

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo desta tese será disponibilizado somente a partir de 01/03/2026.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“Júlio de Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS DE BOTUCATU

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA)

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

Orientador: Prof. Dr. Igor Paiva Ramos

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Rosicleire Veríssimo Silveira

Tese apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Câmpus de Botucatu, SP, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutora.

BOTUCATU - SP

2024



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“Júlio de Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS DE BOTUCATU

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ZOOLOGIA)

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede

CIBELE DIOGO PAGLIARINI

Orientador: Prof. Dr. Igor Paiva Ramos

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Rosicleire Veríssimo Silveira

Tese apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Câmpus de Botucatu, SP, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutora.

BOTUCATU - SP

2024

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP

BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: MARIA CAROLINA A. CRUZ E SANTOS-CRB 8/10188

Pagliarini, Cibele Diogo.

Aspectos metabólicos, histopatológicos e parasitários de *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistemas de piscicultura em tanques-rede / Cibele Diogo Pagliarini. - Botucatu, 2024

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências, Botucatu

Orientador: Igor Paiva Ramos

Coorientador: Rosicleire Verissimo Silveira

Capes: 20400004

1. Aquicultura. 2. Peixes - Criação. 3. Peixes - Fisiologia.
4. Histopatologia. 5. Parasitologia. 6. Tilápia-do-Nilo.

Palavras-chave: Aquicultura; Ecologia trófica; Fisiologia; Histologia; Parasitologia.

DEDICATÓRIA

À minha família, pelo amor e incentivo!

Ao grupo PIRÁ, por todo apoio e ajuda!

AGRADECIMENTOS

À Deus, por me guiar e entregar cada dia, como uma nova oportunidade para que eu possa ser uma pessoa melhor e possa batalhar para realizar os meus sonhos. Agradeço, pelos livramentos e restauração diária da minha fé, e por me proporcionar tranquilidade e paz, mesmo nos momentos mais difíceis.

Aos meus pais, Maura Diogo Rosa e Luiz Valdevir Pagliarini, pela vida, motivação, incentivo e admiração. Agradeço em especial a minha Mãe, que sempre foi guerreira, batalhadora e apoiou qualquer decisão que eu tomasse, mesmo que fosse contra sua vontade. Obrigada pelos momentos dedicados a mim, pelas palavras, conselhos, amor, afeto e amizade. Obrigada por me ensinar a ser uma pessoa honesta e perseverante, por acreditar e apoiar minhas escolhas e sonhos e ajudar a concretizá-los. Mãezinha, fica aqui minha eterna admiração pela Senhora! Te amo!

Ao meu esposo, Leandro Silva do Vale, que é uma pessoa excepcional. Eu poderia ficar horas aqui escrevendo sobre a pessoa maravilhosa que você é, mas isso nunca compensaria tudo o que fez e faz por mim. Gratidão pelo seu apoio, companheirismo, incentivo, admiração e paciência. Espero que você continue sempre assim, do jeitinho que é, com pensamento positivo e me motivando a fazer o mesmo, sendo essa pessoa feliz, calma, serena, e que, mesmo diante de todas as dificuldades, é capaz de ver o lado bom de tudo e de todos. Te amo e sempre terei muito respeito, carinho e admiração por você!

À minha irmã, Viviani Cristina Pagliarini, que mesmo de longe sempre me apoiou, motivou e me incentivou todos esses anos. Saiba que tenho muito orgulho da pessoa e profissional que você se tornou. Conte comigo sempre!

Ao meu orientador, Prof. Dr. Igor Paiva Ramos, por todos esses anos de orientação, desde a Iniciação Científica. Foi uma honra ter te conhecido e poder trabalhar com você durante esses anos. Obrigada pela confiança depositada em mim, paciência, conselhos e ensinamentos, e se hoje estou defendendo essa Tese, foi porque você me proporcionou essa oportunidade. Espero que você continue sendo forte mesmo diante das dificuldades, pois elas surgem e as vezes alcançam uma dimensão maior do que algum dia imaginávamos, mas saiba do poder que você carrega no seu coração e da força que você tem, e o que representa para muitas pessoas. Espero que você continue a inspirar muitas pessoas por aí. Você é um exemplo a ser seguido!

À Dra. Lidiane Franceschini, que sempre esteve disposta a me ajudar e contribuiu substancialmente com o desenvolvimento da minha Tese. Lidi, saiba que te considero uma amiga muito especial e admiro muito você, como pessoa e profissional. Obrigada pelos seus conselhos, ensinamentos,

paciência, incentivo e apoio. Não deixe que nada apague essa luz que você carrega. Continue a brilhar, mantenha-se forte, você é capaz de superar qualquer coisa!

Aos Professores, Dra. Cristiéle da Silva Ribeiro, Dra. Rosilene Luciana Delariva, Dr. João Paulo de Arruda Amorim e Dr. Juan Antônio Balbuena, que colaboraram consideravelmente com o desenvolvimento deste trabalho, e sempre estiveram dispostos a me auxiliar todas as vezes que foram necessárias, cada um nas suas respectivas áreas. Gratidão por toda ajuda de vocês!

À Andrezza, minha irmã de coração, obrigada pela sua amizade e apoio. Foram muitos momentos e sentimentos compartilhados durante anos. Sua amizade é um presente que guardo e sempre guardarei com muito carinho no meu coração. Você é uma pessoa e profissional incrível. Sempre serei grata por tudo o que fez por mim. Saiba que você tem um lugar especial em minha vida. Toda sorte do mundo para você!

Aos colegas do Laboratório de Ecologia de Peixes (PIRÁ) e do Laboratório de Fisiologia Animal (LEFISA), pela parceria nas coletas e análises laboratoriais. Gratidão a vocês pelas conversas, trocas de experiências e pelos “cafezinhos aveludados”.

Ao José Daniel, amigo que a graduação e o PIBID me deram. Zé, obrigada pela parceria de anos, conversas, conselhos, apoio nas coletas e por me receber em sua casa todas as vezes que precisei. Admiro essa sua disposição em ajudar todos que estão a sua volta, sua paciência, humildade e bondade. Espero que você se mantenha sempre assim, e que situação nenhuma, por mais difícil que seja, faça você esquecer dessas suas qualidades. Conte comigo sempre!

À Bruna, amizade que o Doutorado me proporcionou. Bru, obrigada por ter feito parte desse ciclo, por toda sua ajuda nesses anos, conselhos, conversas e apoio, tanto profissionais como pessoais. Espero que essa amizade continue a se fortalecer. Saiba que você tem minha admiração!

Ao Aymar, obrigada pela parceria nas coletas e auxílio nas análises estatísticas.

Ao proprietário da Piscicultura, pela parceria e autorização das coletas, tornando possível a realização deste estudo.

Ao Programa de Pós-graduação, Coordenação, Professores e demais Funcionários, por todo apoio técnico-científico, conhecimentos transmitidos, suporte e tramites realizados nesses anos.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo – FAPESP, Processo nº 2016/23468-6, pelo apoio financeiro durante o Mestrado, o que permitiu a realização das coletas e dos materiais utilizados no desenvolvimento da Tese.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, Processo nº 140754/2019-9, pela concessão da Bolsa de Doutorado.

À Banca Examinadora, Prof. Dra. Alessandra da Silva Augusto, Prof. Dra. Aline Cristina Zago, Dra. Patrícia Postingel Quirino e Prof. Dr. Ricardo Massato Takemoto por terem aceitado participar da

minha defesa e por toda contribuição feita, que com certeza será de grande valia para o aprimoramento da Tese.

À UNESP (Universidade Estadual Paulista), câmpus de Botucatu-SP, pelo vínculo da Pós-graduação, bem como a UNESP de Ilha Solteira-SP e ao DBZ (Departamento de Biologia e Zootecnia), juntamente com a direção, administração e funcionários por possibilitarem o desenvolvimento do projeto e todas as experiências vivenciadas nesses anos.

Por fim, a todos que de alguma forma contribuiu para a concretização dessa etapa, mas não foram individualmente citados, saibam que serei eternamente grata por vocês terem feito parte da minha vida.

Fica aqui meus sinceros e eternos agradecimentos!

SUMÁRIO

Resumo Geral.....	9
General Abstract.....	10
Introdução Geral.....	11
Influências ambientais das pisciculturas em tanques-rede.....	11
<i>Oreochromis niloticus</i>	12
Porque estudar o hepatopâncreas dos peixes?.....	13
Por que estudar os parasitos de peixes em sistemas de pisciculturas em tanques-rede?.....	15
Apresentação da Tese.....	20
 CAPÍTULO 1. Alterações fisiológicas e histopatológicas do hepatopâncreas de tilápia-do-Nilo <i>Oreochromis niloticus</i> silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede.....	21
 Resumo.....	22
Abstract.....	23
Introdução.....	24
Objetivo Geral.....	26
Objetivos específicos.....	26
Hipóteses.....	26
Expectativas.....	26
Materiais e Métodos.....	27
Área de estudo.....	27
Ração comercial fornecida aos peixes.....	28
Coleta do material biológico.....	29
Análises laboratoriais.....	30
Substratos energéticos.....	30
Histopatologia.....	31
Análises dos dados.....	31
Resultados.....	33
Discussão.....	38
 CAPÍTULO 2. Comunidade parasitária de tilápia-do-Nilo <i>Oreochromis niloticus</i> silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede.....	43
 Resumo.....	44
Abstract.....	45
Introdução.....	46
Objetivo Geral.....	48
Objetivos específicos.....	48
Hipóteses.....	48
Expectativas.....	48

Materiais e Métodos.....	49
Área de Estudo.....	49
Coleta do material biológico.....	50
Análises laboratoriais.....	50
Análise de dados.....	52
Resultados.....	54
Discussão.....	80
 Referências Bibliográficas.....	 86
 Apêndices.....	 107
Apêndice 1.....	107

RESUMO GERAL

Pisciculturas em tanques-rede são sistemas produtivos em que os peixes cultivados são alimentados exclusivamente com ração, um alimento rico energeticamente. Contudo, parte dessa ração é liberada no ecossistema aquático adjacente, aumentando a disponibilidade de recursos alimentares e, consequentemente, atraindo organismos silvestres e aumentando suas chances de contato com os peixes cultivados, facilitando trocas de parasitos. O presente estudo objetivou comparar possíveis alterações fisiológicas, histopatológicas e parasitárias entre *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP. Foram coletados 50 exemplares silvestres e 50 cultivados, que foram eutanasiados e necropsiados para retirada de todos os órgãos. Para as análises fisiológicas e histopatológicas, foram utilizadas amostras do hepatopâncreas de 20 exemplares silvestres e 20 cultivados, enquanto para as análises parasitológicas todos os exemplares foram utilizados. Para as análises fisiológicas (proteína, lipídeo, glicogênio e ácidos graxos), as amostras foram mantidas em ultrafreezer -80 °C. Para as análises histopatológicas, as amostras foram fixadas em ALFAC, desidratadas, incluídas em Paraplast, e os cortes semi-seriados foram corados para montagem de lâminas. Para análises parasitológicas, todos os órgãos foram analisados e os parasitos quantificados e identificados até o menor nível taxonômico possível. Os ácidos graxos saturados neutros (maiores concentrações nos cultivados) e poli-insaturados ômega-3 neutros (maiores concentrações nos silvestres) diferiram entre os grupos de peixes. Exemplares silvestres e cultivados apresentaram alterações histopatológicas, com maior frequência e grau de severidade nos cultivados, sendo que necrose ocorreu apenas nesse grupo. Os cultivados apresentaram danos moderados para severos quanto ao funcionamento do órgão. Assim, infere-se que o consumo intenso e constante da ração por exemplares de *O. niloticus* cultivados, causou maior acúmulo de ácidos graxos saturados na fração neutra do hepatopâncreas, desencadeando alterações histopatológicas mais graves. Enquanto os silvestres, mesmo consumindo ração, tiveram maior concentração de ácidos graxos ômega-3, resultando em danos leves e funcionamento normal do órgão, podendo estar relacionado a ampla riqueza de alimentos naturais consumidos, e uma possível regeneração dos tecidos. A riqueza parasitária total foi de 19 táxons de parasitos, sendo que a comunidade parasitária diferiu entre silvestres e cultivados, com uma dissimilaridade de 61.7%. Exemplares silvestres estão mais propensos a se infectarem por endoparasitos, devido à exploração de zonas de sedimentação e bordas do reservatório, possibilitando o contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa de cercarias nos tecidos dos peixes. As maiores abundâncias, foram observadas para ectoparasitos, em ambos os grupos de peixes. Observou-se também a associação epibiônica entre *Dolops carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados. Além disso, foi observado o primeiro relato de metacestoides da ordem Cyclophyllidea parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no Brasil. Dessa forma, avaliar as formulações, quantidades e frequências alimentares, são fundamentais para sustentabilidade dos empreendimentos e meio ambiente, pois manejos incorretos resultam em distúrbios alimentares que comprometam a saúde dos peixes deixando-os mais suscetíveis a doenças, podendo atingir a biota silvestre.

PALAVRAS-CHAVES: Aquicultura; Ecologia trófica; Fisiologia; Histologia; Parasitologia.

GENERAL ABSTRACT

Cage fish farms are production systems in which the farmed fish are fed exclusively with feed, an energy-rich food. However, part of this feed is released into the adjacent aquatic ecosystem, increasing the availability of food resources and, consequently, attracting wild organisms and increasing their chances of contact with farmed fish, facilitating parasite exchanges. The present study compares possible physiological, histopathological, and parasitic changes between wild and farmed *Oreochromis niloticus* in a cage fish farm in the Ilha Solteira reservoir, Grande River, SP. Fifty wild and 50 farmed specimens were collected, euthanized, and necropsied to remove all organs. Hepatopancreas samples from 20 wild and 20 farmed specimens were used for physiological and histopathological analyses, while all specimens were utilized for parasitological analyses. For physiological analyses (protein, lipid, glycogen, and fatty acids), the samples were kept in an ultrafreezer at -80 °C. For histopathological analyses, the samples were fixed in ALFAC, dehydrated, embedded in Paraplast, and the semi-serial sections stained for mounting slides. All organs were analyzed for parasitological analyses, and the parasites were quantified and identified to the lowest taxonomic level possible. Neutral saturated fatty acids (higher concentrations in farmed specimens) and neutral polyunsaturated omega-3 fatty acids (higher concentrations in the wild) differed between groups of fish. Wild and farmed specimens showed histopathological changes, with greater frequency and degree of severity in farmed ones, with necrosis occurring only in this group. Those farmed specimens showed moderate to severe damage to the functioning of the organ. Thus, it is inferred that the intense and constant feed consumption by farmed *O. niloticus* caused a more significant accumulation of saturated fatty acids in the neutral fraction of the hepatopancreas, triggering more severe histopathological changes. Wild specimens, even consuming feed, had a higher concentration of omega-3 fatty acids, resulting in mild damage and normal functioning of the organ, which may be related to the wide variety of natural foods consumed and possible tissue regeneration. The total parasite richness was 19 taxa, with the parasite community differing between wild and farmed, with a dissimilarity of 61.7%. Wild specimens are more likely to become infected by endoparasites due to exploring sedimentation zones and the reservoir's edges, enabling direct contact with parasite eggs and larvae transmitted via the trophic chain or by active penetration of cercariae into fish tissues. The highest abundances of ectoparasites were observed in both groups of fish. An epibiotic association was also observed between *Dolops carvalhoi* and *Epistylis* sp., parasitizing wild and farmed *O. niloticus*. Furthermore, the first report of metacestodes of the order Cyclophyllidea parasitizing wild and farmed *O. niloticus* in Brazil was observed. Therefore, evaluating feed formulations, quantities, and frequencies is essential for the sustainability of enterprises and the environment. Then, inadequate management results in eating disorders that compromise fish health leaving them more susceptible to diseases that can affect wild biota.

