

PESCANDO CONHECIMENTO

Ciência e perspectivas para o
pescado do Maranhão e Brasil

ORGANIZADORES:
Diego Carvalho Viana
Germán Augusto Murrieta Morey



EDITORA
UEMASUL

Pescando Conhecimento:
Ciência e Perspectivas para o
pescado do Maranhão e Brasil

Diego Carvalho Viana
Germán Augusto Murrieta Morey
(Organizadores)

Pescando Conhecimento:
Ciência e Perspectivas para o
pescado do Maranhão e Brasil



EDITORA
UEMASUL

2024

Todos os direitos reservados à Editora UEMASUL. É proibida a reprodução total ou parcial, de qualquer forma ou por qualquer meio.

O conteúdo desta publicação é de inteira responsabilidade dos autores.

Projeto Gráfico: Editora UEMASUL

Catálogo na publicação Seção de Catalogação e Classificação.

P473 Pescando Conhecimento: Ciência e Perspectivas para o pescado do Maranhão e Brasil. / Diego Carvalho Viana, Germán Augusto Murrieta Morey (Orgs.). – Imperatriz: EDUEMASUL, 2024.

126 p.

ISBN 978-65-89274-02-5

1. Piscicultura. 2. Ictiologia. I. Viana, Diego Carvalho. II. Morey, Germán Augusto Murrieta.

CDU 639

Ficha elaborada pelo Bibliotecário: **Mateus de Araújo Souza CRB13/955**



Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – UEMASUL

Reitora

Profa. Dra. Luciléa Ferreira Lopes Gonçalves

Vice-reitora

Profa. Dra. Lilian Castelo Branco de Lima

Organizadores

Diego Carvalho Viana

Germán Augusto Murrieta Morey

Conselho Editorial

Profa. Dra. Aichely Rodrigues da Silva

Profa. Dra. Camila Perez da Silva

Profa. Dra. Gabriela Guimarães Jeronimo

Prof. Dr. Gutierrez Rodrigues de Moraes

Profa. Dra. Luciana Oliveira dos Santos

Prof. Dr. Marcelo Francisco da Silva

Profa. Dra. Milena Lopes Oliveira

Me. Mateus de Araújo Souza

Profa. Dra. Niara Moura Porto

Coordenação da Editora

Profa. Dra. Aichely Rodrigues da Silva

Diagramação

Maria Eduarda da Silva Santos

Capa

Maria Eduarda da Silva Santos

Revisão

Cícera Isaany Chaves Batista

Comitê Científico

Prof. Dr. Francisco de Assis Carvalho de
Almada (UEMASUL)

Profa. Dra. Lilian Castelo Branco de Lima
(UEMASUL)

Profa. Dra. Lisis Fernandes Brito de
Oliveira (UFF)

Profa. Dra. Vanda Maria Leite Pantoja
(UFMA)

Prof. Dr. Wellyson da Cunha Araújo Firmo
(UEMASUL)

Prof. Ma. Maria Natividade Silva Rodrigues
(SEDUC MA)

Profa. Dra. Karina Almeida de Sousa (UFMA)

APRESENTAÇÃO

Este livro “Pescando Conhecimento: Ciência e Perspectivas para o Pescado do Maranhão e Brasil” oferece uma visão abrangente de esforços científicos de diversas instituições de pesquisa do estado do Maranhão, bem como do Peru, visando mostrar a importância de preservar riquezas naturais como os peixes. Assim, são abordados temas como reprodução de espécies de peixes, bem como a importância de doenças zoonóticas que podem ser causadas por parasitos metazoários de peixes comercializados na região desde estado do Norte do Brasil e, portanto, são informações imprescindíveis para a saúde do consumidor. Além disso, esta obra não se limita apenas ao contexto regional, uma vez que também lança um olhar sobre as implicações mais amplas da pesquisa em pesca, piscicultura e conservação de espécies de peixes do Brasil, destacando, portanto, desafios e oportunidades para a gestão sustentável desses recursos da naturais regional e nacional.

Esta importante obra, é de grande interesse para pesquisadores de diversas áreas da ictiologia, bem como para estudantes, piscicultores, pescadores, conservacionistas ou amantes da natureza com interesse nos peixes, pois oferece uma leitura clara e de fácil entendimento para esses diferentes públicos, incentivando todos aqueles que desejam aprofundar sua compreensão sobre esse fascinante tema da biologia, a ictiologia. Em suma, esta obra é uma iniciativa oportuna, que reflete a preocupação dos autores e organizadores com o aumento dos conhecimentos sobre os peixes, um importante recurso natural da biodiversidade brasileira.

Marcos Tavares Dias - Pesquisador
A Sanidade de Organismos Aquáticos
Embrapa Amapá
Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa)
Macapá/AP

Capítulo 1 11

Reprodução de peixes: Indução hormonal de peixes reofílicos

Jéssica Antonia Cardoso Mendes

Karuane Sartunino da Silva Araújo

Julio de Sousa Silva

Ricardo Souza Oliveira

Lívia Thereza Silva Rocha

German Augusto Murrieta Morey

Diego Carvalho Viana

Capítulo 2 59

Metazoários parasitas de importância higiênico-sanitária em espécies de peixes comercializadas no mercado da cidade operária, São Luis, Maranhão-Brasil

Germán Augusto Murrieta Morey

Ricardo Souza Oliveira

Silmara Cristina Silva Aquino

Thais Avelar Vieira

Luana de Araújo Madureira

Diego Carvalho Viana

Capítulo 3 85

Caracterização reprodutiva de peixes da família PROCHILODONTIDAE da região neotropical - Revisão de literatura

Letícia Almeida Barbosa

Thiago Machado da Silva Acioly

Marcelo Francisco da Silva

Diego Carvalho Viana

Capítulo 4.....103

MYXOZOA (CNIDARIA) PARASITOS DE *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829 (CHARACIFORMES, PROCHILODONTIDAE) (CURIMATÁ - PACU) no médio curso do rio Tocantins, Amazônia Oriental - Revisão de literatura

João Moreira Pinto Filho

Marcelo Francisco da Silva

Diego Carvalho Viana

CAPÍTULO 1 - REPRODUÇÃO DE PEIXES: INDUÇÃO HORMONAL DE PEIXES REOFÍLICOS

Jéssica Antonia Cardoso Mendes

Mestre em Zootecnia (UFMA) e
Doutoranda PPG Ciência Animal,
Universidade Estadual do Maranhão
E-mail: Jessica.cardoso.zootec@gmail.com
ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1327-5797>

Karuane Sartunino da Silva Araújo

Mestre em Ciências da Saúde (UFT)
Doutoranda PPG Ciência Animal
Universidade Estadual do Maranhão
E-mail: karuane@hotmail.com
ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3122-6868>

Julio de Sousa Silva

Graduando em Ciência Animal
Universidade Federal do Maranhão/ Campus Chapadinha
E-mail: julio.ss@discente.ufma.br
ORCID: <https://orcid.org/0009-0009-9050-2779>

Ricardo Souza Oliveira

Engenheiro de Pesca, Mestrando PPG Ciência Animal
Universidade Estadual do Maranhão
E-mail: ricardossouzaoliveira@gmail.com
ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6955-3442>

Lívia Thereza Silva Rocha

Graduada em Zootecnia (UFMA)

Universidade Federal do Maranhão/ Campus Chapadinha

E-mail: liviarocha041@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0009-0008-3925-2607>

German Augusto Murrieta Morey

Pós-doutorado em Parasitologia de Peixes pela Universidade Federal do Paraná (UFPR), Instituto de Investigação da Amazonia

Peruana (IIAP)

Iquitos, Loreto-Perú

Programa de Pós-graduação em Ciência Animal (PPGCA)

da Universidade Estadual do Maranhão

E-mail: germantiss1106@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6244-265412>

Diego Carvalho Viana

Doutor em Ciências (USP), Professor (UEMASUL) e do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA/UEMA).

E-mail: diego_carvalho_@hotmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3302-9892>

RESUMO: No Brasil, estudos sobre reprodução artificial de peixes, têm décadas, mas apenas recentemente focaram em melhoramento genético e conservação do sêmen de espécies nativas. A diversidade genética está ameaçada por destruição de habitats, pesca predatória e poluição, demandando programas para fertilização artificial, criopreservação e melhoramento genético. Mudanças climáticas e características ambientais podem afetar a reprodução natural, tornando a fertilização artificial essencial. Este material apoia produtores e pesquisadores com informações precisas das técnicas de inseminação artificial. Utilizando pesquisas das últimas décadas, investigou-se o manejo dos peixes, ovos e sêmen, correlacionando com taxa de fecundação,

qualidade dos espermatozoides, idade dos peixes e Hora grau. Demonstram-se técnicas como indução hormonal via hipofiseação ou hormônios sintéticos, cálculo de doses hormonais, manejo pré e pós-extrusão, taxa de fecundação, eclosão e incubação de ovos. Aborda-se também o manejo para evitar contaminações que podem prejudicar a qualidade dos ovos, envolvendo todo o processo para máxima eficiência na reprodução de peixes.

Palavras-chave: Criopreservação, Indução Hormonal, Piscicultura, Peixes Reofílicos.

FISH REPRODUCTION: HORMONAL INDUCTION OF RHEOPHILIC FISH

ABSTRACT: In Brazil, studies on the artificial reproduction of fish, have been ongoing for decades, but only recently have they focused on genetic improvement and the conservation of semen from native species. Genetic diversity is threatened by habitat destruction, overfishing, and pollution, necessitating programs for artificial fertilization, cryopreservation, and genetic enhancement. Climate change and environmental factors can affect natural reproduction, making artificial fertilization essential. This material provides precise information on artificial insemination techniques to support producers and researchers. Drawing on research from recent decades, the management of fish, eggs, and semen was investigated, correlating with fertilization rate, sperm quality, fish age, and degree hours. Techniques such as hormonal induction via hypophysation or synthetic hormones, hormonal dose calculation, pre- and post-extrusion management, fertilization rate, egg hatching, and incubation are demonstrated. Additionally, management to prevent contamination that may affect egg quality is addressed, encompassing the entire process

for maximum efficiency in fish reproduction.

Keyword: Cryopreservation, Hormonal Induction, Fish Farming, Rheophilic Fish.

INTRODUÇÃO

Os peixes têm um impacto significativo na saúde e no equilíbrio dos ecossistemas aquáticos. Como observado por Alpizar et al. (2017), eles desempenham papel importante na cadeia alimentar aquática, algumas espécies são forrageadores e são importantes para a regulação de outras espécies por serem pilotos como predadores e presas.

Durante últimos anos, no entanto, o interesse em espécies reofílicas aumentou significativamente (Kupren *et al.*, 2008; Nowosad *et al.*, 2014; Targońska *et al.*, 2011), devido à ameaça de perda da diversidade e extinção total de espécies. A perda de áreas de desova causada pela poluição do ambiente aquático ou pela regulação dos rios é a principal causa da perda da diversidade.

Outro fator que influenciam na eficiência da desova é a temperatura. Segundo Nowosad *et al.* (2014), a flutuação de temperatura tem um impacto negativo na eficiência de desovam, incluindo o sucesso da ovulação e a taxa de sobrevivência do embrião. Além de melhorar as condições ambientais, a produção de reprodutores baseados na reprodução artificial, incubação e criação inicial em condições controladas é uma das soluções possíveis para proteger os peixes ribeirinhos (Cejko *et al.*, 2012; Kujawa *et al.*, 2015; Kupren *et al.*, 2014).

A reprodução artificial também é um elemento necessário para o desenvolvimento de técnicas de engenharia genômica e criopreservação de sêmen (Kucharczyk, 2019;

Nowosad *et al.*, 2015) que pode ser útil para a proteção do pool genético.

Portanto, é importante atualização sobre estudos reprodutivos e técnicas em peixes, visto que a manutenção sustentável dos ecossistemas aquáticos é essencial, assim como conhecer e compreender estudos reprodutivos e métodos de reprodução de peixes visando garantir a reprodução de peixes reofílicos, mesmo em cativeiro. Visto que estes dependem de ambientes de água corrente, como rios e riachos, para crescer e se reproduzir, são chamados de espécies migradoras necessitam basicamente de três tipos de ambiente dentro da bacia hidrográfica, para completar seu ciclo de vida: área de desova, de crescimento e de alimentação (Kujawa *et al.*, 2015), são os peixes Reofílicos, chamados “peixe de piracema”, sobem os rios entre setembro e outubro para desovar entre novembro e janeiro, e de fecundação externa, exemplo: dourados, pacus, curimatás, tambaquis, tabaranas dentre outros.

Deste modo, é indispensável a utilização de métodos alternativos de cultivo com o intuito complementar a produção natural. Para a realização da reprodução artificial em peixes, pode-se utilizar várias técnicas, tais como indução hormonal, desova em ninhos artificiais e incubação artificial, dentre outros. O objetivo desta revisão é fornecer orientações práticas sobre os procedimentos de manipulação do sêmen seja para produção animal ou conservação de espécies extinção.

Caracterização dos peixes reofílicos

Os peixes são animais vertebrados que habitam ambientes aquáticos de água salgada ou doce. Pertencem a

superclasse Pisces, filo Chordata, subfilo Vertebrata (Pasck; Lanzendorf, 2017) que abrange cerca de 33.000 espécies no mundo, entre essas aproximadamente 5.000 espécies encontram-se em território brasileiro (Agostinho *et al.* 2005). Os peixes são classificados principalmente em Actinopterygii (peixes ósseos), Elasmobranchi (peixes cartilagosos) e ciclóstomos (peixes sem mandíbulas) (Pasck; Lanzendorf, 2017). Sua alimentação é extremamente diversificada, podendo ser herbívoros, carnívoros, onívoros, detritívoros e ilíofagos.

Os peixes são ectodérmicos (Pasck; Lanzendorf, 2017) e seu tamanho varia desde 7,9 mm em *Paedocypris progenetica* dos pântanos da ilha de Sumatra, até cerca de 20 m no *Rhincodon typus* (tubarão-baleia) (Faria *et al.*, 2009). Os peixes servem de alimento para diversas espécies, principalmente para os seres humanos (Pasck; Lanzendorf, 2017), por ser um alimento saudável e nutritivo para fortalecimento do organismo.

Idealmente, em condições de cativeiro, machos e fêmeas seriam capazes de amadurecer sexualmente e apresentar comportamento de acasalamento que leva a liberação sincronizada de gametas, no caso da fertilização externa, como maioria dos peixes (Mylonas *et al.*, 2017). Porém, o crescimento corporal e a reprodução destes animais podem ser influenciados por diversos fatores, dentre eles, os fatores climáticos.

A temperatura é responsável por determinar o metabolismo dos peixes, seguido pelas atividades fisiológicas, em especial a fase de reprodução. A redução ou o aumento da temperatura corpórea em relação a temperatura ideal determinada para cada espécie, provocam mudanças fisiológicas no funcionamento do organismo, entre elas a

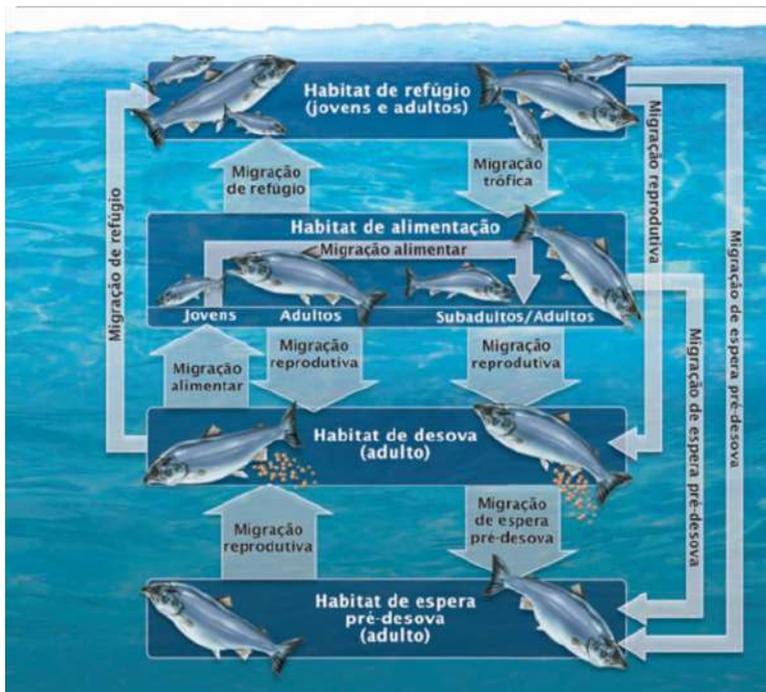
redução da fecundidade e atraso na maturação gonadal (Rebouças *et al.*, 2014).

As gonadotrofinas secretam uma série de hormônios que atuam como fatores-chave para a regulação da reprodução. Entre eles, os hormônios gonadotróficos (GTHs), hormônio folículo estimulante (FSH) e o hormônio luteinizante hormônio (LH) (Nagahama; Yamashita, 2008). Por transporte na corrente sanguínea, FSH e LH chegam às gônadas e, em ambos os sexos, eles promovem o desenvolvimento de células germinativas e a produção de hormônios esteróides sexuais (Hafez *et al.*, 2004; Ljubobratović *et al.*, 2019).

A reprodução dos peixes reofílicos, é afetada pelo ambiente, pois estes precisam realizar a migração no período da piracema (Figura 1), para se reproduzirem em ambiente natural; em situação de cativeiro a reprodução espontânea, é comprometida, não ocorrendo a espermiacção ou desova (Crepaldi *et al.*, 2006).

Desta forma, os procedimentos de fertilização artificial envolvendo a coleta manual de sêmen e a desova induzida apresenta mérito significativo, podendo ser utilizada para tratar problemas reprodutivos, disfunção ou para manter a saúde, a diversidade genética da população, permitindo o acasalamento 1:1 entre indivíduos superiores, de modo que a reprodução seletiva possa ocorrer de forma eficaz. Além disso, o esperma criopreservado também pode ser usado para produção de sementes, resultando na utilização efetiva dos recursos genéticos (Judycka *et al.*, 2019).

Figura 1. Modelo dos padrões de migrações de peixes de piracema.



Fonte: ÁGUAS, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais, Godinho e Pompeu, 2003

Outros benefícios estão relacionados ao grande número de embriões que podem ser produzidos com estágios de desenvolvimento harmonizados. Isso implica que os embriões podem ser disponibilizados para tratamento de microinjeção imediatamente após a fertilização, que envolve a injeção de regentes no estágio de uma célula. A microinjeção é uma nova tecnologia crítica para edição do genoma, gerenciamento da expressão gênica por morfolino antisense oligo (MO) e visualização celular (Goto *et al.*, 2019), podendo também haver o nascimento de uma espécie

em extinção através de uma barriga de aluguel. Além de proporcionar maior produção e produtividade na criação, melhorando os resultados e, conseqüentemente, os lucros dos piscicultores.

Reprodução natural e artificial

A reprodução é um dos indicadores determinantes para manter a diversidade aquática. Desta forma, o monitoramento do estado ambiental deve ser realizado através da avaliação da qualidade da água e do esperma dos peixes. Até o momento, várias análises foram aplicadas e provaram ser úteis nesta tarefa. Entre eles, os parâmetros de motilidade espermática (velocidade espermática), a concentração espermática, volume, pH e osmolalidade do plasma seminal são os principais indicadores de qualidade do esperma medidos no esperma dos peixes (Kowalski; Cejko, 2019). No entanto, outros parâmetros também determinam o potencial de fertilização do esperma.

Embora, um número relativamente elevado de biomarcadores de qualidade espermática tenha sido relatado ao longo dos anos, em diversas espécies de peixes, a motilidade espermática, é hoje considerado o melhor biomarcador para espermatozóides de peixes (Gallego *et al.*, 2018).

Além disso, a integração do DNA, a estabilidade da membrana, o *status* das mitocôndrias e a atividade enzimática são parâmetros adicionais de grande importância para a função espermática (Kowalski; Cejko, 2019). A medição de todos esses parâmetros no esperma dos peixes fornece um conhecimento complexo sobre a fertilidade dos reprodutores e ajuda a melhorar os protocolos de

manutenção dos reprodutores, bem como o manejo dos gametas e os processos de fertilização.

São vários processos, técnicas e protocolos utilizados com sucesso na reprodução assistida, mas a escolha da melhor opção varia de acordo com as características da criação, das espécies produzidas, das instalações, características climáticas (Sousa, 2008). Atualmente, as técnicas mais utilizadas consistem, basicamente, no controle da fecundação, no acompanhamento dos processos de incubação e produção de larvas e alevinos, para que haja maior produção e maior taxa de sobrevivência superior dos alevinos por desova.

A reprodução de peixes pode ocorrer através de dois métodos, o natural e o artificial. Em ambos os métodos, uma das principais características que se deve ter máxima atenção, é o estado funcional das gônadas, isso diferenciará os peixes juvenis dos adultos (Pereira *et al.*, 2017; Valencia *et al.*, 2020). A transição para a idade da maturidade sexual é referida como puberdade e o sistema endócrino predominantemente responsável pela regulação dos processos reprodutivos é o eixo hipotálamo-hipófise-gonadal (HHG) (Munoz-Cuetoa *et al.*, 2020).

Este processo de transição de peixes juvenis para adultos inicia após a diferenciação sexual, desde o aparecimento do espermatozóide em machos e oócitos vitelogênicos nas fêmeas, atingindo a primeira espermiacção e ovulação, respectivamente (Schulz; Miura, 2002; Nguyen *et al.*, 2020).

De acordo com Valência *et al.* (2020), o processo de maturação sexual parece depender de uma série de fatores genéticos, metabólicos e de estímulos ambientais.

