



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
INSTITUTO SOCIOAMBIENTAL E DOS RECURSOS HÍDRICOS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA E RECURSOS AQUÁTICOS TROPICAIS

CINTIA SAMIRA BEZERRA DO NASCIMENTO

**EFEITO DA FREQUÊNCIA ALIMENTAR NO DESEMPENHO E NA
EXPRESSÃO GÊNICA DE TRIPSINA E LEPTINA EM LARVAS DE
TAMBAQUI, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)**

**BELÉM
2025**

CINTIA SAMIRA BEZERRA DO NASCIMENTO

EFEITO DA FREQUÊNCIA ALIMENTAR NO DESEMPENHO E NA
EXPRESSÃO GÊNICA DE TRIPSINA E LEPTINA EM LARVAS DE
TAMBAQUI, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais, para a obtenção do título de Mestre.

Orientador: Rodrigo Takata
Coorientadores: Glauber D. A. Palheta
Fabio Carneiro Sterzelecki

BELÉM
2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

D631e do Nascimento, Cíntia Samira Bezerra
EFEITO DA FREQUÊNCIA ALIMENTAR NO DESEMPENHO E NA EXPRESSÃO GÊNICA DE
TRIPSINA E LEPTINA EM LARVAS DE TAMBAQUI, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) /
Cíntia Samira Bezerra do Nascimento. - 2025.
52 f. : il.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Aquicultura e Recursos Aquáticos
Tropicais (PPGARAT), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia,
Belém, 2025.

Orientador: Prof. Dr. Rodrigo Takata

Coorientador: Prof. Dr. Glauber David Almeida Palheta e Fabio Carneiro Sterzelecki.

1. Aquicultura; Espécie nativa; Intervalo de alimentação; Larvicultura. I. Takata, Rodrigo. *orient.* II.
Título

CDD 572.71

CINTIA SAMIRA BEZERRA DO NASCIMENTO

EFEITO DA FREQUÊNCIA ALIMENTAR NO DESEMPENHO E NA
EXPRESSÃO GÊNICA DE TRIPSINA E LEPTINA EM LARVAS DE
TAMBAQUI, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)

Dissertação apresentada à Universidade
Federal Rural da Amazônia, como parte das
exigências do Programa de Pós-Graduação
em Aquicultura e Recursos Aquáticos
Tropicais, para a obtenção do título de
Mestre.

Data: 26/02/2025

BANCA EXAMINADORA



Dr. Rodrigo Takata (Orientador)
Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro - FIPERJ

Documento assinado digitalmente
 LÍCIUS DE SÁ FREIRE
Data: 18/03/2025 14:08:42-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr. Lício de Sá-Freire (Primeiro Examinador)
Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro - FIPERJ

Documento assinado digitalmente
 RYULLER GAMA ABREU REIS
Data: 18/03/2025 10:32:17-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr. Ryuller Gama de Abreu (Segundo Examinador)
Universidade Federal do Pará – UFPA

Documento assinado digitalmente
 THIAGO MENDES DE FREITAS
Data: 19/03/2025 09:02:34-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr. Thiago Mendes de Freitas (Terceiro Examinador)
Universidade Nilton Lins

BELÉM
2025

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pela proteção, força, sabedoria e pelas oportunidades que me foram concedidas ao longo da minha trajetória. Sem sua orientação, esta conquista não teria sido possível e aos meus guias pela força e proteção.

A Universidade Federal Rural da Amazônia pela infraestrutura e oportunidade para realização pós-graduação.

A à equipe do Laboratório de Biosistemas Aquáticos Amazônicos (BIOAQUAM) pelo acolhimento, suporte e infraestrutura essenciais para o desenvolvimento desta pesquisa.

Ao Laboratório de Genética Aplicada (LGA) pelas análises de expressão gênica e pelo suporte técnico essencial para o desenvolvimento deste estudo.

Ao Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudo, fundamental para a conclusão do mestrado.

Ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais (PPGAqRAT), pela oportunidade de aprofundar meus estudos e pelo apoio acadêmico e estrutural, fundamentais para o desenvolvimento deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Rodrigo Takata pela orientação, sabedoria e comprometimento, que foram essenciais para a realização deste trabalho e por sempre compartilhar seu conhecimento de maneira cuidadosa e inspiradora, fez toda a diferença na minha trajetória acadêmica.

Aos meus coorientadores, Prof. Dr. Glauber Palheta e Fábio Sterzelecki pela coorientação, apoio contínuo, paciência e por sempre fornecerem as ferramentas necessárias para o desenvolvimento deste estudo e por construírem uma equipe que, acima de tudo, se comporta como uma família.

À minha família, Maria do Socorro, Jean Carlos, Samia Sinaria, Samili Paula e Sabrina Raiza, Nicolas Nascimento, Heitor Bezerra, Laura Bezerra pelo amor, compreensão e apoio incondicional em todos os momentos. Obrigado por serem o maior exemplo de bondade, honestidade e dedicação que tenho em minha vida. Vocês foram minha base e fonte de motivação ao longo de toda a minha jornada acadêmica.

Ao meu companheiro, Fabrício Santana, pelo companheirismo, paciência e apoio nos momentos desafiadores, sempre me incentivando a seguir em frente. A cada palavra de encorajamento e a cada gesto de dedicação, demonstrou que, com apoio, não há sonho que não possa ser alcançado.

Aos meus amigos Aldeize, Heloísa, Priscila, João, Bruna, Andreza, Edileno, agradeço a amizade e apoio durante essa jornada. Vocês tornaram os desafios mais leves e as conquistas mais especiais.