KEYWORDS: Aquaculture; Trophic ecology; Physiology; Histology; Parasitology.

INTRODUÇÃO GERAL

Influências ambientais das pisciculturas em tanques-rede

A aquicultura objetiva cultivar organismos aquáticos com interesse econômico produtivo (SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017), sendo considerada um importante setor de produção de alimentos no mundo (FAO - Food And Agriculture Organization of the United Nations, 2020). No Brasil, foi iniciada pelos primeiros colonizadores holandeses na região Nordeste, com a criação de peixes no estado de Pernambuco (VALENTI *et al.*, 2021). Dentre os modelos de cultivo, as pisciculturas em tanques-rede são amplamente empregadas no Brasil, permitindo o confinamento em alta densidade, proteção contra predadores e competidores, e intensa alimentação (EDWARDS, 2015; SCHULTER; VIEIRA FILHO, 2017). Essas pisciculturas podem ser instaladas em rios, mares, lagos e reservatórios, possibilitando o aproveitamento dos recursos hídricos (EMBRAPA, 2009; AÏZONOU *et al.*, 2021).

Em geral, as pisciculturas possuem grande visibilidade social, atuando no aumento da oferta de trabalho e renda da população (AÏZONOU *et al.*, 2021; HENRY-SILVA *et al.*, 2022). Esses empreendimentos envolvem muitos produtores, gerando empregos diretos e indiretos, e no ano de 2022, movimentou no Brasil 5,7 bilhões de reais em valor de produção (IBGE, 2023). A produção brasileira de peixes referente a 2022, alcançou aproximadamente 617,3 mil toneladas, no qual a tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758 (Cichliformes: Cichlidae) foi a espécie mais produzida, representando 66,1% da produção nacional (IBGE, 2023). Essa alta produtividade ocorre devido à grande procura desse tipo de alimento atrelada a uma alimentação saudável, pois a carne de peixe possui um alto valor nutritivo, com importantes teores de vitaminas, ácidos graxos poli-insaturados e aminoácidos essenciais, importantes para a saúde humana (MISHRA, 2020).

Mas, apesar dos benefícios fornecidos por esses sistemas, a piscicultura em tanques-rede gera preocupações devido as inúmeras influências ambientais causadas aos ecossistemas aquáticos (LIMA *et al.*, 2018; CACHO; MOURA; HENRY-SILVA, 2020; NOBILE *et al.*, 2020; BRANDÃO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022). Os escapes e consequentes introduções de espécies não-nativas cultivadas para o ambiente natural são um exemplo, podendo ser liberadas ou fugirem acidentalmente durante os ciclos de produções (ORSI; AGOSTINHO, 1999; JENSEN *et al.*, 2010; AZEVEDO-SANTOS; RIGOLIN-SÁ; PELICICE, 2011; AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017; CASIMIRO *et al.*, 2018), tornando as pisciculturas em tanques-rede a principal fonte de invasão biológica nos ecossistemas aquáticos (ORTEGA *et al.*, 2015; LIMA *et al.*, 2018; FORNECK *et al.*, 2021).

Espécies não-nativas podem se tornar potenciais invasores nos ecossistemas naturais, e por isso, a invasão biológica é um problema mundialmente discutido e pautado pela Organização das

Nações Unidas (ONU) como um Objetivo de Desenvolvimento Sustentável (Agenda 2030 - Objetivo 15) (ONU - Organização Das Nações Unidas, 2015). No Brasil, foi aprovada uma Estratégia Nacional (Resolução CONABIO nº 07, de 29 de maio de 2018), com o objetivo de implementar medidas para evitar a introdução, dispersão e reduzir os impactos causados por espécies não-nativas invasoras sobre a biodiversidade e serviços ecossistêmicos, visando o seu controle ou erradicação (IBAMA, 2022).

Espécies não-nativas invasoras afetam as relações ecológicas, a economia, a saúde e a conservação do patrimônio genético e natural (IBAMA, 2022). Podem causar modificações em interações ecológicas da fauna nativa, como competição, seja por alimentos ou espaço (JENSEN *et al.*, 2010; GANASSIN *et al.*, 2021), predação e deslocamento de espécies nativas (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), homogeneização biótica (YOUNG *et al.*, 2016; MOI *et al.*, 2021), hibridização e degradação genética (JENSEN *et al.*, 2010; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), extinção de espécies (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011; BELLARD; CASSEY; BLACKBURN, 2016), modificação da dinâmica do ambiente invadido (CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011), além da introdução e transmissão de patógenos e parasitos (JENSEN *et al.*, 2010; CUCHEROUSSET; OLDEN, 2011; ARECHAVALA-LOPEZ *et al.*, 2013; YOUNG *et al.*, 2016).

Oreochromis niloticus

Oreochromis niloticus é uma espécie não-nativa invasora no Brasil, com ampla ocorrência mundial (OTA *et al.*, 2018; FISHBASE, 2023) e importante na aquicultura global (FAO, 2020), apresentando um pacote tecnológico avançado para o cultivo, em relação à outras espécies de peixes (EMBRAPA, 2018). Nativa da África, foi amplamente distribuída em diversos continentes (MOHAMED; AL-WAN, 2020; FISHBASE, 2023). Possui coloração acinzentada com listras verticais escuras na lateral do corpo, linha lateral bipartida e presença de raios pungentes nas nadadeiras (GRAÇA; PAVANELLI, 2007; SILVA *et al.*, 2015; OTA *et al.*, 2018).

Essa espécie apresenta hábito alimentar onívoro (TESFAHUN; TEMESGEN, 2018; TEMESGEN *et al.*, 2022; WAGAW; MENGISTOU; GETAHUN, 2022), rápido crescimento e tolerância a variações ambientais, que favorecem o seu cultivo durante todo o ano (CANONICO *et al.*, 2005; EL-SAYED, 2020). Apresenta maturidade sexual precoce, alta sobrevivência da prole e desova frequente, que são características desejáveis durante a produção de alevinos (AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017; FORNECK *et al.*, 2021). Em ambientes naturais, as fêmeas incubam os ovos na boca até a eclosão e os machos defendem o território (FISHBASE, 2023). Todas essas características, atreladas ao cuidado parental e comportamento territorialista, contribuem para seu estabelecimento nos ambientes onde foi introduzida (ATTAYDE; BRASIL; MENESCAL, 2011). Além disso favorecem para o seu alto potencial invasivo e elevada capacidade em alterar

comunidades aquáticas nativas (ORTEGA *et al.*, 2015; AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017).

Estudos relatam diversos impactos de *O. niloticus* sobre a biodiversidade em ecossistemas aquáticos, como a substituição de espécies nativas (BITTENCOURT *et al.*, 2014), exclusão competitiva (SANCHES *et al.*, 2012), redução da viabilidade de espécies nativas (AGOSTINHO; VITORINO JR; PELICICE, 2017), redução na abundância de microcrustáceos planctônicos, aumentando a biomassa de algas nanoplactônicas e reduzindo a transparência da água (ATTAYDE *et al.*, 2007; OKUN *et al.*, 2008), podendo em alguns casos causar a eutrofização da água (FIGUEREDO; GIANI, 2005). Podem também se alimentar de ovos e larvas de espécies nativas, sendo considerada uma competidora agressiva por espaço e alimento (MARTIN; VALENTINE; VALENTINE, 2010; SANCHES *et al.*, 2012; LOZANO-VILANO; RAMÍREZ, 2014).

Por que estudar o hepatopâncreas dos peixes?

A constante exposição a contaminações nos ecossistemas aquáticos, com diversos tipos de poluentes lançados inadequadamente, sejam efluentes urbanos, industriais ou agrícolas (ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017; PASCHOALINI *et al.*, 2019), justifica a avaliação de seus efeitos sobre a biota. Nesse sentido, os peixes por estarem continuamente expostos a diferentes tipos de agentes estressores, são considerados excelentes modelos para estudos de biomarcadores (WEBER *et al.*, 2020; HOSSAIN *et al.*, 2022).

O estresse é uma condição na qual o equilíbrio dinâmico dos animais (homeostase) é ameaçado ou perturbado como resultado das ações de estímulos estressores, sejam eles intrínsecos ou extrínsecos (BONGA, 1997). Para os peixes, resumidamente, os estímulos estressores podem ser causados por alterações limnológicas (temperatura, turbidez, salinidade, oxigênio, entre outras) (OBA; MARIANO; SANTOS, 2009; ALFONSO; GESTO; SADOUL, 2021; LUKAS *et al.*, 2021), interações intra ou interespecíficas (predação, parasitismo, competição por espaço, alimento ou parceiro sexual) (EISSA *et al.*, 2021), poluição da água, que inclui a presença de contaminantes como metais e compostos orgânicos (VAN DYK; PIETERSE; VAN VUREN, 2007; OBA; MARIANO; SANTOS, 2009; WANG *et al.*, 2020) e práticas de aquicultura (coletas em redes, manipulação, transporte, aglomeração, alimentação) (OBA; MARIANO; URBINATI *et al.*, 2004; KLIEMANN *et al.*, 2022). Em pisciculturas, a utilização de rações altamente energéticas também pode desencadear alterações morfofuncionais e disfunções metabólicas em órgãos essenciais ao metabolismo de nutrientes, como o pâncreas e o fígado (HONORATO *et al.*, 2014; KLIEMANN *et al.*, 2018; CAO *et al.*, 2019; TANG *et al.*, 2019; JIA *et al.*, 2020a).

Em muitas espécies de peixes o tecido pancreático encontra-se associado ao fígado, conhecido como hepatopâncreas ou pâncreas intra-hepático (ROTTA, 2003; ALMEIDA *et al.*, 2015). O pâncreas auxilia no processo digestivo, secretando enzimas hidrolíticas que degradam as moléculas de nutrientes, e em resposta a absorção de nutrientes, secreta insulina e glucagon (GARCÍA-MEILÁN *et al.*, 2016; SANTOS *et al.*, 2020). A lipase, é uma das enzimas de origem pancreática que age no intestino, atuando na quebra de lipídeos presentes no quimo, liberando ácidos graxos e glicerol, desempenhando importantes funções energéticas, estruturais e hormonais no organismo (ROTTA, 2003; MOURA; OLIVEIRA; LANNA, 2012).

O fígado é um órgão fundamental na desintoxicação, biotransformação e excreção de substâncias tóxicas, essencial na mobilização e metabolização das moléculas oriundas da alimentação (BERNET *et al.*, 1999; MOHAMED, 2009; RASKOVIC *et al.*, 2011; ARDESHIR; MOVAHEDINIA; RASTGAR, 2017; LI *et al.*, 2021). Por isso, tem se tornado um órgão alvo e atraído atenção quando se trata de estudos que avaliam os efeitos de diversas substâncias em sua morfologia e fisiologia (KLIEMANN *et al.*, 2018; WEBER *et al.*, 2020; ABDEL-GHANY *et al.*, 2021; LI *et al.*, 2021; JIA *et al.*, 2022; ZHENG *et al.*, 2022; ZHOU *et al.*, 2022).

Dependendo dos níveis de lesões nesses órgãos causadas por algum agente estressor que sobrecarregue a sua capacidade regenerativa, pode levar o peixe a desenvolver insuficiência hepática ou pancreática, disfunção imunológica e até mesmo, a morte (WANG *et al.*, 2017a). Uma vez que o hepatopâncreas é essencial no metabolismo de nutrientes e um ótimo indicador de patologias nutricionais (RASKOVIC *et al.*, 2011), o excesso ou escassez de nutrientes, podem levar a alterações histopatológicas (HONORATO *et al.*, 2014; KLIEMANN *et al.*, 2018), tais como:

- Agregados de melanomacrófagos: os macrófagos são células imunes essenciais que atuam na homeostase dos tecidos e órgãos, respondendo a infecções e processos inflamatórios (CENDROWICZ *et al.*, 2021). Atuam no armazenamento, destruição e desintoxicação de agentes endógenos e exógenos, bem como na fagocitose, que são funções essenciais dessas células (AGIUS; ROBERTS, 2003; ALESCI *et al.*, 2022; CARRERAS-COLOM *et al.*, 2022). Agregados ou centros de melanomacrófagos, se caracterizam pelo acúmulo de macrófagos no tecido (MESEGUER; LÓPEZ-RUIZ; ESTEBAN, 1994; ALESCI *et al.*, 2022).
- Degeneração citoplasmática: degeneração do conteúdo celular, com alteração, redução ou perdas das suas funções (STENTIFORD *et al.*, 2003).
- Eosinofilia: os eosinófilos são glóbulos brancos, cuja função é combater infecções (WECHSLER *et al.*, 2021). Assim, a eosinofilia consiste no aumento de eosinófilos, indicando uma infecção no tecido ou órgão (OKAMOTO; MORIO, 2021).
- Esteatose: se caracteriza pelo acúmulo de gordura nos tecidos (AL-BULISH *et al.*, 2022).

O excesso de gordura pode acarretar a diminuição da taxa de conversão alimentar e crescimento dos peixes, gerar distúrbios metabólicos e supressão do sistema imunológico, sendo que o agravamento do quadro pode resultar na morte do indivíduo (ZOU *et al.*, 2022).

- Hiperemia: é um processo ativo, resultante da dilatação arteriolar e influxo sanguíneo, ou seja, aumento do volume sanguíneo no tecido, evidenciando um processo inflamatório local (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013).

- Infiltração leucocitária: os leucócitos são células sanguíneas que combatem infecções, sendo as principais células de defesa do corpo (KOPF; KIERMAIER, 2021). Quando ocorre um foco de infecção e/ou inflamação, os leucócitos se infiltram nos tecidos circundantes através dos vasos sanguíneos, ocorrendo a infiltração leucocitária (PARK *et al.*, 2018).

- Necrose: é o conjunto de diversas alterações morfológicas que levam a morte de células em um tecido ou órgão, após uma lesão irreversível (WERNER, 2011). Essas lesões estão associadas à perda da integridade da membrana e extravasamento dos conteúdos celulares (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013). A necrose pode causar danos funcionais e estruturais irreversíveis ao órgão, com graves consequências para a saúde do animal (RABITTO *et al.*, 2005).

- Núcleo em posição lateral: em consequência do acúmulo de gordura no fígado, as gotas lipídicas maiores ocupam e expandem a célula, deslocando o núcleo para a periferia celular (KUMAR; ABBAS; ASTER, 2013).

- Vacuolização citoplasmática: o fígado pode armazenar lipídios na forma de vacúolos como resposta celular à presença de agentes químicos lipofílicos para minimizar seus efeitos tóxicos (KLIEMANN *et al.*, 2018).

Por que estudar os parasitos de peixes em sistemas de piscicultura em tanques-rede?

As pisciculturas em tanques-rede liberam resíduos (ração, escamas, fezes e restos de peixes mortos) que ficam disponíveis como alimento para a biota aquática, que é atraída para o entorno dos tanques (RAMOS *et al.*, 2013; ORTEGA *et al.*, 2015; BRANDÃO *et al.*, 2021; KLIEMANN *et al.*, 2022). Em consequência, aumenta-se a abundância e a interação da ictiofauna próximo à esses sistemas (BARRETT; SWEARER; DEMPSTER, 2018), facilitando as trocas de parasitos entre os peixes cultivados e silvestres, sejam eles nativos ou não (BARRETT; SWEARER; DEMPSTER, 2018; PEELER; FEIST, 2011; BOUWMEESTER *et al.*, 2021). Com isso, aumentam-se também, as chances de introduzir novos parasitos e patógenos no ambiente juntamente com seus respectivos hospedeiros não-nativos (co-introdução) (JIMÉNEZ-GARCÍA; VIDAL-MARTÍNEZ; LÓPEZ-JIMÉNEZ, 2001; TORCHIN *et al.*, 2003; COELHO; HENRY, 2017; LLOPIS-BELENQUER *et al.*, 2020), os quais podem se estabelecer na área receptora e serem transmitidos para outras espécies de

hospedeiros nativos ou não-nativos (co-invasão) (LLOPIS-BELENGUER *et al.*, 2020).