Entre os sinais metabólicos, sabe-se que os

hormônios esteróides sexuais (progestágenos, andrógenos e estrogênios), estão envolvidos ou aceleram a maturação do eixo hipotálamo-hipófise-gonadal (HHG) (Levavi-Sivan *et al.*, 2010), atuando na diferenciação sexual e manutenção de tecidos e gametogênese, além de regular o desenvolvimento das características sexuais secundárias e comportamento reprodutivo, sinalizando o hipotálamo e hipófise seu “status” sexual (Zohar *et al.*, 2010), comprovando assim a participação no desenvolvimento puberal dos peixes.

No caso da reprodução em sistemas de cultivo, os peixes sofrem a mesma influência dos fatores bióticos, como temperatura, luz, podendo também haver interferência pela alimentação, densidade de estocagem e manejo.

Segundo Rotili *et al.* (2022), *Arapaima Gigas* apresentam baixas concentrações do hormônio reprodutivo, 17 β estradiol em fêmeas imaturas (150 ng/mL) em comparação com aquelas do estágio de maturação (1200 ng/mL), o que confere alteração semelhante em ambiente natural (Amaral *et al.*, 2019). Já a piracanjuba (*B. orbignyanus*), peixe de piracema, independente do estágio de maturação, requerem indução hormonal para se reproduzir em cativeiro, os estágios da evolução gônadal e testicular são ser semelhantes à outros peixes reofílicas (Bashiyo-Silva *et al.*, 2016).

Em ambiente natural, após a maturidade fisiológica, a reprodução pode ocorrer naturalmente, onde a fêmea lança os óvulos sobre um substrato, podendo ser sobre raízes aquáticas, pedrisco, ou no próprio corpo d'água, logo em seguida, o macho lança o esperma para que haja a fecundação e, posteriormente, eclosão dos ovos, podendo haver variações na forma de nascimento dos filhotes.

De acordo com Blackburn (1999), do ponto de vista da

reprodução, por causa da variação na forma de nascimento dos filhotes os peixes são classificados em:

- Ovíparos: os filhotes se desenvolvem fora do corpo da mãe, dentro do ovo que contém os nutrientes necessários. Mais de 90% dos peixes pertencem a essa categoria.

- Vivíparos: os filhotes se desenvolvem dentro do corpo da mãe recebendo diretamente dela os nutrientes necessários.

- Ovovivíparos: ocorre uma combinação das duas formas, isto é, os filhotes se desenvolvem dentro do ovo e dentro do corpo da mãe. Na hora do nascimento, os filhotes saem do ovo.

Já a reprodução artificial ocorre quando há intervenção nesse processo natural, para que a produção seja numericamente maior e de melhor qualidade, resultando em elevada lucratividade para o piscicultor, dado que na reprodução natural pode ocorrer perda de ovos.

A indução hormonal é um estímulo exógeno que permite a maturação final das gônadas (desenvolvimento e liberação dos ovócitos nas fêmeas e espermatozoides pelos machos) em cativeiro (Judycka *et al.*, 2019).

Outra forma de indução é o uso do fotoperíodo, a biologia reprodutiva está vinculada às alterações e interações ambientais, é o que apresenta maior influência nos processos fisiológicos dos peixes. Isso acontece porque a exposição dos peixes a dias mais luminosos ou a sistemas de iluminação artificial desencadeiam processos diários de secreção de hormônios na corrente sanguínea, atingindo as gônadas.

Portanto, a reprodução artificial pode ser associada com iluminação artificial. Neste tipo de reprodução é possível utilizar várias técnicas, processos e métodos, cabendo ao piscicultor definir qual o melhor, de acordo com as condições

de sua criação, peixes e instalações.

Independente da técnica escolhida, a reprodução artificial consiste no controle da fecundação e acompanhamento dos processos de incubação e produção de larvas e alevinos, com a finalidade de se obter maiores índices na produção e boas taxas de sobrevivência dos alevinos.

Na reprodução induzida, usa-se hormônios hipofisários para a indução do processo de desova, o hormônio mais utilizado é o extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC), neste método, utiliza-se a glândula da hipófise extraída de peixes como a carpa ou salmão. Porém, a hipófise de outros peixes e até mesmo de outros animais, como rãs, aves e mamíferos, podem ser utilizadas. Essa glândula pode ser utilizada *in natura* ou desidratada. Ela é macerada, dissolvida em soro fisiológico e injetada nos reprodutores, de acordo com o peso do peixe. Outros hormônios também podem ser utilizados, como os hormônios sintéticos, hCG (hormônio coriônico gonadotrófico), GnRH (Hormônio libertador de gonadotrofinas) e o LH-RH (hormônio liberador luteinizante) (Targońska *et al.*, 2010).

Uma das grandes vantagens da reprodução artificial utilizando incubadoras é a proteção e os cuidados que podemos proporcionar para os alevinos, com isso, um pequeno número de reprodutores serão suficientes para obtenção de uma grande quantidade de alevinos. Portanto, será necessário um pequeno número de reprodutores, para obter uma grande quantidade de alevinos.

O processo de reprodução artificial dos peixes consiste na manipulação de reprodutores, que são capturados para a coleta dos óvulos e sêmen. Um critério muito importante é a seleção dos reprodutores, sendo necessário seguir 5 passos

importantes de acordo com Querol *et al.* (2015):

Sexagem: Identificar os machos e as fêmeas antes do manejo reprodutivo através de características exclusivas de cada espécie como morfologia, coloração, entre outras.

Comprimento e peso: Verificar se os animais já atingiram o tamanho ou peso mínimo reprodutivo indicado para cada espécie.

Idade: Verificar se os peixes já atingiram a idade reprodutiva.

Estádio de maturação gonadal: Identificar através da análise dos ovócitos se estão maduros e prontos à reprodução.

O período reprodutivo, ou seja, a maturação sexual varia de acordo com a espécie, sexo, idade e peso a maturação reprodutiva, por exemplo, o Tambaqui alcança a maturidade sexual com peso vivo de 4 a 8 kg, idade da fêmea, 4 a 5 anos e macho 3 a 4 anos (Tabela 1); para o uso na reprodução os peixes devem ser selecionados pela observação da liberação de pequena quantidade de sêmen após massagem abdominal.

Tabela 1. Maturidade sexual das principais espécies reoflílicas comerciais.

Nome	Hábito alimentar	Desova	°C de cultivo	Maturidade sexual	Principal região de cultivo
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	Onívoro	Total	25 - 28°C	Fêmea: 4 - 5 anos Macho: 3 - 4 anos	Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste
Lambari (<i>Astyanax spp.</i>)	Onívoro,	Parcelada	24 - 26°C	Entre 4 a 6 meses.	Todas as regiões do Brasil

Pacu (<i>Piaractus</i>)	Onívoro	Total	25 - 29°C	Fêmea: 4- 5 anos Macho: 3- 4 anos	Sudeste e Centro- Oeste
Pintado	Carnívoro	Total	24 - 30°C	Fêmea: 3 anos Macho: 2 anos	Centro- Oeste, Sudeste e Sul
Cachara	Carnívoro	Total	24 - 30°C	Fêmea: 3 anos Macho: 2 anos	Centro- oeste, Sudeste e Sul
Dourado (<i>Salminus brasiliensis</i>)	Carnívoro	Total	25°C	Fêmea: 2 - 3 anos Macho: 4 meses a 1 ano	Sul e Sudeste

Fonte: Dalmass *et al.* (2016).

Para a coleta de material, os peixes precisam ser capturados do meio natural (rios, lagos, represas ou barragens), utilizando-se tanques rede e transfish para evitar ao máximo o stress dos animais e a proliferação de doenças como consequência. Ou adquirir de pisciculturas licenciadas. Porém, se houver o desenvolvimento produtivo de reprodutores e matrizes, faz-se necessário a construção de tanques próprios para estes animais, estes só devem ser transportados para os tanques de reprodução após atingiram idade de maturação das gonada.

O sêmen dos machos com maturidade sexual pode ser obtido após indução hormonal, através do método de sucção com seringa ou de espermiacção direta, que consiste, basicamente, em “espremer” ou massagear o abdome do peixe, no sentido cranial-caudal, de maneira que este possa expelir os espermatozoides. Para a coleta dos óvulos, utiliza-se a mesma técnica (Figura 2A-C).

Figura 2. Manejo para coleta de óvulos. A) Espermiação. B) Extrusão de ovos em cachara. C) Fertilização.



Fonte: Fernando Kubitza (2017).

Após a coleta de ovócitos e sêmen, deve ser avaliado a motilidade e viabilidade espermática através de microscópio óptico no aumento de 400x. O volume de sêmen produzido varia de acordo com a espécie, em Tambaqui o volume de sêmen é relativamente grande, entre 7 a 13 ml/coleta (Maria *et al.*, 2010).

Técnica de hipofisação

A hipofisação é uma técnica bastante utilizada mundialmente para induzir a reprodução de peixes

reofílicos. Estes compreendem a maior parte das espécies de peixes nativos do Brasil que quando mantidos em condições de confinamento não conseguem se reproduzir espontaneamente (Crepaldi *et al.* 2006) em função do bloqueio do desenvolvimento gonadal acarretado pela privação do comportamento migratório (Crepaldi *et al.*, 2006).

As vantagens da hipofiseação se devem pela simplicidade da técnica e eficiência, o método não requer instalações ou instrumentos sofisticados para a coleta, armazenamento das glândulas e para a preparação do extrato hipofisários (Querol *et al.*, 2013). Os materiais utilizados para o preparo do extrato hipofisários são: balança, régua (paquímetro), seringas, macerador, hormônio, soro fisiológico.

Para melhor compreender a importância deste método na indução hormonal através do extrato de hipófise, é necessário relatar a importância da glândula hipofisária. A hipófise é uma glândula que serve de intermédio entre o sistema nervoso central e as gônadas (aparelhos reprodutores) dos peixes, machos e fêmeas. A principal função da glândula da hipófise é a produção e o armazenamento de diversos hormônios. Ela está situada na base do cérebro ao qual é ligada através de um pedúnculo. Em época de reprodução dos peixes esta glândula desempenha papel importante na ovulação em fêmeas e na espermiacção em machos.

De acordo com Querol *et al.* (2013), a quantidade de hormônio presente na glândula é proporcional aos períodos de desova dos peixes, variando entre quantidades máximas e nulas. Portanto, para utilização comercial da hipófise, os peixes doadores devem apresentar tamanho e peso indicativo de idade reprodutiva, conseqüentemente, apresentando um

satisfatório desenvolvimento gonadal, portanto, a coleta da hipófise deve ser realizada momento pré-ovulação.

Esta técnica de hipofisação permite tanto a utilização de produtos naturais, como extrato de hipófise extraído da glândula pituitária de peixes, aves, rãs e gonadotrofina coriônica humana (HCG), quanto de substâncias sintéticas, como os análogos de hormônios liberadores de gonadotrofinas (GnRH) e de antagonistas dos hormônios bloqueadores de receptores da dopamina. Essas substâncias sintéticas quando associadas dão origem aos hormônios comerciais, como por exemplo, o OvopelR, OvaprimR e ConceptalR.

O hormônio natural, utilizando o extrato hipofisário de peixe, normalmente de carpa comum e o OVOPELR, são muito utilizados em virtude de suas vantagens, destacando-se a praticidade da técnica, utilização de instrumentos comuns, facilidade de cálculo da dosagem, além de dispensar a refrigeração no armazenamento.

Os peixes reprodutores acondicionados em viveiros são capturados e selecionados obedecendo alguns critérios, que são indispensáveis para o sucesso na produção de alevinos, tais como: boa conformação corporal, aspecto saudável, livre de enfermidades, com escamas e nadadeiras integras, fêmeas com ventre abaulado e papila genital avermelhada e inchada e machos liberando sêmen. Após a captura e seleção, são transportados para o laboratório com auxílio de caixas, baldes, toalhas molhadas e sacos plástico contendo água, sal e anestésico com o intuito de evitar traumas e estresse no decorrer do trajeto. No laboratório os animais são separados por sexo e inseridos em aquários com sistema de água aberto e baixa densidade, a fim de facilitar o manejo e aplicação das doses hormonais (Dalmass *et al.*,

2016).

A dosagem de extrato de hipófise ou hormônio sintético tipo “OVOPELR” a ser administrada nos reprodutores, é calculada a partir do peso vivo e sexo do animal. Em fêmeas a proporção utilizada é de 5,5 mg/kg e em machos é de 1- 2,5 mg/kg. Estas dosagens são as principais utilizadas na reprodução de peixes reofilicos, entretanto as mesmas podem ser alteradas conforme a exigência apresentada por cada espécie, bem como o intervalo de aplicação (Crepaldi *et al.*, 2006).

De acordo com Leite *et al.* (2013), avaliando a dose inseminante e embriogênese na fertilização artificial de tambaqui (*Colossoma macropomum*), fonde a fertilização artificial foi testada nas proporções de espermatozoides/ovócito de D1-50.666; D2-75.999; D3-101.332; D4-126.665; D5-151.998, onservaram que que o desenvolvimento embrionário de tambaqui obedece ao esperado para peixes com ovostelolócitos e recomenda-se o uso da dose inseminante de aproximadamente 100.000 espermatozoides/ovócito na rotina de fertilização artificial dessa espécie.

De modo geral, a grande maioria dos estudos usualmente mostra dosagens de 0,5 e 5,0 mg de hipófise por Kg vivo dos exemplares de reprodutores, sendo que os machos recebem uma única dose, simultaneamente a segunda dose da fêmea podendo variar de espécie para espécie conforme Pereira *et al.* (2005).

Depois do cálculo, para a preparação do extrato bruto de hipófise, as glândulas são desidratadas e conservadas a seco, devem ser maceradas a quantidade resultante com vaselina, com auxílio de um bastão ou pistilo em gral de porcelana (ou recipiente de vidro) até que todo o conteúdo se desintegre e se transforme em uma massa (Bock; Padovani,

2000). Em seguida dilui-se o extrato de hipófise, EBCH, ou OVOPELR em solução fisiológica (1 ml de soro para cada 4 mg de extrato) para facilitar a aplicação via seringa na base da inserção da nadadeira peitoral, na direção crânio-caudal (Dalass *et al.*, 2016). Após a preparação do extrato hipofisário, a solução deverá permanecer em repouso por 5 minutos, após este período, a mesma estará pronta para aplicação.

Figura 3. Indução hormonal em Tambaqui
(*C. macropomum*)



Fonte: Tambaplus

No guia de indução hormonal, realizado por Dallas *et al.* (2016), recomendam que as fêmeas recebam inicialmente 10% da dose hormonal total (dose preparatória), cuja função é estimular a migração da vesícula germinal (Figura 3). Após um intervalo de 8-12 horas, as fêmeas recebem a segunda dose (90% da dose hormonal total), sendo esta responsável

por induzir a quebra da vesícula germinal, ovulação e desova. A aplicação é feita na base inferior da nadadeira peitoral num ângulo de 45°. Já os machos, recebem uma única, no momento da segunda dose das fêmeas, que tem como objetivo aumentar o volume seminal (Nizzio Maria *et al.*, 2011).

Para que a indução hormonal ocorra de maneira eficaz, a fim de evitar qualquer situação que promova estresse nos animais e conseqüentemente um possível comprometimento da desova, são necessários alguns cuidados, como: realizar a aplicação das doses hormonais nos reprodutores no interior dos aquários, sem removê-los da água, evitando assim a perda de muco e escamas, outra forma é removê-los rapidamente com o uso de uma toalha molhada para evitar a perda de muco e escamas. Caso os peixes sejam retirados dos tanques de reprodução e levados para uma base especificamente confeccionada para proteger os peixes durante aplicação do extrato de hipófise. Nesta etapa deve-se adotar medidas para que os reprodutores não sofram qualquer tipo de lesão física, que venham a interferir no processo de indução. A parte corporal mais utilizada para a injeção do extrato hipofisário é a base da nadadeira peitoral, porém para a hipófise extraída das palometas, é indicado a aplicação no músculo, logo abaixo da nadadeira dorsal sendo mais eficaz e aparentemente reduziu o stress no animal.

Após a aplicação do hormônio, devem-se monitorar regularmente os animais após a administração da última dose hormonal. Também se pode realizar um ponto cirúrgico no poro urogenital da fêmea, para que as desovas aconteçam no momento desejado.

É importante destacar que no momento da realização da sutura (Figura 4) assim como da extrusão, é indispensável

o uso de um anestésico que tem o objetivo de reduzir os danos físicos, tanto aos peixes como ao operador, além de facilitar o manejo. Um exemplo de anestésico que vem sendo utilizado regularmente nas pisciculturas é o óleo de cravo, cuja dose correta a ser utilizada ainda não foi definida, porém, algumas pisciculturas utilizam uma solução contendo 20 ml de óleo de cravo diluído em 500 ml de álcool, após esta diluição, utilizam-se 10 ml da solução para cada 200 litros de água (Vidal *et al.*, 2008).

Figura 4. Ponto no poro urogenital.



Fonte: VIDAL *et al.* (2008)

Após o preparo da solução, os peixes são colocados no recipiente com o anestésico até que atinjam o estágio de anestesia cirúrgica. Depois da realização de todo o processo de indução, os peixes devem ser colocados no tanque para que se recuperem do efeito anestésico (Tabela 2).

Tabela 3. Os principais anestésicos e as formas de utilização dos anestésicos mais comumente encontrados no Brasil.

Anestésico	Preparo da solução
MS-222	Dissolvido diretamente na água.
Benzocaína	Dissolvida em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
Quinaldina	Diluída em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
2-Fenoxietanol	Diluído diretamente na água.
Mentol	Dissolvido em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
Óleo de Cravo	Diluído diretamente na água

Fonte: Adaptado de Vicente (2014).

1.2.4 Processo de remoção e conservação da glândula pituitária

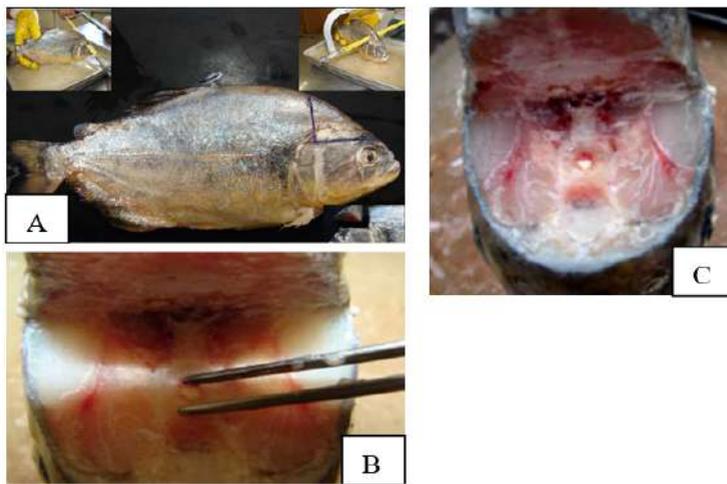
A hipofiseção, por tratar-se de uma técnica econômica e eficaz, é caracterizada pela simplicidade dos materiais utilizados principalmente na remoção da glândula, de fácil retirada, quando o Piscicultor praticar a extração a campo. Os itens necessários para a preparação, o armazenamento e a conservação da hipófise, são listados a seguir: tesoura, pinça, serra fita, vidro de relógio, cuba de inox com parafina, frasco de vidro, acetona pura, rolha, algodão, papel filtro,

sílica gel e etiqueta para coletar a data de coleta.

A primeira etapa para coleta a glândula da hipófise, ocorre fazendo-se uma abertura do crânio do peixe e identificação da localização da glândula, para que posteriormente se possa realizar a extração. Com relação a abertura do crânio, são realizadas duas fissuras, com o objetivo de se retirar a cobertura do cérebro, facilitando desta forma, a identificação da hipófise para o ato de extração (Figura 5).

Alguns cuidados importantes devem ser tomados para que a mesma não seja danificada, de forma, que não influencie na quantidade e qualidade do hormônio presentes na glândula. Após extração, a hipófise é rapidamente imersa em um recipiente contendo acetona pura, permanecendo por um período inicial de conservação de 12 horas, consistindo em um dos principais passos para o sucesso da indução hormonal.

Figura 5. (A) Ilustração dos cortes na parte frontal do crânio do peixe para remoção da caixa craniana. (B) Localização da glândula. (C) Extração da glândula hipofisária com pinça.



Fonte: Querol *et al.* (2013)

No processo de conservação, usa-se a acetona, que têm como principais funções desidratar as hipófises e eliminar o material lipídico (gordura) existente, restando naturalmente a carga hormonal utilizada para reprodução. As etapas de conservação e secagem das hipófises devem ser seguidas à risca, pois são importantes para o processo de armazenamento e qualidade dos hormônios. O conteúdo inicial de acetona pura onde as glândulas foram imersas na etapa de extração, deve ser retirado e um novo conteúdo de acetona pura é adicionado, para melhor desidratação. Após um intervalo de aproximadamente 12 a 24 horas as glândulas já podem ser processadas. Cabe ressaltar que para a preparação do extrato, as hipófises devem permanecer por

um período de 30 minutos em temperatura ambiente antes da maceração.

Antes do armazenamento é importantíssimo que seja retirado o máximo de umidade ainda presente nas glândulas. Esse procedimento pode ser realizado usando o papel filtro onde as hipófises permanecem em temperatura ambiente durante 30 minutos. Conforme Woynarovich e Horvath (1983), as hipófises podem durar anos se armazenadas, se forem armazenadas de forma correta. Em laboratório ou a campo as hipófises podem ser armazenadas em frascos de vidros, com uma camada de algodão, uma bolsa contendo sílica gel e devidamente arrolhadas, para evitar a entrada de umidade e contaminação por fungos e outros microrganismos.