RESUMO

O tambaqui (*Colossoma macropomum*) é uma espécie endêmica da bacia Amazônica. Atualmente é a espécie nativa de maior importância e a mais produzida devido às suas características zootécnicas desejáveis para a piscicultura no Brasil. Apesar dos avanços no estudo de manejo alimentar para espécies nativas, ainda há pouca informação sobre manejos alimentares relacionados à frequência e intervalo de alimentação, e o estabelecimento de uma frequência adequada influencia na otimização das respostas zootécnicas, na eficiência da digestão e regulação da ingestão, especialmente nas fases iniciais de desenvolvimento. O presente estudo tem como objetivo avaliar o efeito da frequência alimentar no desempenho zootécnico e na expressão gênica de enzimas digestivas e de hormônios reguladores de apetite na larvicultura de tambaqui em sistema de recirculação (RAS). O experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado, com cinco tratamentos e três repetições T10(1): frequência alimentar de 10 vezes ao dia, com intervalos de 1 hora entre cada alimentação; T6(2): frequência alimentar de 6 vezes ao dia, com intervalos de 2 horas; T4(3): frequência alimentar de 4 vezes ao dia, com intervalos de 3 horas; T3(4): frequência alimentar de 3 vezes ao dia, com intervalos de 4 horas; T3(5): frequência alimentar de 3 vezes ao dia, com intervalos de 5 horas). A cada sete dias de experimento, a quantidade de alimentação foi reajustada para se adequar ao crescimento das larvas, sendo utilizado um total de 40 larvas por unidade experimental durante 42 dias. Ao final do experimento as larvas sobreviventes foram passadas por avaliação biométrica para determinação dos parâmetros de desempenho produtivo: Comprimento Total (CT), Peso (P), Ganho de Peso (GP) Ganho de Peso Diário (GPD), Taxa de Crescimento Específico (TCE), Sobrevivência (S) e Conversão Alimentar (CA). Foram coletados cinco indivíduos de cada tratamento para a análise da expressão gênica. Os resultados demonstraram que o intervalo de alimentação de 2 horas obteve desempenho superior em relação à maioria dos parâmetros analisados (CT, P, GP, GPD e TCE). A maior expressão de tripsina foi observada nas larvas alimentadas em intervalo de 3 horas. Os intervalos de alimentação de 2 e 4 horas apresentaram valores intermediários e superiores aos de 1 e 5 horas, que resultaram em uma redução na expressão de tripsina. Não houve diferença significativa na expressão de leptina. Desta forma, recomenda-se que a alimentação do tambaqui seja realizada a cada duas horas, com uma frequência alimentar de seis vezes ao dia, durante o início da alimentação com dieta inerte, visando à otimização no desempenho das larvas em RAS.

Palavra-chave: Aquicultura; Espécie nativa; Intervalo de alimentação; Larvicultura.

ABSTRACT

The tambaqui (*Colossoma macropomum*) is an endemic species of the Amazon Basin. It is currently the most important and most produced native species due to its desirable zootechnical characteristics for fish farming in Brazil. Despite advances in the study of feeding management for native species, there is still limited information on feeding management related to feeding frequency and interval, and the establishment of an adequate frequency influences the optimization of zootechnical responses, digestion efficiency, and intake regulation, especially in the early stages of development. This study aims to evaluate the effect of feeding frequency on the zootechnical performance and gene expression of digestive enzymes and appetite-regulating hormones in tambaqui larviculture in a recirculating aquaculture system (RAS). The experiment was conducted in a completely randomized design with five treatments and three replicates: T10(1): feeding frequency of 10 times a day, with 1-hour intervals between each feeding; T6(2): feeding frequency of 6 times a day, with 2-hour intervals; T4(3): feeding frequency of 4 times a day, with 3-hour intervals; T3(4): feeding frequency of 3 times a day, with 4-hour intervals; T3(5): feeding frequency of 3 times a day, with 5-hour intervals. Every seven days of the experiment, the amount of feed was readjusted to suit the growth of the larvae, using a total of 40 larvae per experimental unit over 42 days. At the end of the experiment, the surviving larvae were subjected to biometric evaluation to determine the productive performance parameters: Total Length (TL), Weight (W), Weight Gain (WG), Daily Weight Gain (DWG), Specific Growth Rate (SGR), Survival (S), and Feed Conversion Ratio (FCR). Five individuals from each treatment were collected for gene expression analysis. The results demonstrated that the 2-hour feeding interval had superior performance in relation to most of the analyzed parameters (TL, W, WG, DWG, and SGR). The highest trypsin expression was observed in larvae fed at 3-hour intervals. The feeding intervals of 2 and 4 hours showed intermediate and superior values to those of 1 and 5 hours, which resulted in a reduction in trypsin expression. There was no significant difference in leptin expression. Thus, it is recommended that tambaqui be fed every two hours, with a feeding frequency of six times a day, during the early stages of feeding with an inert diet, aiming to optimize larviculture performance in RAS.

Keywords: Aquaculture; Native species; Feeding interval; Larviculture.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Espécime de tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	13
Figura 2: Representação do Sistema de recirculação de água	17
Figura 3: Esquema experimental dos intervalos de alimentação para tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	25
Figura 4: Unidade experimental de recirculação de água	26
Figura 5: Equipamentos de qualidade de água	27
Figura 6: Processo biométrico de larvas de tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	28
Figura 7: Preparação de amostras para expressão gênica de tripsina e leptina.....	30
Figura 8: Peso e Comprimento Total de larvas de tambaqui submetidos a intervalos de alimentação (1h, 2h, 3h, 4h e 5h) ao longo de 42 dias	32
Figura 9: Expressão Relativa da tripsina em larvas de tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>) submetidos a intervalos de alimentação (1h, 2h, 3h, 4h e 5h) ao longo de 42 dias	32

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Sequência de oligonucleotídeos e números de acesso do GenBank dos primers forward (F) e reverse (R) utilizados para quantificação relativa da expressão dos genes tripsina e leptina 29

Tabela 2: Valores médios $\pm$ desvio padrão das variáveis biométricas de larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) ao longo de 42 dias 31

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 REVISÃO DE LITERATURA	11
2.1 Panorama da aquicultura: mundial e brasileira.....	11
2.2 Descrição da espécie: <i>Colossoma macropomum</i> (Cuvier, 1816).....	12
2.2.1 Alimentação e Nutrição	14
2.2.2 Reprodução.....	15
2.3 Sistema de recirculação de água (RAS).....	16
2.4 Larvicultura e Manejo alimentar	17
2.5 Frequência alimentar	19
2.6 Expressão gênica	22
2.6.1 Expressão gênica de enzimas digestivas	22
2.6.2 Expressão gênica de hormônios reguladores de ingestão alimentar.....	23
3 OBJETIVOS	24
3.1 Objetivo Geral.....	24
3.2 Objetivos Específicos	24
4 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	24
4.1 Peixes e condições experimentais	24
4.2 Qualidade de água	26
4.3 Desempenho produtivo	27
4.4 Análise de expressão gênica.....	28
4.5 Análise estatística	30
5. RESULTADOS.....	30
5.1. Desempenho	30
5.2. Análise de expressão gênica	32
6. DISCUSSÃO	33
6.1 Desempenho	33
6.2. Expressão gênica	35
7. CONCLUSÃO	37
REFERÊNCIAS	38

1 INTRODUÇÃO

Dentro das vertentes da aquicultura, a piscicultura continental tem se destacado como uma das atividades de maior relevância no cenário nacional (SCHULTER e VIEIRA FILHO, 2017). Entre as espécies nativas de maior importância, destaca-se o tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) por apresentar características zootécnicas que são desejáveis para a piscicultura, como alta rusticidade, rápido crescimento e fácil adaptação a diversos sistemas de produção (BARÇANTE e DE SOUSA, 2015; CASTRO *et al.*, 2019).