Adicionalmente, a entrada de matéria orgânica pela atividade de piscicultura em tanques-rede, alteram as variáveis limnológicas e físico-químicas da água e sedimento (NABIRYE *et al.*, 2016; DAVID; PROENÇA; VALENTI, 2017; CACHO; MOURA; HENRY-SILVA, 2020), aumentando a concentração de nutrientes local (PORTINHO *et al.*, 2021). Com essas modificações, potenciais hospedeiros intermediários e/ou paratênicos, como moluscos e microcrustáceos (HURTREZ-BOUSSÈS *et al.*, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2004), que compõem o ciclo biológico de alguns parasitos heteroxenos, também são atraídos para as proximidades dos tanques, favorecendo o aumento das populações de parasitos e o estabelecimento de doenças e parasitoses (VALLADÃO, 2022).

Moluscos e microcrustáceos servem de alimentos para peixes silvestres, que possuem acesso a zona de sedimentação e as margens dos rios (PAGLIARINI, 2019; KLIEMANN *et al.*, 2022), contribuindo com o desenvolvimento do ciclo de vida de parasitos transmitidos via cadeia trófica. Outro impacto observado em áreas sob influência de pisciculturas em tanques-rede é a atração de aves piscívoras, tais como biguás *Nannopterum* spp. (= *Phalacrocorax* spp.), as quais atuam como hospedeiros definitivos de parasitos (RAMOS; VIDOTTO-MAGNONI; CARVALHO, 2008; RAMOS *et al.*, 2010; RAMOS *et al.*, 2014), como trematódeos da família Diplostomidae Dubois, 1970 (KARVONEN *et al.*, 2006) e várias espécies de nematoides (THATCHER, 2006), favorecendo a ocorrência de infecções por esses parasitos em peixes que exploram essas áreas, sejam eles silvestres ou cultivados (RAMOS *et al.*, 2014).

Especialmente para os peixes cultivados, as alterações no ecossistema local, somado a desbalanços nutricionais e alta densidade de estocagem, são fatores estressantes que alteram a imunidade, deixando-os mais suscetíveis às enfermidades causadas por patógenos (THATCHER; BRITES NETO, 1994; OBA; MARIANO; SANTOS, 2009). Alguns organismos que causam doenças nos peixes são oportunistas e convivem em equilíbrio com seus hospedeiros, causando pouco ou nenhum dano (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Mas, quando há um desequilíbrio na relação parasito-hospedeiro-ambiente, os parasitos passam a agir de forma patogênica, causando infecções e/ou infestações que podem resultar na morte dos hospedeiros (THATCHER; BRITES NETO, 1994).

Os parasitos podem atuar ainda como facilitadores para infecções secundárias, devido as lesões que causam nos tecidos e órgãos (VALLADÃO, 2022), além de algumas espécies serem agentes etiológicos de zoonoses (PAVANELLI *et al.*, 2015). Por isso, estudos parasitários em peixes são importantes, sobretudo para aqueles com potencial para cultivo e comercialização. Nesse sentido, os principais grupos de parasitos que afetam os peixes, incluindo os cultivados, são:

- Protozoa: os protozoários são, em sua maioria, ectoparasitos de pele e brânquias, que podem provocar danos à saúde dos peixes e, conseqüentemente em cultivos, geram perdas econômicas (LUQUE, 2004). Entre os táxons desse grupo destacam-se:

- *Epistylis* Ehrenberg, 1830 (Ciliophora, Epistylididae), são ciliados coloniais sésseis, com corpo em forma de sino, pedunculados, que utilizam os peixes como substrato para fixação (epibiose) e se alimentam de partículas suspensas na água (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015). Possuem ciclo de vida monoxeno, e a patogenia está associada a desequilíbrios ambientais, como má qualidade de água e superpopulação de peixes (ACOSTA *et al.*, 2016).

- *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 (Ciliophora, Ichthyophthiriidae), possui ciclo de vida monoxeno, são encontrados na subepiderme dos hospedeiros, e causam a “doença dos pontos brancos” ou ictiofitiríase (MATTHEWS, 2005). Podem causar lesões severas, como intensa hiperplasia das células e mucosas, aumento da produção de muco, associada a congestão, hemorragia intersticial, reações inflamatórias e necrose nos filamentos branquiais (VENTURA *et al.*, 2018). Se não houver um tratamento adequado, podem causar a morte dos hospedeiros em um curto período (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016).

- Trichodinidae são ciliados móveis, com corpo recoberto por uma membrana delgada circundada por uma espiral ciliar e um disco adesivo com anel denticulado (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015; EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Possuem ciclo de vida monoxeno e são favorecidos pela presença de matéria orgânica na água ou locais onde há oscilações térmicas (LUQUE, 2004; ACOSTA *et al.*, 2016). Podem causar lesões na pele e nas brânquias, dificultando a respiração, e as gravidades das lesões são proporcionais a intensidade da parasitose (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016).

- Myxozoa (Cnidaria): os mixozoários são endoparasitos com ciclo de vida heteroxeno, envolvendo dois hospedeiros, sendo um vertebrado, atuando como intermediário, e um invertebrado (comumente anelídeos), que atua como hospedeiro definitivo (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Podem ser encontrados formando cistos nas brânquias, órgãos internos e na musculatura dos peixes (LUQUE, 2004). *Myxobolus cerebralis* Hofer, 1903 apresenta grande importância epidemiológica, sendo responsável pela “doença do rodopio” em salmonídeos, causando altos prejuízos em cultivos (LUQUE, 2004; WOO; BUCHMAN, 2012).

- Monogenea (Platyhelminthes): monogenéticos são, em sua maioria, ectoparasitos, e apresentam ciclo monoxeno (ACOSTA *et al.*, 2016). Espécies do gênero *Enterogyrus* Paperna, 1963, por exemplo, são monogenéticos endoparasitos (PARISELLE; LAMBERT; EUZET, 1991). Os monogenéticos, possuem um conjunto de estruturas especializadas para fixação, localizadas na região posterior do corpo, conhecido como haptor, constituído por estruturas esclerotizadas como ganchos,

âncoras, barras, grampos ou ventosas (ROBERTS, 2012). Podem ser encontrados nas brânquias, superfície corporal, cavidade nasal, ureteres, bexiga urinária, estômago e intestino de peixes (ACOSTA *et al.*, 2016). Apresentam alta especificidade parasitária, atuando como agentes patogênicos estressantes (MARENGONI *et al.*, 2009), podendo causar surtos de mortalidade em cultivos (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008). Quando estão em alta abundância nas brânquias dos hospedeiros, causam produção excessiva de muco nas brânquias, reduzindo a capacidade respiratória e levando a morte por asfixia (ACOSTA *et al.*, 2016).

- Digenea (Platyhelminthes: Trematoda): digenéticos são endoparasitos com ciclo heteroxeno, podendo incluir até dois hospedeiros intermediários (LUQUE, 2004). Geralmente, o primeiro é um molusco e o segundo, quando houver, pode ser um artrópode ou um peixe, enquanto os hospedeiros definitivos são vertebrados (LUQUE, 2004). A maioria das espécies possuem corpo achatado dorsoventralmente, com algumas espécies podendo ter formato cilíndrico ou esférico (ACOSTA *et al.*, 2016). Os peixes, podem albergar larvas ou adultos de digenéticos (LUQUE, 2004), atuando como hospedeiros intermediários ou definitivos, respectivamente. Comumente, a maior ação patogênica é causada pelas formas larvais, conhecidas como metacercárias, que se encistam na superfície corporal e órgãos internos dos peixes, provocando diversas lesões (LUQUE, 2004). Alguns digenéticos apresentam potencial zoonótico, afetando os seres humanos, como por exemplo a *Fasciola hepática* Linnaeus, 1758, que afeta os canais biliares, e *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, causador da esquistossomose ou “barriga d' água”, que na fase adulta afeta o sistema circulatório (PAVANELLI *et al.*, 2015).

- Cestoda (Platyhelminthes): os cestóides são endoparasitos com ciclo heteroxeno, incluindo dois ou mais hospedeiros, geralmente artrópodes e peixes como hospedeiros intermediários, e vertebrados albergam as formas adultas (ACOSTA *et al.*, 2016). São conhecidos popularmente como “tênias” e na fase adulta habitam o intestino delgado dos hospedeiros definitivos (PAVANELLI *et al.*, 2015). As larvas podem ser encontradas nos órgãos internos, cavidade visceral e músculos (PAVANELLI *et al.*, 2015; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Quando em alta intensidade de infecção nos hospedeiros vertebrados, formas adultas desses parasitos podem obstruir a luz intestinal e causar danos a parede do intestino, devido as suas estruturas de fixação presentes no escólex (tais como ventosas, ganchos, bótrias e pseudobotrídeas) (ACOSTA *et al.*, 2016). Os peixes podem abrigar as larvas plerocercóides, quando atuam como hospedeiros intermediários, que causam hemorragias temporárias quando alojadas no intestino (THATCHER; BRITES NETO, 1994) e lesões teciduais quando se encistam na musculatura. Alguns cestóides apresentam potencial zoonótico, como parasitos do gênero *Diphylobothrium* Cobbold, 1858, que são transmitidos aos seres humanos

pelo consumo de carne de peixe crua, malpassada ou processada inadequadamente, contendo esses parasitos encistados (PAVANELLI *et al.*, 2015).

- Nematoda: os nematoides são endoparasitos, e a maioria das espécies apresentam ciclo heteroxeno, utilizando pequenos invertebrados como hospedeiros intermediários ou paratênicos (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016), e animais vertebrados podem atuar como hospedeiros intermediários/paratênicos ou definitivos, albergando as formas larvais ou adultas, respectivamente. Em peixes, as formas adultas podem ser encontradas no trato gastrointestinal, enquanto as larvas são comumente encontradas encistadas na musculatura, fígado, superfície das vísceras, cavidade visceral e intestino (THATCHER; BRITES NETO, 1994; EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006; THATCHER, 2006). Quando esses parasitos estão em altas densidades nos hospedeiros podem causar obstrução intestinal (ACOSTA *et al.*, 2016) e ação espoliadora pela competição por nutrientes com o hospedeiro (YANONG, 2006). Alguns nematoides pertencentes à família Anisakidae apresentam potencial zoonótico (RAHMATI *et al.*, 2020; SUGIYAMA *et al.*, 2022), sendo transmitidos aos humanos pela ingestão acidental de larvas, por meio da carne de peixe crua ou malcozida, contendo os parasitos encistados (MATTIUCCI *et al.*, 2013).

- Acanthocephala: os acantocéfalos, são endoparasitos com ciclo heteroxeno, e comumente artrópodes atuam como hospedeiros intermediários (ACOSTA *et al.*, 2016). Possuem uma probóscide retrátil na região anterior do corpo, com ganchos e espinhos que são utilizados para fixação no intestino delgado do hospedeiro vertebrado (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006). Podem causar danos severos nos hospedeiros, como obstrução e perfuração intestinal (EIRAS; TAKEMOTO; PAVANELLI, 2006) e mortalidade por septicemia.

- Crustacea (Arthropoda): crustáceos são ectoparasitos comumente encontrados nas brânquias e pele de peixes, com ciclo de vida monoxeno, e possuem estruturas do aparato bucal e apêndices locomotores modificados, os quais podem atuar como órgãos de fixação (LUQUE, 2004). São visíveis a olho nu, e podem causar danos nos tecidos, hiperplasia, hipersecreção de muco, e dificuldades respiratórias quando ocorrem em altas densidades nas brânquias (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Dentre os crustáceos parasitos de peixes estão aqueles dos gêneros: *Argulus* Müller, 1785 (Branchiura: Argulidae); *Dolops* Audouin, 1837 (Branchiura: Argulidae); *Lamproglana* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Lernaecidae); *Ergasilus* von Nordmann, 1832 (Copepoda: Ergasilidae) e Isopoda Latreille, 1816 (Malacostraca: Isopoda) (WORMS EDITORIAL BOARD, 2024).

Apresentação da Tese

Capítulo 1

“Alterações fisiológicas e histopatológicas do hepatopâncreas de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede”

Neste capítulo, são apresentadas as concentrações de substratos energéticos (lipídeos, proteínas, glicogênio e ácidos graxos, neutros e polares), bem como as alterações histopatológicas do hepatopâncreas de *O. niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede. Ainda, é apresentado o perfil de ácidos graxos da ração comercial disponibilizada aos peixes, buscando mostrar as possíveis influências que a piscicultura em tanques-rede desencadeia nos peixes, tanto nos cultivados, quanto nos silvestres, que habitam as adjacências desses sistemas de produção.

Capítulo 2

“Comunidade parasitária de tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* silvestres e cultivados em sistema de piscicultura em tanques-rede”

Neste capítulo, são apresentadas as comunidades parasitárias de *O. niloticus* silvestres e cultivados em piscicultura em tanques-rede, bem como as prevalências, intensidade média de infecção/infestação e abundância média, para cada táxon de parasito. Além dos índices de diversidade, a fim de comparar as comunidades entre os grupos de peixes estudados.

Obs. A composição da dieta citada nos capítulos e anexada neste documento (Apêndice 1), foi realizada durante o Mestrado e apresentada na Dissertação: “Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP” (Pagliarini, 2019). Os manuscritos estão em processo de submissão e/ou revisão.

DISCUSSÃO

A primeira hipótese foi corroborada, demonstrando que a diferença na utilização do habitat pode influenciar na composição da comunidade parasitária. A distribuição dos parasitos nas comunidades influencia na sua estrutura, uma vez que, um parasito pode ser mais abundante numa comunidade do que na outra. Nesse estudo, o fato de a diferença ser refletida pela dispersão dos parasitos, coincide com a similaridade da riqueza entre as comunidades, refutando a segunda hipótese. Corroborar ainda com o compartilhamento médio de táxons entre as comunidades, indicando que apesar das comunidades possuírem táxons em comum, o ambiente influencia no padrão de dispersão e consequentemente, nas taxas de infecção/infestação. A diversidade foi menor para a comunidade parasitária dos peixes silvestres, e não corroborou com a hipótese proposta, condizendo com o fato da equabilidade ser um importante determinante da diversidade. A comunidade dos exemplares silvestres, apresentou menor equabilidade, indicando que houve maior dominância. Possivelmente, a alta abundância de *C. cirratus* nessa comunidade, contribuiu com esse resultado, corroborando, ainda, o fato de ter sido um dos táxons responsáveis pela dissimilaridade entre as comunidades analisadas.

Oreochromis niloticus silvestres consomem restos de ração e uma maior diversidade de alimentos, confirmando a exploração de áreas adjacentes aos tanques, zonas de sedimentação e bordas do reservatório, inexploradas pelos exemplares cultivados (PAGLIARINI, 2019). Neste estudo, principalmente os ectoparasitos de ciclo monoxeno e transmitidos por contato direto, são compartilhados entre exemplares silvestres e cultivados, constatando a proximidade desses grupos. Os endoparasitos, infectaram, em especial, exemplares silvestres, podendo ser explicado pelo forrageamento desse grupo e acesso as zonas de sedimentação, que permite a inclusão de moluscos e artrópodes na sua dieta (PAGLIARINI, 2019), além do contato direto com anelídeos (ex. hirudíneos), ovos e larvas de parasitos transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa. Moluscos e artrópodes, atuam como hospedeiros intermediários, paratênicos ou definitivos de alguns endoparasitos (HURTREZ-BOUSSÈS *et al.*, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2004), inferindo-se que o acesso dos peixes silvestres a estes organismos favorece as infecções por alguns endoparasitos com ciclo heteroxeno, tais como cestóides e digenéticos.