Hora-grau das espécies na indução hormonal

Finalizado o processo de indução hormonal, os peixes necessitam de um período de tempo, determinado pela temperatura da água, espécie do peixe, tipo e dosagem do hormônio, para se tornarem aptos a desova (fêmeas) e a liberação de sêmen pelos machos (Dalmass *et al.*, 2016). Para isso, é fundamental que o produtor conheça a Hora-grau da espécie utilizada. A Hora-grau estabelece aproximadamente o momento provável que os peixes reprodutores levarão para desovar em função da temperatura do sistema em que estão alojados. Esse valor altera conforme a fisiologia reprodutiva de cada espécie, de forma que para tambaqui o valor acumulado da medição de temperatura varia entre 200 a 300 Hora grau (Streit Jr. *et al.*, 2012).

De acordo com Sousa e Castro (2014), multiplicando-se o tempo (h) pelo valor médio da temperatura, obtiverem

resultados variando entre 230 a 253 Hº e 221 a 247 Hº, para os turnos diurno e noturno, respectivamente. As aferições de temperaturas realizadas durante o processo de hora-grau completaram um total de 8 horas consecutivas de monitoramento. Kubitzka (2004) relata que a ovulação de Tambaqui (*C. Macropomum*) pode ocorrer a partir de 200 Hº. Porém, Galvão (2009) trabalhando com a mesma espécie verificou a ovulação desses peixes ocorre a partir de 240 Hº, valores bem próximos aos encontrados por Sousa e Castro (2014). Portanto, os valores limites em hora-grau estipulados para o momento aproximado da ovulação das matrizes de tambaqui, são 200 e 300 Hº (Kubitzka, 2004; Streit Jr. *et al.*, 2012; Leite *et al.*, 2013).

Quanto maior a temperatura da água, mais rápido o animal irá realizar a liberação dos gametas. Além do produtor está atento a Hora-grau da espécie utilizada, deve atentar-se aos sinais comportamentais (natação em carrocél, ruídos e espasmos musculares) apresentados pelas fêmeas no momento da ovulação (Andrade; Yasui, 2003). A seguir na Tabela 4, os valores de hora-grau das espécies reofílicas.

Tabela 4. Hora-grau das principais espécies reofílicas.

Espécie	Hora-Grau
	180 - 230
Cachara (<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>)	
Dourado (<i>salminus</i>)	120 - 150
Lambari (<i>Tradescantia zebrina</i>)	180 - 220
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	200 - 230

Pintado 180 – 230
(*Pseudoplatystoma corruscans*)

Tambaqui 200 – 240
(*Colossoma macropomum*).

Org: Autores (2024)

1.2.6 Processo de desova em fêmeas e coleta do sêmen

O método de coleta do material utilizado para a fertilização pode ser através da técnica seminatural ou extrusão. Após a ovulação, as matrizes são retiradas cuidadosamente dos aquários e colocadas sobre uma superfície macia ao qual são submetidas a um método denominado extrusão, que consiste na realização de uma massagem abdominal no sentido encéfalo-caudal para induzir a saída dos óvulos pela papila urogenital (Zaniboni Filho; Weingartner, 2007) (Figura 6).

Figura 6. Extrusão de ovos em peixe.



Fonte: Christofolletti (2013).

Posterior à extrusão, o sêmen é distribuído uniformemente sobre os óvulos e com uma pena de ave ou espátula de silicone o conteúdo é misturado delicadamente por aproximadamente 2 minuto ou até que tudo esteja bem homogêneo (Dalass *et al.*, 2016). Em seguida, adiciona-se a água para ativar os espermatozoides e hidratar os óvulos, promovendo a fecundação, a água utilizada deve ser a água da incubara, onde os óvulos serão acondicionados. Os ovos fertilizados serão transferidos para incubadoras, onde permanecem até o momento da eclosão.

Antes da transferência, os ovócitos hidratados e fertilizados em bacias são “lavados”, retirando-se a água da bacia com sêmen e coloca-se água novamente, este método é empregado para a remoção do sêmen. Com o intuito de evitar uma significativa redução da taxa de fertilização, é indispensável a utilização de vasilhas de plásticos atóxico, secas e limpas, visto que ambos os gametas liberados inativos serão ativados na presença de água.

Os ovos devem ser incubados em incubadoras apropriadas de fluxo contínuo, até o estágio larval ou até atingir a fase de alevinagem. Com este procedimento no processo reprodutivo, são obtidas melhores taxas de crescimento, menor índice de mortalidade e peixes mais saudáveis. Outra análise que pode ser realizada é sobre análise da taxa de fecundidade, para esta avaliação, coleta-se uma amostra de ovos após 8 h de incubação, contando-se 100 ovos e observando quantos estão viáveis, o desenvolvimento dos ovos depende da temperatura da água.

Existem diversos tipos de incubadoras, mas, de uma maneira geral, estas são responsáveis pelo bom desenvolvimento dos ovos, que devem ser mantidos em condições de sanidade adequadas. As incubadoras devem

ter a capacidade de manter a temperatura apropriada (que pode variar de acordo com a espécie de peixe) e fornecer uma alta concentração de oxigênio, de maneira intermitente. Além disso, a água deve ser limpa e ter o seu fluxo controlado, para que sejam evitados possíveis danos aos ovos.

Um cuidado extra é o controle da vazão da água e a aeração para que os ovos não fiquem parados no fundo ou presos nas bordas da incubadora, evitando-se assim que ovos não fecundados se fixem aos fecundados. Ovos não fecundados tendem a apresentar rápido crescimento de fungos e bactérias, fatores que são prejudiciais ao desenvolvimento dos ovos fecundados. Como exemplo podemos citar o Tambaqui, seus os ovos eclodem de 12 a 20 h após o início da incubação. As larvas permanecem na incubadora entre 6 a 10 dias, quando atingem a fase de pós-larvas e podem ser transferidas para outros tanques de larvicultura ou viveiros de alevinagem (Crepaldi *et al.*, 2006).

Outra metodologia realizada para a desova de peixes é a Seminatural. Na técnica de reprodução Seminatural, os machos e as fêmeas, previamente induzidos com hormônio, são colocados juntos no mesmo ambiente e liberam os gametas de forma natural. Após os espermatozoides fertilizarem os óvulos, os ovos podem ser transferidos para a incubadora ou podem permanecer no mesmo ambiente em que estavam.

Manejo na incubação dos óvulos fertilizados: zigoto

Incubação é a fase de desenvolvimento do ovo até a forma de larva. Com a fertilização, temos uma nova célula chamada ovo ou zigoto possuindo a metade das informações genéticas paterna e materna. O zigoto começa, então a se

dividir e dividir até formar o embrião que continuará o seu desenvolvimento até o nascimento. A incubação é uma fase que tem por objetivo garantir o desenvolvimento embrionário até a eclosão ou até o início da fase de larvicultura.

O sucesso da incubação depende basicamente da qualidade da água:

- Temperatura – ideal para cada espécie;
- pH – entre 7 e 8;
- Dureza e Alcalinidade – acima de 30 mg/L;
- Oxigênio dissolvido – acima de 5 mg/L.

A temperatura é um fator fundamental para o desenvolvimento embrionário (Pauly; Pullin, 1988). O efeito de outros fatores que influenciam no desenvolvimento do ovo é menos estudado, não existindo nenhuma série de dados que possam ser usados para identificar tal fatores e quantificar os efeitos nas diversas espécies de peixe. A única exceção é o tamanho do ovo, que é usualmente quantificada em diâmetro.

Em relação ao tamanho e tempo de desenvolvimento do ovo de peixes que se reproduzem em cativeiro, uma atenção especial, pois influenciam o desenho do equipamento de incubação, a gestão e a cultura de todos os estádios de desenvolvimento em cativeiro. Por exemplo, ovos pequenos, menor de 1mm produzem larvas pequenas, com bocas pequenas e são assim mais difíceis de alimentar do que larvas grandes.

Outro fator a ser considerado é o período de incubação, a vazão da água e a aeração (Figura 7), estes devem ser controlados para que os ovos ou zigotos não fiquem parados no fundo ou presos nas bordas da incubadora, evitando-

se fixação dos ovos não fecundados aos ovos fecundados (Figura 8).

Figura 7. Larvas de Curimatá (*Prochilodus lineatus*).
A) Incubadoras com vazão de água e aeração contínua.
B) Larva de peixe recém-eclodida apresentando saco vitelínico.



Fonte: Jéssica Antonia C. Mendes (2024)
Local: Codevasf, Petrolina-PE.

Figura 8. Larvas de Curimatá (*Prochilodus lineatus*). A)
Larvas recém-eclodida apresentando saco vitelínico. B)
ovos ou zigotos parados no fundo da incubadora, e fixação
dos ovos não fecundados aos ovos fecundados.



Fonte: Jéssica Antonia C. Mendes (2024)
Local: Codevasf, Petrolina-PE.

O período de incubação é dependente da espécie, por exemplo, a eclosão dos ovos de Tambaqui ocorre entre 12 a 20 horas após o início da incubação. As larvas permanecerão na incubadora por um período de 6 a 10 dias, até que as larvas atingem a fase de pós-larvas e possam ser transferidas para os tanques de larvicultura ou viveiros de alevinagem.

Larvicultura

No início da larvicultura, é imprescindível que se forneça alimento vivo para promover maior disponibilidade de nutrientes e assim, possibilitar um rápido desenvolvimento das estruturas digestórias nos peixes, na fase pós-larva. O momento em que se inicia a busca por alimento exterior é quando a bexiga natatória se enche de ar e a vesícula vitelínica está com 20 a 30 % de sua reserva energética, portanto, nesta fase é a presença de vitelo que assegura a sobrevivência devido à dificuldade que existe em encontrar uma partícula de alimento vivo ou inerte que lhe possibilite ingerir os nutrientes e a energia necessária para seu desenvolvimento (Cantelmo; Senhorini, 1989).

O fornecimento de alimento vivo para as pós-larvas nos viveiros, deve ser realizado com o preparo prévio deste, sendo necessário realizar o manejo de secagem, desinfecção, correção do pH e adubação. Através deste programa de fertilização orgânica e inorgânica, ocorre a otimização dos aspectos nutricionais de zooplâncton, fornecendo também, condições ideais para o desenvolvimento fitoplâncton e outros microrganismos presentes no viveiro, fonte de alimento essencial para o desenvolvimento inicial dos peixes.

A alimentação artificial pode ser iniciada após o décimo dia de vida das larvas, sendo importante o seu fornecimento

várias vezes ao dia. Semanalmente é capturada uma amostra dos indivíduos para avaliar seu desenvolvimento e calcular a quantidade de ração a ser administrada.

As pós-larvas têm baixa capacidade de movimentação, para alimentá-las com a ração, esta deve ser distribuída de maneira uniforme sobre a superfície do tanque ou viveiro. O manejo adequado durante as fases de larva e de pós-larva é essencial, pois se trata de períodos em que esses organismos são muito sensíveis às variações e condições ambientais.

Protocolo para criopreservação do sêmen de tambaqui (*Colossoma macropomum*)

Os estudos com a criopreservação seminal de peixes neotropicais começaram no Brasil em meados dos anos 80, em algumas espécies nativas (Coser *et al.* 1984; Coser *et al.* 1987; Kavamoto *et al.* 1989). Já no início dos anos 90 mais trabalhos foram publicados com a mesma temática (Carolsfeld *et al.*, 1990). Porém, ocorreu uma lacuna de quase dez anos sem pesquisas nas pesquisas sobre criopreservação no Brasil. Somente no final da década de 90, publicou-se novamente um trabalho que tratou sobre a técnica com a espécie *C. macropomum* (Farias *et al.*, 1999), os estudos foram retomados com maior ênfase no início dos anos 2000, tendo como marco, o estudo conduzido por Carolsfeld *et al.* (2003), onde pesquisaram a criobiologia de espécies nativas, apresentando protocolos para criopreservação de seis espécies nativas, em 2014, pelo menos 15 espécies nativas tem um protocolo que pode ser utilizado no congelamento de sêmen (Viveiros *et al.*, 2014).

Em relação ao tambaqui, peixe nativo de grande importância comercial no Brasil, a criação e organização

de bancos de germoplasma serão úteis tanto no suporte a programas de recuperação de populações naturais ameaçadas de extinção, quanto no auxílio ao melhoramento genético das espécies. Além disso, a conservação dos recursos genéticos animais existentes na natureza é fundamental para a preservação da base genética, especialmente quando se pensa na existência de genes e combinações genéticas únicas que podem ser úteis no futuro (Villela *et al.*, 2009).

A forma de preservar a genética destes animais, é através da coleta de sêmen por indução hormonal e criopreservação, onde permite-se à conservação de material biológico em nitrogênio líquido (N₂L) a -196°C. Esta temperatura negativa permite com que a estrutura e funcionalidade das células e tecidos vivos sejam mantidas, portanto, geneticamente viáveis e reversivelmente inativas do ponto de vista metabólico (Pegg, 2007). Apresentando diversas vantagens, dentre elas a conservação de material genético de animais selvagens oriundos de locais distantes e de difícil acesso, eliminação do problema causado pela assincronia na maturidade gonadal entre machos e fêmeas, utilização de gametas de animais selecionados em programas de melhoramento ou manipulados geneticamente (triplóides, clones e transgênicos), diminuição de custos e riscos de transporte de animais vivos, e estabelecimento de programas de hibridização utilizando peixes com diferentes períodos reprodutivos (Viveiros, 2005; Maria *et al.*, 2009).

Procedimentos para congelamento e descongelamento do sêmen - este procedimento foi elaborado pelo laboratório de biotecnologia da reprodução animal da EMBRAPA tabuleiros costeiros (LABRA)

Após a coleta do sêmen, este deve ser avaliado, em microscópio óptico, no aumento de 400x, por meio da mensuração da motilidade e viabilidade espermática. É realizado o congelamento do sêmen de tambaqui em botijão de vapor de N₂, este botijão também pode ser chamado de Dry shipper, que deve ser preparado da seguinte forma:

- i) Adicionar N₂L lentamente no botijão;
- ii) Parar de encher quando o nível atingir o pescoço do botijão;
- iii) Repetir o procedimento até que o nível de N não diminua mais. O material esponjoso existente na parede do botijão permite a absorção e conservação do N₂L, liberando apenas o vapor para a parte central onde ficarão armazenadas as doses dentro de uma caneca com as raquetes de 0,5 ml;
- iv) Manter o botijão cheio por 24 horas para a máxima absorção de N₂L e;
- v) Passado o período de 24 h, retirar todo o excesso de N₂L emborcando o botijão.

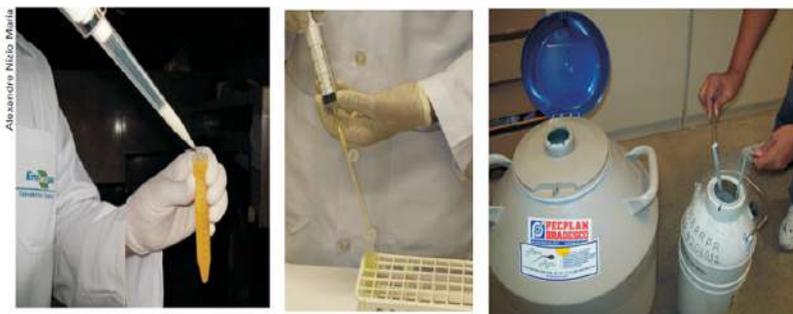
No dia do processamento do sêmen, a solução de congelamento deve ser preparada com antecedência. Em um recipiente seco e estéril acrescentar solução glicosada (75%), metilglicol (10%) e gema de ovo (5%).

A solução deve ser misturada por meio de agitação até que fique homogênea, posteriormente acrescenta-se o sêmen (10%) e mistura-se delicadamente. A proporção final é 7,5 partes de solução glicosada, 1 parte de metilglicol, 0,5

partes de gema de ovo e uma parte de sêmen. Após a adição do sêmen à solução de congelamento, é realizado o envase e congelamento dentro do tempo de no máximo 20 minutos. Todos os meios devem estar no isopor com gelo na mesma temperatura do sêmen.

Em seguida o sêmen diluído é aspirado para as palhetas de 0,5 mL, e estas são fechadas com esferas metálicas ou plásticas, álcool polivinílico ou com seladores térmicos, colocadas em raques e para então serem transferidas para no botijão de vapor de N₂L (Figuras 9).

Figura 9. A) Adição do sêmen a solução diluidora; B) Envase do sêmen nas palhetas de 0,5 ml; C) Transferência das raques para o botijão de N₂L.



Fonte: EMBRAPA tabuleiros costeiros (LABRA).

Após o período de 20-24 horas, todas as raques contendo as palhetas com sêmen devem ser transferidas para o botijão de armazenamento contendo N₂L. Para realizar a operação de transferência das raques de forma rápida e segura devem-se colocar os botijões um ao lado do outro (Figura 8). Para realizar este procedimento, é necessária ajuda de outra pessoa para levantar a caneca do

dry shipper apenas o suficiente para apanhar a raque a ser transferida. Esta caneca deve ser abaixada imediatamente até o fundo do botijão logo após o procedimento. Enquanto isso, uma segunda pessoa levanta a caneca do outro botijão, de armazenamento, o suficiente para introduzir a raque que deverá ser imersa imediatamente no N₂L. Esta operação deve ser efetuada o mais rápido possível, para evitar que o sêmen congelado seja exposto à temperatura ambiente por período superior a 10 segundos.

Em relação a etapa de utilização de sêmen criopreservado, descongelar no máximo cinco palhetas simultaneamente. Após as palhetas serem retiradas do botijão, estas devem ser mergulhadas imediatamente em água a 60°C por 08 segundos. Após este período, as palhetas devem ser enxutas com papel toalha, para posterior corte das extremidades com tesoura para que o sêmen escorra livremente.

O sêmen descongelado deve ser colocado em recipiente seco e deve ser usando o mais rápido possível para garantir sua viabilidade dos espermatozoides. A qualidade do sêmen descongelado deve ser avaliada em microscópio óptico, no aumento de 400x, da mesma forma que foi feita antes do congelamento, sendo considerada uma amostra de boa qualidade aquela que tiver motilidade e viabilidade superior a 50%.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A produção de peixes de forma mais intensiva, têm apresentado importância, cada vez maior, tornando imprescindível que os criadores aprimorem as técnicas de produção e manejo necessárias para assegurar o êxito e

alta produtividade, garantindo alevinos de qualidade para povoamento e repovoamento do sistema produtivo.

As técnicas de reprodução artificial possibilitam o suprimento de ovos para uma grande variedade de peixes destinados à criação em cativeiro em sistemas intensivos e superintensivos. Essas técnicas tornam igualmente possível introduzir várias espécies importantes em áreas geográficas separadas. Além disso, permitem a incubação e a eclosão de ovos e sua criação em condições protegidas, independentemente das condições climáticas.

A coleta correta de sêmen de peixe torna possível a padronização e refinamento das técnicas de criopreservação, uma ferramenta na conservação da diversidade e melhoramento genético de peixes. Com o devido planejamento, as instituições de pesquisa nacionais podem, em alguns anos, estar prontas para fornecer ao setor produtivo, a tecnologia necessária para estimular o surgimento de um novo segmento do agronegócio no Brasil, representado por empresas privadas voltadas à comercialização de sêmen de peixes de alto desempenho zootécnico.

REFERÊNCIAS

AGOSTINHO, Â. A.; THOMAZ, S. M.; GOMES, L. C. Conservação da biodiversidade em águas continentais do Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, p. 70-78, 2005.

ALPIZAR, D. *et al.* **O papel dos peixes no funcionamento ecológico da bacia do rio Mekong**. Em Peixes e Pescas da Bacia do Rio Mekong (pp. 189-209). 2017.

ANDRADE, D. R.; YASUI, G. S. Manejo da reprodução natural e

artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 27, n. 2, p. 166-172, 2003.

AMARAL, J. S.; VENTURIERI, R. L.; MOREIRA, R. G. Gonadal steroids and energy availability during ovarian maturation stages of the Amazonian pirarucu *Arapaima gigas* (Teleostei: Osteoglossidae) in the wild. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**. v. 230, p. 106-114, 2019.

BASHIYO-SILVA, C.; COSTA, R. S.; RIBEIRO, D. C.; SENHORINI, J. A.; VERÍSSIMO-SILVEIRA, R.; NINHAUS-SILVEIRA, A. Hormonal induction of *Brycon cephalus* (Characiformes, Characidae) to spermiation using D-ala6, pro9net-mGnRH + metoclopramide. **Zygote**. v. 24, p. 319-325, 2016.

BLACKBURN, D. G. **Viviparity and oviparity**: Evolution and reproductive strategies. 1999. *In*: KNOBIL, E.; NEILL, J. (Eds.), Encyclopedia of reproduction (pp. 994–1003).

BOCK, C. L.; PADOVANI, C. R. Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 22, n. 2, p. 495-501, 2000.

CAROLSFELD, J.; HARVEY, B.; SILVEIRA, W. F.; KAVAMOTO, E. T.; RAMOS, S. M.; SILVEIRA, A. N. Criopreservação do semen de pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. **Boletim Técnico CEPTA**, v. 3, p. 1-4, 1990.

CARPENTER, S.R. et al. Impacto do carbono orgânico dissolvido, fósforo e pastoreio na biomassa fitoplanctônica e na produção em lagos experimentais. **Limnologia e**

Oceanografia, v. 61, n. 2, p. 527-545, 2016.

CEJKO, B. I, TARGOŃSKA, K., KOWALSKI, R. K, ZARSKI, D., SAROSIEK, B., KUCHARCZYK, D., GLOGOWSKI, J. A eficácia das preparações hormonais (Ovopel, Ovaprim, LHRHa, hCG e CPE) na estimulação da espermiacão em dace *Leuciscus leuciscus* (L.). **Journal of Applied Ichthyology**, v. 28, n. 6, 2012.

CHRISTOFOLETTI, J. Reprodução de peixes. Embrapa Fisheries and Aquaculture. 2013. Acessado em: 11 de Abril de 2024. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/en/busca-de-imagens/-/midia/1095007/reproducao-de-peixes>>.