Dentre os sistemas empregados, o tambaqui tem demonstrado boa adaptação e índices satisfatórios de desempenho produtivo em suas fases de criação em sistema de recirculação de água (SANTOS *et al.*, 2021; 2022). Este sistema otimiza o uso dos recursos hídricos ao reutilizar a água ao longo do ciclo de produção, resultando na utilização de volumes menores de água e, consequentemente, na redução do descarte de efluentes. (VAN RIJN, 2013; BREGNBALLE, 2022).

O Brasil dispõe de uma enorme diversidade de espécies com potencial zootécnico e mercadológico para piscicultura (BRASIL, 2013b; BRABO *et al.*, 2016). No entanto, os principais fatores limitantes para o seu desenvolvimento, ainda estão relacionados a protocolos de reprodução, larvicultura, condições físico-químicas da água, manejos alimentares e exigências nutricionais. Que são aspectos importantes quando se visa o melhor desempenho produtivo dos animais, desde o início do ciclo, principalmente na fase de larvicultura (PORTELLA *et al.*, 2014; SANTOS *et al.*, 2016; CAMPELO *et al.*, 2020).

Estudos relacionados ao aprimoramento de técnicas de alimentação são fundamentais para viabilizar a criação de espécies nativas, principalmente nas fases iniciais de desenvolvimento. O uso de estratégias de alimentação adequada não apenas otimiza o desempenho zootécnico, como também contribui para ganhos econômicos, além de reduzir o desperdício de ração e do descarte de efluentes produzidos durante o processo produtivo (CARNEIRO e MIKOS, 2005; FRASCA-SCORVO *et al.*, 2007; POUEY *et al.*, 2012).

Em um empreendimento aquícola, a ração é o insumo que mais onera a produção, que pode corresponder até 80 % do custo total (FAO, 2020; BRABO *et al.*, 2021). Diante disso, definir estratégias alimentares, visando a otimização em ganhos produtivos devem ser elaboradas de maneira que não comprometam o desenvolvimento dos peixes e, ao mesmo tempo reduzir os custos com alimentação (Da SILVA *et al.*, 2020). Uma vez que, disponibilizar alimentos em frequências inadequadas e intervalos inferiores ao tempo necessário para o retorno do apetite, pode promover sobrecarga intestinal, comprometendo a eficiência de

assimilação dos nutrientes da dieta pelos peixes, principalmente nas fases iniciais de desenvolvimento, quando as larvas possuem um sistema digestivo curto e o alimento permanece no trato digestivo por um período reduzido, resultando em uma absorção limitada dos nutrientes (LEE *et al.*, 2000). (RICHE *et al.*, 2004).

Regimes de alimentação ideais foram estabelecidos para diversas espécies de peixes, como tambaqui e outras espécies (SILVA *et al.*, 2007; CORRÊA *et al.*, 2009; SOUZA *et al.*, 2014; SANTOS *et al.*, 2015; RODRIGUES *et al.*, 2019; GUILHERME *et al.*, 2022). No entanto, embora muitos estudos tenham avaliado o impacto de regimes alimentares em juvenis e adultos de tambaqui, há uma escassez de investigações que abordem de forma detalhada esses efeitos nas fases iniciais de desenvolvimento, especialmente durante a primeira alimentação com dieta inerte, momento crítico em que o peixe recebe ração comercial pela primeira vez.

O período de alimentação e o intervalo disponível para ingestão estão relacionados aos mecanismos fisiológicos que regulam a secreção de enzimas digestivas e hormônios, influenciando, assim, a frequência alimentar em diversas espécies de peixes e possíveis consequências na eficiência da digestão e retenção de nutrientes (BOUJARD e LEATHERLAND, 1992; NRC, 2011; GILANNEJAD *et al.*, 2019).

Em peixes, estudos acerca da expressão gênica de enzimas digestivas e dos hormônios reguladores de apetite assume uma importância significativa para a compreensão dos processos fisiológicos relacionados à alimentação e ao metabolismo desses animais. As enzimas digestivas desempenham um papel fundamental, assegurando eficientemente a digestão e absorção adequada dos nutrientes da dieta pelos peixes. Por outro lado, os hormônios reguladores de apetite exercem influência sobre os comportamentos alimentares, a ingestão de alimentos e a homeostase energética, contribuindo também para a liberação de hormônios de crescimento. Essa pesquisa, torna-se essencial para o desenvolvimento de práticas de manejo alimentar eficazes, dada sua influência direta nos parâmetros de desempenho produtivo desses animais (KORBONITS *et al.*, 2004; VOLKOFF *et al.*, 2005; MAZUMDAR *et al.*, 2006; KAIYA *et al.*, 2008; VOLKOFF *et al.*, 2010; MATSUDA *et al.*, 2012).

Apesar da importância do tambaqui para a piscicultura nacional, a espécie é predominantemente produzida em sistemas de baixa tecnologia, como os sistemas extensivo e semi-intensivo, embora tenha demonstrado boa adaptação e bons índices de desempenho zootécnico em sistemas de recirculação de água (RAS). No entanto, sua produção em sistemas intensivos como o RAS esbarra na escassez de informações científicas sobre manejos alimentares, principalmente no que se refere à frequência e aos intervalos de alimentação e como esse manejo alimentar influencia na expressão gênica de enzimas digestivas, como a

tripsina, fundamental para a eficiência na digestão e absorção de nutrientes, e de hormônios reguladores de apetite, como a leptina que desempenha um papel crucial na regulação da ingestão alimentar durante a fase inicial de alimentação com dieta inerte, destacando a necessidade de mais pesquisas para determinar os regimes alimentares mais eficientes.

Dessa forma, o presente estudo tem como objetivo avaliar o efeito da frequência alimentar no desempenho zootécnico e na expressão gênica da tripsina e leptina em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*).