Ademais, *O. niloticus* é uma espécie não-nativa invasora em vários ambientes aquáticos no Brasil, e pode se deslocar para outros ambientes, longe das pisciculturas (ORTEGA *et al.*, 2015; FORNECK *et al.*, 2021). Inclusive, registros em ambientes marinhos costeiros no Brasil, já foram compilados para o grupo de tilápias, destacando seu potencial invasor em se espalhar nesses ecossistemas, visto sua ampla capacidade de adaptação a diversos tipos de ambiente (FRANCO *et al.*, 2024). Considerando que a maioria dos parasitos já registrados nesta espécie foram introduzidos em novos ambientes juntamente com seus hospedeiros (SHINN *et al.*, 2023), é possível que

exemplares silvestres avaliados neste estudo, possam introduzir e disseminar parasitos e patógenos em outros ambientes, que conseguirem alcançar, como já evidenciados na literatura (BONDAD-REANTASO; ARTHUR, 1989; VAN AS; BASSON, 1989; BASSON; VAN AS, 1994).

Cichlidogyrus spp., por exemplo, possuem origem africana e são altamente patogênicos (ANSHARY; SRIWULAN; AMRIANA, 2023). Foram disseminados no mundo por co-introdução com tilápias, devido à aquicultura, e já foram encontrados parasitando peixes nativos, principalmente ciclídeos, em locais onde ocorreram suas introduções (GARCÍA-VÁSQUEZ *et al.*, 2021; JIMÉNEZ-GARCÍA; VIDAL-MARTÍNEZ; LÓPEZ-JIMÉNEZ, 2001; SHINN *et al.*, 2023). Esses monogenéticos, são comumente relatados em tilápias no mundo todo (SHINN *et al.*, 2023; PANTOJA *et al.*, 2012; ZHANG *et al.*, 2019; GARCÍA-VÁSQUEZ *et al.*, 2021; BERTAGLIA *et al.*, 2023; KASEMBELE *et al.*, 2023) e podem causar esfoliações, irritações e secreção excessiva de muco, e sendo que em altas infestações podem acarretar a morte dos peixes por asfixia, com grandes prejuízos para os piscicultores (THATCHER, 1981; SHINN *et al.*, 2023).

No presente estudo, espécies de *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 tiveram altas prevalências, tanto para exemplares silvestres como em cultivados, como já observados em outros estudos (MANEEPITAKSANTI; NAGASAWA, 2012; LERSSUTTHICHAWAL; MANEEPITAKSANTI; NAGASAWA, 2016; JUSTO *et al.*, 2020). Especialmente *C. cirratus* (identificada em alguns estudos como *C. mbirizei* Muterezi Bukinga, Vanhove, Van Steenberge & Pariselle, 2012, sendo sinonimizada por ZHANG *et al.*, 2019), teve no presente estudo, 100% de prevalência nos exemplares silvestres e cultivados e alta intensidade de infestação, como também observado na Tailândia, para *Oreochromis* sp. [ver *C. mibrizei*; P = 100%, IMI = 115,2] (LERSSUTTHICHAWAL; MANEEPITAKSANTI; PURIVIROJKUL, 2016).

Protozoários tricodinídeos, também são frequentemente encontrados nas brânquias e pele dos peixes, causando lesões e inflamações nos tecidos, problemas respiratórios, congestão branquial, hiperplasia (PAVANELLI; EIRAS; TAKEMOTO, 2008; VALLADÃO *et al.*, 2013, 2014; KHALLAF *et al.*, 2020), com consequente morte dos hospedeiros (OBIEKEZIE; EKANEM, 1995). A patogenia ocorre em casos de altas infestações, especialmente quando associadas a desequilíbrios ambientais, como má qualidade de água, alta concentração de matéria orgânica, e a alta densidade de estocagem (ACOSTA *et al.*, 2016), uma vez que são transmitidos pelo contato direto entre os indivíduos. Por isso, os tricodinídeos podem atuar como bioindicadores das condições ambientais e sanidade dos peixes nas pisciculturas (PALM; DOBBERSTEIN, 1996; ADEWOLE *et al.*, 2019).

Os tricodinídeos possuem baixa especificidade parasitária, parasitando uma alta diversidade de organismos aquáticos, além dos peixes (MARTINS; CARDOSO; DE PÁDUA, 2015), como anfíbios (FERNANDES *et al.*, 2011), microcrustáceos (GREEN; SHIEL, 2000; SILVA *et al.*, 2009)

e moluscos (HERTEL *et al.*, 2004; PINTO; WIELOCH; MELO, 2006; SABRY *et al.*, 2013). Considerando que exemplares silvestres de *O. niloticus* se deslocam para outros ambientes, longe das pisciculturas (FORNECK *et al.*, 2021; ORTEGA *et al.*, 2015), é possível introduzir e disseminar parasitos e patógenos em outros ambientes, como já evidenciados na literatura, cuja translocação de tricodinídeos ocorreu juntamente com seus hospedeiros introduzidos (BASSON; VAN AS, 1994; BONDAD-REANTASO; ARTHUR, 1989; SHINN *et al.*, 2023; VAN AS; BASSON, 1989).

Ademais, relações epibiônica entre protozoários e microcrustáceos, são registrados na literatura (PALA *et al.*, 2018; PAGLIARINI *et al.*, 2019; NITTA, 2022; RAHMATI-HOLASOO *et al.*, 2023). Estudos relataram a associação de *Epistylis* spp. com *D. carvalhoi* e *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 em *Megaleporinus obtusidens* (Valenciennes, 1837) (Characiformes: Anostomidae) cultivados (PALA *et al.*, 2018), além, da associação de *Epistylis wuhanensis* Wang, Zhou, Guo, and Gu, 2017 com *L. cyprinacea* em *Rhinogobius similis* Gill, 1859 (Gobiiformes: Gobiidae) (NITTA, 2022) e *Poecilia reticulata* Peters, 1859 (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) (RAHMATI-HOLASOO *et al.*, 2023). No presente estudo, foi observada a relação epibiônica entre *D. carvalhoi* Lemos de Castro, 1949 e protozoários ciliados do gênero *Epistylis* (ver PAGLIARINI *et al.*, 2019), bem como a coocorrência de zoóides de *Epistylis* sp. na pele dos peixes analisados. Tais dados foram publicados como o primeiro relato de epibiose entre *Epistylis* sp. e argulídeos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados, demonstrando que *Epistylis* sp. podem utilizar os crustáceos como vetores mecânicos para dispersão (PAGLIARINI *et al.*, 2019).

Hirudíneos da família Glossiphoniidae são anelídeos conhecidos popularmente como sanguessugas, e também podem atuar como vetores de patógenos em peixes (BURRESON, 2006). Como parasitos, eles podem causar danos aos hospedeiros devido a atividade espoliativa de sangue, e lesões na pele, devido à fixação de sua probóscide (=faringe eversível), facilitando a ocorrência de infecções secundárias (EIRAS; VELLOSO; PEREIRA JR., 2016). Como vetor, os hirudíneos podem transmitir alguns hematozoários para os peixes, como espécies do gênero *Trypanosoma* Gruby, 1843, os quais são inoculados durante o repasto sanguíneo (D'AGOSTO; SERRA-FREIRE, 1993; BURRESON, 2006; ACOSTA *et al.*, 2016), podendo causar mortalidade nos peixes (JESUS *et al.*, 2018). No presente estudo, os hirudíneos ocorreram apenas nos exemplares silvestres, porém, por possuírem ciclo direto e baixa especificidade parasitária (CÉSAR *et al.* 2009), estão sujeitos a infestarem e transmitirem patógenos para a ictiofauna local, incluindo para *O. niloticus* cultivados.

Duas espécies de monogenéticos endoparasitos do gênero *Enterogyrus* Paperna, 1963, também ocorreram exclusivamente nos exemplares silvestres. Porém, *E. cichlidarum* já foi previamente relatada em *O. niloticus* cultivados no Brasil (JERÔNIMO; SPECK; MARTINS, 2010). Esses parasitos são normalmente encontrados no estômago de ciclídeos (PARISELLE; LAMBERT;

EUZET, 1991), como observado no presente estudo. Contudo, um estudo relatou uma epidemia de *E. cichlidarum* Paperna, 1963 em uma linhagem de *Tilapia mossambica* (Peters, 1852) (NOGA; FLOWERS, 1995), sendo que adultos desses monogenéticos foram encontrados infectando a mucosa intestinal, cavidade peritoneal, fígado, coração, vasos sanguíneos, bexiga natatória e crânio, causando reações inflamatórias nos peixes parasitados, anorexia e alta taxa de mortalidade (NOGA; FLOWERS, 1995).

Espécies de *Enterogyrus* fazem a oviposição no estômago dos hospedeiros e os ovos são eliminados com as fezes, depositando-se no sedimento (NILAKARAWASAM, 1993). Dos ovos eclodem larvas ciliadas (oncomiracidios), capazes de se prenderem às brânquias ou pele dos hospedeiros e, posteriormente, migrarem para o estômago, onde se fixam (PARISELLE; LAMBERT; EUZET, 1991). Por isso, devido ao fato dos exemplares silvestres de *O. niloticus* explorarem zonas de sedimentação, as chances de infecção por tais monogenéticos aumentam, ao contrário dos cultivados. Além disso, por conta desses parasitos já se encontrarem no ambiente natural, os peixes silvestres podem ingerir os ovos acidentalmente por meio da filtração, facilitando o processo de infecção e podendo contribuir com a dispersão dos ovos no ambiente.

Outros grupos de parasitos encontrados apenas em *O. niloticus* silvestres foram metacercárias de digenéticos, incluindo *A. compactum*, que possuem ciclos de vida complexos. Moluscos atuam como primeiro hospedeiro intermediário e abrigam estágios larvais desses parasitos (PAPERNA; DZIKOWSKI, 2006). As cercarias penetram ativamente nos tecidos dos peixes, nas quais se desenvolvem em metacercárias, as quais os peixes abrigam e podem migrar pelos tecidos dos hospedeiros e se alojar em diferentes partes do corpo (SHINN *et al.*, 2023), instalando-se preferencialmente nos olhos (THATCHER, 1981; YAMADA *et al.*, 2008; RAMOS *et al.*, 2016, 2020).

Um estudo comparou a presença de metacercárias de *A. compactum* (= *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum*) parasitando *O. niloticus* cultivados em tanques escavados, com exemplares silvestres oriundos de duas lagoas, e observaram maiores prevalências nos peixes cultivados (P = 77%), em relação aos silvestres (P = 17%) (VIOLANTE-GONZÁLEZ *et al.*, 2009). Os resultados foram atribuídos ao adensamento dos peixes nos cultivos e alta abundância do gastrópode *Biomphalaria* cf. *havanensis* (Pteiffer, 1839), que pode atuar como primeiro hospedeiro intermediário desse parasito, os quais estavam associados aos tanques escavados (VIOLANTE-GONZÁLEZ *et al.*, 2009). No presente estudo, esse parasito ocorreu apenas em exemplares silvestres, sendo a possível explicação devida à sua capacidade de exploração de habitats que os cultivados não acessam, em busca de alimento. Por isso, o forrageamento aumenta as chances de contato dos peixes com os moluscos gastrópodes, e consequentemente as chances de infecções também aumentam

(MARCOGLIESE, 2002).

Cestoides em fase larval (metacestoides) da ordem Cyclophyllidea foram relatados em ambos os grupos de hospedeiros avaliados. Artrópodes comumente atuam como primeiros hospedeiros intermediários desses parasitos, enquanto peixes podem atuar como segundo hospedeiro intermediário ou paratênicos, albergando formas larvais que podem se alojar em vários órgãos, ou ainda, atuam como hospedeiros definitivos, albergando as formas adultas no intestino delgado (SHINN *et al.*, 2023). Infecções por metacestoides podem retardar o crescimento e ganho de massa do animal, causar hemorragias pontuais, necroses e outros sinais clínicos no intestino (SCHOLZ *et al.*, 2004). No presente estudo, os metacestoides de Cyclophyllidea foram encontrados encistados na parede intestinal, em ambos os grupos de peixes, com maior prevalência observada nos exemplares silvestres ($P = 18\%$ silvestres e $P = 2\%$ cultivados). Os cestoides são transmitidos via cadeia trófica (ACOSTA *et al.*, 2016), explicando as maiores prevalências nos exemplares silvestres, visto que diversos artrópodes compõem a dieta desses exemplares (PAGLIARINI, 2019).

Algumas espécies de cestoides que parasitam peixes apresentam importância para a saúde pública por serem agentes etiológicos de zoonoses (SCHOLZ *et al.*, 2009; PAVANELLI *et al.*, 2015). Tênia do gênero *Diphylobothrium*, por exemplo, causam a difilobotríase, doença que acomete os seres humanos, transmitida pelo consumo de carne de peixe crua, malpassada ou processada inadequadamente (PAVANELLI *et al.*, 2015). Diversas espécies de cestoides da ordem Cyclophyllidea já foram relatadas em peixes (SCHOLZ; SALGADO-MALDONADO, 2001; SCHOLZ *et al.*, 2002; SCHOLZ; HARRIS, 2006; PINTO *et al.*, 2011), incluindo *O. niloticus* e híbridos de tilápia (SCHOLZ *et al.*, 2004, 2021; SHINN *et al.*, 2023). Um estudo realizado em Israel relatou a ocorrência de metacestoide de *Amirthalingamia macracantha* (Joyeux & Baer, 1935) Bray, 1974 parasitando fígado de tilápia híbrida (*Oreochromis aureus* × *O. niloticus*) cultivada em tanques escavados, cuja prevalência variou de 1,6 para 3,3% (SCHOLZ *et al.*, 2021), semelhante aos resultados do presente estudo para exemplares cultivados.

No Brasil, metacestoide de Cyclophyllidea, *Parvitaenia macropeos* (Wedl, 1855), foi observado em *Australoheros facetus* (Jenyns, 1842) (Pisces: Cichlidae), sendo o primeiro relato de metacestoide deste gênero no Brasil, e de *P. macropeos* na América do Sul (PINTO; MELO, 2011a). Em outro estudo, *Glossocercus auritus* (Rudolphi, 1818) (Cyclophyllidea) foi encontrado parasitando *Poecilia reticulata* Peters, 1859 (Pisces: Poeciliidae), indicando ser o primeiro registro de metacestoide de *G. auritus* para a América do Sul e o registro em *P. reticulata* como novo hospedeiro (PINTO; MELO, 2011b). No entanto, em uma revisão global recentemente publicada para tilápias cultivadas, não consta nenhum relato de metacestoides de Cyclophyllidea parasitando espécies de tilápias no Brasil (ver Tabela Suplementar 2, SHINN *et al.*, 2023). Isso demonstra que os achados do

presente estudo são o primeiro relato de metacestoides dessa ordem parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no país.