COSER, A. M.; GODINHO, H.; RIBEIRO, D. Cryogenic preservation of spermatozoa from *Prochilodus scrofa* and *Salminus maxillosus*. **Aquaculture**, v. 37, n. 4, p. 387-390, 1984.

COSER, A.; GODINHO, H.; TORQUATO, V. Criopreservação do sêmen do peixe piau *Leporinus silvestrii* (Boulanger, 1902). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 39, n. 1, p. 37-42, 1987.

CREPALDI, D. V.; FARIA, P. M. C.; TEIXEIRA, E. A.; RIBEIRO, L. P.; COSTA, A. A. P.; MELO, D. C.; MORAES, V. E. Utilização de hormônios na reprodução induzida do surubim (*Pseudoplatystoma* spp). **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 30, n. 4, p. 168-173, 2006.

DALMASS, F.; CARRARI, I.; CESCA, I.; NOVAKI, M.: NOVAKI, M. **Guia de Indução Hormonal de Peixes Reofílicos**. Curitiba: Instituto GIA, 2016.

FARIAS, J. O.; NUNES, J. F.; CARVALHO, M. A. M.; SALGUEIRO, C. C. M. Avaliação " In Vitro" e " In Vivo" do Sêmen de Tambaqui (*Colossoma macropomum*) Conservado a Temperatura Ambiente e Criopreservado em Água de Coco. **Revista Científica de Produção Animal**, v. 1, n. 1, p. 44-58, 1999.

FARIA, V. V.; VENANCIO, I. M.; BASILIO, T. H.; SILVEIRA, L. M.; JUCÁ-QUEIROZ, B.; GADIG, O. B.; FURTADONETO, M. A. Captura incidental de um tubarão-baleia, *Rhincodon typus* (*Orectolobiformes, Rhincodontidae*), na costa do Ceará, Nordeste do Brasil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, v. 4, n. 4, p. 599-604, 2009.

FOGLI DA SILVEIRA, W.; KAVAMOTO, E. T.; CESTAROLLI, M. A.; GODINHO, H. M.; RAMOS, S. M.; SILVEIRA, A. N. Avaliação espermática, preservação criogênica e fertilidade do sêmen do pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), proveniente de reprodução induzida. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 17, p. 1-3, 1990.

GALLEGO V.; ASTURIANO, J. F. Sperm motility in fish: technical applications and perspectives through CASA-Mot systems. **Reproduction and Fertility**, v. 30, n. 6, p. 820-832, 2018.

GALVÃO, G. A. Histomorfometria gonadal comparada de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875) E *Psellogrammus kennedyi* (Eigenmann, 1903) (*Characiformes, characidae*) em um reservatório do semiárido brasileiro. Dissertação apresentada à Universidade Federal do Vale do São Francisco. **Mestrado em Ciências Veterinárias**. Petrolina, Pernambuco, 2015.

GOTO, R.; SAITO, T.; MATSUBARA, T.; YAMAHA, E.

Microinjection of marine fish eggs. In *Microinjection. Methods in Molecular Biology*, v. 1874, p. 475-487, 2019.

HAFEZ, E. S. E.; JAINUDEEN, M. R.; ROSNINA, E. Y. In: HAFEZ, B.; HAFEZ, E. S. E. (Eds.). **Hormônios, Fatores de Crescimento e Reprodução**. 7 ed. Reprodução animal, Manole. 2004.

JUDYCKA, S.; NYNCA, J.; CIERESZKO, A. Opportunities and challenges related to the implementation of sperm cryopreservation into breeding of salmonid fishes. **Theriogenology**, v. 132, p. 12-21, 2009.

KAVAMOTO, E. T.; SILVEIRA, W. F.; GODINHO, H. M.; ROMAGOSA, E. Fertilização em *Prochilodus scrofa* Steindachner 1881, com sêmen criopreservado em nitrogênio líquido. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 16, n. 1, p. 29-36, 1989.

KOWALSKI, R. K.; CEJKO, B. I. Sperm quality in fish: Determinants and affecting factors. **Theriogenology**, v. 1, n. 135, p. 94-108, 2019.

KUCHARCZYK, D.; NOWOSAD, J.; KUCHARCZYK, D. J.; KUPREN, K.; TARGOŃSKA, K.; WYSZOMIRSKA, E.; KUJAWA, R. Out-of-season artificial reproduction of common dace (*Leuciscus leuciscus* L.) under controlled conditions. **Animal Reproduction Science**, v. 202, p. 21-25, 2019.

KUJAWA, R.; FURGAŁA-SELEZNIOW, G.; MAMCARZ, A.; LACH, M.; KUCHARCZYK, D. Influência da temperatura no crescimento e sobrevivência de larvas sichel *Pelecus cultratus* criadas em condições controladas. **Pesquisa Ictiológica**, v. 62, n. 2, p. 1-10, 2016.

KUPREN, K.; MAMCARZ, A.; KUCHARCZYK, D.; PRUSIŃSKA, M.; KREJSZEFF, S. Influência da temperatura da água no tempo de incubação dos ovos e no desenvolvimento embrionário de peixes do gênero *Leuciscus* Polish. **Journal of Natural Sciences**, v. 23, p. 1-10, 2008.

LEITE, L. V.; MELO, M. A. P.; OLIVEIRA, F. C. E.; PINHEIRO, J. P. S.; CAMPELLO, C. C.; NUNES, J. F.; SALMITO-VANDERLEY, C. S. B. Determination of insemination dose and embryonic development in the artificial fertilization of tambaqui (*Colossoma macropomum*). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 65, n. 2, p. 1-10, 2013.

LEVAVI-SIVAN, B.; BOGERD, J.; MANANˆOS, E.; GOMEZ, A.; LAREYRE, J. J. Perspectives on fish gonadotropins and their receptors. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, p. 412-437, 2010.

LJUBOBRATOVIĆ, U.; P'ETER, G.; SANDOR, Z.; KUGYELA, N.; RONYAI, A. The effect of hormonal preparation (gonadotropins vs. gonadoliberins) on pre-seasonally obtained eggs and larvae quality in pikeperch (*Sander lucioperca* L.). **Aquaculture International**, v. 27, p. 1009-1024, 2019.

MUNOZ-CUETO, J. A.; ZMORAB, N.; PAULLADA-SALMERONA, J. A.; MARVELB, M.; MANANOSC, E.; ZOHARB, Y. The gonadotropin-releasing hormones: Lessons from fish. **General and Comparative Endocrinology**, v. 291, p. 1-9, 2020.

MYLONAS, C. C.; DUNCAN, N. J.; ASTURIANO, J. F. Hormonal manipulations for the enhancement of sperm production in

cultured fish and evaluation of sperm quality. **Aquaculture**, v. 472, p. 21-44, 2016.

NAGAHAMA, Y.; YAMASHITA, M. **Regulation of oocyte maturation in fish**. *Develop. Growth Differ.* 50 p, 2008.

NGUYEN, A. T.; CHIA, J. H.; KAZETO, Y.; WYLIE, M. J.; LOKMAN, P. M. Indução do desenvolvimento de oócitos em enguias pré-vitelogênicas, *Anguilla australis*. **Endocrinologia Geral e Comparada**, v. 291, p. 113404, 2020.

NOWOSAD, J.; TARGOŃSKA, K.; CHWALUCZYK, R.; KASZUBOWSKI, R.; KUCHARCZYK, D. Efeito da temperatura na eficácia da reprodução artificial de dace [Cyprinidae (*Leuciscus leuciscus* (L.) em condições de laboratório e de campo. **Journal of Thermal Biology**, v. 45, p. 62-68, 2014.

PEREIRA, A. F.; ANDRADE, S. F.; SANTOS, J. E.; RIZZO, E.; SATO, Y.; BAZZOLI, N. Comparative morphology of gonads from six species of fish belonging to the family Anostomidae (*Characiformes: anostomidae*). **Revista de Biología Tropical**, v. 65, p. 713-723, 2017.

PEREIRA, J. R.; GIRARDI, L.; AQUINO-SILVA, M. R.; FIORINI, M. P. Reprodução induzida em Lambari: *Astyanax bimaculatus* (linnaeus, 1758). **Resumos do VII Congresso de Ecologia do Brasil**, Caxambu, Minas Gerais.

REBOUÇAS, P. M.; LIMA, L. R. D.; DIAS, I. F.; BARBOSA FILHO, J. A. D. Influência da oscilação térmica na água da piscicultura. **Journal of Animal Behaviour and Biometeorology**, v. 2, p. 35-42, 2014.

ROTILI, D. A.; FORNARI, D. C.; ZARDO, E. L.; MUELBERT, J. R. E.; BERNARDI, M.; SILVA, D. H. S.; STREIT JR. D. O. P. Sex steroid levels in females and males of *Brycon orbignyanus* throughout different juvenile and adult ages and during induction hormone in the mature females. **Aquaculture**, v. 548, p. 737695, 2022.

SOUZA, L. M. Avaliação da atividade reprodutiva dos teleósteos capturados por rede de arrasto na comunidade de Enseada, São Francisco do Sul, litoral norte de Santa Catarina. **Dissertação (Mestrado)**. Universidade Federal do Paraná. 99p. 2008.

SCHULZ, R. W.; MIURA, T. Spermatogenesis and its endocrine regulation. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 26, p. 43-56, 2002.

TARGOŃSKA, K. Controlled reproduction of asp, *Aspius aspius* (L.) using luteinizing hormone releasing hormone (LHRH) analogues with dopamine inhibitors. **Aquaculture**, v. 306, p. 407-410, 2010.

TARGOŃSKA, K., KUPREN, K., ŻARSKI, D., KRÓL, R., KUCHARCZYK, D. Influence of thermal conditions on successful ide (*Leuciscus idus* L.) artificial reproduction during spawning season. **Italian Journal of Animal Science**, v. 10, p. 209-212, 2011.

WOYNAROVICH, E.; HORVATH, L. **Propagação artificial de peixes de águas tropicais**: manual de extensão. Brasília: Escopo, 220p, 1983.

WIPFLI, M. S. et al. Produtividade aquática e subsídios

de carbono terrestre em riachos do centro-sul do Alasca: evidências do conteúdo de ^{13}C em aranhas ribeirinhas. **Jornal da Sociedade Bentológica Norte-Americana**, v. 27, n. 3, p. 675-690, 2018.

VALENCIA, A., ADRIEU, J., MUTUA, A.N., MAREN, I.C., ZARRAGOITIA, O. Transcription pattern of reproduction relevant genes along the Brain-PituitaryGonad axis of female, male and intersex thicklip grey mullets, *Chelon labrosus*, from a polluted harbor. **General and Comparative Endocrinology**, v. 287, p.1-7, 2020.

VIDAL, L. V. O.; ALBINATI, R. C. B.; ALBINATI, A. C. L.; LIRA, A. D. D.; ALMEIDA, T. R. D.; SANTOS, G. B. Eugenol como anestésico para a tilápia-do-nilo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 1069-1074, 2008.

VIVEIROS, A.; ORFÃO, L.; LEAL, M. **Biologia e Conservação de Espermatozoides**. In: BALDISSEROTTO, B.; CYRINO, J. E. P. et al. (Ed.). *Biologia e Fisiologia de Peixes Neotropicais de Água Doce*. Joticabal: FUNEP/UNESP, 2014. cap. 15, p. 307-327.

ZANIBONI FILHO, E.; WEINGARTNER, M. Técnicas de Indução da reprodução de peixes migradores. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, p. 367-373, 2007.

ZOHAR, Y.; MUNOZ-CUETO, J. A.; ELIZUR, A.; KAH, O. Neuroendocrinology of reproduction in teleost fish. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, p. 438-455, 2010.

CAPÍTULO 2 - METAZOÁRIOS PARASITAS DE IMPORTANCIA HIGIÊNICO-SANITARIA EM ESPECIES DE PEIXES COMERCIALIZADAS NO MERCADO DA CIDADE OPERÁRIA, SÃO LUIS, MARANHÃO-BRASIL

Germán Augusto Murrieta Morey

Pós-doutorado em Parasitologia de Peixes pela Universidade
Federal do Paraná (UFPR), Instituto de Investigação da Amazonia
Peruana (IIAP)

Iquitos, Loreto-Perú

Programa de Pós-graduação em Ciência Animal (PPGCA) da
Universidade Estadual do Maranhão (UEMA)

E-mail: germantiss1106@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6244-265412>

Ricardo Souza Oliveira

Engenheiro de Pesca, Mestrando PPG Ciência Animal,
Universidade Estadual do Maranhão

E-mail: ricardossouzaoliveira@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6955-3442>

Silmara Cristina Silva Aquino

Agrônoma, Universidade Estadual do Maranhão (UEMA)
Programa de Pós-graduação em Ciência Animal (PPGCA)

E-mail: silmara180190@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-7680-9699>

Thais Avelar Vieira

Médica Veterinária

Programa de Pós-graduação em Ciência Animal

(PPGCA) da Universidade Estadual do Maranhão
(UEMA).

Email: thais-119@live.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-8674-3056>

Luana de Araújo Madureira

Médica Veterinária

Programa de Pós-graduação em Ciência Animal (PPGCA) da
Universidade Estadual do Maranhão (UEMA)

Email: madureira516@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6420-2002>

Diego Carvalho Viana

Doutor em Ciências (USP)

Professor na Universidade Estadual da Região Tocantina do
Maranhão

Pós-graduação em Ciência Animal (PPGCA) da Universidade
Estadual do Maranhão

E-mail: diegocarvalho@uemasul.edu.br

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3302-9892>

RESUMO: A ictiofauna maranhense é muito importante para o desenvolvimento comercial da pesca e piscicultura, sendo a carne de peixe uma das principais fontes de proteína animal consumida pela população. Apesar da grande demanda de pescado nos mercados, pouco se sabe sobre os parasitos presentes em sua carne, havendo risco potencial de contrair um parasito zoonótico. Nesse sentido, o presente estudo teve como objetivo identificar endoparasitas em peixes para consumo comercializados no mercado da Cidade Operária em São Luís, Maranhão, Brasil, relatando a presença de espécies zoonóticas parasitando órgãos internos e os músculos dos peixes. No total, foram analisadas seis

espécies de peixes, examinando os órgãos internos, cavidade e musculatura. Os resultados obtidos permitiram a identificação de *Clinostomum* sp. e *Ithyoclinostomum dimorphum* (Trematoda), larvas L3 de *Contracaecum* sp., larvas L4 de *Eustrongylides* sp. (Nematoda) e *Sebekia* sp. (Pentastomida). Esses parasitos representam riscos latentes à saúde do consumidor caso sejam ingeridos acidentalmente em preparações culinárias que utilizam carne de peixe crua ou malcozida como preparo.

Palavras-chave: Biosseguridade; Saúde pública; Parasitos; Zoonose.

*METAZOAN PARASITES OF HYGIENIC AND SANITARY
IMPORTANCE IN FISH SPECIES SOLD IN THE MARKET OF CIDADE
OPERÁRIA, SÃO LUIS, MARANHÃO-BRAZIL*

ABSTRACT: The Maranhense ichthyofauna is highly important for the commercial development of fishing and fish farming, with fish meat being one of the main sources of animal protein consumed by the population. Despite the high demand for fish in the markets, little is known about the parasites present in their meat, posing a potential risk of contracting a zoonotic parasite. In this sense, the present study aimed to identify endoparasites in fish for commercial consumption marketed in the Cidade Operária market in São Luís, Maranhão, Brazil, reporting the presence of zoonotic species parasitizing internal organs and fish muscles. In total, six fish species were analyzed, examining internal organs, cavities, and musculature. The results obtained allowed the identification of *Clinostomum* sp. and *Ithyoclinostomum dimorphum* (Trematoda), larvae L3 of *Contracaecum* sp., larvae L4 of *Eustrongylides* sp. (Nematoda), and *Sebekia* sp. (Pentastomida). These parasites represent latent risks to consumer health if accidentally ingested in culinary preparations using raw or undercooked fish meat.

Keyword: Biosecurity; Public health; Parasites; Zoonosis.

INTRODUÇÃO

O interesse pelo pescado aumentou nos últimos anos, devido ser um alimento de suma importância para a dieta da população mundial (FAO, 2022), destacando-se pelo alto valor nutricional, ácidos graxos poli-insaturados (especialmente o ômega-3), baixo teor de gordura, de fácil digestão e por apresentar todos os aminoácidos essenciais (Sartori; Amancio, 2012).

De acordo com a Food and Agriculture Organization (FAO), o consumo aparente mundial de pescados passou de 10 kg/per capita por ano em 1965 para 20,3 kg em 2016. Países em desenvolvimento consumiram, em média, 20,5 kg/per capita em 2015, enquanto países de baixa renda e com déficit de alimento consumiram, em média, 12,6 kg no mesmo ano (FAO, 2016, 2018). Contudo, a ingestão de pescados pelos brasileiros está abaixo dos 12 kg/ano por pessoa recomendados pela Organização Mundial da Saúde (OMS) (FAO, 2012; Rodrigues *et al.*, 2012).

Dados disponibilizados pela Pesquisa de Orçamentos Familiares (POF) de 2017-2018 realizada pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) mostram que o consumo médio domiciliar per capita anual de pescados no Brasil foi de 5,66 kg nesse período. Domicílios situados em áreas rurais consumiram, em média, 12,08 kg anuais per capita, mais do que o dobro dos domicílios situados em área urbana (4,56 kg). Geograficamente, domicílios localizados na região Norte lideram o consumo médio de pescados (17,70 kg anuais per capita), seguidos por domicílios localizados

nas regiões Nordeste (8,25 kg), Centro-Oeste (3,69 kg), Sul (3,36 kg) e Sudeste (2,73 kg), respectivamente (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2019b). Em relação ao rendimento das famílias, observa-se um consumo médio per capita anual mais elevado na faixa de renda mais baixa, com pequeno aumento no segmento de maior renda (8,83 kg para famílias situadas no 1º quartil de renda; 4,49 kg no 2º quartil; 3,61 kg no 3º quartil e 4,93 kg no 4º quartil) (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2020).

O pescado fresco é vulnerável e está exposto a uma série de perigos ou oportunidades de contaminações, como por exemplo a contaminação parasitária (ASAE, 2020). As zoonoses parasitárias veiculadas pelo pescado, cada vez mais chamam a atenção de pesquisadores, em função da perda de qualidade dos produtos oriundos da pesca e aquicultura, e do reflexo na economia (Bao *et al.*, 2019).

Sabe-se, com base em estudos em diferentes países, que o pescado é responsável pela maior parte das doenças associadas ao consumo de alimentos. Entretanto, a verdadeira incidência de tais doenças não é conhecida, seja pela falta de registro ou de conhecimento entre médicos e pacientes sobre as causas dessas enfermidades (Pavanelli *et al.*, 2015).

Inúmeros são os parasitos que infectam o pescado, mas somente algumas espécies de helmintos são capazes de causar zoonoses. Estes parasitos podem ser encontrados em diversos órgãos do peixe, inclusive incrustados na musculatura, o que justifica a necessidade de rigorosa inspeção sanitária (Magalhães, 2016). Assim, o objetivo deste estudo é fornecer informações sobre os principais endoparasitas zoonóticos de peixes comercializados em postos de venda de pescado da cidade de São Luis, Maranhão, Brasil, por meio de conceitos,

conhecimento dos principais grupos de parasitos zoonóticos, suas características distintivas e sítio de infecção. Alguns apontamentos iniciais são necessários para compreensão deste estudo. Inicialmente, os dados apresentados são inéditos, e provenientes de coletas realizadas entre o ano 2023 e 2024 em São Luís, Maranhão. A frequência com que os locais de amostragem foram visitados foi de 2 a 3 vezes por semana, no período matutino. Os espécimes estavam frescos, e foram selecionados com base nas características organolépticas do pescado conforme o Rispoa (2020).

METODOLOGIA

Coleta dos peixes

Os peixes foram coletados em postos de venda de pescado localizados no Bairro da Cidade Operária na cidade de São Luís, Maranhão, Brasil (Figura 1 e Tabela 1). Os peixes analisados foram comprados entre 7h e 8h. Logo de adquiridos foram transportados para o Laboratório de Biodiversidade do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA) da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA). No laboratório os peixes foram processados com a finalidade de realizar o estudo parasitológico.

Figura 1. Espécies de peixes em feira da Cidade Operária, São Luís, Maranhão, Brasil.



Fonte: Morey (2024)

Tabela 1. Espécies e quantidade de indivíduos analisados.

Espécie de peixe analisada	Quantidade
<i>Hoplias malabaricus</i> “traíra”	40
<i>Hoplerithrynus unitaeniatus</i> “jejú”	40
<i>Pygocentrus nattereri</i> “piranha vermelha”	30
<i>Serrasalmus rhombeus</i> “piranha preta”	30
<i>Pseudoplatystoma punctifer</i> “sorubim”	30
<i>Pseudoplatystoma corruscans</i> “pintado”	30

Fonte: Morey (2024)

Preservação dos órgãos

A preservação dos órgãos e as análises dos parasitas foi de acordo com a metodologia descrita por Amato et al. (1991) e Morey (2019). O trato digestivo foi extraído e colocado em frascos plásticos de 120 ml, previamente etiquetados, contendo álcool 70% para a preservação e

fixação das amostras para análise subsequente, o que se aplica a espécimes menores que 30 cm. Para espécimes maiores, órgãos do trato digestivo (estômago, intestino, fígado etc.) foram colocados em frascos separados. É importante observar que os frascos devem ser etiquetados corretamente com informações sobre o peixe, o órgão, a data e o local da coleta.

Filetagem de peixes

A musculatura foi verificada levando-se em consideração que o peixe a ser analisado esteve o mais fresco possível. A primeira coisa que foi feita no caso de peixes com escamas foi removê-las com a ajuda de utensílios artesanais ou com utensílios de laboratório. Em seguida, foram feitos cortes longitudinais finos para obter filés, que foram ser analisados camada por camada em busca de parasitos alojados na musculatura. Os parasitos encontrados foram separados em pequenas placas de Petri para análise posterior.