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Panorama da aquicultura: mundial e brasileira

Em 2022, a produção mundial da aquicultura atingiu 94,4 milhões de toneladas, sendo responsável por 51% da produção mundial de animais aquáticos e contribuindo com 296 bilhões de dólares (FAO, 2024). No cenário nacional, a produção de peixes em cativeiro é uma das atividades agropecuárias que mais cresce no setor de produção de proteína animal. Esse crescimento é impulsionado pelo aprimoramento de toda a cadeia produtiva, crescimento do mercado consumidor e desenvolvimento de políticas públicas (RORIZ; 2017; PEIXE BR, 2024). Na aquicultura brasileira, o ramo de maior destaque é a piscicultura continental, segmento com a contribuição mais significativa, seguido da carcinicultura marinha e a malacocultura, sendo praticadas em diversos ambientes e utilizando várias estratégias de produção (BRASIL, 2013a; BRABO *et al.*, 2016).

O Brasil é considerado um dos países com maior potencial para o desenvolvimento da aquicultura, com ênfase na criação de peixes de água doce, por ter em especial a disponibilidade de recursos hídricos, topografia, condições climáticas favoráveis e grande diversidade de espécies com potencial zootécnico e mercadológico (BRASIL, 2013b; BRABO *et al.*, 2016; NOVO *et al.*, 2022). O que lhe confere a 13ª posição no ranking mundial de produção de peixes de cativeiro e a 8ª na produção de peixes de água doce (FAO, 2020).

É inegável o potencial aquícola brasileiro, porém um dos maiores entraves ao desenvolvimento da piscicultura é a falta de pacotes tecnológicos bem estruturados a fim de estimular a produção de espécies nativas, baixa qualidade de assistência técnica, elevados custos de produção e dificuldade de obtenção da licença ambiental, que impossibilita o acesso a linhas de créditos para investimento e custeio (BRABO., 2016). Impasses que devem ser superados para atender de forma satisfatória a demanda do mercado da aquicultura e obter maiores volumes de produção (KUBITZA., 2012; BRITO *et al.*, 2019).

No ano de 2023, o Brasil produziu cerca de 887.026 toneladas de peixes de cativeiro, com crescimento de 3,1 % sobre as 860.355 toneladas produzidas em 2022, de acordo com o levantamento da Associação Brasileira da Piscicultura (PEIXE BR, 2024). A Principal espécie em destaque no ano de 2023 foi a tilápia (*Oreochromis niloticus*), atingindo 579.080 toneladas e contribuindo 65,3 % na produção nacional total de peixes de cativeiro. Diante disso, lhe rendeu a 4ª posição entre os maiores produtores de tilápia no mundo, com destaque ao estado do Paraná, que ocupa 1ª posição (PEIXE BR, 2024).

O segundo grupo de peixes mais produzidos no Brasil são os peixes nativos, que tiveram sua produção no ano de 2023 de 263.479 toneladas, 1,3 % inferior ao ano anterior, que correspondeu a 267.060 toneladas, com destaque para o tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), e os híbridos tambacu (♀ *Colossoma macropomum* x ♂ *Piaractus mesopotamicus*) e tambatinga (♀ *Colossoma macropomum* x ♂ *Piaractus brachipomus*). Entre os estados produtores, Rondônia mantém-se na liderança no segmento de peixes nativos com uma produção de 56.500 toneladas, em sequência, Mato Grosso com 40.500 toneladas, Maranhão com 38.343 toneladas, Pará com 23.200 toneladas e Amazonas com toneladas 20.500 (PEIXE BR, 2024).

2.2 Descrição da espécie: *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)

Dentre as espécies nativas de maior importância para a piscicultura continental no Brasil, destaca-se o tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) (Figura 1). É um peixe pertencente à classe Actinopterygii, ordem Characiformes e família Characidae, de água doce, endêmico das bacias dos rios Amazonas, Orinoco e seus efluentes, amplamente distribuído por toda parte tropical da América do Sul e na Amazônia Central. No Rio Amazonas, é comumente encontrado da foz do rio Xingu, no Estado do Pará, até o médio rio Ucaiali, no Peru (ARAÚJO-LIMA; GOULDING, 1997; ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005).

Essa espécie é a maior representante da ordem Characiforme da Bacia Amazônica, sendo considerado o segundo maior peixe de escamas da América do Sul, depois do pirarucu (*Arapaima gigas*). Em seu habitat natural, os adultos podem chegar até 100 cm de comprimento e pesar até 30 kg (ARAÚJOLIMA e GOULDING, 1998; ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005; PENNA *et al.*, 2005).

Figura 1. Espécime de tambaqui (*C. macropomum*).



Fonte: Nascimento (2024).

Atualmente é a espécie nativa mais produzida no Brasil, devido suas características zootécnicas que são desejáveis para a piscicultura, como alta rusticidade, rápido crescimento, fácil adaptação a condições de criação e a diversos sistemas de produção empregados, hábito alimentar onívoro que permite fácil aceitação de ração comercial, oferta de formas jovens ao longo do ano e boa aceitação do mercado consumidor (NUNES *et al.*, 2006; BARÇANTE & de SOUSA, 2015; WOYNÁROVICH e VAN ANROOY, 2019; CASTRO *et al.*, 2019).

Esta espécie apresenta hábitos pelágicos, possui preferência por águas ricas em nutrientes, com condições físico-químicas estáveis em toda a coluna de água, próxima à margem com variações de pH entre 4,0 e 6,0 e temperatura entre 25 e 34 °C e a concentração de oxigênio superior a 4 mg/L (JUNK, 1973; RICHEY, 1986). Uma característica importante da espécie é a capacidade de resistir a baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água (1 mg L⁻¹). Em situações com condições de hipóxia, dispõe de adaptações morfológicas, como a expansão do lábio inferior, que lhe permite captar oxigênio na camada superficial da água (ALMEIDA e VAL, 1995, ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005).

Suas características morfológicas incluem um corpo alongado, romboidal com mancha escura na região mediana do corpo, e uma coloração mais clara na região ventral. Possuem nadadeira adiposa curta raiada, dentes molariformes robustos o que facilita a quebra de frutos e sementes, e rastros branquiais longos e numerosos que são características de espécies zooplancófagas. No entanto, suas características variam de acordo com o habitat e fase de vida do animal (ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1998; SANTOS *et al.*, 2006; MELLO *et al.*, 2015; OLIVEIRA *et al.*, 2019).

O sistema gastrointestinal do tambaqui se divide em cavidade bucofaringeana, esôfago e estômago, intestino médio ou anterior (primeira porção do intestino), e intestino posterior (porção final do trato, o reto) (ROTTA *et al.*, 2003, ZAVALA-CAMIN, 1996). Que são

responsáveis pela ingestão, digestão mecânica e química e absorção dos nutrientes (KHOJASTEH *et al.*, 2012; SILVA *et al.*, 2016).