Conclui-se então, que este estudo caracteriza a comunidade parasitária de *O. niloticus* silvestres e cultivados, mostrando que sua estrutura é determinada pelas diferenças na utilização do habitat. Ectoparasitos foram os organismos que mais acometeram *O. niloticus* silvestres e cultivados, devido a facilidade de transmissão, que ocorre diretamente pelo contato entre os potenciais hospedeiros. Por outro lado, exemplares silvestres estão mais propensos a se infectarem por endoparasitos, devido à exploração de zonas de sedimentação e bordas do reservatório, que possibilita o contato direto com ovos e larvas de parasitos, transmitidos via cadeia trófica ou por penetração ativa. Este estudo apresenta, ainda, duas interações parasitárias importantes, a associação epibiônica entre *D. carvalhoi* e *Epistylis* sp., ambos parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados (já publicado); além do primeiro relato de metacestoide da Cyclophyllidea parasitando *O. niloticus* silvestres e cultivados no Brasil. Ressalta-se que avaliações periódicas de peixes silvestres, tanto de espécies com potencial de cultivo, quanto outras espécies silvestres que habitam as adjacências dos tanques, podem contribuir para prevenção e melhor controle de infecções/infestações parasitárias nos sistemas de cultivo, bem como para prevenção da dispersão de parasitos e outros patógenos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDEL-GHANY, H. M. *et al.* Effects of different levels of dietary lipids on growth performance, liver histology and cold tolerance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of Thermal Biology**, v. 96, p. 102833, 2021.
- ACOSTA, A. A. *et al.* Aspectos parasitológicos dos peixes. Em: **Integridade ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas**. São Paulo: Editora Unesp, p. 115–192, 2016.
- ADEWOLE, S. O. *et al.* Parasites as bioindicator for health status and environmental quality of freshwater fish species in Ekiti State, Nigeria. **Journal of Biomedical Engineering and Medical Imaging**, v. 6, n. 2, p. 1–7, 2019.
- AGIUS, C.; ROBERTS, R. J. Melano-macrophage centres and their role in fish pathology. **Journal of Fish Diseases**, v. 26, p. 499–509, 2003.
- AGOSTINHO, A. A.; VITORINO JR, O. B.; PELICICE, F. Nota Técnica: Riscos ambientais do cultivo de tilápia em tanques redes. **Boletim Sociedade Brasileira de Ictiologia**, n. 124, p. 44, 2017.
- AÏZONOU, R. *et al.* Zootechnical knowledge of floating cage aquaculture in freshwaters ecosystems and load capacity determination: review. **Egyptian Journal of Aquatic Research**, v. 47, p. 81–86, 2021.
- AL-BULISH, M. S. M. *et al.* Docosahexaenoic acid-rich fish oil alleviates hepatic steatosis in association with regulation of gut microbiome in ob/ob mice. **Food Research International**, v. 157, p. 111373, 2022.
- ALESCI, A. *et al.* Histological and chemical analysis of heavy metals in kidney and gills of boops boops: melanomacrophages centers and rodlet cells as environmental biomarkers. **Toxics**, v. 10, p. 1–14, 2022.
- ALFONSO, S.; GESTO, M.; SADOUL, B. Temperature increase and its effects on fish stress physiology in the context of global warming. **Journal of Fish Biology**, v. 98, p. 1496–1508, 2021.
- ALMEIDA, S. S. N. *et al.* Descrição histológica de órgãos viscerais de tilápia (*Oreochromis niloticus*). **Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer**, v. 11, n. 22, p. 3582–3591, 2015.
- ALVI, M. A. *et al.* Global review of human taeniasis. In: AGUILAR-MARCELINO, L. *et al.* (Eds.). **One Health Triad, Unique Scientific Publishers**. 1. ed. Pakistan: Faisalabad, v. 3, p. 86–91, 2023.
- ANDERSON, M. J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. **Austral Ecology**, v. 26, p. 32–46, 2001.
- ANDERSON, M. J. Distance-based tests for homogeneity of multivariate dispersions. **Biometrics**, v. 62, n. 1, p. 245–253, 2006.
- ANSHARY, H.; SRIWULAN, S.; AMRIANA, A. High prevalence and mean intensity of trichodinids and monogeneans on Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Indonesian hatcheries. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 43, p. 100898, 2023.
- ARDESHIR, R. A.; MOVAHEDINIA, A.; RASTGAR, S. Fish liver biomarkers for heavy metal

pollution: a review article. **American Journals of Toxicology**, v. 1, n. 1, p. 1–8, 2017.

ARECHAVALA-LOPEZ, P. *et al.* Reared fish, farmed escapees and wild fish stocks - A triangle of pathogen transmission of concern to Mediterranean aquaculture management. **Aquaculture Environment Interactions**, v. 3, p. 153–161, 2013.

ATTAYDE, J. L. *et al.* Impactos da introdução da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, sobre a estrutura trófica dos ecossistemas aquáticos do bioma Caatinga. **Oecologia Brasiliensis**, v. 11, n. 3, p. 450–461, 2007.

ATTAYDE, J. L.; BRASIL, J.; MENESCAL, R. A. Impacts of introducing Nile tilapia on the fisheries of a tropical reservoir in North-eastern Brazil. **Fisheries Management and Ecology**, v. 18, n. 6, p. 437–443, 2011.

AZEVEDO-SANTOS, V. M.; RIGOLIN-SÁ, O.; PELICICE, F. M. Growing, losing or introducing? Cage aquaculture as a vector for the introduction of non-native fish in Furnas Reservoir, Minas Gerais, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, v. 9, n. 4, p. 915–919, 2011.

AZIZA, A. E.; AWADIN, W. F.; ORMA, A. M. Effect of dietary substitution of cod liver oil by vegetable oils on growth performance, body composition, lipid peroxidation, liver and muscle histopathological state in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Journal of fisheries and Aquaculture**, v. 4, n. 2, p. 87–94, 2013.

BALLESTER-MOLTÓ, M.; SANCHEZ-JEREZ, P.; AGUADO-GIMÉNEZ, F. Consumption of particulate wastes derived from cage fish farming by aggregated wild fish. An experimental approach. **Marine Environmental Research**, v. 130, p. 166–173, 2017.

BARRETT, L. T.; SWEARER, S. E.; DEMPSTER, T. Impacts of marine and freshwater aquaculture on wildlife: a global meta-analysis. **Reviews in Aquaculture**, v. 11, n. 4, p. 1–23, 2018.

BARTON, B. A. Stress in fishes: A diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. **Integrative and Comparative Biology**, v. 42, p. 517–525, 2002.

BARTON, B. A.; IWAMA, G. K. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. **Annual Review of Fish Diseases**, v. 1, p. 3–26, 1991.

BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, v. 19, p. 134–143, 2010.

BASELGA, A. The relationship between species replacement, dissimilarity derived from nestedness, and nestedness. **Global Ecology and Biogeography**, v. 21, p. 1223–1232, 2012.

BASELGA, A. Separating the two components of abundance-based dissimilarity: balanced changes in abundance vs. abundance gradients. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 4, p. 552–557, 2013.

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

- BELL, M. V.; TOCHER, D. R. Biosynthesis of Polyunsaturated Fatty Acids in Aquatic Ecosystems: General Pathways and New Directions. *In*: KAINZ, M. J.; BRETT, M. T.; ARTS, M. T. (org.). **Lipids in Aquatic Ecosystems**. Springer Science+Business Media, LLC, 2009. p. 211–236.
- BELLARD, C.; CASSEY, P.; BLACKBURN, T. M. Alien species as a driver of recent extinctions. **Biology Letters**, v. 12, p. 20150623, 2016.
- BERNET, D. *et al.* Gonadal alterations in male whitefish *Coregonus fatioid*: no evidence for genetic damage reducing viability in early life stages. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 22, p. 25–34, 1999.
- BERTAGLIA, E. A. *et al.* Influence of seasonality and culture stage of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) with Monogenean parasitic infection. **Animals**, v. 13, p. 1525, 2023.
- BIDINOTTO, P. M.; MORAES, G.; SOUZA, R. H. S. Hepatic glycogen and glucose in eight tropical freshwater teleost fish: A procedure for field determinations of microsamples. **Boletim Técnico do CEPTA**, v. 10, p. 53–60, 1997.
- BILEN, A. M.; BILEN, S. Effect of diet on the fatty acids composition of cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax*) liver tissues and histology compared with sea bass caught in Eagean Sea. **Marine Science and Technology Bulletin**, v. 2, n. 1, p. 15–21, 2013.
- BITTENCOURT, L. S. *et al.* Impact of the invasion from Nile tilapia on natives Cichlidae species in tributary of Amazonas river, Brazil. **Biota Amazônia**, v. 4, n. 3, p. 88–94, 2014.
- BLAHOUA, K. G. *et al.* Parasite community of *Oreochromis niloticus* from man-made Lake Ayame I, Côte d’Ivoire. **International Journal of Biosciences**, v. 16, n. 4, p. 193–205, 2020.
- BONAFÉ, E. G. *et al.* Incorporation and profile of fatty acids in tilapia fillets (*Oreochromis niloticus*) fed with tung oil. **Food Science and Technology**, v. 33, n. Suppl.1, p. 47–51, 2013.
- BONDAD-REANTASO, M. G.; ARTHUR, J. R. Trichodinids (Protozoa: Ciliophora: Peritrichida) of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Philippines. **Asian Fisheries Science**, v. 3, 1989.
- BONGA, S. E. W. The stress response in fish. **Physiological Reviews**, v. 77, n. 3, p. 591–625, 1997.
- BOTARO, D. *et al.* Redução da proteína da dieta com base no conceito de proteína ideal para tilápias-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) criadas em tanques-rede. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 36, n. 3, p. 517–525, 2007.
- BOUWMEESTER, M. M. *et al.* Collateral diseases: aquaculture impacts on wildlife infections. **Journal of Applied Ecology**, v. 58, p. 453–464, 2021.
- BRANDÃO, H. *et al.* Fish-food interaction network around cage fish farming in a neotropical reservoir. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 33, p. e18, 2021.
- BRANNON, P. M. Adaptation of the exocrine pancreas to diet. **Annual Review of Nutrition**, v. 10, p. 85–105, 1990.
- BUERGER, A. N. *et al.* Impacts of diethylhexyl phthalate and overfeeding on physical fitness and lipid mobilization in *Danio rerio* (zebrafish). **Chemosphere**, v. 295, p. 133703, 2022.

BURRESON, E. M. Phylum Annelida: Hirudinea as vectors and disease agents. In: WOO, P. I. K. (Ed.). **Fish Diseases and Disorders**. 2. ed. Oxon: CAB International, v. 1, p. 566–591, 2006.

BUSH, A. O. *et al.* Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. **The Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575–583, 1997.

CACHO, J. C. S.; MOURA, R. S. T.; HENRY-SILVA, G. G. Influence of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fish farming in net cages on the nutrient and particulate matter sedimentation rates in Umari reservoir, Brazilian semi-arid. **Aquaculture Reports**, v. 17, p. 100358, 2020.

CAMARGO, M. M. P.; MARTINEZ, C. B. R. Histopathology of gills, kidney and liver of a Neotropical fish caged in an urban stream. **Neotropical Ichthyology**, v. 5, n. 3, p. 327–336, 2007.

CANONICO, G. C. *et al.* The effects of introduced tilapias on native biodiversity. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**, v. 15, n. 5, p. 463–483, 2005.

CAO, X. F. *et al.* High-fat diet induces aberrant hepatic lipid secretion in blunt snout bream by activating endoplasmic reticulum stress-associated IRE1/XBP1 pathway. **Biochimica et Biophysica Acta Molecular and Cell Biology of Lipids**, v. 1864, p. 213–223, 2019.

CARRERAS-COLOM, E. *et al.* Natural variability and potential use of melanomacrophage centres as indicators of pollution in fish species from the NW Mediterranean Sea. **Marine Pollution Bulletin**, v. 176, p. 113441, 2022.

CASIMIRO, A. C. R. *et al.* Escapes of non-native fish from flooded aquaculture facilities: The case of Paranapanema river, southern Brazil. **Zoologia**, v. 35, p. 2011–2016, 2018.

CATANZARO, R. *et al.* Exploring the metabolic syndrome: Nonalcoholic fatty pancreas disease. **World Journal of Gastroenterology**, v. 22, n. 34, p. 7660–7675, 2016.

CENDROWICZ, E. *et al.* The role of macrophages in cancer development and therapy. **Cancers**, v. 13, p. 1946, 2021.

CÉSAR, I. I. *et al.* Biodiversity and ecology of Hirudinea (Annelida) from the Natural Reserve of Isla Martín García, Río de la Plata, Argentina. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 4, p. 1107–1113, 2009.

CHEN, Q. *et al.* Endoplasmic reticulum stress induces hepatic steatosis by transcriptional upregulating lipid droplet protein perilipin2. **Federation of American Society of Experimental Biology**, v. 35, p. 1–16, 2021.

CHRISTIE, W. W. **Lipids analysis**. Bridgwater, The Oily Press, 2003.

CIJI, A.; AKHTAR, M. S. Stress management in aquaculture: a review of dietary interventions. **Reviews in Aquaculture**, v. 13, p. 1–58, 2021.

CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian journal of ecology**, v. 18, n. 1, p. 117–143, 1993.

COELHO, P. N.; HENRY, R. The small foreigner: new laws will promote the introduction of non-native zooplankton in Brazilian aquatic environments. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 29, p. e7, 2017.

CUCHEROUSSET, J.; OLDEN, J. D. Ecological impacts of non-native freshwater fishes. **Fisheries**, v. 36, n. 5, p. 215–230, 2011.

CYRINO, J. E. P. *et al.* A piscicultura e o ambiente - o uso de alimentos ambientalmente corretos em piscicultura. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, p. 68–87, 2010.

D'AGOSTO, M.; SERRA-FREIRE, N. M. Estágios evolutivos de *Tripanossomas* de *Hipostomus punctatus* Valenciennes (Osteichthyes, Loricariidae) em infecção natural de *Batrachobdella gemmata* Blanchard (Hirudinea, Glossiphoniidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 10, n. 3, p. 414–426, 1993.

DABROWSKI, K.; GUDERLEY, H. Intermediary metabolism. In: HALVER, J. E.; HARDY, R. W. (Eds.). **Fish Nutrition**. 3. ed. California, Academic Press, p. 309–365, 2002.

DAVID, G. S. *et al.* Ecological carrying capacity for intensive tilapia (*Oreochromis niloticus*) cage aquaculture in a large hydroelectrical reservoir in Southeastern Brazil. **Aquacultural Engineering**, v. 66, p. 30–40, 2015.

DAVID, F. S.; PROENÇA, D. C.; VALENTI, W. C. Phosphorus budget in integrated multitrophic aquaculture systems with Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, and Amazon river Prawn, *Macrobrachium amazonicum*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 48, n. 3, p. 402–414, 2017.

DAVID, L. H. *et al.* Tilapia farming based on periphyton as a natural food source. **Aquaculture**, v. 547, n. July 2021, p. 737544, 2022.

DELGADO-COELLO, B. Liver regeneration observed across the different classes of vertebrates from an evolutionary perspective. **Heliyon**, v. 7, p. e06449, 2021.

DELASPRE, F. *et al.* Centroacinar cells are progenitors that contribute to endocrine pancreas regeneration, **Diabetes**, v. 64, p. 3499–3509, 2015.

DELLA CORTE, C. *et al.* Nonalcoholic fatty pancreas disease and nonalcoholic fatty liver disease: more than ectopic fat. **Clinical Endocrinology**, v. 83, n. 5, p. 656–662, 2015.

DEMÉTRIO, J. A. *et al.* Influence of net cage farming on the diet of associated wild fish in a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 330–333, p. 172–178, 2012.

DIAS JUNIOR, W. *et al.* Lipolytic response of adipose tissue and metabolic adaptations to long periods of fasting in red tilapia (*Oreochromis* sp., Teleostei: Cichlidae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, 3 Suppl., p. 1743–1754, 2016.