Análise de órgãos

Nesse caso, cada órgão foi separado em diferentes placas de Petri com água destilada e, em seguida, o tecido dos órgãos foi rompido com a ajuda de estiletes, com posterior análise em estereoscópio para busca ativa de endoparasitas. Os parasitos encontrados foram separados em pequenas placas e analisados para posterior identificação taxonômica.

Trematoda Digenea

Para coletar trematódeos digenéticos, foi necessário

examinar diferentes partes e órgãos do peixe, como olhos, tegumento, escamas, nadadeiras, bexiga natatória e órgãos do trato digestivo. Quando encontradas metacercárias encistadas, os cistos foram quebrados com a ajuda de estiletos finos para liberar as metacercárias. Cada órgão interno foi colocado individualmente em uma placa de Petri com solução salina a 0,65% ou água destilada. A musculatura do peixe foi examinada com um negatoscópio, removendo-se os parasitos encontrados. Os indivíduos encontrados foram fixados em solução A.F.A. (95 partes de etanol 70% (álcool), 3 partes de formalina comercial e 2 partes de ácido acético glacial). Para parasitas grandes e robustos, foi necessário comprimi-los. Para isso, os parasitas foram colocados em uma lâmina, que é acondicionada dentro de uma placa de Petri grande, inundada com A.F.A. A lâmina foi coberta com um slide, adicionando um peso na parte superior para exercer pressão suficiente para comprimir os espécimes em estudo. A coloração de trematódeos foi realizada pelo processo regressivo Carmin.

Nematoda

Os nematoides podem ser coletados das órbitas oculares, da musculatura e dos órgãos internos dos peixes. Para o estudo dos órgãos internos, eles foram colocados individualmente em placas de Petri com solução salina a 0,65% ou água destilada. Antes de fixar os parasitos, eles foram limpos com escovas finas e estiletos. O ideal, para um bom estudo dos órgãos internos, é obter espécimes que tenham morrido totalmente distendidos, aquecendo a solução.

Despeje solução de A.F.A. a 65-70°C sobre os parasitas.

Os espécimes podem então ser preservados em etanol 70%. Para o estudo dos órgãos internos dos nematoides, devem ser preparadas lâminas temporárias, para as quais os parasitas devem ser clarificados. A clarificação pode ser feita com fenol a 50, 70 e 100% ou com ácido láctico. Uma gota de ácido láctico é colocada na lâmina, depois o parasito a ser estudado é colocado na lâmina e coberto com a lâmina. O lactofenol e a glicerina da Amaan em diferentes concentrações também podem ser usados. Para a preparação de lâminas permanentes, os espécimes clarificados foram colocados em uma lâmina contendo bálsamo do Canadá, sobre a qual é colocada uma lâmina. Após, foram secas em uma estufa por 24 horas.

Pentastomida

Esses parasitas podem ser encontrados parasitando a musculatura e o intestino dos peixes. Quando encontrados, foram preservados em etanol 70%. Para a identificação taxonômica, é necessário clarificá-los, usando o meio HOYER.

Identificação taxonômica

Lâminas permanentes e semipermanentes foram observadas no microscópio óptico com a finalidade de diferenciar as características morfológicas e anatômicas necessárias para a identificação taxonômica Moravec (1998); Thatcher (2006) e Twardek (2018).

RESULTADOS

Durante a execução das análises realizadas, foram identificados parasitos identificados em *Hoplias malabaricus* “traíra” e *Hoplerithrynus unitaeniatus* “jejú” (Tabela 2; Fig. 2-5).

Tabela 2. Índices parasitários dos metazoários endoparasitas identificados em *H. malabaricus* e *H. unitaeniatus*. PE = peixes examinados; PP = peixes parasitados; P% = prevalência; NTP = número total de parasitas; Im = intensidade média de infecção; Am = Abundância média de infecção.

<i>Hoplias malabaricus</i>						
Parasitas	PE	PP	P%		Im	Am
<i>Clinostomum</i> sp.	40	6	15	12	2,00	0,30
<i>Ichthyoclinostomum</i>	40	4	10	9	2,25	0,23
<i>dimorphum</i>						
<i>Contraçaecum</i> sp.	40	28	70			41,38
<i>Eustrongylides</i> sp.	40	3	7,5	4	1,33	0,10
<i>Sebekia</i> sp.	40	9	22,5	100		2,50
<i>Hoplerithrynus unitaeniatus</i>						
Parasitas	PE	PP	P%		Im	Am
<i>Clinostomum</i> sp.	40	8	20	17	2,13	0,43
<i>Ichthyoclinostomum</i>	40	8	20	9	1,13	0,23
<i>dimorphum</i>						
<i>Contraçaecum</i> sp.	40	11	27,5	22	2,00	0,55
<i>Eustrongylides</i> sp.	40	4	10	5	1,25	0,13
<i>Sebekia</i> sp.	40	7	17,5	27	3,86	0,68

Fonte: Morey (2024).

Figura 2. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *H. malabaricus* e *H. unitaeniatus*. Nemátodos de *Contracaecum* sp. (parte superior). Tremátodos de *Clinostomum* sp. em brânquias e nadadeira caudal.



Fonte: Morey (2024)

Figura 3. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *H. malabaricus* e *H. unitaeniatus*. *Ithioclinostomum dimorphum* coletados em musculatura e brânquias.



Fonte: Morey (2024)

Figura 4. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *H. malabaricus* e *H. unitaeniatus*. Pentastómidos coletados na musculatura. *Sebekia* sp.



Fonte: Morey (2024)

Figura 5. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *H. malabaricus* e *H. unitaeniatus*. Nemátodos de *Eustrongylides* sp. coletados da musculatura.



Fonte: Morey (2024)

Os parasitos identificados em *Pygocentrus nattereri* “piranha vermelha” (Tabela 3, Fig. 6-7).

Tabela 3. Parasitos identificados em *Pygocentrus nattereri* “piranha vermelha”.

<i>Pygocentrus nattereri</i>						
Parasitas	PE	PP	P%	NTP	Im	Am
<i>Contracaecum</i> sp.	30	26	86,6	987	1,33	0,10

Fonte: Morey (2024)

Figura 6. Exemplar adulto de *Pygocentrus nattereri*.



Fonte: Morey (2024)

Figura 7. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *Pygocentrus nattereri*. Nemátodos de *Contracaecum* sp. coletados da cavidade visceral.



Fonte: Morey (2024)

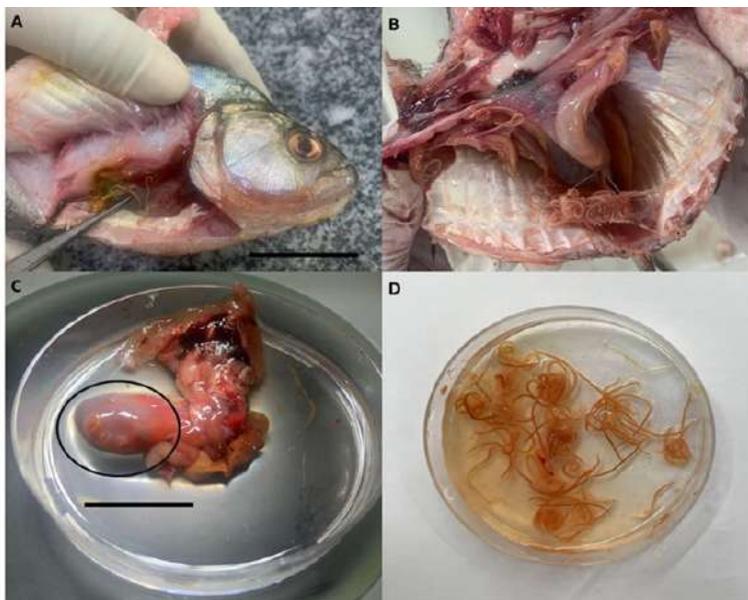
Os parasitos identificados em *Serrasalmus rhombeus* “piranha preta”.

Tabela 4. Parasitos identificados em *Serrasalmus rhombeus* “piranha preta” (Tabela 4. Fig. 8).

<i>Serrasalmus rhombeus</i>						
Parasitas	PE	PP	P%	NTP	Im	Am
<i>Contracaecum</i> sp.	30	12	40	45	3,75	1,50

Fonte: Morey (2024)

Figura 8. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *Serrasalmus rhombeus*. A. Nemátodos de *Contraecum* sp. coletados da cavidade visceral. C. Nemátodos dentro do estômago do peixe. D. Nemátodos em placas Petri.



Fonte: Morey (2024)

Os parasitos identificados em *Pseudoplatystoma punctifer* “sorubim” (Tabela 5, Fig.9).

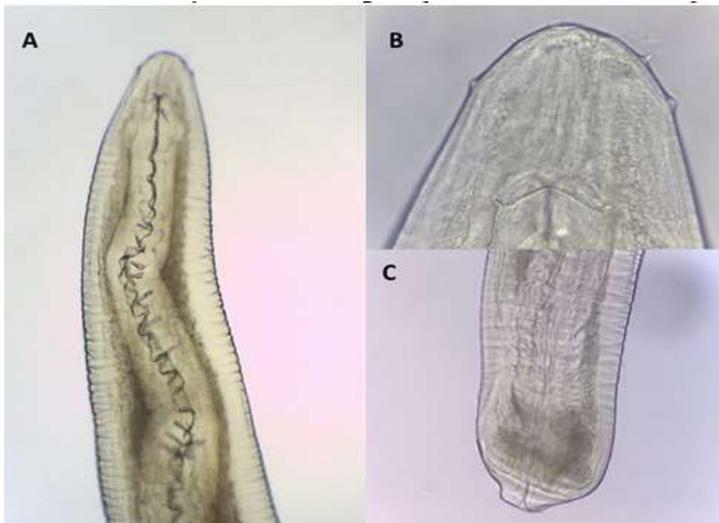
Tabela 5. Parasitos identificados em *Pseudoplatystoma punctifer* “sorubim”

<i>Pseudoplatystoma punctifer</i>						
Parasitas	PE	PP	P%	NTP	Im	Am
<i>Anisakis</i> sp.	30	22	73,33	54	2,45	1,80

<i>Contracaecum</i> sp.	30	15	50	36	2,40	1,20
<i>Eustrongylides</i> sp.	30	6	20	6	1,00	0,20

Fonte: Morey (2024)

Figura 9. *Eustrongylides* sp. coletado de *Pseudoplatystoma punctifer*. A. Vista ventral do corpo. B. Vista da parte superior do corpo. C. Vista ventral da terminação do corpo (forma da cauda).



Fonte: Morey (2024)

Os parasitos identificados em *Pseudoplatystoma corruscans* “pintada” (Tabela 6 Fig.10 a 11).

Tabela 6. Parasitos identificados em *Pseudoplatystoma corruscans* “pintada”

<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>						
Parasitas	PE	PP	P%	NTP	Im	Am
<i>Anisakis</i> sp.	30	12	40	33	2,75	1,10
<i>Contracaecum</i> sp.	30	9	30	25	2,78	0,83

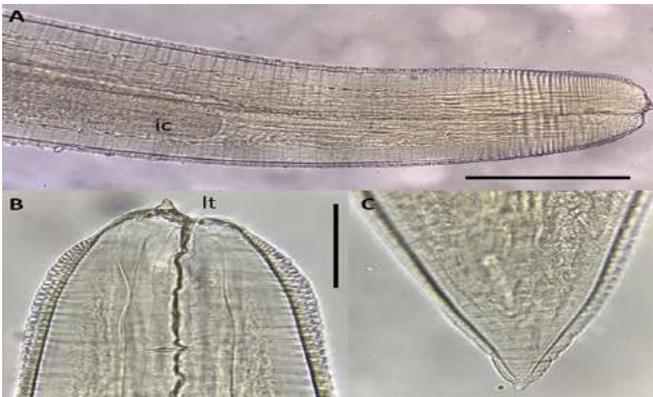
Fonte: Morey (2024)

Figura 10. Endoparasitas com potencial zoonótico identificadas em *Pseudoplatystoma corruscans*. Nemátodos de *Contracaecum* sp. coletados do intestino.



Fonte: Morey (2024)

Figura 11. *Contracaecum* sp. A. Vista ventral do corpo mostrando o ceco intestinal (ic). B. Parte anterior do corpo mostrando o dente larval (lt). C. Parte posterior mostrando a cauda.



Fonte: Morey (2024)

DISCUSSÃO

A dieta dos peixes influencia fortemente a composição da fauna parasitária dos mesmos. A ocorrência de certas espécies de parasitos em peixes com hábitos alimentares pouco conhecidos pode proporcionar boas pistas para entender a composição da dieta do hospedeiro. Espécies de parasitos podem ter ciclos de vida heteroxenos (complexos) e depender da presença de vários hospedeiros intermediários e de várias relações predador-presa para completarem seus ciclos de vida. A ocorrência de uma espécie parasita em um organismo hospedeiro não reflete somente a presença de outro organismo que participa do ciclo de vida da espécie parasita, mas também os caminhos tróficos que o hospedeiro participa tanto para baixo quanto para cima na cadeia alimentar (Marcogliese, 2003).

O impacto do parasitismo vai além das populações de seus hospedeiros. Ele se propaga através das cadeias tróficas por meio das interações entre as populações dos hospedeiros, seus predadores, suas presas e seus competidores. A transmissão trófica induzida pelas espécies parasitas pode aumentar as populações de predadores e os vínculos das cadeias tróficas que poderiam ser extremadamente raros ou não existirem na ausência do parasito (Marcogliese, 2003).

A dieta do hospedeiro determina a aquisição, acumulação e níveis de infecção geral de parasitos numa comunidade de peixes. A estrutura e dinâmica das interações em cadeias tróficas podem ser importantes determinantes de infecções de helmintos em peixes hospedeiros definitivos (Marcogliese, 2002). A riqueza da helmintofauna é mais alta em peixes com dieta carnívora mista (invertebrados e peixes). Seguida dos consumidores de invertebrados e a menor

quantidade de parasitas ocorre em peixes com outros hábitos alimentares. Isto porque os carnívoros têm maior exposição a helmintos ao consumir presas como invertebrados e peixes menores que são hospedeiros intermediários de diferentes grupos de parasitos (Choudhury; Dick, 2000).

Dentro dos grupos parasitários que se transmite pela via trófica estão os trematódeos digenéticos. Eles podem penetrar nos peixes diretamente ou podem ser adquiridos ao ingerir moluscos infetados, larvas de Odonata e Díptera ou predando peixes menores infetados. Espécies de Cestoda são transmitidas pela ingestão de espécies de Annelida (Tubificidae), de Copepoda de vida livre ou de peixes menores infetados. As de Acantocephala por Ostracoda, Copepoda de vida livre e peixes menores infetados. Espécies de Nematoda por Copepoda de vida livre, Annelida, camarões e de peixes menores infetados (Marcogliese, 1995).

Diversos fatores podem influenciar a dieta dos peixes, como, a plasticidade trófica, variação ontogenética, ecomorfologia e as variações espaciais e temporais (Abelha *et al.*, 2008). A relação da plasticidade trófica com o parasitismo está no consumo de alimento, peixes de diferentes grupos tróficos possuem uma fauna parasitária diferente. Peixes onívoros e carnívoros têm a diversidade mais alta de parasitos por estar situados no meio da teia trófica, com um maior acesso a diferentes espécies de presas. Isto resulta em uma maior diversidade de espécies parasitas. No entanto peixes herbívoros e detritívoros possuem uma diversidade menor (Abelha *et al.*, 2008).

Na maioria das espécies de peixes analisados foram identificadas larvas L4 de *Eustrongylides* sp., larvas L3 de *Contracaecum* sp. (Nematoda); metacercarias de *Clinostomum* sp., e *Ithioclinostomum compactum* (Trematoda); e larvas de

Sebekia sp. (Pentastomida). A presença desses parasitos em um grande número de espécies comercializadas nos mercados da cidade de São Luís, desperta um alerta da possibilidade de ingerir acidentalmente algum parasito alojado na musculatura ou cavidade dos peixes.

O presente estudo confirma a existência de parasitos zoonóticos em peixes comercializados em São Luís, Maranhão, sendo importante como medida de alerta para a população e autoridades devido à ingestão de peixes parasitados. A falta de relatos de parasitos zoonóticos em humanos se deve à falta de estudos e profissionais especializados na identificação e diagnóstico desse tipo de organismos, o que pode estar levando a manifestações errôneas, confundidas com casos de cólicas, náuseas, dores abdominais, urticária, alergias atribuídas a outros fatores, sem considerar que, na verdade, podem ser devidas à ingestão acidental de um parasito zoonótico presente na carne do peixe.

A presença de endoparasitas pode ter implicações negativas na comercialização do pescado, diminuindo seu valor nos mercados comerciais. Os seres humanos adquirem a infecção consumindo peixe malcozido (Mohammad *et al.*, 2011). Os endoparasitas consumidos não podem atingir a maturidade no homem, mas podem permanecer no quarto estágio de desenvolvimento larval (L4). Os sintomas que indicam a infecção incluem gastrite por perfuração dos intestinos. O único meio possível de cura é a remoção cirúrgica ou expulsão das larvas a través da ingestão de algum medicamento (Cole, 2009). O tipo de cocção no preparo do pescado pode influenciar o risco de transmissão de endoparasitas aos seres humanos. No Brasil, a tradição de consumir peixe cru ou malcozido na preparação do “sushi” de origem oriental aumentam as probabilidades de adquirir

uma infecção zoonótica acidental (Morey, 2019).

Atualmente, na cidade de São Luís, Maranhão os mecanismos de controle de qualidade da carne de pescado que é vendida nos mercados são deficientes. Não havendo controle adequado de qualidade e segurança, onde geralmente a carne não apresenta registros sanitários. A implementação e adoção de políticas públicas de controle mais rígidas pode ser uma solução de longo prazo, desde que as regulamentações relacionadas ao controle sanitário sejam aprovadas e executadas, e o cumprimento delas seja garantido.

No entanto, a população consumidora de pescado pode adotar algumas medidas para evitar a ingestão acidental de parasitas que, conseqüentemente, poderiam causar algum dano à sua saúde. Recomenda-se comprar a carne do peixe e colocá-la na geladeira a temperatura de aproximadamente -20 a -30 °C, por 12 a 24 horas, tempo suficiente para inativar os parasitos. Além disso, preparações que utilizam temperaturas acima de 60°C, como fritar, assar, grelhar, defumar, são eficazes na eliminação de parasitos. Este estudo alerta as autoridades locais e a população para que tomem as medidas necessárias para evitar a ingestão acidental de endoparasitas com potencial zoonótico.

PERSPECTIVAS

As etapas futuras do projeto consistem em analisar peixes de outras regiões do estado do Maranhão, outras espécies. É importante destacar que em próximas etapas além de analisar mais espécies, será necessário fazer exames microbiológicos e molecular da carne de pescado comercializada em postos de venda nas cidades de São Luís,

Imperatriz, Santa Inês e Caxias.

REFERÊNCIAS

ABELHA, M. C. F.; AGOSTINHO, A.A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, 23:425-434, 2008.

AMATO, J. F. R. **Coleta e processamento de parasitos de pescado**: Protocolos para laboratório. UFRRJ. 81p. 1991.

ASAE. **Pratos à Base de Peixe Cru**. 2020. Disponível em: <https://bit.ly/39WkSlw>. Acesso em: 03 mai. 2023.

BAO, M. et al. Human health, legislative and socioeconomic issues caused by the fish-borne zoonotic parasite *Anisakis*: Challenges in risk assessment. **Trends in Food Science & Technology**, n. 86 p. 298-310, 2019.

CHOUDHURY, A.; DICK, T. A. Richness and diversity of helminth communities in tropical freshwater fishes: empirical evidence. **Journal of Biogeography**, v. 27, p. 935-956, 2000.

COLE, R. **Eustrongylidosis en field manual of wildlife diseases— general field procedures and diseases of birds**. 2009. Disponível em: https://pubs.usgs.gov/itr/1999/field_manual_of_wildlife_diseases.pdf. Acesso em: 03 mai. 2023.

EBERHARD, M. L.; HURWITZ, H.; SUN, A.; COLETTA, D. Intestinal perforation caused by Larval *Eustrongylides* (Nematoda: Dioctophymatoidea) in New Jersey. **American**

Journal of Tropical Medicine and Hygiene, v. 40, n. 6, p. 648-650, 1989.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture**. 2022. Disponível em: <https://www.fao.org/publications/sofia/2022/en/>. Acesso em: 29 ago. 2023.

FAD. Food and drug administration. ***Eustrongylides species***. 2012. In: Bad bug book, foodborne pathogenic microorganisms and natural toxins, 2nd edn, p. 158-162. Disponível em: [https://www.fda.gov/files/food/published/Bad-Bug-Book-2nd-Edition-\(PDF\).pdf](https://www.fda.gov/files/food/published/Bad-Bug-Book-2nd-Edition-(PDF).pdf). Acesso em: 29 ago. 2023.

MAGALHÃES, A. M. S.; COSTA, B. S.; TAVARES, G. C.; CARVALHO, S. I. G. Zoonoses parasitárias associadas ao consumo de carne de peixe cru. **PUBVET**, v. 6, p. Art. 1411-1416, 2016.

MARCOGLIESE, D. J. The role of zooplankton in the transmission of helminth parasites to fish. **Reviews in fish Biology and fisheries**, v. 5, p. 336-371, 1995.

MARCOGLIESE, D. J. Food webs and the transmission of parasites to marine fish. **Parasitology**, v. 124, p. 83-99, 2002.

MARCOGLIESE, D. J. Food webs and biodiversity: are parasites the missing link. **Journal of Parasitology**, v. 89, p. 106-113, 2003.