A espécie apresenta estômago bem definido, longo e muito flexível, sendo constituído por três regiões: cárdica, cecal e pilórica. Essas regiões desempenham um papel fundamental na trituração e digestão dos alimentos. Além disso, o intestino do tambaqui é relativamente extenso, medindo aproximadamente de 2,0 a 2,5 vezes o comprimento do próprio animal (GOULDING e CARVALHO, 1982). Os peixes apresentam múltiplas adaptações no trato digestório, fato relacionado a ocupação das espécies na cadeia alimentar, seu habitat e estágio de desenvolvimento (ROTTA *et al.*, 2003, BANAN-KHOJASTEH *et al.*, 2012;).

2.2.1 Alimentação e Nutrição

O hábito alimentar do tambaqui é caracterizado como onívoro com tendência a herbívoro, filtrador e frugívoro, que garante à espécie a capacidade de metabolizar proteína de origem animal e vegetal (LOPERA-BARRERO *et al.*, 2011, OLIVEIRA *et al.*, 2019). Na natureza as larvas alimentam-se de zooplâncton (cladóceros, rotíferos, copépodes), e com uma semana de vida, passam a se alimentar de pequenos invertebrados e material vegetal (ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1998; SANTOS *et al.*, 2006; MORAIS *et al.*, 2017).

A alimentação dos adultos varia de acordo com o regime das chuvas, durante a enchente e cheia se alimentam basicamente de frutas e sementes as margens dos rios, ocorrendo menor consumo de proteína e maior ingestão de carboidratos, fibras e pequenas variações para lipídios. Além disso, a dieta inclui zooplâncton como uma fonte complementar de alimento (GOULDING e CARVALHO, 1982; RODRIGUES *et al.*, 2014).

Durante a vazante e seca sua alimentação diminui em decorrência da escassez de alimento e passam a se alimentar ocasionalmente de folhas e caules moles. Essa ampla flexibilidade alimentar permite que o tambaqui se adapte às variações na disponibilidade de alimentos ao longo do ano (VILLACORTA-CORREA e SAINT-PAUL, 1999; BARTHEM e FABRÉ, 2004; ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005; RODRIGUES *et al.*, 2014; MORAES *et al.*, 2016; ABELHA *et al.*, 2018).

Em ambiente de cativeiro, sua nutrição é baseada no uso de rações comerciais, com teores específicos de proteína bruta e energia, seguindo estratégias alimentares que variam conforme a fase de desenvolvimento, as necessidades nutricionais da espécie e o sistema de produção (VAN DER MEER, 1997). O tambaqui, devido a sua plasticidade trófica, é capaz de digerir e metabolizar proteína de origem animal e vegetal. Diante disso, quando mantidos em ambiente confinado, sua exigência nutricional é menor quando comparada com espécies

carnívoras, podendo receber níveis menores de proteína bruta na dieta, aceitando uma maior quantidade de proteína vegetal e, consequentemente, reduzindo o custo de produção, sem causar efeitos negativos nos indicadores de desempenho produtivo (SANTOS *et al.*, 2013; CORREA e da SILVA., 2022).

Durante todo o ciclo produtivo, as espécies necessitam de diferentes teores de nutrientes em sua dieta, que dependem da exigência nutricional de acordo com a fase de desenvolvimento e a capacidade do animal em digerir e absorver de forma eficiente os nutrientes dos alimentos (VAN DER MEER *et al.*, 1997; SANTOS *et al.*, 2013; DE CASTRO *et al.*, 2022). De acordo com Correa & da Silva. (2022), os teores de proteína na ração comercial são inversamente proporcionais ao crescimento dos peixes. As larvas, em seu estágio inicial, necessitam de altos níveis de proteína bruta para atender a sua alta taxa de crescimento e para formação de tecidos, essa exigência fica em torno de 40% proteína bruta. Conforme o seu crescimento, a sua exigência por proteína é gradativamente reduzida para menos 28% e a demanda energética aumenta (DAIRIKI & SILVA., 2011).

Para a produção de tambaqui em viveiro escavado, durante a fase de alevinagem (0,5–7,0g), os peixes demandam por altas taxas e frequências alimentares para o seu desenvolvimento. Diante disso, é utilizado ração farelada contendo 55% de proteína bruta, com taxa alimentar de 10 a 20 % do peso vivo, com frequência de até seis vezes ao dia. Para a fase de recria (7 a 298 g), utilizam uma ração com menores teores de proteína bruta, com níveis entre 40 e 28%, com taxa de 7,7% do peso vivo inicialmente e sendo reduzida para 2 % na fase final e uma frequência de arraçoamento de quatro vezes ao dia. Para a fase de engorda (300g), sugere uma alimentação com ração de 28 % de proteína bruta, taxa de alimentação de 2 a 0,8 % do peso vivo e frequência alimentar de duas vezes diárias (IZEL E MELO *et al.*, 2004).

2.2.2 Reprodução

Por ser um peixe reofílico, na natureza, sua reprodução ocorre na época das chuvas, quando acontece a migração dos reprodutores, deixando a várzea na vazante e migram contra a corrente subindo o rio principal e seus afluentes (COX-FERNANDES, 1997; ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1998). A desova acontece no início da enchente, na vegetação marginal e permanecem no canal do rio até que inunde as florestas (BARTHEM e FABRÉ, 2004; ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005; MORAIS, 2016).

Em sistemas de criação, sua reprodução acontece por meio de protocolos de reprodução induzida com a utilização de substâncias análogas aos estímulos hormonais intrínsecos. Os mais utilizados são: extrato bruto de hipófise de carpas (EBHC), o LHRHa (análogo do LHRH,

superativo, liberador do hormônio luteinizante, nonapeptídeo) e o LHRH comum (cópia sintética do LHRH natural, decapeptídeo) (ANDRADE *et al.*, 2003; MYLONAS *et al.*, 2010).

2.3 Sistema de recirculação de água (RAS)

Os sistemas produtivos aquícolas podem ser classificados de acordo com suas especificidades, rentabilidade e finalidade, pela intensificação da produção (sistema extensivos, semi-intensivos e intensivos), e quanto a utilização dos recursos hídricos (sistema aberto, semi-fechado e fechado) (LANDAU, 1992; LAWSON, 1994; CREPALDI *et al.*, 2006, MIRANDA *et al.*, 2012).