DRAY, S. *et al.* **Multivariate Multiscale Spatial Analysis. Ecological Monographs**. Version 0.3-21, 2023. Disponível em: <https://github.com/sdray/adespatial>. Acesso em: 17 set. 2023.

DUBOIS, M. *et al.* Colorimetric method for determination of sugars and related substances.

Analytical Chemistry, v. 28, n. 3, p. 350–356, 1956.

EDWARDS, P. Aquaculture environment interactions: past, present and likely future trends. **Aquaculture**, v. 447, p. 36, 2015.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2 ed ed. Maringá: Eduem, 199 p., 2006.

EIRAS, J. C.; VELLOSO, A. L.; PEREIRA JR., J. **Parasitas de peixes marinhos da América do Sul**. Rio Grande, FURG, 445 p., 2016.

EISSA, AL. E. *et al.* Streptococcus, *Centrocestus formosanus* and *Myxobolus tilapiae* concurrent infections in farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Microbial Pathogenesis**, v. 158, p. 105084, 2021.

EL-SAYED, A. F. M. **Tilapia Culture**. 2ed. Alexandria, Egypt, Academic Press, 293 p., 2020.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA **Brasil inicia o maior projeto de pesquisa já elaborado**. 2018. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/35429495/brasil-inicia-o-maior-projeto-de-pesquisa-ja-elaborado-para-desenvolver-a-aquicultura>>. Acesso em: 15 maio. 2023.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA. **Estudo conclui que tilápias crescem mais alimentadas com 32% de proteína**. 2019. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/46358026/estudo-conclui-que-tilapias-crescem-mais-alimentadas-com-32-de-proteina>>. Acesso em: 03 abril. 2024.

EMBRAPA, EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA E AGROPECUÁRIA. **Piscicultura em tanques-rede**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009.

ERGENS, R. The suitability of ammonium picrateglycerin in preparing slides of lower Monogenoidea. **Folia Parasitologica**, v. 16, p. 320–320, 1969.

FAO, FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **Nile tilapia - Nutritional requirements**. 2023. Disponível em: <https://www.fao.org/fishery/affris/species-profiles/nile-tilapia/nutritional-requirements/en/>. Acesso em: 8 ago. 2023

FAO, FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **The state of world fisheries and aquaculture**. Rome, Sustainability in action, 224. p., 2020.

FERNANDES, N. M. *et al.* Quantitative study of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Mobilis) infrapopulations infesting tadpoles of a Brazilian endemic toad *Rhinella pombali* (Anura: Bufonidae). **Zoologia**, v. 28, n. 6, p. 777–783, 2011.

FIGUEREDO, C. C.; GIANI, A. Ecological interactions between Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) and the phytoplanktonic community of the Furnas reservoir (Brazil). **Freshwater Biology**, v. 50, p. 1391–1403, 2005.

FISHBASE. ***Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)**. 2023. Disponível em: <<https://www.fishbase.se/summary/oreochromis-niloticus.html>>. Acesso em: 8 ago. 2023.

FISHER, R. A.; CORBET, A. S.; WILLIAMS, C. B. The relation between the number of species and the number of individuals in a random sample of an animal population. **Journal of Animal Ecology**, v. 12, n. 1, p. 42–58, 1943.

FOLCH, J.; LEES, M.; STANLEY, G. H. S. A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. **Journal of Biological Chemistry**, v. 226, n. 1, p. 497–509, 1956.

FORNECK, S. C. *et al.* Aquaculture facilities drive the introduction and establishment of non-native *Oreochromis niloticus* populations in Neotropical streams. **Hydrobiologia**, v. 848, n. 9, p. 1955–1966, 2021.

FRANCO, A. C. S. *et al.* Tilapia venturing into high-salinity environments: a cause for concern? **Aquatic Ecology**, v. 58, p. 47-55, 2024.

FRINGS, C. S. *et al.* Improved determination of total serum lipids by the sulfo-phospho-vanillin reaction. **Clinical Chemistry**, v. 18, n. 7, p. 673–674, 1972.

FURUYA, W. M. **Tabelas brasileiras para a nutrição de tilápias**. Toledo: GFM, 101 p., 2010.

GANASSIN, M. J. M. *et al.* The invasion of an alien characiform fish and the decline of a native congener in a Neotropical river-floodplain system. **Hydrobiologia**, v. 848, p. 2189–2201, 2021.

GARCIA, F. *et al.* The potential of periphyton-based cage culture of Nile tilapia in a Brazilian reservoir. **Aquaculture**, v. 464, p. 229–235, 2016.

GARCIA, F. *et al.* Periphyton-based cage culture of Nile tilapia: An interesting model for small-scale farming. **Aquaculture**, v. 479, p. 838–844, 2017.

GARCÍA-MEILÁN, I. *et al.* Effects of dietary protein-to-lipid ratio on digestive and absorptive processes in sea bass fingerlings. **Aquaculture**, v. 463, p. 163–173, 2016.

GARCÍA-VÁSQUEZ, A. *et al.* Morpho-molecular characterization of *Gyrodactylus* parasites of farmed tilapia and their spillover to native fishes in Mexico. **Scientific Reports**, v. 11, p. 13957, 1 dez. 2021.

GHAYE, A. P. *et al.* Progenitor potential of nkx6.1-expressing cells throughout zebrafish life and during beta cell regeneration. **BMC Biology**, v. 13, p. 1–24, 2015.

GÓMEZ-REQUENI, P. *et al.* Effects of increasing the dietary lipid levels on the growth performance, body composition and digestive enzyme activities of the teleost pejerrey (*Odontesthes bonariensis*). **Aquaculture**, v. 416–417, p. 15–22, 2013.

GONZALEZ-ALCAIDE, G. *et al.* Global research on cysticercosis and neurocysticercosis: A bibliometric analysis. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 10, p. 1–13, 2023.

GRAÇA, W. J.; PAVANELLI, C. S. **Peixes da planície de inundação do alto Rio Paraná e áreas adjacentes**. Maringá: EDUEM, 241 p., 2007.

GREEN, J. D.; SHIEL, R. J. Mobiline peritrich riders on Australian calanoid copepods.

Hydrobiologia, v. 437, p. 203–212, 2000.

HE, J. *et al.* Effect of feeding-intensity stress on biochemical and hematological indices of gift tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 15, p. 303–310, 2015.

HENRY-SILVA, G. G. *et al.* Economic, social, and environmental assessment of farming Nile tilapia in net-cages in a reservoir in hot semi-arid region during an extended drought event. **Environmental Science and Pollution Research**, p. 12, 2022.

HERTEL, L. A. *et al.* Molecular identification of symbionts from the pulmonate snail *Biomphalaria glabrata* in Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 4, p. 759–763, 2004.

HONORATO, C. A. *et al.* Histologia do fígado de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentados com dietas contendo silagem biológica de pescado. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 34, n. Supl.1, p. 64–68, 2014.

HOSSAIN, M. A. *et al.* Toxic effects of chlorpyrifos on the growth, hematology, and different organs histopathology of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 29, p. 103316, 2022.

HURTREZ-BOUSSÈS, S. *et al.* Dynamics of host-parasite interactions: the example of population biology of the liver fluke (*Fasciola hepatica*). **Microbes and Infection**, v. 3, p. 841–849, 2001.

IBGE, INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produção da Pecuária Municipal 2023**. Rio de Janeiro. Disponível em: <https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=784>. Acesso em. 01 jan. 2024.

IBAMA, INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. **Estratégia nacional para espécies exóticas invasoras. Projeto Pró-Espécies: todos contra a extinção**. 2022. Disponível em: <<https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/biodiversidade/especies-exoticas-invasoras/sobre-as-especies-exoticas-invasoras#2--estrategia-nacional-para-especies-exoticas-invasoras---projeto-pr-esp-cies--todos-contra-a-extin--o>>. Acesso em: 11 jun. 2023.

JENSEN, O. *et al.* Escapes of fishes from Norwegian sea-cage aquaculture: Causes, consequences and prevention. **Aquaculture Environment Interactions**, v. 1, p. 71–83, 2010.

JERÔNIMO, G. T.; SPECK, G. M.; MARTINS, M. L. First report of *Enterogyrus cichlidarum* Paperna 1963 (Monogeneoidea: Ancyrocephalidae) on Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 4, n. 1, p. 75–80, 2010.

JESUS, R. B. *et al.* Trypanosomiasis causing mortality outbreak in Nile tilapia intensive farming: identification and pathological evaluation. **Aquaculture**, v. 491, p. 169–176, 2018.

JIA, R. *et al.* Effects of high-fat diet on steatosis, endoplasmic reticulum stress and autophagy in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Frontiers in Marine Science**, v. 7, p. 363, 2020a.

JIA, R. *et al.* Effects of high-fat diet on antioxidative status, apoptosis and inflammation in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*) via Nrf2, TLRs and JNK pathways. **Fish and Shellfish Immunology**,

v. 104, p. 391–401, 2020b.

JIA, R. *et al.* Alterations at biochemical, proteomic and transcriptomic levels in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*) under chronic exposure to environmentally relevant level of glyphosate. **Chemosphere**, v. 294, p. 133818, 2022.

JIANG, Q. *et al.* Environmental sustainability and footprints of global aquaculture. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 180, p. 106183, 2022.

JIMÉNEZ-GARCÍA, M. I.; VIDAL-MARTÍNEZ, V. M.; LÓPEZ-JIMÉNEZ, L. S. Monogeneans in introduced and native cichlids in México: evidence for transfer. **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 4, p. 907–909, 2001.

JUSTO, M. C. N. *et al.* Monogenoidea parasites of *Oreochromis niloticus* submitted to ractopamine supplemented diet from cultivated system. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 72, n. 5, p. 1980–1988, 2020.

KAN, N. G.; JUNGHANS, D.; BELMONTE, J. C. I. Compensatory growth mechanisms regulated by BMP and FGF signaling mediate liver regeneration in zebrafish after partial hepatectomy. **The FASEB Journal**, v. 23, p. 3516–3525, 2009.

KARVONEN, A. *et al.* Dynamics of *Diplostomum spathaceum* infection in snail hosts at a fish farm. **Parasitology Research**, v. 99, p. 341–345, 2006.

KASEMBELE, G. K. *et al.* First record of monogenean fish parasites in the Upper Lufira River Basin (Democratic Republic of Congo): dactylogyrids and gyrodactylids infesting *Oreochromis mweruensis*, *Coptodon rendalli* and *Serranochromis macrocephalus* (Teleostei: Cichlidae). **Parasites and Vectors**, v. 16, p. 1–15, 2023.

KAYA, D.; PULATSÜ, S. Sediment-focused environmental impact of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792) Cage farms: Almus Reservoir (Tokat). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 17, p. 345–352, 2017.

KHALLAF, M. *et al.* Prevalence and histopathological Studies of *Trichodina* spp. infecting *Oreochromis niloticus* in Behera Governorate, Egypt. **Journal of Current Veterinary Research**, v. 2, n. 1, p. 1–7, 2020.

KITSON, F. G.; LARSEN, B. S.; MCEWEN, C. N. **Gas chromatography and mass spectrometry: a practical guide**. New York: Academic Press, 1996.

KLIEMANN, B. C. K. **Ecologia trófica e biomarcadores isotópicos e fisiológicos de espécies de peixes silvestres associados a pisciculturas em tanques-rede**. 2023. 165 f. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo. 2023.

KLIEMANN, B. C. K. *et al.* Dietary changes and histophysiological responses of a wild fish (*Geophagus* cf. *proximus*) under the influence of tilapia cage farm. **Fisheries Research**, v. 204, p. 337–347, 2018.

KLIEMANN, B. C. K. *et al.* Do cage fish farms promote interference in the trophic niche of wild fish in neotropical reservoir? **Fisheries Research**, v. 248, p. 106198, 2022.

KOPF, A.; KIERMAIER, E. Dynamic microtubule arrays in leukocytes and their role in cell migration and immune synapse formation. **Frontiers in Cell and Developmental Biology**, v. 9, p. 635511, 2021.

KREBS, C. J. **Ecological methodology**. 3. ed. Harper Collins, 2014.

KRITSKY, D. C.; THATCHER, V. E.; BOEGER, W. A. Neotropical Monogenea. 8. Revision of Urocleidoides (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 53, n. 1, p. 1–37, 1986.

KUMAR, V.; ABBAS, A. K.; ASTER, J. C. **Patologia Básica, Robbins**. 9. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2013.

LANDGRAF, K. *et al.* Short-term overfeeding of zebrafish with normal or high-fat diet as a model for the development of metabolically healthy versus unhealthy obesity. **BMC Physiology**, v. 17, n. 4, p. 1–10, 2017.

LEMAIRE, P. *et al.* Changes with different diets in plasma enzymes (GOT, GPT, LDH, ALP) and plasma lipids (cholesterol, triglycerides) of sea-bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, v. 93, p. 63–75, 1991.

LERSSUTTHICHAWAL, T.; MANEEPITAKSANTI, W.; PURIVIROJKUL, W. Gill Monogeneans of potentially cultured tilapias and first record of *Cichlidogyrus mbirizei* Bukinga *et al.*, 2012, in Thailand. **Agriculture Technology and Biological Sciences**, v. 13, n. 7, p. 543–553, 2016.

LI, L. *et al.* Oxidative stress induced by nanoplastics in the liver of juvenile large yellow croaker *Larimichthys crocea*. **Marine Pollution Bulletin**, v. 170, p. 112661, 2021.

LIMA, L. B. *et al.* Expansion of aquaculture parks and the increasing risk of non-native species invasions in Brazil. **Reviews in Aquaculture**, v. 10, p. 111–122, 2018.

LIN, J. J. *et al.* Hepatoprotective mechanism of freshwater clam extract alleviates non-alcoholic fatty liver disease: Elucidated: In vitro and in vivo models. **Food and Function**, v. 9, p. 6315–6325, 2018.

LIU, Y. *et al.* Comparison of effects of dietary-specific fatty acids on growth and lipid metabolism in Nile tilapia. **Aquaculture Nutrition**, p. 1–11, 2019.

LLOPIS-BELENGUER, C. *et al.* Native and invasive hosts play different role in host-parasite networks. **Ecography**, v. 43, p. 559–568, 2020.

LOWRY, O. H. *et al.* Protein measurement with the folin phenol reagent. **Journal of Biological Chemistry**, v. 193, n. 1, p. 265–275, 1951.

LOZANO-VILANO, M. DE L.; RAMÍREZ, M. E. G. Peces invasores en el noreste de México. In: MENDOZA, R.; KOLEFF, P. (Eds.). **Especies acuáticas invasoras en México**. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, p. 401–412, 2014.

LUKAS, J. *et al.* Diurnal Changes in Hypoxia Shape Predator-Prey Interaction in a Bird-Fish System. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 9, p. 1–13, 2021.

