–368, 2015.

ZHANG J, MO X, LI N, CHENW, YANG C. Supplementary Description of *Henneguya zikawiensis* Sikama, 1938 and Its Molecular Phylogeny. **Journal of Neijiang Normal University**, v. 35, n. 4, p. 42–46, 2015.

ZHAO, Y.; ZHOU, Y.; KENT, M. L.; WHIPPS, C. M. Replacement of the preoccupied name *Davisia* Laird 1953 and description of a new myxozoan species (Myxosporidia: Sinuolineidae) from *Sebastiscus marmoratus* (Cuvier, 1829) in the East China Sea. **The Journal of Parasitology**, v. 94, n. 1, p. 269–279, 2008.