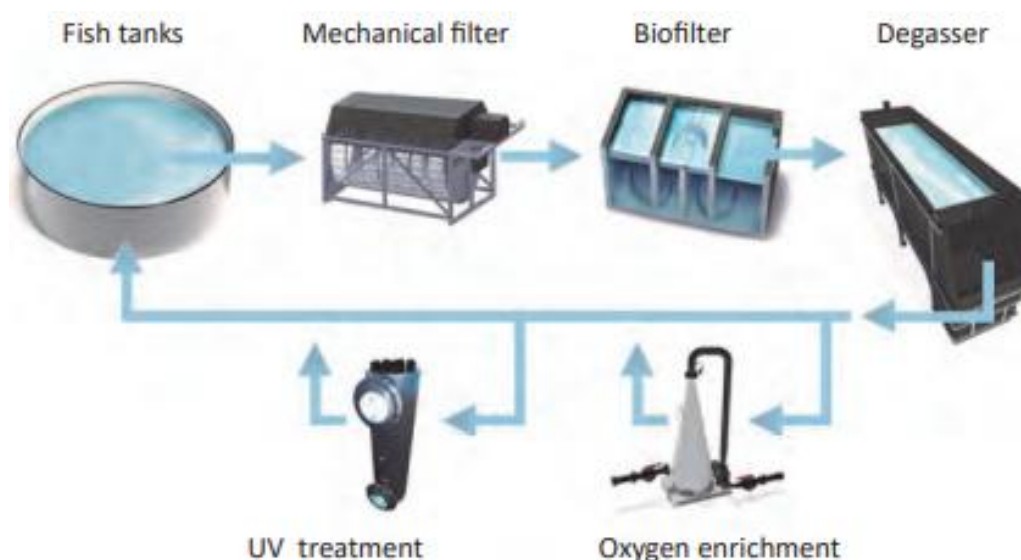
Dentre os sistemas alternativos, os sistemas de recirculação para aquicultura (RAS – Recirculation Aquaculture System) vem sendo bastante utilizados na criação de várias espécies. A intensificação da produção é impulsionada pelo emprego de tecnologias e a capacidade do sistema em otimizar o uso de espaço e a reutilização da água após tratamentos, que envolvem a aplicação de filtros mecânicos e biológicos (BREGNBALLE, 2015, 2022; de SOUZA *et al.*, 2022). As espécies que contribuem significativamente para a piscicultura continental, como o tambaqui (*C. macropomum*), tilápia do Nilo (*O. niloticus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e jundiá (*Rhamdia quelen*), apresentaram boa adaptação e bons índices de desempenho produtivos nas suas diferentes fases de criação em sistema de recirculação de água (AIRES, 2019; SANTOS *et al.*, 2021; de SOUZA *et al.*, 2022; SANTOS *et al.*, 2022).

O RAS consiste na utilização de um menor volume de água ao longo do ciclo de produção, resultando na redução do descarte de efluentes produzidos durante o processo produtivo. O que minimiza os riscos de disseminação de doenças, modificação do habitat, impactos genéticos e diminuição da biodiversidade no ecossistema receptor, que pode ser causado eventualmente pela introdução de espécies exóticas na natureza e gerando menos impacto ambiental quando comparado com outros sistemas de produção, como viveiros escavados e tanques-redes, que é um dos principais entraves na instalação de empreendimentos aquícolas (VAN GORDER, 1994; ZHANG *et al.*, 2011).

Por ser um sistema fechado, permite um controle mais rigoroso nas variáveis de qualidade de água, evitando a contaminação por poluentes eventualmente presentes nas fontes de captação de água, o que assegura uma produção estável, de acordo com as necessidades das espécies, tornando-a mais sustentável e altamente produtiva, sem comprometer o desempenho zootécnico dos animais (LAWSON, 1995; TAL *et al.*, 2009; MARTINS *et al.*, 2010; FERRI, ROCHA e BRAZ FILHO, 2018; BREGNBALLE, 2022).

O sistema de recirculação é composto por tanques de criação, um filtro mecânico e um biológico. A água proveniente da produção passa por uma etapa de filtragem mecânica para reter os sólidos suspensos e matéria orgânica dissolvida. Em seguida, é direcionada para o filtro biológico, onde ocorre a remoção de partículas finas e conversão de compostos nitrogenados tóxicos, por meio do processo de nitrificação, realizado por bactérias nitrificantes presentes no biofiltro. Antes de retornar ao sistema por meio de bombeamento, a água passa um processo de degaseificação para remoção do dióxido de carbono e é submetida ao processo de aeração para restabelecer de níveis de oxigênio na água (Figura 2) (KUBITZA, 2006; HAYASHI *et al.*, 2008; BREGNBALLE, 2022). Além disso, outros equipamentos podem ser instalados no sistema para aumentar a eficiência no processo de tratamento de água, como utilização de luz ultravioleta, tratamento por ozônio e reatores de desnitrificação (SILVA *et al.*, 2013; BREGNBALLE, 2022).

Figura 2. Sistema de recirculação.



Fonte: Bregnballe 2022.

2.4 Larvicultura e Manejo alimentar

Na produção de peixes, a fase de larvicultura corresponde a fase mais importante e crítica, na qual constitui-se a fase inicial de desenvolvimento do animal, em que apresentam maior vulnerabilidade as condições de criação, geralmente associado a altas taxas de mortalidade e baixo crescimento em decorrência da utilização de manejos inadequados (ABE *et al.*, 2016; EIRAS *et al.*, 2019; SANTOS *et al.*, 2021).

Um dos fatores cruciais para o sucesso da larvicultura é a determinação de manejos alimentares adequados que promovam maiores taxa de sobrevivência e melhor desenvolvimento das larvas (PEREIRA *et al.*, 2016; CAMPELO *et al.*, 2019). Dentre os

manejos empregados, nas diferentes fases de vida do animal, a densidade de estocagem, a taxa de alimentação e a frequência alimentar e intervalos de alimentação são parâmetros que interferem nos índices de sobrevivência e crescimento dos indivíduos (LUZ e PORTELLA, 2005a; ABE *et al.*, 2016). Quando os manejos alimentares são adotados de forma adequada, possibilitam a obtenção de bons índices de desempenho produtivo, garantem altas taxas de crescimento, sobrevivência, conversão alimentar e diminuição do custo de produção (LUZ & PORTELLA 2005b; CHO *et al.*, 2003; ABE *et al.*, 2015; DING *et al.*, 2017).

A alimentação é um dos principais fatores que influenciam o desempenho de crescimento e a sobrevivência dos peixes (FEIDEN *et al.*, 2006). Nesse contexto, a frequência alimentar e a quantidade de alimento vivo desempenham papéis cruciais na larvicultura, especialmente durante as fases iniciais de desenvolvimento das larvas. Estudos destacam que o fornecimento de alimento vivo, como a *Artemia* sp., é indispensável durante essa etapa, devido à sua capacidade de fornecer nutrientes de alta qualidade e de estimular a produção de enzimas digestivas, otimizando os processos de digestão (LUZ e PORTELLA, 2005; NEU *et al.*, 2011; GOMES *et al.*, 2022).