- LUQUE, J. L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 161–164, 2004.
- MACARTHUR, R. H.; PIANKA, E. R. On optimal use of a patchy environment. **The American Naturalist**, v. 100, p. 603–609, 1966.
- MARCOGLIESE, D. J. Food webs and the transmission of parasites to marine fish. **Parasitology**, v. 124, p. S83–S99, 2002.
- MANEEPITAKSANTI, W.; NAGASAWA, K. Monogeneans of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae), gill parasites of tilapias, from Okinawa Prefecture, Japan. **Biogeography**, v. 14, p. 111–119, 2012.
- MARENGONI, N. G. *et al.* Monogenoidea (Dactylogyridae) em tilápias-do-nilo cultivadas sob diferentes densidades de estocagem em tanques-rede. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, p. 393–400, 2009.
- MARGALEF, D. R. La teoria de la information en ecologia. **Memorias de la real academia de ciencias y artes de Barcelona**, v. 32, n. 13, p. 78, 1957.
- MARTIN, C. W.; VALENTINE, M. M.; VALENTINE, J. F. Competitive interactions between invasive Nile tilapia and native fish: The potential for altered trophic exchange and modification of food webs. **PLoS ONE**, v. 5, n. 12, p. e14395, 2010.
- MARTINS, M. L.; CARDOSO, L.; DE PÁDUA, S. B. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 1–20, 2015.
- MATTHEWS, R. A. *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet and ichthyophthiriosis in freshwater teleosts. In: BAKER, J. R.; MULLER, R. R. D. (Eds.). **Advances in Parasitology**. Academic Press, v. 59, p. 159–241, 2005.
- MATTIUCCI, S. *et al.* Anisakiasis and gastroallergic reactions associated with *Anisakis pegreffii* infection, Italy. **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 3, p. 496–499, 2013.
- MERCANTE, C. T. J. *et al.* Potential toxic effect of ammonia in reservoirs with Tilapia culture in cages. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 5, p. 256–261, 2018.
- MESEGUER, J.; LÓPEZ-RUIZ, A.; ESTEBAN, M. A. Melano-macrophages of the seawater teleosts, sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead seabream (*Sparus aurata*): morphology, formation and possible function. **Cell & Tissue Research**, v. 277, p. 1–10, 1994.
- MISHRA, S. P. Significance of fish nutrients for human health. **International Journal of Fisheries and Aquatic Research**, v. 5, p. 47–49, 2020.
- MILLIGAN, C. L.; GIRARD, S. S. Lactate Metabolism in Rainbow Trout. **Journal of Experimental Biology**, v. 180, p. 175–193, 1993.
- MJOUN K.; ROSENTRATER, K.; BROWN, M. L. Tilapia: environmental biology and nutritional

requirements south Dakota cooperative extension service. **Fact Sheets**, paper 164, 8 p., 2010.

MOHAMED, A. R. M.; AL-WAN, S. M. Biological aspects of an invasive species of *Oreochromis niloticus* in the Garmat Ali River, Basrah, Iraq. **Journal of Agriculture and Veterinary Science**, v. 13, n. 2, p. 15–26, 2020.

MOHAMED, F. A. S. Histopathological studies on *Tilapia zillii* and *Solea vulgaris* from Lake Qarun, Egypt. **World Journal of Fish and Marine Sciences**, v. 1, n. 1, p. 29–39, 2009.

MOI, D. A. *et al.* Non-native fishes homogenize native fish communities and reduce ecosystem multifunctionality in tropical lakes over 16 years. **Science of the Total Environment**, v. 769, p. 144524, 2021.

MONROIG, O.; TOCHER, D. R.; CASTRO, L. F. C. Polyunsaturated Fatty acid biosynthesis and metabolism in fish. In: BURDGE, G. C. (Ed.). **Polyunsaturated Fatty Acid Metabolism**. Porto, Portugal: Elsevier, p. 31–60, 2018.

MONTANHINI NETO, R.; OSTRENSKY, A. Nutrient load estimation in the waste of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) reared in cages in tropical climate conditions. **Aquaculture Research**, v. 46, n. 6, p. 1309–1322, 2015.

MOREIRA, N. M.; CURI, R.; MANCINI-FILHO, J. Ácidos graxos: uma revisão. **Nutrire Revista da Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição**, v. 24, p. 105–123, 2002.

MOSS, J. B. *et al.* Regeneration of the pancreas in adult zebrafish. **Diabetes**, v. 58, p. 1844–1851, 2009.

MOURA, G. S.; OLIVEIRA, M. G. A.; LANNA, E. A. T. Desempenho e atividade de lipase em tilápias do nilo. **Archivos de Zootecnia**, v. 61, n. 235, p. 367–374, 2012.

NABIRYE, H. *et al.* The evaluation of cage fish farming effects on water quality using selected benthic macro-invertebrate community parameters in the napoleon gulf, northern Lake Victoria. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 4, n. 1, p. 42–50, 2016.

NAYLOR, R. L. *et al.* A 20-year retrospective review of global aquaculture. **Nature**, v. 591, n. 7851, p. 551–563, 2021.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de bioquímica de Lehninger**. 7 ed. Porto Alegre: Artmed, 1260 p., 2019.

NEVES, M. P.; AMORIM, J. P. A.; DELARIVA, R. L. Influence of land use on the health of a detritivorous fish (*Ancistrus mullerae*) endemic to the Iguassu ecoregion: relationship between agricultural land use and severe histopathological alterations. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, n. 12, p. 11670–11682, 2018.

NG, W. K. *et al.* Effects of dietary fish and vegetable oils on the growth, tissue fatty acid composition, oxidative stability and vitamin E content of red hybrid tilapia and efficacy of using fish oil finishing diets. **Aquaculture**, v. 372–375, p. 97–110, 2013.

NILAKARAWASAM, N. **Ecological studies on the parasites of *Etroplus suratensis* (Bloch)**

(Pisces: Cichlidae) with special reference to Enterogyrus spp. (Monogenea: Ancyrocephalidae). 1993. 440 f. Doctoral Thesis University of Stirling, 1993.

NIMET, J.; AMORIM, J. P. A. A.; DELARIVA, R. L. Histopathological alterations in *Astyanax bifasciatus* (Teleostei: Characidae) correlated with land uses of surroundings of streams. **Neotropical Ichthyology**, v. 16, n. 1, p. e170129, 2018.

NING, L. *et al.* Nutritional background changes the hypolipidemic effects of fenofibrate in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Nature Publishing Group**, p. 1–11, 2017.

NITTA, M. First Japanese Record of *Epistylis wuhanensis* (Ciliophora: Epistylididae) Attached to *Lernaea cyprinacea* (Copepoda), with a List of Epistylis Species Attached to Metazoans in Japan. **Species Diversity**, v. 27, n. 1, p. 61–69, 2022.

NOBILE, A. B. *et al.* Cage fish farm act as a source of changes in the fish community of a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 495, p. 780–785, 2018.

NOBILE, A. B. *et al.* Status and recommendations for sustainable freshwater aquaculture in Brazil. **Reviews in Aquaculture**, v. 12, n. 3, p. 1495–1517, 2020.

NOGA, E. J.; FLOWERS, J. R. Invasion of *Tilapia mossambica* (Cichlidae) viscera by the Monogenean *Enterogyrus cichlidarum*. **The Journal of Parasitology**, v. 81, n. 5, p. 815–817, 1995.

OBA, E. O.; MARIANO, W. S.; SANTOS, L. R. B. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. Em: TAVARES-DIAS, M. (Ed.). **Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo**. Macapá: Embrapa Amapá, p. 226–247, 2009.

OBEN, J. A. *et al.* Maternal obesity programmes offspring development of non-alcoholic fatty pancreas disease. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, v. 394, p. 24–28, 2010.

OBIEKEZIE, A.; EKANEM, D. Experimental infection of *Heterobranchus longijilis* (Teleostei, Clariidae) with *Trichodina maritinkae* (Ciliophora, Peritrichida). **Aquatic Living Resources**, v. 8, p. 439–443, 1995.

OKAMOTO, K.; MORIO, T. Inborn errors of immunity with eosinophilia. **Allergology International**, v. 70, p. 415–420, 2021.

OKSANEN, J. *et al.* **Community Ecology Package: Package vegan**. Version, 2.6-4. 2022. Disponível em: <https://github.com/vegandevs/vegan>. Acesso em 9 set. 2023.

OKUN, N. *et al.* Omnivory does not prevent trophic cascades in pelagic food webs. **Freshwater Biology**, v. 53, p. 129–138, 2008.

OLSEN, R. E.; HENDERSON, R. J.; MCANDREW, B. J. The conversion of linoleic acid and linolenic acid to longer chain polyunsaturated fatty acids by Tilapia (*Oreochromis*) nilotica in vivo. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 8, n. 3, p. 261–270, 1990.

ONU, ORGANIZAÇÃO DAS NAÇÕES UNIDAS. **Transformando nosso mundo: a agenda 2030 para o Desenvolvimento Sustentável**. 2015. Disponível em:

<https://nacoesunidas.org/pos2015/agenda2030/>. Acesso em: 5 ago. 2023.

ORLANDI NETO, A. *et al.* Biology of non-native species (*Rhaphiodon vulpinus* Agassiz, 1829) (Characiformes, Cynodontidae) in a cage fish farm area, Upper Paraná River Basin, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 31, p. e9, 2019.

ORLANDI NETO, A. *et al.* Structure and composition of ichthyofauna associated with cage fish farming and compared to a control area after severe drought in a Neotropical reservoir. **Neotropical Ichthyology**, v. 20, n. 3, p. 1–17, 2022.

ORSI, M. L.; AGOSTINHO, A. A. Introdução de espécies de peixes por escapes acidentais de tanques de cultivo em rios da Bacia do Rio Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 16, n. 2, p. 557–560, 1999.

ORTEGA, J. C. G. *et al.* Fish farming as the main driver of fish introductions in Neotropical reservoirs. **Hydrobiologia**, v. 746, n. 1, p. 147–158, 2015.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998.

OTA, R. R. *et al.* Peixes da planície de inundação do alto rio Paraná e áreas adjacentes: Revised, annotated and updated. **Neotropical Ichthyology**, v. 16, n. 2, p. e170094, 2018.

ÖZDEMİR, N. S. *et al.* Neutral and polar lipid fatty acids in five families of demersal and pelagic fish from the deep Northwest Atlantic. **ICES Journal of Marine Science**, v. 76, n. 6, p. 1807–1815, 2019.

PÁDUA, S. B. *et al.* Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylidae), with description of parasite intensity score. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 443–446, 2013.

PAGLIARINI, C. D. **Dieta, aspectos metabólicos e parasitológicos de *Oreochromis niloticus* cultivados e silvestres, no reservatório de Ilha Solteira, rio Grande, SP**. 2019. 102 f. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo. 2019.

PAGLIARINI, C. D. *et al.* *Dolops carvalhoi* as a vector of *Epistylis* sp. between cultivated and wild specimens of *Oreochromis niloticus* in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 2, p. 325–329, 2019.

PAL, J. *et al.* A review on role of fish in human nutrition with special emphasis to essential fatty acid. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 2, p. 427–430, 2018.

PALA, G. *et al.* Association of *Epistylis* spp. (Ciliophora: Peritrichia) with parasitic crustaceans in farmed piava *Megaleporinus obtusidens* (Characiformes: Anostomidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 3, p. 348–353, 2018.

PALM, H. W.; DOBBERSTEIN, R. C. Occurrence of trichodinid ciliates (Peritricha: Urceolariidae) in the Kiel Fjord, Baltic Sea, and its possible use as a biological indicator. **Parasitology Research**, v. 85, p. 723–732, 1996.

PANTOJA, W. M. F. *et al.* Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus*

cultured in Brazil. **Revista MVZ Córdoba**, v. 17, n. 1, p. 2812–2819, 2012.

PAPERNA, I.; DZIKOWSKI, R. Digenea (Phylum Platyhelminthes). In: WOO, P. T. K. (Ed.). **Fish Diseases and Disorders**. 2. ed. Canada: CAB International, p. 345–390, 2006.

PARISELLE, A.; LAMBERT, A.; EUZET, L. A new type of haptor in mesoparasitic monogeneans of the genus *Enterogyrus* Paperna, 1963, with a description of *Enterogyrus foratus* n. sp. and *E. coronatus* n. sp, stomach parasites of cichlids in West Africa. **Systematic Parasitology**, v. 20, p. 211–220, 1991.

PARK, S. M. *et al.* Ultra-thin, aligned, free-standing nanofiber membranes to recapitulate multi-layered blood vessel/tissue interface for leukocyte infiltration study. **Biomaterials**, v. 169, p. 22–34, 2018.

PARK, S. G. *et al.* Characteristics of the flow field inside and around a square fish cage considering the circular swimming pattern of a farmed fish school: Laboratory experiments and field observations. **Ocean Engineering**, v. 261, p. 112097, 2022.

PARRISH. Essential fatty acids in aquatic food webs. In: KAINZ, M.; BRETT, M. T.; ARTS, M. T. (Eds.). **Lipids in Aquatic Ecosystems**. Springer Science+Business Media, LLC, p. 309–326, 2009.

PASCHOALINI, A. L. *et al.* Heavy metals accumulation and endocrine disruption in *Prochilodus argenteus* from a polluted neotropical river. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 169, p. 539–550, 2019.

PAUL, J.; SHIHAZ, A. V. H. Pancreatic steatosis: A new diagnosis and therapeutic challenge in gastroenterology. **Arquivos de Gastroenterologia**, v. 57, n. 2, p. 216–220, 2020.

PAULINO, M. G. *et al.* The impact of organochlorines and metals on wild fish living in a tropical hydroelectric reservoir: Bioaccumulation and histopathological biomarkers. **Science of the Total Environment**, v. 497–498, p. 293–306, 2014.

PAVANELLI, G. C. *et al.* **Zoonoses Humanas Transmissíveis por Peixes no Brasil**. Maringá: UniCesumar, 2015.

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

PEELER, E. J.; FEIST, S. W. Human intervention in freshwater ecosystems drives disease emergence. **Freshwater Biology**, v. 56, p. 705–716, 2011.

PIELOU, E. C. The measurement of diversity in different types of biological collections. **Journal of Theoretical Biology**, v. 13, p. 131–144, 1966.

PILECKY, M. *et al.* Omega-3 PUFA profoundly affect neural, physiological, and behavioural competences – implications for systemic changes in trophic interactions. **Biological Reviews**, v. 96, p. 2127–2145, 2021.

PINTO, H.A., MELO, A.L. Metacestodes of *Parvitaenia macropeos* (Cyclophyllidae, Gryporhynchidae) in *Australoheros facetus* (Pisces, Cichlidae) in Brazil. Neotropical Helminthological

5, 279–283, 2011a.

PINTO, H.A., MELO, A.L. Metacestodes of *Glossocercus auritus* (Cyclophyllidea, Gryporhynchidae) in *Poecilia reticulata* (Pisces, Poeciliidae) from Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 20, 161–164, 2011b.

PINTO, H. A.; WIELOCH, A. H.; DE MELO, A. L. Uma nova espécie de *Trichodina* Ehrenberg, 1838 (Ciliophora: Trichodinidae) em *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) (Mollusca: Planorbidae). *Lundiana*, v. 7, n. 2, p. 121–124, 2006.

POLEKSIC, V.; MITROVIC-TUTUNDZIC, V. Fish gills as a monitor of sublethal and chronic effects of pollution. In: MULLER, R.; LLOYD, R. (Eds.). **Sublethal and chronic effects of pollutants on freshwater fish**. Oxford. p. 339–352, 1994.

PORTINHO, J. L. *et al.* The pathways influence of agricultural expansion on water quality of fish farming in Ilha Solteira reservoir, São Paulo, Brazil. *Aquaculture*, v. 536, 2021.

RABITTO, I. S. *et al.* Effects of dietary Pb(II) and tributyltin on neotropical fish, *Hoplias malabaricus*: Histopathological and biochemical findings. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 60, p. 147–156, 2005.

RAHMATI, A. R. *et al.* World-wide prevalence of Anisakis larvae in fish and its relationship to human allergic anisakiasis: a systematic review. **Parasitology Research**, v. 119, p. 3585–3594, 2020.

RAHMATI-HOLASOO, H. *et al.* Clinico-histopathological and phylogenetic analysis of protozoan epibiont *Epistylis wuhanensis* associated with crustacean parasite *Lernaea cyprinacea* from ornamental fish in Iran. **Scientific reports**, v. 13, n. 1, p. 14065, 2023.