MOHAMMAD, M.; IRAJ, M.; MAHZAD, A. M.; BEHYAR, J.; BAGHER, A. F.; SAEED, S. S. Occurrence and intensity rate of internal metazoan parasites in *Rutilus frisii kutum* and the first report *Dioctophyma renale* of (Nematoda: Dioctophymidae)

in Iran. **World Journal of Zoology**, v. 6, n. 1, p. 91-97, 2011.

MORAVEC, F. Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical region. Institute of Parasitology. **Academy of sciences of the Czech Republic**, v.1, p. 68-73, 1998.

MOREY, G. **Parasitología en peces de la Amazonía: Fundamentos y técnicas parasitológicas, profilaxis, diagnóstico y tratamiento**. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, p. 27-30, 2019.

MOREY, G. A. M.; ROJAS, C. A. T.; MARIN, G. A. R.; GUARDIA, C. T. C. Occurrence of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) in fish species collected in the Peruvian Amazonia and its implications for Public Health. **Acta Parasitologica**, v. 67, n. 3, p. 1432-1439, 2022.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; YAMAGUCHI, M. E.; TAKEMOTO, R. M. **Zoonoses humanas transmissíveis por peixes no Brasil**. 2015. UniCesumar. Maringá-PR, Brazil: 145p.

SARTORI, A. G. O; AMANCIO, R. D. Pescado: importância nutricional e consumo no Brasil. **Segurança Alimentar e Nutricional**, v. 19, n. 2, p. 83-93, 2012.

SOFIA. **Sustainability in action**. Rome. 2022.

THATCHER, V. E. **Amazon Fish Parasites**. In: ADIS. J.; ARIAS, J. R.; RUEDA-DELGADO, G.; Wantzen, K. M. (Eds.). Aquatic Biodiversity in Latin America. 2nd edition, Pensoft Publishers, Praga. 508p. 2006.

TWARDEK, W. M. **Guide to the Parasites of Fishes of Canada**. Part V: Nematoda by Hisao P. Arai and John W.

Smith. Edited by Michael DB Burt and Donald F. McAlpine, 2016. *The Canadian Field-Naturalist*, v. 132, n. 2, p. 199-200, 2018.

CAPÍTULO 3 - CARACTERIZAÇÃO REPRODUTIVA DE PEIXES DA FAMÍLIA PROCHILODONTIDAE DA REGIÃO NEOTROPICAL — REVISÃO DE LITERATURA

Letícia Almeida Barbosa

Mestra em Ciência Animal (PPGCA/UEMA)

Universidade Estadual do Maranhão

E-mail: lealmeid.barbosa@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2251-7353>

Thiago Machado da Silva Acioly

Mestre em Fisiologia e Bioquímica (USP)

Doutorando em Ciência Animal (PPGCA/UEMA) pela

Universidade Estadual do Maranhão

E-mail: tmsacioly@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2849-5554>

Marcelo Francisco da Silva

Doutorado em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários
(UFPA)

Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão,

E-mail: silvamf@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9148-6725>

Diego Carvalho Viana

Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão
(UEMASUL), Imperatriz, Maranhão, Brasil.

E-mail: diegocarvalho@uemasul.edu.br

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3302-9892>

RESUMO: O estudo dos processos que envolvem a dinâmica de reprodução de peixes precisa envolver a avaliação de fatores biológicos, que são fundamentais na manutenção da população, e as estratégias reprodutivas, que podem ser extremamente diversas dependendo do grupo taxonômico em estudo. É nesse contexto que a revisão teve como objetivo caracterizar o conhecimento atual sobre o ciclo reprodutivo de peixes da família Prochilodontidae e fatores que contribuem para as alterações do processo de reprodução deste grupo de peixes nas bacias hidrográficas brasileiras. Os peixes da família Prochilodontidae, com ampla distribuição na América do Sul apresentam importante papel ambiental e econômico nas diversas bacias hidrográficas brasileiras.

Palavras-chave: Characiformes; Ictiofauna; Migração; Pesca.

*REPRODUCTIVE CHARACTERIZATION OF FISH OF THE
PROCHILODONTIDAE FAMILY FROM THE NEOTROPICAL
REGION — LITERATURE REVIEW*

ABSTRACT: The study of processes involving the dynamics of fish reproduction needs to involve the evaluation of biological factors, which are fundamental in population maintenance, and reproductive strategies, which can be extremely diverse depending on the taxonomic group under study. It is in this context that the review aimed to characterize the current knowledge about the reproductive cycle of fish from the Prochilodontidae family and factors that contribute to alterations in the reproductive process of this group of fish in Brazilian river basins. Fish from the Prochilodontidae family, with wide distribution in South America, play an important environmental and economic role in the various Brazilian river basins.

Keyword: Characiformes; Ichthyofauna; Migration; Fishing.

INTRODUÇÃO

Os peixes são considerados importantes habitantes do ambiente aquático, estes são encontrados com abundância nas bacias hidrográficas da região neotropical (Nelson *et al.*, 2006, 2016), esta região abriga uma diversidade estimada superior a 6.000 espécies descritas em diversos estudos (Albert *et al.*, 2020). Alguns estudos estimam que a diversidade de peixes na América do Sul pode chegar a 9.000 espécies (Reis *et al.*, 2016).

Além da abundância encontrada na região, uma diversidade de variações morfológicas, comportamentais e evolutivas são encontradas em agrupamentos de peixes da ordem Characiformes neotropicais (Toussaint *et al.*, 2016; Vitule *et al.*, 2017). As mudanças geológicas ao longo da evolução dos ambientes límnicos tropicais, são apontados como importantes contribuintes para a diversificação dos recursos dos sistemas fluviais. Fatores como a modificação de áreas alagadas durante a dinâmica dos rios tem influência direta sobre os locais de reprodução e desova dos peixes, dessa forma, torna-se necessário os estudos quanto aos seus ciclos reprodutivos e estágios de maturação (Dagosta, Pinna, 2017; Albert *et al.*, 2018, 2020).

O estudo dos processos que envolvem a reprodução está aliado a fatores biológicos que são fundamentais na manutenção da população e estratégias reprodutivas (Vazzoler, 1996; Esper *et al.*, 2000). As condições ambientais influenciam na reprodução com pressões que selecionam as espécies mais resistentes e com diversidade genética, além disso, elementos físicos como a temperatura e fotoperíodo

controlam a ação hormonal dos peixes influenciando na sexagem destes.

A variação da disponibilidade de recursos alimentares ao longo dos regimes hidrológicos controla processos como a migração e desova de muitas das espécies de peixes neotropicais (Vazzoler, 1996; Godinho *et al.*, 2010; Ribeiro; Moreira, 2012). A ordem Characiformes é considerada a mais abundante na região neotropical (Nelson *et al.*, 2006, 2016), nela estão inseridas uma diversidade de espécies com ciclos reprodutivos variados e com limitações diferentes. Na região tropical a família dos Prochilodontidae apresenta três gêneros e 20 espécies é composta por organismos detritívoros, consumidores de matéria orgânica particulada, assim como algas e perifíton, além de formarem cardumes e realizar longas migrações com objetivos reprodutivos e tróficos, estes organismos têm importância comercial e de subsistência para diversas comunidades pesqueiras ao longo das bacias hidrográficas tropicais (Géry, 1977; Ribeiro, 1983; Vazzoler *et al.*, 1989; Castro, 1990; Vazzoler; Amadio, 1990; Fernandes, 1997; Oliveira, 1997; Castro; Vari, 2003).

No estudo são discutidas as características reprodutivas de peixes da família Prochilodontidae da região neotropical, assim como a distribuição e caracterização da ordem Characiformes.

Distribuição e caracterização da Ordem Characiformes

A elevada diversidade de padrões ambientais ao longo das bacias hidrográficas da região neotropical está diretamente relacionada a diversidade presente relatada na ictiofauna das regiões tropicais. A ordem Characiformes, por exemplo, possui uma das maiores representatividades

na ictiofauna de sistemas fluviais, nela estão incluídos peixes de água doce divididos em 18 famílias, sendo 14 na região Neotropical e quatro na África (Weitzman; Vari, 1988, Miranda; Mazzoni, 2003; Nelson *et al.*, 2006).

Esta ordem abrange as famílias Parodontidae, Curimatidae, Prochilodontidae, Anostomidae, Crenuchidae, Serrasalminidae, Characidae, Salmininae, Bryconinae, Stevardiinae, Erythrinidae (Baumgartner, 2012).

Família Prochilodontidae

A região neotropical apresenta uma extensa área com abundante diversidade de espécies, dentre esse número de peixes está a família *Prochilodontidae*, compreendendo cerca de 50 a 60% do total de peixes nos rios neotropicais com 21 espécies válidas, nessa família são encontrados três gêneros *Semaprochilodus*, *Prochilodus* e *Ichthyolephas* (Castro; Vari, 2004; Piorski, 2010). Esta família se distribui na América do Sul, sendo registrada em todas as bacias hidrográficas brasileiras (Castro; Vari, 2004).

Peixes da família *Prochilodontidae* como o *Prochilodus nigricans* apresentam corpo alto, com coloração cinza prateada, manchas nas nadadeiras caudal, anal, além de faixas transversais escuras, estes alcançam cerca de 30 cm de comprimento e 450 gramas de peso segundo Santos *et al.*, 1984. O formato do corpo varia de fusiforme a elevado, base da nadadeira dorsal com presença de espinho bifurcado, boca em forma de ventosa, lábios espessos, carnosos e eversíveis; dentes falciformes ou espatulados, intestino longo, estômago alongado estreito (Géry, 1977; Ribeiro, 1983; Vazzoler *et al.*, 1989; Castro, 1990; Vazzoler; Amadio, 1990; Fernandes, 1997; Oliveira, 1997; Castro; Vari, 2003).

Segundo Castro e Polaz (2019), estes peixes apresentam como características hábitos reprodutivos migratórios, lábios carnosos que possibilitam uma boa alimentação para espécies da família e dentes em forma de espátula, podendo se alimentar de matéria orgânica e microorganismos do substrato (Oliveira *et al.*, 2010). Além disso, é observada no grupo uma diversidade morfológica e características como espécies de pequeno porte a grande, com muitas espécies sendo consideradas importantes bioindicadores ambientais (Melo *et al.*, 2022).

A família dos *Prochilodontidae* (Characiformes) tem importância para a pesca local e a manutenção dos padrões ecológicos nos rios da América do Sul, estas espécies desempenham um papel fundamental de equilíbrio no meio ambiente (Taylor *et al.*, 2006). No Brasil três espécies do gênero *Prochilodus* tem destaque *Prochilodus argenteus* (Spix; Agassiz, 1829), *Prochilodus costatus* (Valenciennes, 1850) e *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1837). Em geral se alimentam de matéria orgânica degradada, seu período reprodutivo coincide com o período de chuvas e realizam migrações durante o período de reprodução (Santos *et al.*, 2019).

Estudos relatam a presença da espécie *Prochilodus nigricans* (Spix; Agassiz, 1829), no Brasil a espécie se distribui em quase todas as bacias hidrográficas, tem como nome popular em algumas regiões curimatá ou curimatã (Araújo *et al.*, 2003; Garcia *et al.*, 2009). Esta espécie pode ser encontrada em leitos de rios como no leito principal do rio Amazonas, nos seus afluentes e na bacia Araguaia-Tocantins, essa espécie é importante para a atividade pesqueira na região do rio Tocantins Estudos da Eletronorte/Themag, (1989) indicam que cerca de 66% das 614 toneladas pescadas

comercializado na cidade de Imperatriz era representado por esta espécie.

Além disso, é comercializada como peixe regional, como relata Petrere Jr. (1992), em Manaus esta espécie representou 72% da captura de 32 grupos de espécies em 1978 na represa de Tucuruí, Santos et al. (1984), demonstrando a boa representatividade de captura de *P. nigricans*, relatam esta espécie com maior distribuição em desembarques de Santarém, 17,9% de um total de 5.379 toneladas. Frente a sua importância econômica, estudos têm sido realizados sobre a biologia reprodutiva desta espécie para estimar o tamanho médio de primeira maturação gonadal e época de desova (Ruffino; Isaac, 1995; Isaac; Rocha; Mota, 1995).

Reprodução

A preservação das espécies sejam elas vegetais ou animais são mantidas pela reprodução, esta é considerada vital para a conservação das populações, além disso, outros fatores como condições ambientais, idade de maturação sexual são determinantes no ciclo reprodutivo (Jose *et al.*, 2008).

As atividades antrópicas têm ameaçado os ecossistemas de água doce (Iordache *et al.*, 2020), e espécies com comportamento migratório são especialmente afetadas pelas mudanças ambientais, levando a redução da fecundidade e a redução de populações naturais de pescado (Nieminen *et al.*, 2017).

Nesse sentido, estudos já relataram que a redução de espécies migratórias como *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1837) podem ser relacionados as variações

que ocorrem na qualidade da água (Perini et al., 2021). Está mesma espécie é encontrada em represas ou jusantes de cachoeiras (Godoy, 1975), os machos em geral estão maduros nos primeiros anos de vida e podem atingir cerca de 20 cm (Agostinho; Gomes, 1997).

A reprodução está relacionada ao processo migratório das espécies, há relatos de migrações por longas distâncias com movimentos de até 43 km/dia (Godinho; Kynard, 2006) e este processo de migração possibilita aos peixes a exploração de diferentes ambientes, busca pelo ambiente adequado para sua alimentação reprodução e crescimento (Harvey; Carolsfeld, 2003). Segundo Suzuki (1999) e Vazzoler (1996) as estratégias e táticas de reprodução são determinadas pelo sucesso da espécie ao longo do tempo.

Análises dos aspectos reprodutivos de *Prochilodus lacustris* foram realizadas mensalmente no período de 1 ano por Cardoso *et al.* (2018) em seu estudo com 600 indivíduos, neste estudo foram revelados que o estágio de maturação mais avançado nessa espécie foi no período entre novembro e janeiro e os meses de julho a agosto ocorreu o repouso gonadal. Ainda aspectos como bem-estar dos peixes fornece informações quanto ao estado físico e condição corporal dos indivíduos (Gomiero; Braga, 2003).

O estudo dos aspectos reprodutivos é importante para definir a estrutura populacional de um grupo de indivíduos, assim como o funcionamento do ambiente em que vivem (Ribeiro; Moreira, 2012). A obtenção de informações a respeito dos ciclos reprodutivos contribui para que medidas de conservação e manejo pesqueiro sejam efetivas (HLIWA et al., 2017).

Ainda no trabalho de Castro *et al.* (2018), foram observadas mudanças nas medições de concentração de

condutividade devido a estação chuvosa na região, assim correlacionando também a precipitação total ao índice gonadosomático. Gurgel *et al* (2012) também notou no rio Assu, localizado no Rio Grande do Norte, que dentre os indivíduos capturados o sexo feminino foi predominante na classificação maior crescimento corporal, Sato (1996) em seu estudo com *Prochilodus affinis* as fêmeas também apresentaram maior porte. Portanto, o tamanho corporal e dos ovários podem estar relacionados ao sucesso reprodutivo da espécie (Gurgel *et al.*, 2012).

Lopes (2018) em estudos no rio São Francisco com espécies do curimatá-pioa *Prochilodus costatus* avaliou que o ciclo reprodutivo de 50% das espécies observadas não estavam sexualmente maduro no seu período de avaliação, considerando os fatores contribuintes para esse processo a frequência de estágios de maturidade em peixes que fizeram migrações de desova foi semelhante à de toda a população nas estações de desova. As mudanças reprodutivas variam de acordo com as espécies e características ecológicas das bacias hidrográficas Gurgel *et al.* (2012), a chuva é importante para modular o período reprodutivo dos peixes Chellappa *et al.* (2009), assim como a conservação do ambiente em que esses indivíduos e preservação, e exploração dos recursos.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estudo sobre a dinâmica reprodutiva dos peixes da família Prochilodontidae nas bacias hidrográficas brasileiras revela a complexidade e a importância desse grupo taxonômico para os ecossistemas aquáticos e para as comunidades humanas que dependem desses recursos naturais. Ao caracterizar o conhecimento atual sobre o ciclo

reprodutivo desses peixes e os fatores que influenciam suas estratégias reprodutivas, podemos compreender melhor como essas espécies se adaptam e respondem às mudanças ambientais e antropogênicas em seus habitats.

A ampla distribuição dos Prochilodontidae na América do Sul ressalta sua relevância ambiental, uma vez que essas espécies desempenham papéis essenciais na manutenção da biodiversidade e na estabilidade dos ecossistemas aquáticos. Além disso, seu valor econômico, seja como recurso pesqueiro ou como indicador de saúde ambiental, destaca a importância de se compreender e monitorar sua reprodução e dinâmica populacional.

Nesse sentido, estudos como esse não apenas contribuem para o avanço do conhecimento científico sobre a biologia e ecologia desses peixes, mas também fornecem subsídios essenciais para a implementação de medidas de conservação e manejo sustentável dos recursos hídricos e pesqueiros brasileiros. A integração de dados biológicos, ambientais e socioeconômicos é fundamental para o desenvolvimento de estratégias eficazes de gestão que garantam a preservação dessas espécies e dos serviços ecossistêmicos que elas proporcionam.

REFERÊNCIAS

AGOSTINHO, A. A.; GOMES, L. C. **Manejo e monitoramento de recursos pesqueiros: perspectivas para o reservatório de Segredo**. Reservatório de Segredo: Bases Ecológicas para Manejo. Maringá-Paraná: EDUEM, pp. 319-364, 1997.

ALBERT J.S, TAGLIACOLLO V.A, DAGOSTA F. Diversification of Neotropical freshwater fishes. **Annual Review of Ecology**,

Evolution and Systematics. v. 51, p. 27-53, 2020.

ALBERT, J. S.; VALP, H. C. The changing course of the Amazon River in the Neogene: center stage for neotropical diversification. **Neotropical Ichthyology**. v. 16, n. 3, p. e180033, 2018.

ARAÚJO, S. A.; GURGEL, H. C. B.; NASCIMENTO, R. S. S. Indicadores do desenvolvimento gônadal e nutricional de *Prochilodus cearensis* (Steindachner, 1911) (Characiformes, Prochilodontidae) no açude Itans/Caicó, Rio Grande do Norte, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 25, n. 2, p. 377-384, 2003.

BAUMGARTNER, G. et al. **Peixes do baixo rio Iguçu**. Maringá: Eduem, 2012. Characiformes. pp. 57-100. ISBN 978-85-7628-586-1.

CASTRO, R.; POLAZ, C.N.M. Peixes de pequeno porte: a maior e mais ameaçada porção da megadiversa fauna neotropical de peixes de água doce. **Biota Neotrópica**, v. 20, p. 1-12, 2019.

CASTRO, R. M. C. Revisão taxonômica da família Prochilodontidae (Ostariophysi: Characiformes). São Paulo, 1990. 293p. **Tese** (Doutorado) - Instituto de Biociências, USP, SP.

CASTRO, R. M. C.; VARI, R. P. **Family Prochilodontidae**. In: Checklist of the Freshwaters of South and Central America. In: REIS, R. E.; KULLANDER, S. O.; FERRARIS, C. J. ed. EDIPUCRS1, Porto Alegre, Brasil. 2004.

CASTRO, R. M. C.; VARI, R. P. **Family Prochilodontidae**. In: REIS, R. E.; KULLANDER, S. O.; FERRARIS JÚNIOR, C.J. (Org.) Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre: Edipucrs, p. 65-70, 2003.

DAGOSTA, F. C. P.; PINNA M. Biogeography of Amazonian fishes: Deconstructing river basins as biogeographic units. **Neotropical Ichthyology**, v. 15, n. 3, p. e170034, 2017.

ELETRONORTE/THEMAG. **Estudos de viabilidade de Serra Quebrada**: estudos ambientais, relatório final de ictiofauna. SEQ. 16-1-14-0084-RE, Eletronorte, Brasília, 1989.

ESPER, M. L. P.; MENEZES, M. S.; ESPER, W. Escala de desenvolvimento gonadal e tamanho de primeira maturação de fêmeas de *Mugil platanus* Günther, 1880 da Baía de Paranaguá, Paraná, Brasil. **Acta Biológica Paranaense**, v. 29, p. 255-263, 2000.

FERNANDES, C. C. Lateral migration of fishes in Amazon floodplains. **Ecology of Freshwater Fish**, v. 6, p. 36-44, 1997.

FUGI, R.; HAHN, N. S.; AGOSTINHO, A. A. Feeding styles of five species of bottom-feeding fishes of the high Paraná River. **Environmental Biology of fishes**, v. 46, p. 297-307, 1996.

GÉRY, J. Poissons Characoides des Guyanes, I. Généralités. II. Characoids of the world. Neptune City, NJ. USA: TFH. Publications Inc, 1977. 672p.

GODINHO, A. L.; LAMAS, I. R.; GODINHO, H. P. Reproductive ecology of Brazilian freshwater fishes. **Environmental Biology of Fishes**, v. 87, p. 143-162, 2010.

GODOY M. P. **Peixes do Brasil**: subordem Characoidei. Piracicaba, Franciscana, v. IV. p. 631-847, 1975.

GOMIERO, L. M.; BRAGA, F. M. S. Relação peso-comprimento e fator de condição para *Cichla cf. ocellaris* e *Cichla monoculus* (Perciformes, Cichlidae) no reservatório de Volta Grande, rio Grande MG/SP. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 25, p. 79-86, 2003.

GURGEL, L. L.; JOSÉ, R. V.; CHELLAPPA, S. Reproductive Ecology of *Prochilodus brevis* an Endemic Fish from the Semiarid Region of Brazil. *The Scientific World Journal*, v. 2012.

HARVEY B.; CAROLSFELD J. **Fishes of the floods**. Migratory Fishes of South America: Biology Social Importance and Conservation Status. Victoria: World Fisheries Trust/The World Bank, p. 1-18, 2003.