Além disso, a frequência de alimentação deve ser ajustada para otimizar a ingestão de alimentos, uma vez que larvas apresentam taxas de crescimento superiores e capacidades digestivas limitadas em comparação com outros estágios de desenvolvimento, tornando-se necessário fornecer alimentações em maior frequência ao longo do dia, para atender às suas necessidades nutricionais e promover um crescimento adequado (XIE *et al.*, 2011; PEDREIRA *et al.*, 2015. EIRAS *et al.*, 2019).

A utilização de água levemente salinizada, com concentração em torno de 2 g/L, tem sido amplamente considerada como uma estratégia eficaz para potencializar o desempenho zootécnico na larvicultura de tambaqui (*C. macropomum*). Conforme demonstrado por Jomori *et al.* (2013), essa condição promoveu um crescimento larval até 2,8 vezes superior ao observado em sistemas com água doce, sugerindo que a salinidade moderada exerce efeitos positivos na eficiência alimentar e nos parâmetros de sobrevivência. De forma geral, as larvas receberam 500 náuplios por larva nos primeiros cinco dias e 750 náuplios do sexto ao décimo dia, em três refeições diárias (8:00, 13:00 e 17:00) (JOMORI *et al.*, 2013)

Para a determinação do melhor manejo alimentar deve se considerar as características anatômica e fisiológica do trato digestivo das espécies de interesse, sua adaptação ao ambiente confinado, sistema de criação empregado, condições climáticas da região, utilização de alimentos de alta qualidade e quantidades que atendam às exigências nutricionais e possibilitem

um maior aproveitamento dos nutrientes, para que o produtor tenha maior êxito na eficiência alimentar e produtividade (SILVA e FUJIMOTO, 2015; PAULINO *et al.*, 2018).

2.5 Frequência alimentar

Por definição, a frequência alimentar corresponde o número de alimentações fornecidas aos animais durante o dia, manejo relacionado as exigências nutricionais da espécie e que podem variar com a idade, espécie, hábito alimentar, ambiente, sistema de criação e composição do alimento (CANTIZANI, 2013; RIBEIRO *et al.*, 2012). Este fator influencia diretamente sobre o comportamento dos indivíduos, o que induz os peixes a se alimentarem em horários pré-determinados. Isso resulta em maior uniformidade do lote, aumento do ganho de peso, melhor composição corporal, altas taxas de sobrevivência e uma redução da conversão alimentar, em virtude que, a eficiência alimentar está atrelada à qualidade do alimento e quantidade fornecida (CARNEIRO e MIKOS, 2005; VOLKOF e PETER, 2006; CHAGAS *et al.*, 2007; EIRAS, 2016).

A determinação da adequada frequência de alimentação é considerada uma característica espécie-específica, uma vez que afeta a nutrição dos organismos de forma distintas, variando de fase de vida. Os peixes demandam de menos ou mais números de alimentações para atender suas condições metabólicas e muda em decorrência as variáveis físico-químicas da água (THOMASSEN e FJÆRA, 1996; XIE *et al.*, 2011; SANTOS *et al.*, 2015; PAULA *et al.*, 2020).

No sistema de criação, a frequência alimentar deve ser bem avaliada, uma vez que uma alta frequência pode reduzir a quantidade de alimento fornecido em cada alimentação, tornando indivíduos dominantes e influenciando na uniformidade do lote, podendo ocasionar problemas de escalonamento de produção (HAYASHI *et al.*, 2004). A ingestão excessiva do alimento resulta em aumento do custo de produção e contribui para a deterioração da qualidade da água decorrente da maior liberação de compostos nitrogenados pelos animais (WANG *et al.*, 1998; LUZ e PORTELA *et al.*, 2005b; BISWAS *et al.*, 2006; ZUANON *et al.*, 2011). Por outro lado, quando os peixes são alimentados com quantidade abaixo do ideal e com baixa frequência alimentar, seu crescimento e eficiência alimentar são prejudicados, afetando assim a sanidade e sobrevivência dos animais, uma vez que, não atendem às suas necessidades nutricionais diárias (LUZ & PORTELA, 2005b).

A temperatura influencia diretamente no metabolismo das espécies e no número de alimentações a serem ofertadas durante o dia. Quando ocorre uma queda na temperatura da água, o metabolismo dos peixes é reduzido, diante disso, o consumo é menor, e

consequentemente, a frequência alimentar também (RIBEIRO *et al.*, 2012). Outro aspecto relevante a ser considerado é a fase de desenvolvimento dos animais. Durante as fases de larvas e juvenil ocorre uma maior atividade metabólica e menor capacidade digestiva, o que demandam em uma maior frequência de alimentação quando comparada com outras fases do ciclo de vida (FOLKVORD & OTTERA, 1993; CARNEIRO *et al.*, 2005; XIE *et al.*, 2011).

Na tentativa de obter melhores índices de desempenho, viabilidade econômica e rentabilidade para o empreendimento, estudos vêm sendo desenvolvidos para determinar a melhor frequência e intervalos de alimentação nas fases de desenvolvimento dos animais e nos sistemas de produção.

Thongprajukaew *et al.* (2017) conduziram um estudo para investigar os efeitos de frequências de alimentação nos parâmetros zootécnicos e na atividade de enzimas digestivas de juvenis de tilápia do Nilo (*O. niloticus*) com peso médio ($11,81 \pm 0,23$ g). Os autores consideraram as frequências diárias de alimentação: uma vez às 06h, duas vezes (às 06h e 12h ou às 06h e 18h), e três vezes (às 06h, 12h e 18h). Os resultados indicaram que os peixes podem ser alimentados duas vezes ao dia, com intervalos maiores, sem que isso tenha efeitos adversos no desempenho produtivo. Uma vez que resultou em taxas de crescimento específico satisfatórias, superiores à frequência testada de uma vez ao dia. Para todos os tratamentos, foi fornecido ração contendo 18% de proteína bruta.

Santos *et al.* (2015), estudaram duas frequências alimentares (quatro e seis vezes ao dia) e três taxas de arraçoamento (6, 9 e 12% PV dia⁻¹) para juvenis de tilápia-do-Nilo com peso médio inicial de $0,57 \pm 0,20$ g. Os autores relataram o melhor desempenho dos animais quando alimentados com a frequência de quatro vezes ao dia e com nível de arraçoamento de 9% PV dia⁻¹. Para todos os tratamentos, os peixes foram alimentados com ração contendo 48% de proteína bruta.