RAMOS, I. P., VIDOTTO-MAGNONI, A.P. CARVALHO, E.D. Influence of cage fish farming on the diet of dominant fish species of a Brazilian reservoir (Tietê River, High Paraná River basin). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 20, p. 245–252, 2008.

RAMOS, I. P. *et al.* Impactos ambientais de pisciculturas em tanques-rede sobre águas continentais brasileiras: revisão e opinião. pp. 87–98. In: Cyrino, J.E.P. *et al.* (Eds) **Tópicos especiais em biologia aquática e aquicultura** III. São Paulo, Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2010.

RAMOS, I. P. *et al.* Interference of cage fish farm on diet, condition factor and numeric abundance on wild fish in a Neotropical reservoir. **Aquaculture**, v. 414–415, p. 56–62, 2013.

RAMOS I. P. *et al.* The influence of cage farming on infection of the corvine fish *Plagioscion squamosissimus* (Perciformes: Sciaenidae) with metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Digenea: Diplostomidae) from the Chavantes reservoir, São Paulo State, **Brazilian Journal Helminthology**, v. 88, p. 342–348, 2014.

RAMOS, I. P. *et al.* Metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Digenea: Diplostomidae) em *Schizodon intermedius* (Characiformes: Anostomidade) do reservatório de Jurumirim, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 2, p. 240–243, 2016.

RAMOS, I. P. *et al.* Metacercariae of *Austrodiplostomum compactum* (Trematoda, Diplostomidae) in non-native fish species in Brazil: a possible explanation for the high rate of parasitic infection.

Anais da Academia Brasileira de Ciências, v. 92, n. suppl. 2, p. 1–10, 2020.

RASKOVIC, B. *et al.* Histological methods in the assessment of different feed effects on liver and intestine of fish. **Journal of Agricultural Sciences, Belgrade**, v. 56, n. 1, p. 87–100, 2011.

ROBERTS, R. J. **Fish pathology**. 4. ed. Oxford: Garsington Road, 2012.

ROH, H. J. *et al.* Overfeeding-induced obesity could cause potential immuno-physiological disorders in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Animals**, v. 10, p. 1–15, 2020.

ROTTA, M. A. **Aspectos gerais da fisiologia e estrutura do sistema digestivo dos peixes relacionados à piscicultura**. Embrapa, Corumbá. 49 p., 2003.

RSTUDIO TEAM. **RStudio: integrated development environment for R**. Boston, PBC. R version 4.3.0. 2022.

SABRY, R. C. *et al.* Parasitological survey of mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in the Pacoti River Estuary, Ceará State, Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 112, n. 1, p. 24–32, 2013.

SANCHES, F. H. C. *et al.* Aggressiveness overcomes body-size effects in fights staged between invasive and native fish species with overlapping niches. **PLoS ONE**, v. 7, n. 1, p. e29746, 2012.

SANTOS, R. D. *et al.* **I Diretriz brasileira de hipercolesterolemia familiar**. ProL Editio ed. Rio de Janeiro: SBC - Núcleo Interno de Publicações Produção, v. 99, 2012.

SANTOS, W. M. *et al.* Dietary protein modulates digestive enzyme activities and gene expression in red tilapia juveniles. **Animal**, v. 14, n. 9, p. 1802–1810, 2020.

SAYANOVA, O. V.; NAPIER, J. A. Eicosapentaenoic acid: Biosynthetic routes and the potential for synthesis in transgenic plants. **Phytochemistry**, v. 65, p. 147–158, 2004.

SCHOLZ, T., HARRIS, C.E. First report of Metacestodes of *Cyclusterella ralli* (Underwood and Dronen, 1986) (Cestoda: Cyclophyllidae) from the fish intermediate host *Fundulus heteroclitus* (Linnaeus, 1766) (Cyprinodontiformes: Fundulidae) from Virginia, U.S.A. **Comparative Parasitology**, v. 73, p. 130–133, 2006.

SCHOLZ, T., KUCHTA, R., SALGADO-MALDONADO, G. Cestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) from fish-eating birds in Mexico: a survey of species. **Systematic Parasitology**, v. 52, p. 171–182, 2002.

SCHOLZ, T., SALGADO-MALDONADO, G. Metacestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidae) parasitising fishes in Mexico. **Systematic Parasitology**, v. 49, p. 23–40, 2001.

SCHOLZ, T. *et al.* Larvae of gryporhynchid cestodes (Cyclophyllidae) from fish: a review. **Folia Parasitologica**, v. 51, p. 131–152, 2004.

SCHOLZ, T. *et al.* Update on the human broad tapeworm (genus *Diphyllobothrium*), including clinical relevance. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 22, p. 146–160, 2009.

SCHOLZ, T. *et al.* Invasive *Amirthingamia macracantha* (Cestoda: Cyclophyllidae) larvae infecting tilapia hybrids in Israel: a potential threat for aquaculture. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 145, p. 185–190, 2021.

SCHULTER, E. P.; VIEIRA FILHO, J. E. R. **Evolução Da Piscicultura No Brasil: Diagnóstico E Desenvolvimento Da Cadeia Produtiva De Tilápia**. Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada, Brasília: Rio de Janeiro, 2017.

SHAH, S. Q. A. *et al.* Effect of Stress Conditions on Body Composition Parameters of Farmed Rohu (*Labeo rohita*). **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 17, p. 471–476, 2017.

SHANNON, C. E. A Mathematical Theory of Communication. **The Bell System Technical Journal**, v. 27, p. 379–423, 1948.

SHERIDAN, M.A. Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 107, n.4, p.495-508, 1994.

SHINN, A. P. *et al.* A global review of problematic and pathogenic parasites of farmed tilapia. **Reviews in Aquaculture**, v. 15, n. S1, p. 92–153, 2023.

SILVA, G. F. *et al.* **Tilápia do Nilo - Criação e cultivo em viveiros no estado do Paraná**. Curitiba: GIA, 2015.

SILVA, W. M. *et al.* First record of the peritrich *Trichodina diaptomi* Basson and Van As, 1991 (Protozoa: Ciliophora) on a South American calanoid *Notodiaptomus deitersi* (Poppe, 1890) (Crustacea: Copepoda). **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 4, p. 385, 2009.

SIMPSON, E. H. Measurement of diversity. **Nature**, v. 163, p. 688, 1949.

SPISNI, E. *et al.* Hepatic steatosis in artificially fed marine teleosts. **Journal of Fish Diseases**, v. 21, p. 177–184, 1998.

STENTIFORD, G. D. *et al.* Histopathological biomarkers in estuarine fish species for the assessment of biological effects of contaminants. **Marine Environmental Research**, v. 55, p. 137–159, 2003.

SUGIYAMA, H. *et al.* Anisakiasis Annual Incidence and Causative Species, Japan, 2018-2019. **Emerging Infectious Diseases**, v. 28, n. 10, p. 2105–2108, 2022.

TANG, T. *et al.* Effects of high-fat diet on growth performance, lipid accumulation and lipid metabolism-related MicroRNA/gene expression in the liver of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). **Comparative Biochemistry and Physiology Part - B: Biochemistry and Molecular Biology**, v. Part 2 234, p. 34–40, 2019.

TEMESGEN, M. *et al.* Food and Feeding Biology of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Lake Langeno, Ethiopia. **Sustainability**, v. 14, p. 974, 2022.

TEOH, C. Y.; TURCHINI, G. M.; NG, W. K. Genetically improved farmed Nile tilapia and red hybrid tilapia showed differences in fatty acid metabolism when fed diets with added fish oil or a vegetable oil blend. **Aquaculture**, v. 312, n. 1–4, p. 126–136, 2011.

TESFAHUN, A.; TEMESGEN, M. Food and feeding habits of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) in Ethiopian water bodies: A review. **International Journal of Fisheries and Aquatic Studies**, v. 6, n. 1, p. 43–47, 2018.

THATCHER, V. E. Patologia de peixes da Amazônia Brasileira: aspectos gerais. **Acta Amazonica**, v. 11, n. 1, p. 125–140, 1981.

THATCHER, V. E. **Amazon Fish Parasites**. Bulgaria: Pensoft Publishers, 2006.

THATCHER, V. R.; BRITES NETO, J. Diagnóstico, prevenção e tratamento das enfermidades de peixes Neotropicais de água doce. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 16, n. 3, p. 111–128, 1994.

TORCHIN, M. E. *et al.* Introduced species and their missing parasites. **Nature**, v. 421, p. 628–630, 2003.

URBINATI, E. C. *et al.* Loading and transport stress of juvenile matrinxã (*Brycon cephalus*, Characidae) at various densities. **Aquaculture**, v. 229, p. 389–400, 2004.

UTTARO, A. D. Biosynthesis of polyunsaturated fatty acids in lower eukaryotes. **IUBMB Life**, v. 58, n. 10, p. 563–571, 2006.

VALENTI, W. C. *et al.* Aquaculture in Brazil: past, present and future. **Aquaculture Reports**, v. 19, p. 100611, 2021.

VALLADÃO, G. M. R. *et al.* *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3–4, p. 705–710, 2013.

VALLADÃO, G. M. R. *et al.* *Trichodina heterodentata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host-parasite relationship study. **Parasitology**, v. 141, p. 662–669, 2014.

VALLADÃO, G. M. R. Importância dos parasitos na piscicultura. Em: **Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia**. Belo Horizonte: Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, v. 101, p. 9–14, 2022.

VAN AS, J. G.; BASSON, L. A further contribution to the taxonomy of the Trichodinidae (Ciliophora: Peritrichia) and a review of the taxonomic status of some fish ectoparasitic trichodinids. **Systematic Parasitology**, v. 14, p. 157–179, 1989.

VAN DYK, J. C.; PIETERSE, G. M.; VAN VUREN, J. H. J. Histological changes in the liver of *Oreochromis mossambicus* (Cichlidae) after exposure to cadmium and zinc. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 66, p. 432–440, 2007.

VAN GEENEN, E. J. M. *et al.* Nonalcoholic fatty liver disease is related to nonalcoholic fatty pancreas disease. **Pancreas**, v. 39, n. 8, p. 1185–1190, 2010.

VENTURA, A. S. *et al.* Efeitos do parasitismo por *Ichthyophthirius multifiliis* sobre as brânquias de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (Osteichthyes: Characidae). **Medicina Veterinária (UFRPE)**, v. 12, n. 4, p. 263–269, 2018.

VIOLANTE-GONZÁLEZ, J. *et al.* Diplostomiasis in cultured and wild tilapia *Oreochromis niloticus* in Guerrero State, Mexico. **Parasitology Research**, v. 105, p. 803–807, 2009.

VITA, R. *et al.* Effects of wild fishes on waste exportation from a Mediterranean fish farm. **Marine Ecology Progress Series**, v. 277, p. 253–261, 2004.

WAGAW, S.; MENGISTOU, S.; GETAHUN, A. Diet composition and feeding habits of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in Lake Shala, Ethiopia. **Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 25, n. 1, p. 20–30, 2022.

WANG, S. *et al.* Making it new again: insight into liver development, regeneration, and disease from zebrafish research. **Current Topics in Developmental Biology**, v. 124, p. 161–195, 2017a.

WANG, T. *et al.* Omega-3 polyunsaturated fatty acids alleviate hepatic steatosis-induced inflammation through Sirt1-mediated nuclear translocation of NF- κ B p65 subunit in hepatocytes of large yellow croaker (*Larimichthys crocea*). **Fish & Shellfish Immunology**, v. 71, p. 76–82, 2017b.

WANG, J. *et al.* Effects of dietary Cu and Zn on the accumulation, oxidative stress and the expressions of immune-related genes in the livers of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Fish and Shellfish Immunology**, v. 100, p. 198–207, 2020.

WEBER, A. A. *et al.* Effects of metal contamination on liver in two fish species from a highly impacted neotropical river: A case study of the Fundão dam, Brazil. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 190, p. 110165, 2020.

WECHSLER, M. E. *et al.* Eosinophils in health and disease: a state-of-the-Art review. **Mayo Clinic Proceedings**, v. 96, n. 10, p. 2694–2707, 2021.

WEI, Y. *et al.* Saturated fatty acids induce endoplasmic reticulum stress and apoptosis independently of ceramide in liver cells. **American Journal of Physiology - Endocrinology and Metabolism**, v. 291, p. E275–E281, 2006.

WERNER, P. R. **Patologia Geral Veterinária**. 1. ed. Roca, 384 p., 2011.

WHITTAKER, R. H. Vegetation of the siskiyou mountains, Oregon and California. **Ecological Monographs**, v. 30, n. 3, p. 279–338, 1960.

WOO, P. T. K.; BUCHMAN, K. **Fish parasites: pathobiology and protection**. London: CAB International, 2012.

WORMS Editorial Board. **World Register of Marine Species**. 2024. Disponível em: <https://www.marinespecies.org/>. Acesso em 2 feb. 2024.

WORMS, 2023. **WoRMS taxon details: Cyclophyllidea**. World Register of Marine Species. Disponível em: <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=104913>. Acesso em: 23 jul 2023.

XIE, D. *et al.* Tilapia can be a Beneficial n-3 LC-PUFA source due to its high biosynthetic capacity in the liver and intestine. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 70, p. 2701–2711, 2022.

YAMADA, F. H. *et al.* Novas ocorrências de metacercária de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) (Platyhelminthes: Digenea) parasito de olhos de peixes da Bacia do rio Paraná. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 3, p. 163–166, 2008.

YANG, Z. **Development of a gas chromatographic method for profiling neutral lipids in marine samples**. 1995. 117 f. Masters thesis, Memorial University of Newfoundland. University of Newfoundland, Canadá, 1995.

YANONG, R. P. E. Nematode (Roundworm) Infections in Fish. **Series of the School of Forest, Fisheries, and Geomatics Sciences**, IFAS Extension. Cir 91, 10 p., 2006.

YOUNG, H. S. *et al.* Introduced Species, Disease Ecology, and Biodiversity–Disease Relationships. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 32, n. 1, p. 41–54, 2016.

YU, J. *et al.* Comparison of the growth performance and long-chain polyunsaturated fatty acids (LC-PUFA) biosynthetic ability of red tilapia (*Oreochromis mossambicus* ♀ × *O. niloticus* ♂) fed fish oil or vegetable oil diet at different salinities. **Aquaculture**, v. 542, p. 736899, 2021.

ZAGO, A. C. *et al.* Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary and Parasitology**, v. 23, n. 2, p. 171–178, 2014.

ZANIBONI-FILHO, E.; PEDRON, J. S.; RIBOLLI, J. Opportunities and challenges for fish culture in Brazilian reservoirs: a review. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 30, p. e302, 2018.

ZHANG, S. *et al.* Monogenean fauna of alien tilapias (Cichlidae) in south China. **Parasite**, v. 26, n. 4, p. 1–16, 2019.

ZHENG, Y. *et al.* Effects of resveratrol on lipid metabolism in liver of red tilapia *Oreochromis niloticus*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. Part C 261, p. 109408, 2022.

ZHOU, W. *et al.* Effect of dietary supplementation of *Cetobacterium somerae* XMX-1 fermentation product on gut and liver health and resistance against bacterial infection of the genetically improved farmed tilapia (GIFT, *Oreochromis niloticus*). **Fish and Shellfish Immunology**, v. 124, p. 332–342, 2022.

ZOU, C. *et al.* Saikosaponin d alleviates high-fat-diet induced hepatic steatosis in hybrid grouper (*Epinephelus lanceolatus* ♂ × *Epinephelus fuscoguttatus* ♀) by targeting AMPK/PPARα pathway. **Aquaculture**, v. 553, p. 738088, 2022.

ZULU, G. *et al.* The epidemiology of human *Taenia solium* infections: A systematic review of the distribution in Eastern and Southern Africa. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 17, n. 3, p. e0011042, 2023.