HLIWA, P.; KRÓL, J.; SIKORSKA, J.; WOLNICKI, J.; DIETRICH, G. J.; KAMIŃSKI, R.; CIERESZKO, A. Gonadogenesis and annual reproductive cycles of an endangered cyprinid fish, the lake minnow *Eupallasella percnurus* (Pallas, 1814). **Animal Reproduction Science**, v. 176, p. 40-50, 2017.

IORDACHE, A. M.; NECHITA, C.; PLUHACEK T; IORDACHE, M.; ZGAVAROGEA, R.; IONETE, R. E. O estresse ambiental antrópico passado e presente reflete a alta suscetibilidade dos ecossistemas naturais de água doce na Romênia. **Poluente Ambiental**, v. 267, n. 115505, p. 1-10, 2020.

ISAAC, V. J., ROCHA, V. L. C; MOTA, S. Q. C. **Ciclo reprodutivo de algumas espécies de peixes de valor comercial do**

Médio Amazonas. Brasília: IBAMA, 1993 (Coleção Meio Ambiente. Série Estudos de Pesca)

LOPES, J. P.; SOUZA, J. G.; ROCHA, M. C. F. Nova metodologia de hipofisectomia em curimatã *Prochilodus brevis* (Pisces, Prochilodontidae). **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, v. 1, n. 1, p. 91-101, 2006.

LOPES, J. M.; POMPEU, P. S.; ALVES, C. B. M.; PERESSIN, A.; PRADO, I. G.; FÁBIO, S. F. M.; FACCHIN, S.; KALAPOTHAKIS, E. The critical importance of an undammed river segment to the reproductive cycle of a migratory neotropical fish. **Ecology Freshw Fish**. v. 1, p. 1-15, 2018.

MELO, B. F. et al. A diversificação acelerada explica a excepcional riqueza de espécies de peixes caracóides tropicais. **Biologia Sistemática**, v. 71, n. 1, p. 78-92, 2022.

MIRANDA, J. C.; MAZZONI, R. Composição da ictiofauna de três riachos do alto rio Tocantins. **Biota Neotropica**, v. 3, n. 1, p. 1-11, 2003.

NELSON, J. S.; GRANDE, T. C.; WILSON, M. V. H. **Fishes of the World**. John Wiley & Sons, 2016.

NELSON, J. S. **Fishes of the World**. Nova York: Wiley, 4 ed., 2006.

OLIVEIRA, E. F. et al. Padrões ecomorfológicos da assembleia de peixes em uma planície de inundação tropical: efeitos das estruturas tróficas, espaciais e filogenéticas. **Ictiologia Neotropical**, v. 8, p. 569-586, 2010.

OLIVEIRA, M. I. B. Determinação da idade e aspectos da

dinâmica populacional do curimatã, *Prochilodus nigricans* (Pisces, Prochilodontidae) da Amazônia Central. Manaus, 1997. 79p. **Dissertação (Mestrado)** – INPA /FUA, AM.

PETRERE JR., M. Pesca na Amazônia. In: Pará. Secretaria de estado de ciências, tecnologia e meio ambiente. In: Seminário Internacional sobre Meio Ambiente, Pobreza e Desenvolvimento da Amazônia. Sindamazonia. **Anais...** Belém: Prodepa, 1992. p.72-78.

PIORSKI, N. M. Diversidade genética e filogeografia das espécies *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) e *Prochilodus lacustris* Steindachner, 1907 no nordeste do Brasil. **Tese Doutorado em Ciências Biológicas**. Área de concentração: Genética e Evolução. Universidade Federal de São Carlos. 2010.

REIS, R. E.; ALBERT, J. S.; DI DARIO, F.; MINCARONE, M. M.; PETRY, P.; ROCHA, L. A. Fish biodiversity and conservation in South America. **Journal of Fish Biology**, v. 89, n. 1, p. 12-47, 2016.

RIBEIRO, C. S.; MOREIRA, R. G. Fatores ambientais e reprodução dos peixes. **Revista Bioética**, v. 8, p. 58-61, 2012.

RIBEIRO, M. C. L. B. As migrações dos jaraquis (Pisces, Prochilodontidae) no rio Negro, Amazonas, Brasil. Manaus, 1983. 192p. **Dissertação (Mestrado)** – INPA/ FUAAM, AM.

RUFFINO, M. L.; ISAAC, V. J. Life cycle and biological parameters of several Brazilian Amazon fish species. **The ICLARM Quarterly Fishbyte Section**, v. 18, n. 4, p. 41-45, 1995.

SANTOS, M. G., JEGU, M.; MERONA, B. **Catálogo de peixes comerciais do baixo rio Tocantins**. Projeto Tucuruí. Manaus: Eletronorte/CNPq/INPA, 1984.

SANTOS, P. M. et al. Neotropical xenarthrans: a data set of occurrence of xenarthran species in the Neotropics. **Ecology**, v. 100, n. 7, p. 1-4, 2019.

TAYLOR, B. W.; FLECKER, A. S.; HALL JR., R. O. Loss of a harvested fish species disrupts carbon flow in a diverse tropical river. **Science**, v. 313, n. 5788, p. 833-36, 2006.

TOUSSAINT, A.; CHARPIN, N.; BROSSE, S. VILLÉGER S. Global functional diversity of freshwater fish is concentrated in the Neotropics while functional vulnerability is widespread. **Scientific Reports**, v. 6, n. 1, p. 1-09, 2016.

VAZZOLER, A. E. A. M. *Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática*. Maringá, EDUEM. 169p. 1996.

VAZZOLER, A. E. A. M.; AMADIO, S. A.; CARACIOLO-MALTA, M. C. Aspectos biológicos de peixes amazônicos. XI. Reprodução das espécies do gênero *Semaprochilodus* (Characiformes, Prochilodontidae), no baixo rio Negro, Amazonas, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 49, n. 1, p. 165-173, 1989.

VAZZOLER, A. E. M.; AMADIO, S. A. Aspectos biológicos de peixes amazônicos. XIII. Estrutura e comportamento de cardumes multiespecíficos de *Semaprochilodus* (Characiformes, Prochilodontidae) no baixo rio Negro, Amazonas, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 50, n. 1, p. 537-546, 1990.

VITULE, J. R. S.; AGOSTINHO, A. A.; AZEVEDO, S. V. M, DAGA, V. S.; DARWALL, W. R. T.; FITZGERALD, D.B et al. We need better understanding about functional diversity and vulnerability of tropical freshwater fishes. **Biodiversity and Conservation**. v. 26, n. 3, p. 757-62, 2017.

WEITZMAN, S.H.; VARI, R.P. Miniaturization in South American freshwater fishes; an overview and discussion. **Proceedings of the Biological Society of Washington**, v. 101, p. 444-465, 1988.

**CAPÍTULO 4 - MYXOZOA (CNIDARIA) PARASITOS
DE *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829
(CHARACIFORMES, PROCHILODONTIDAE)
(CURIMATÁ - PACU) NO MÉDIO CURSO DO RIO
TOCANTINS, AMAZÔNIA ORIENTAL — REVISÃO
DE LITERATURA**

João Moreira Pinto Filho

Mestre em Ciência Animal (PPGCA/UEMA)

Universidade Estadual do Maranhão

E-mail: jmoreirapinto@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-0588-2244>

Marcelo Francisco da Silva

Doutorado em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários
(UFPA)

Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão

E-mail: silvamf@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9148-6725>

Diego Carvalho Viana

Doutor em Ciências (USP)

Núcleo de Estudos Morfofisiológicos Avançados (NEMO)

Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão

E-mail: diegocarvalho@uemasul.edu.br

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3302-9892>

RESUMO: Os mixozoários são os cnidários endoparasitas obrigatórios, pluricelulares e microscópicos que infectam tanto invertebrados como vertebrados, marinhos e dulcícolas. Os

mixosporídeos são causadores de doenças conhecidas como mixosporidiose, que acomete principalmente peixes de água doce e marinhos, de diferentes áreas geográficas, atuando em diversos tecidos e órgãos, como fígado, rins, brânquias, gônadas, vesícula biliar, intestino, pele entre outros. Destacando a importância sanitária dos mixosporídios e os danos que podem causar em peixes, o presente trabalho teve como objetivo principal revisar a literatura dos mixosporídios parasitos do hospedeiro *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829, no médio curso do rio Tocantins, porção oriental da amazônia brasileira. Os resultados do presente trabalho permitiram identificar a *Henneguya* spp. e *Myxobolus* spp. parasitando a exemplares de *P. nigricans* coletados no rio Tocantins, Maranhão- Brasil.

Palavras-chave: Curimatá; endoparasitas; Maranhão; mixosporídios.

*MYXOZOA (CNIDARIA) PARASITES OF Prochilodus argenteus
Spix & Agassiz, 1829 (CHARACIFORMES, PROCHILODONTIDAE)
(CURIMATÁ - PACU) IN THE MIDDLE COURSE OF THE TOCANTINS
RIVER, EASTERN AMAZON — LITERATURE REVIEW*

ABSTRACT: The myxozoans are obligatory, multicellular, microscopic endoparasitic cnidarians that infect both marine and freshwater invertebrates and vertebrates. Myxosporidia are the causative agents of diseases known as myxosporidiosis, which mainly affect freshwater and marine fish from different geographical areas, acting on various tissues and organs such as the liver, kidneys, gills, gonads, gallbladder, intestine, skin, among others. Highlighting the sanitary importance of myxosporidia and the damage they can cause to fish, the present study aimed to review the literature on myxosporidians parasitizing the host *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829, in the middle

course of the Tocantins River, eastern portion of the Brazilian Amazon. The results of this study identified *Henneguya* spp. and *Myxobolus* spp. parasitizing specimens of *P. nigricans* collected in the Tocantins River, Maranhão, Brazil.

Keyword: Curimatá; endoparasites; Maranhão; myxosporidia.

INTRODUÇÃO

O filo dos cnidários, no qual se encontram as medusas e corais, é um grupo bastante diversificado possuindo mais de 13.500 espécies conhecidas (Okamura *et al.*, 2015). De acordo com a paleontologia e dados genéticos, este filo é um grupo seguramente muito antigo, os primeiros cnidários apareceram no Neoproterozóico, compreendido entre 100 milhões a 540 milhões de anos atrás. A cladogênese dos grandes grupos teriam ocorrido nesse tempo ou no início do Período Paleozóico. (Cartwright; Collins 2007; Park *et al.*, 2012).

Embora seja um grupo conhecido inicialmente por terem vida livre e apresentando como principal habitat o ambiente aquático, existem espécies adaptadas para serem parasitos de hospedeiros invertebrados e vertebrados. (Jankowski *et al.*, 2008; Okamura *et al.*, 2015). Estudos filogenéticos concordam que a diversidade dos cnidários é definida em três grandes clados principais: Anthozoa, Endocnidozoa e Medusozoa (Collins, 2009; Holzer *et al.*, 2018). A classe Endocnidozoa é onde se enquadra atualmente os Mixozoários.

Os mixozoários são os cnidários endoparasitas obrigatórios, pluricelulares e microscópicos que infectam tanto invertebrados como vertebrados, marinhos e dulcícolas. Apresentam mais de 2.300 espécies descritas, onde somente

algumas são conhecidas por causar sérias ou fatais infecções, uma vez que tanto os parasitos quanto seus hospedeiros estão adaptados um ao outro (Kent *et al.*, 2001; Lom; Dyková, 2006; Bartholomew *et al.*, 2008). Morfologicamente, esses organismos pluricelulares possuem formas resistentes, denominadas esporos, constituem-se da junção de duas a sete valvas dependendo da espécie, apresentando de uma a sete cápsulas polares, cada uma contendo um filamento espiralado interior, denominado filamento polar. No interior do esporo encontra-se um ou mais esporoplasma, que são as células infectantes para o novo hospedeiro (Eiras; Adriano, 2012).

Os mixosporídeos são causadores de doenças conhecidas como mixosporidiose, que acomete principalmente peixes de água doce e marinhos, de diferentes áreas geográficas (Azevedo *et al.*, 2009; Casal, 2009), atuando em diversos tecidos e órgãos, como fígado, rins, brânquias, gônadas, vesícula biliar, intestino, pele entre outros (Luque, 2004; Silva *et al.*, 2021). Os mixozoários são encontrados em todo o mundo e têm importância econômica significativa como patógenos de peixes de cultivo (Kent; Andree, 2019). A infecção por mixozoários pode levar a uma variedade de sintomas, incluindo lesões de tecidos e órgãos, deformidades esqueléticas e até mesmo a morte do hospedeiro (Tagliavini, 2018).

São espécies responsáveis por doenças que geram altas taxas de mortalidade em todo o mundo (Lom; Dyková, 2006). As mais notáveis são: a doença do “rodopio” (causado por *Myxobolus cerebralis*) em salmão; doença renal proliferativa (causada por *Tetracapsuloides bryosalmonae*) em truta e salmão; doença proliferativa da brânquia (causada por *Henneguya ictaluri*) em bagres e a doença

enteromycosis (causadas por *Enteromyxum leei*) em culturas de peixes marinhos (Bartholomew *et al.*, 2008). Algumas formas parasitárias podem matar seus hospedeiros pela eliminação de toxinas patogênicas, outras podem causar castração parasitária levando à infertilidade do hospedeiro e comprometendo a biodiversidade e o equilíbrio do ecossistema (Rodrigues, 2021).

Portanto, destacando a importância do *Prochilodus argenteus* e os danos que podem causar os mixosporídeos, o trabalho teve como objetivo principal caracterizar os mixosporídios parasitos do hospedeiro *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829, no médio curso do rio Tocantins, porção oriental da amazônia brasileira.

Prochilodus argenteus Spix & Agassiz, 1829 - Curimatá-Pacú

Prochilodus argenteus pertence à classe Actinopterygii, ordem Characiformes e a família Prochilodontidae. Presente nas bacias dos rios São Francisco e tendo o primeiro relato da sua presença na bacia Araguaia - Tocantins nesse trabalho, segundo SIBBR (Sistema de Informação Sobre a Bioversidade Brasileira). Os membros da família Prochilodontidae são facilmente diferenciados dos outros peixes, exceto como larvas, tendo em vista seus lábios carnudos equipados com duas séries de numerosos pequenos dentes falciformes ou espatulados ligados aos lábios (Ferreira, 2011).

Sobre protração, esses lábios compõem um disco oral circundado por dentes. As duas fileiras de dentes em cada maxila são variavelmente separadas umas das outras na proximidade da sínfise, mas convergem no sentido das margens laterais de cada maxila (Diniz, 2010; França, 2010).

2015). A altura do corpo e o comprimento variam com a espécie. Pode atingir entre 30 a 80cm de comprimento total e 15kg de peso, dependendo da espécie.

Todas as espécies da família Prochilodontidae exploram detritos em superfícies subaquáticas. O vasto volume desses recursos, tanto em águas doces permanentes como sazonalmente na floresta tropical inundada, muito provavelmente, explica a proeminência de prochilodontídeos em águas doces Neotropicais.

Tendo em vista seus hábitos alimentares, expressivas populações destes peixes desempenham uma atividade significativa no fluxo de energia no interior dos sistemas aquáticos que habitam (Morueta-Holme *et al.*, 2010) e são funcionalmente dominantes em alguns ecossistemas aquáticos. *Prochilodus argenteus* apresentam o corpo alongado e levemente comprimido. A coloração do corpo é cinza prateada, ligeiramente azulada no dorso (Finer; Jenkins, 2012). As nadadeiras caudal, dorsal e anal revelam alternadamente pontos escuros e claros e a linha lateral apresenta de 45 a 50 escamas. Espécie de médio porte atinge cerca de 45cm de comprimento total (Choueri; Azevedo, 2017). Segue a classificação taxonômica da espécie segundo SIBBR (Sistema de Informação Sobre a Bioversidade Brasileira).

As distribuições geográficas consistem nas Bacias do Tocantins-Araguaia (*P. nigricans*), Prata (*P. lineatus*), São Francisco (*P. argenteus* e *P. costatus*) e Doce (*P. vimboides*). Mas, a partir desse estudo, a espécie *P. Argenteus* também passa a ser encontrada na bacia Tocantins-Araguaia com base na identificação molecular da espécie. Sendo o primeiro registro dessa espécie nessa área. Também foram introduzidas nos açudes do Nordeste. Na atualidade, há conhecimento da

presença das espécies do rio São Francisco nos rios Doce e Jequitinhonha, em decorrência de introduções artificiais (Moretto *et al.*, 2012).

Realizam longas migrações reprodutivas. São capturadas em grandes cardumes, sendo espécies relevantes comercialmente, sobretudo para as populações de baixa renda. Embora o valor comercial da carne seja baixo, o amplo volume de capturas torna a espécie relevante na pesca. Na bacia do Prata, o curimatá representa mais de 50% da biomassa total de peixes que habitam no rio.

Rio Tocantins

O Rio Tocantins é um dos principais rios do Brasil, com uma extensão de 2.640 km, que atravessa os estados de Goiás, Tocantins, Maranhão e Pará. O rio abriga diversas espécies de peixes, incluindo a curimatã (*Prochilodus spp.*), um peixe migratório importante para a pesca comercial e esportiva na região (Agostinho *et al.*, 2007). Além disso, é importante ressaltar que o rio Tocantins é um importante ecossistema aquático, que abriga uma grande diversidade de espécies de peixes e outros animais aquáticos. A conservação desse ecossistema é fundamental para a manutenção da biodiversidade e para a qualidade de vida das populações que dependem dos recursos naturais do rio (IBAMA, 2009) (Figura 1).

Figura 1. Posicionamento da Bacia do rio Tocantins em relação ao demais bacias hidrográficas brasileiras.



Fonte: ANA.

O clima ao longo do Rio Tocantins é predominantemente tropical, com temperaturas elevadas e alta umidade. O período chuvoso ocorre entre os meses de outubro e abril, enquanto o período seco vai de maio a setembro. As chuvas variam ao longo do curso do rio, sendo maiores na região mais baixa (até 2300 mm) e menores na região mais alta (cerca de 1000 mm). (Ribeiro et al., 1995).

Além disso, a temperatura média ao longo do Rio Tocantins é de 21 °C. A umidade relativa do ar é alta, chegando a 80%, o que pode tornar o clima bastante abafado e úmido em certas épocas do ano. A curimatá é a espécie de peixe mais importante no curso médio do rio Tocantins. Atinge cerca de 30 cm de comprimento, 450 g, e também é um comedor de detritos. A curimatá é um peixe

migratório que realiza migrações reprodutivas de longa distância, subindo os rios para desovar em áreas de águas rasas e calmas. Durante a época reprodutiva, que geralmente ocorre entre os meses de dezembro e março, os cardumes de curimatá formam-se em grandes números, o que atrai muitos pescadores (Suárez; Petrere Jr., 2003). Deve destacar a Bacia Hidrográfica Tocantins-Araguaia, que é a quarta maior Bacia da América do Sul, e maior Bacia localizada inteiramente em território brasileiro, com 770.000 km², sendo o rio Araguaia responsável por mais de 376.000 km²). O rio Tocantins nasce em Goiás, no encontro dos rios Alma e Maranhão, e desemboca na foz do Amazonas (Latrubess; Stevaux, 2002).

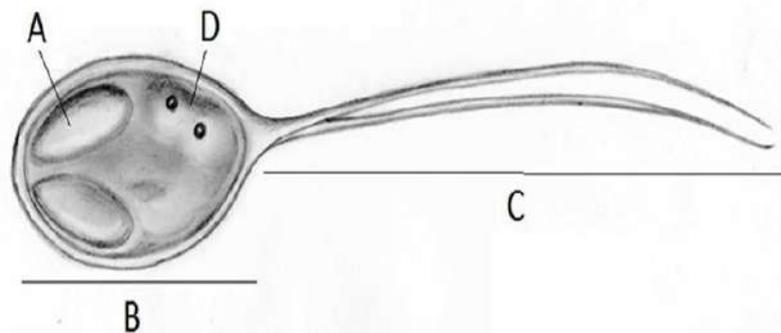
Gênero *Henneguya*

Dentro dos mixozoários, 60 gêneros da classe Myxosporea e dois da classe Malacosporea foram estabelecidos. Entre os mixosporídeos, os gêneros *Myxobolus* Bütschli, 1882 e *Henneguya* Thélohan, 1892 são os mais especiosos, e abrigam espécies que têm um importante impacto sobre seus hospedeiros peixes (Lom; Dyková, 2006). Esses dois gêneros são considerados grupos separados principalmente pela presença de apêndices caudais em *Henneguya* spp. No entanto, estudos filogenéticos usando dados de sequência de 18 S rDNA não suportam uma separação filogenética entre *Henneguya* e *Myxobolus* (Fiala, 2006).

O gênero *Henneguya* é um dos mais comuns (Figura 2), pertencente a classe myxosporea e família myxobolidae. Este gênero possui como características: esporos de forma oval, com uma parede formada por duas válvulas, um esporoplasma (corpo infeccioso central do esporo) binucleado e muitas

vezes tem um vacúolo iodófilo, duas cápsulas polares na extremidade anterior (alongadas e com filamentos polares enrolados dentro) e projetando apêndices longitudinais da extremidade posterior das válvulas (Alvarez *et al.*, 1988; Eiras, 2002; Lom; Dyková, 2006; Khan, 2007). Esses longos apêndices são relativamente longos, de aparência bifurcada e feito do mesmo material que as válvulas (Eiras, 1994).

Figura 2. Desenho esquemático de um esporo maduro de *Hennequya*, mostrando as cápsulas polares (A), o corpo do esporo (B), os prolongamentos caudais (C) e (D) os núcleos celulares da célula esporoplasmática.



Fonte: Silva Junior (2012).

Doenças provocadas pelo gênero *Hennequya* são relatadas causando danos econômicos, devido a mortalidade de peixes como também a perda da qualidade de sua carne (Capodifoglio, 2014). Uma das doenças mais comuns causadas pelo *Hennequya* em peixes é a infecção das brânquias. Isso pode resultar em inflamação e danos aos tecidos das brânquias, o que pode afetar a respiração do peixe. A infecção também pode afetar outros órgãos internos,

como o coração, fígado e rins, causando problemas de saúde graves e até a morte. Temos como exemplo: a infecção de salmões no Pacífico, costa da Ásia e América do norte e em gêneros de peixes Coregunos na Europa, provocados por *Henneguya zschokkei* (Lom; Dyková, 2006; Feist; Longshaw, 2006).

No Japão já foram descritas infecções cardíacas em peixes do gênero *Lateolabracis* sp. e *Pargus major* parasitados por *H. pagri*, levando-os a morte. (Yokoyama *et al.*, 2005). Todavia a maioria das espécies até o momento são poucos patógenas sem a capacidade de matar seu hospedeiro, ainda que possa prejudicar seu crescimento (Carvalho-Varela, 2002). A oferta mundial per capita de pescado atingiu um novo recorde histórico de 20 kg per capita em 2014, graças a um intenso crescimento da aquicultura, que atualmente fornece metade de todos peixe destinado ao consumo humano, segundo a FAO (2016).

No Brasil, existem inúmeras pesquisas relatando infecções em peixes de água doce, marinho e em cativeiros, principalmente entre esses dois gêneros *Henneguya* e *Mixobolus*. O gênero *Henneguya* é um dos mixosporídeos mais numerosos do grupo e possui cerca de mais 43 espécies que infectam peixes na América do Sul (Moreira, 2013).

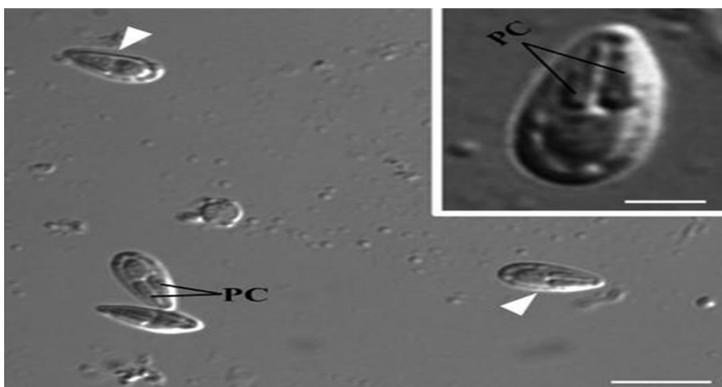
As infecções pelo gênero *Henneguya* podem ser graves e afetar seriamente a saúde e a sobrevivência dos peixes. É importante que os produtores de peixes tomem medidas preventivas para reduzir a propagação desses parasitas, incluindo o uso de técnicas de manejo adequadas e o tratamento de infecções quando ocorrem. As espécies de *Henneguya* são difíceis de identificar com base apenas nas características morfológicas dos esporos, e um número de autores recomendam o uso de sequências do gene 18S rDNA

para apoiar o diagnóstico de novas espécies (Andree *et al.*, 1999; Kent *et al.*, 2001; Lom; Dyková, 2006).

Gênero *Myxobolus*

Dentre vários gêneros de mixosporídeos, os *Myxobolus* é o que apresenta a maior diversidade conhecida de espécies. Parasitam uma grande variedade de órgãos em peixes de ambientes marinhos e de água doce. As características morfológicas dos esporos incluem duas cápsulas polares, geralmente piriformes, localizadas juntas; simetria bilateral; cápsulas polares, cada uma com um filamento polar; elipsóide, esporos ovais ou arredondados; ausência de projeções caudais; binucleado, protoplasma com ou sem vacúolo iodínóforo (Lom; Dykova, 2006) (Figura 3).

Figura 3. Esporo maduro de *Myxobolus marajoensis*. Cabeça de seta indicando esporos com cápsulas polares (PC); Barra de escala = 15 μm ; Detalhe de esporos frescos, com cápsulas polares (PC) sob Contraste de Interferência Diferencial (DIC); Barra de escala = 3 μm .

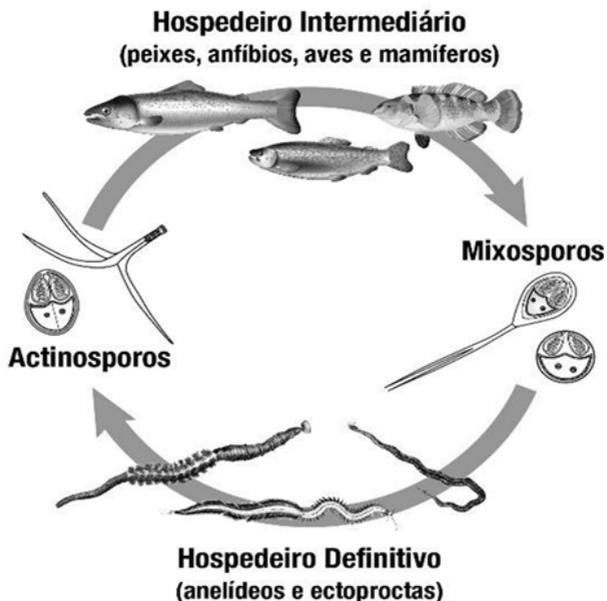


Fonte: Adaptado de Abrunhosa *et al.* (2017).

Os esporos de *Myxobolus* são caracterizados por uma cápsula com um comprimento variando entre 5 e 20 μm e uma cauda filamentosa que pode atingir até 200 μm (Molnar *et al.*, 2002). Esses esporos são transmitidos entre hospedeiros por meio de um ciclo de vida complexo, que envolve várias etapas de infecção, desenvolvimento e disseminação (Lom; Dyková, 2006). Embora muitas espécies de *Myxobolus* sejam consideradas parasitas benignos, algumas podem causar doenças graves em peixes cultivados em cativeiro (Buchmann; Uldal, 2010). Além disso, há relatos de infecções por *Myxobolus* acidental em humanos, inclusive esporos encontrados em fezes humanas no Brasil, embora esses casos sejam extremamente raros e geralmente envolvam indivíduos com sistemas imunológicos comprometidos (Reis *et al.*, 2019).

Os mixozoários do gênero *Myxobolus* têm um ciclo de vida complexo, envolvendo diferentes estágios de desenvolvimento em diferentes hospedeiros (Eszterbauer *et al.*, 2013). O estágio infectante, conhecido como esporo, é liberado pelo peixe infectado no ambiente e é capaz de infectar o hospedeiro intermediário, geralmente um invertebrado aquático. Em seguida, o hospedeiro intermediário infectado é ingerido pelo peixe definitivo, onde o parasita se desenvolve em diferentes tecidos (Sitjà-Bobadilla; Alvarez-Pellitero, 2019) (Figura 4).

Figura 4. Ciclo exemplificado de vida de um mixosporídeos.



Fonte: Seker (2020).

A infecção por *Myxobolus* pode causar danos significativos aos peixes hospedeiros, resultando em perda de apetite, danos aos órgãos internos, baixa taxa de crescimento e mortalidade (Eszterbauer *et al.*, 2015). Além disso, as infecções por *Myxobolus* também podem afetar negativamente a produção de peixes em ambientes de cultivo, com perdas econômicas significativas para a indústria aquícola (Sitjà-Bobadilla; Alvarez-Pellitero, 2019). A identificação de espécies de *Myxobolus* é realizada por meio de características morfológicas dos esporos, como tamanho, forma, presença de apêndices e ornamentações na superfície (Eszterbauer *et al.*, 2015). No entanto, a identificação precisa pode ser desafiadora devido à grande

diversidade de espécies e à variação morfológica dentro de uma mesma espécie (Sitjà-Bobadilla; Alvarez-Pellitero, 2019). Portanto, técnicas moleculares, como a análise de sequências de DNA, têm sido cada vez mais utilizadas para complementar a identificação morfológica (Eszterbauer et al., 2013).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A revisão sobre os mixosporídios parasitando o hospedeiro *Prochilodus argenteus* no médio curso do rio Tocantins fornece insights importantes sobre a ecologia parasitária desses peixes na região amazônica brasileira. Os mixosporídios representam uma ameaça significativa à saúde dos peixes, causando doenças como a mixosporidiose e afetando diversos órgãos vitais, como fígado, rins, brânquias, gônadas e intestino.

A identificação da presença de *Henneguya* spp. e *Myxobolus* spp. parasitando exemplares de *P. nigricans* destaca a diversidade de mixosporídios presentes nos ecossistemas aquáticos da região e a importância de estudos epidemiológicos para compreender a distribuição e o impacto desses parasitas na população de peixes nativos. Além de causarem danos diretos aos peixes hospedeiros, os mixosporídios também podem afetar a produtividade e a sustentabilidade das atividades pesqueiras, representando um desafio para a conservação dos recursos pesqueiros e para a segurança alimentar das comunidades ribeirinhas.

Portanto, a investigação contínua sobre a ecologia e a epidemiologia dos mixosporídios em peixes nativos é essencial para desenvolver estratégias de manejo e controle eficazes, visando mitigar os impactos negativos

desses parasitas na saúde dos ecossistemas aquáticos e na economia local. Ao mesmo tempo, a integração de medidas de prevenção, como a melhoria das práticas de manejo ambiental e o monitoramento da saúde dos peixes, pode ajudar a reduzir a incidência de doenças parasitárias e promover a conservação da biodiversidade aquática na região amazônica e além.

REFERÊNCIAS

AGOSTINHO, A. A; GOMES, L. C; PELICICE, F. M. **Ecologia e Manejo de recursos pesqueiros em reservatórios do Brasil**. Maringá: EDUEM, 2007.

ALVAREZ, P.; BARJA, J.; BLANCH, A.; ESTÉVEZ, A.; FIGUERAS, A.; GIORGETTI, G.; JOFRE, J.; MCALLISTER, E.; SARTI, M.; VILLALBA, A. **Patología em Acuicultura**. Plan de Formación de Técnicos Superiores em Acuicultura. Madrid. Comisión Investigación Científica y técnica; v. 218, p. 235-236, 1988.

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 fish *Centromochlus heckelii* (Teleostei, Auchenipteridae). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 6, p. 589-593, 2009.

BUCHMANN, K.; ULDAL, A. Myxobolus cerebralis infection in rainbowtrout (*Oncorhynchus mykiss*) leads to increased susceptibility to *Yersinia ruckeri*. **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 135, n. 1-2, p. 63-69, 2010.

CARTWRIGHT, P.; COLLINS, A. Fossils and phylogenies: integrating multiple lines of evidence to investigate the origin

of early major metazoan. **Integrative and Comparative Biology**, v. 47, p. 744-751, 2007.

CAPODIFOGGIO, K. R. H. Filogenia molecular e interação parasito-hospedeiro de mixosporídeos parasitas de peixes procedentes de pisciculturas do estado de São Paulo, Brasil. **Tese de doutorado**. Universidade de São Paulo). 2014.

CHOUERI, R. B.; AZEVEDO, J. A. Biodiversidade e impacto de grandes empreendimentos hidrelétricos na Bacia Tocantins-Araguaia: uma análise sistêmica. **Sociedade & Natureza**, v. 29, n. 3, p. 439-453, 2017.

SILVA, M. F.; NEGREIROS-MENDES, F. G.; LOPES-SILVA, L. E.; SINDEAUX-NETO, J. L.; GIESE, E. G.; HAMOY, I. G.; MATOS, E. R. (2021). New species of *Myxidiidae* Thélohan, 1892 (Myxosporea: Bivalvulida) found in characiform fish from the basin of Tocantins River in eastern Brazilian Amazonia. **Parasitology International**, v. 83, p. 1-6, 2021.

DINIZ, I.R. **Cerrado**: conhecimento científico quantitativo como subsídio para ações de conservação. Editora UnB, Brasília, 2010, pp. 333-375.

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, p; 95-104, 2012.

ESZTERBAUER, E.; SIPOS, D.; FORRÓ, B.; BARTOSOVÁ, P.; HOLZER, A. S. Molecular characterizati on of *Sphaerospora molnari* (Myxozoa), the agent of gill sphaerosporosis in common carp *Cyprinus carpio carpio*. **Diseases of Aquatic**

Organisms, v. 104, n. 1, p. 59-67, 2013.

FAO. **O estado mundial da Pesca e Aquicultura**. Departamento de Pesca e Aquicultura. Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação. 2016. 251p. Disponível em: <https://www.fao.org/fishery/en/publications/67905>. Acesso em: 05 fev 2024.

FEIST, S. W.; LONGSHAW, M. Phylum Myxozoa. In: WOO, P. T. K. (ed). **Fish diseases and disorders. Protozoan and metazoan infections**. CABI Publishing: Wallingford. pp 230-296. 2006.

FERREIRA, M. N. **Planejamento Sistemático das Unidades de Conservação no Estado do Tocantins**. 2011. Tese (Doutorado em Ciências) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo.

FINER, M.; JENKINS, C. N. Proliferation of Hydroelectric Dams in the Andean Amazon and Implications for Andes-Amazon Connectivity. **PloS ONE**, v. 7, n. 4, p. 1-9, 2012.

FRANÇOSO, R. D.; BRANDÃO, R.; NOGUEIRA, C. C.; SALMONA, Y. B.; MACHADO, R. B.; COLLI, G. R. Perda de habitat e eficácia de áreas protegidas no hotspot Cerrado. **Natureza & Conservação**, v. 13, p. 35-40, 2015.

FIALA, I. The phylogeny of Myxosporea (Myxozoa) based on small subunit ribosomal RNA gene analysis. **International Journal for Parasitology**, v. 36, n. 14, p. 1521-34, 2006.

HOLZER, A. S.; BARTOŠOVÁ-SOJKOVÁ, P.; BORN-TORRIJOS, A.; LÖVY, A.; HARTIGAN, A.; FIALA, I. The joint Evolution of

the Myxozoa and their alternate hosts: A cnidarian recipe for success and vast biodiversity. **Molecular Ecology**, v. 27, p. 1651-1666, 2018.

BARTHOLOMEW, J. L.; ATKINSON, S. D.; HALLETT, S. L.; LOWENSTINE, L. J.; GARNER, M. M.; GARDINER, C. H.; BROWN, J. D. Myxozoan parasitism in waterfowl. **International Journal for Parasitology**, v. 38 p. 1199-1207, 2008.

JANKOWSKI, T.; COLLINS, A. G.; CAMPBELL, R. Global diversity of inland water cnidarians. **Freshwater Animal Diversity Assessment**, v.1, p. 35-40, 2008.

KENT, M. L.; ANDREE, K. B.; BARTHOLOMEW, J. L.; ELMATBOULI, M.; DESSER, S. S.; DEVLIN, R. H.; Recent advances in our knowledge of the Myxozoa. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 48, n. 4, p. 395-413, 2001.

LOM, J.; DYKOVÁ, L. Myxozoan genera: definition and notes on taxonomy, life-cycle terminology and pathogenic species. **Folia Parasitologica**, v. 53, n. 1, p. 1-36, 2006.

LUQUE, J. L. Mixosporidiosis in fish. **Veterinary Parasitology**, v. 126, n. 1-2, p. 31-57, 2004.

MOREIRA, A. S. G; Taxonomia, filogenia e interação parasita. Hospedeiro na infecção de Myxosporídeo em Piapara (*Leporrinus obtusideus*) e dourado (*Salminus brasiliensis*) oriundos do rio Mogi Guaçu, São Paulo, Brasil. **Tese de Doutorado**. Universidade de São Paulo. Universidade de São Paulo. Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos. 2013.

MORETTO, E. M.; GOMES, C. S.; ROQUETTI, D. R.; JORDÃO, C. D. O. Histórico, Tendências e Perspectivas no planejamento espacial de Usinas Hidrelétricas Brasileiras: a antiga e atual fronteira amazônica. **Ambiente e Sociedade**, v. 15, n. 3, pp. 141-164, 2012.

MORUETA-HOLME, N.; FLØJGAARD, C.; SVENNING, J. C. Climate change risks and conservation implications for a threatened small-range mammal species. **PloS one**, v. 5, n. 4, p. 1-12, 2010.

MOLNAR, K.; ESZTERBAUER, E.; SZÉKELY, C.; DÁN, Á.; HARRACH, B. Morphological and molecular biological studies on intramuscular *Myxobolus* spp. of cyprinid fish. **Journal of Fish Diseases**, v. 25, n. 11, p. 643-652, 2002.

OKAMURA, B.; GRUHL, A.; BARTHOLOMEW, J. L. **An introduction to myxozoan evolution, ecology and development**. Springer International Publishing, 2015.

PARK, E.; HWANG, D. S.; LEE, J. S.; SONG, J. I.; SEO, T. K.; WON, Y. J. Estimation of divergence times in cnidarian Evolution base don mito chondrial protein-coding genes and the fóssil record. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 62, n. 1, p. 329-345, 2012.

REIS, L. L.; JESUS, L. C.; FERNANDES, O. C. C.; BARROSO, D. E. First report of *Myxobolus* (Cnidaria: Myxozoa) spores in human feces in Brazil. **Acta Amazonica**, v. 49, p. 162-165, 2019.

RIBEIRO, M. C. L. B.; PETRERE, M.; JURAS, A. A. Ecological integrity and fisheries ecology of the Araguaia-Tocantins

River Basin, Brazil. **Regulated Riers: Research and Management**, v. 11, p. 325-350, 1995.

RODRIGUES, R. N. Revisão de literatura das espécies de *Henneguya* e *Myxobolus* (Cnidaria, Myxosporea) descritas em peixes dulcícolas do Brasil. Orientador: Jacqueline Pompeu Abrunhosa. 2021. 49 f. **Trabalho de Conclusão de Curso** (Graduação em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Campus Belém.

SILVA JR., A. C. S. Myxosporidiose em peixes de água doce. **Estação Científica (Unifap)**, v. 2, n. 2, p. 25-39, 2014.

TAGLIAVINI, V. P. Caracterização da biodiversidade dos mixozoários (Cnidaria: Myxosporea) parasitos de peixes do rio Batalha, médio rio Tietê, São Paulo. 2018. **Dissertação (mestrado)** - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Instituto de Biociências de Botucatu.

YOKOYAMA, H.; ITOH, N.; TANAKA, S. *Henneguya pagri* n. sp. (Myxozoa: Myxosporea) causing cardia chenneyosis in redsea bream, *Pagrus major* (Temminck & Schlegel). **Journal of Fish Diseases**, v. 28, n. 8, p. 479-487, 2005.

SOBRE OS ORGANIZADORES

Diego Carvalho Viana: Formou-se em medicina veterinária pela Universidade Estadual do Maranhão (UEMA) e em Pedagogia (Centro Paula Souza), Mestrado em Ciência Animal, pelo Centro de Ciências Agrárias da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA/CCA), campus São Luís e Doutor em ciências, pela Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ/USP). Neste período foi representante dos pós-graduandos no conselho e núcleo de pesquisa, dentre outros. É Membro da Sociedade Brasileira de Anatomia e Imunologia. É professor de Anatomia animal do curso de Medicina Veterinária da Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão (UEMASUL), campus Imperatriz e é professor do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal da Universidade Estadual do Maranhão na área de concentração em Conservação e Reprodução Animal na linha de morfofisiologia e citogenética animal. Realiza a Semana Nacional de Ciência e Tecnologia desde 2020 na cidade de Imperatriz, Maranhão com apoio do CNPq. É idealizador da Feira Maranhense de Letramento Científico (FEMALEC) desde 2023, em concomitância também é o idealizador da Olimpíada para Conservação da Biodiversidade (OCbio). Avaliador de cursos e instituições do INEP-MEC (incluído no Banco Nacional de Avaliadores do Sinaes - Basis em 2022). Atualmente Bolsista Produtividade Sênior FAPEMA.

Germán Augusto Murieta Morey: Pós-doutorado em Parasitologia de peixes na Universidade Federal do Paraná (UFPR); com doutorado no Programa de Biologia de Água doce e Pesca Interior (BADPI) no Instituto de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus - Brasil, trabalhando atualmente na área de Parasitologia de peixes e Sanidade Aquícola. Possui mestrado na universidade Georg-Au-

gust-University (Goettingen - Alemanha) no Programa de Biodiversidade, Ecologia e Evolução. Com formatura como Biólogo na Universidade Nacional da Amazônia Peruana (UNAP - Perú). Possui amplo conhecimento no manejo de peixes ornamentais e na área de piscicultura. Fluideis em cinco línguas (Português, Espanhol, Inglês, Francês e Alemão) com capacidade de liderança, iniciativa e facilidade para trabalhar em grupo. Atualmente é Pesquisador do Instituto de Investigação da Amazônia Peruana (IIAP) laboratório de Parasitologia e Sanidade Aquícola, Iquitos - Peru e pesquisador estrangeiro do PPGCA - UEMA São Luís, Maranhão, Brasil.

Descubra as profundezas desconhecidas dos ecossistemas aquáticos do Maranhão e do Brasil em "Pescando Conhecimento: Ciência e Perspectivas para o Pescado do Maranhão e Brasil". Este livro é um mergulho nas pesquisas mais recente sobre os peixes, oferecendo uma visão abrangente dos esforços científicos dedicados a entender e preservar essas riquezas naturais. Com contribuições de especialistas e pesquisadores do campo da ictiologia e da biologia aquática, esta obra oferece uma exploração da biodiversidade existente nos rios e conhecimento como suporte para perspectivas estudos futuros. Além disso, "Pescando Conhecimento" não se limita apenas ao contexto regional. Ele também lança um olhar sobre as implicações mais amplas da pesquisa em pesca e conservação para todo o Brasil, destacando os desafios e as oportunidades para a gestão sustentável dos recursos pesqueiros em nível nacional. Seja você um cientista, estudante, pescador, conservacionista ou simplesmente um amante da natureza, este livro oferece uma leitura essencial para aqueles que desejam aprofundar sua compreensão sobre o fascinante mundo dos peixes.



EDITORA
UEMASUL