Daudpota *et al.* (2016) avaliaram o efeito de quatro frequências alimentares (duas, três, quatro e cinco vezes ao dia) no crescimento de juvenis de tilápia do Nilo com peso inicial de 1,0 a 5,8 g criados em tanques de polietileno. Os autores verificaram que os maiores índices de desempenho produtivo, ganho de peso, conversão alimentar, taxa de crescimento específico e eficiência alimentar foram referentes aos animais alimentados com a frequência de quatro vezes ao dia e com dieta de 35% de proteína bruta.

Em estudos com juvenis de tambaqui de peso médio $2,67 \pm 1,13$ g, alimentados com duas frequências alimentares (duas e três vezes ao dia, às 8h e 16h, e às 8h, 12h e 16h, respectivamente), com duas taxas de alimentação (5 e 10% do PV dia⁻¹), durante a primeira fase de crescimento em tanque-rede, apontou-se que a taxa de alimentação de 10%, e com uma

frequência de três vezes ao dia, (às 8h, 12h e 16h), promoveu maiores índices de desempenho produtivo para comprimento final, peso final, taxa de crescimento específico para comprimento e peso. Para todos os tratamentos, foi fornecido ração contendo 34 % de proteína bruta (SILVA *et al.*, 2007).

Para juvenis de tambaqui, com um peso médio de $3,63 \pm 0,05$ g, que foram submetidos a diferentes estratégias de alimentação utilizando comedouros programados para fornecer ração nos horários determinados (alimentação contínua por 24h), (alimentação à vontade durante o dia, com alimento disponível das 7h às 19h), e frequências fixas de alimentação (duas, quatro e seis vezes ao dia, nos horários de 8h e 17h; 8h, 11h, 14h e 17h; e 8h, 10h, 12h, 14h, 16h e 18h, respectivamente), e (duas, quatro e seis vezes durante a noite, nos horários de 20h e 5h; 20h, 23h, 2h e 5h; e 20h, 22h, 00h, 2h, 4h e 6h, respectivamente), os autores identificaram que as frequências fixas de quatro vezes durante o dia ou à noite foram as mais eficientes, resultando nos melhores valores de desempenho produtivo para peso final, ganho de peso e uma melhor conversão alimentar. Em todos os tratamentos foi fornecido ração contendo 46% de proteína bruta (GUILHERME *et al.*, 2022).

Porto *et al.* (2020), ao avaliarem a melhor frequência de alimentação sobre a conversão alimentar aparente e o desempenho zootécnico de juvenis de tambaqui com peso inicial $595,46 \pm 19,71$ g, com três tratamentos com apenas um fornecimento de ração ao dia, para comparar os três diferentes horários, 07h30min ou 12h ou 17h, duas vezes ao dia, às 07h30min e 12h e três vezes ao dia, 07h, 12h e 17h. Constataram que os peixes alimentados duas vezes ao dia apresentaram melhores índices de conversão alimentar e desempenho produtivo, com destaque para maior ganho de comprimento e peso quando comparado com outras frequências testadas. Para todos os tratamentos, foi fornecido ração contendo 28% de proteína bruta e taxa alimentar de 1,8 e 14%.

Souza *et al.* (2014), ao analisarem a frequência alimentar para juvenis de tambaqui em laboratório, utilizando peixes com peso médio inicial de $15,74 \pm 0,28$ g, determinaram que a frequência de duas vezes ao dia foi suficiente para obter bons resultados de desempenho produtivo em comparação as outras frequências analisadas (quatro, seis e oito vezes ao dia). A frequência de duas vezes ao dia foi determinada como ideal quando se visa reduzir custos com a mão de obra.

Corrêa *et al.* (2009), em pesquisa com juvenis de tambaqui de 100 a 500 g, avaliaram a frequências de uma, duas e três alimentações diárias e observaram que os peixes alimentados três vezes ao dia apresentaram valores ótimos para ganho de peso, taxa de crescimento

específico e menor conversão alimentar. Em todos os tratamentos foi fornecido ração contendo 28 % de proteína bruta, a uma taxa alimentar de 3 % do peso vivo.

Devido ao potencial econômico significativo da espécie, é crucial conduzir estudos relacionados a estratégias alimentares, principalmente no que se refere à frequência e aos intervalos de alimentação. No entanto, informações detalhadas sobre os melhores intervalos de alimentação para otimizar as respostas zootécnicas ainda são escassas, destacando a necessidade de mais pesquisas para determinar os regimes alimentares mais eficientes. Com esse objetivo, foram selecionados cinco intervalos de alimentação (1h, 2h, 3h, 4h e 5h), com o intuito de determinar o protocolo alimentar ideal e otimizar o manejo alimentar nas fases iniciais de desenvolvimento da espécie.

2.6 Expressão gênica

2.6.1 Expressão gênica de enzimas digestivas

Nas fases iniciais de desenvolvimento, após a eclosão, as larvas consomem a reserva vitelínica e passam a se alimentar de alimentos exógenos antes do seu total desenvolvimento gastrintestinal. Nesta fase, as larvas apresentam um sistema digestivo imaturo, curto e com atividade enzimática incipiente, o que dificulta a digestão de dietas inertes. Devido ao tamanho reduzido do intestino, o alimento permanece no trato digestivo por um período curto e, conseqüentemente, apenas uma quantidade mínima do alimento ingerido é efetivamente aproveitado, principalmente devido à ausência de algumas enzimas digestivas, o que pode comprometer a eficiência de assimilação dos nutrientes da dieta pelos peixes (GOVONI *et al.*, 1986, ROTA, 2003).

Conforme o desenvolvimento das larvas, a mucosa intestinal também se desenvolve, e ocorre a produção de uma maior quantidade de enzimas digestivas, promovendo uma digestão mais eficiente. Essas modificações acontecem devido à presença de alimentos no trato digestivo, sendo essenciais para assegurar a digestão e absorção adequada, além de ter influencia diretamente no desempenho produtivo dos animais (MOYANO *et al.*, 1996; MARTINEZ *et al.*, 1999; DARIAS *et al.*, 2007a). Desta forma, o conhecimento do sistema digestivo possibilita otimizar o processo de digestão para uma melhor utilização dos nutrientes pelos peixes, além de compreender o hábito alimentar da espécie em decorrência das modificações do trato digestório que acontecem ao longo da larvicultura, fase considerada crítica na produção de várias espécies em cativeiro (SEGNER *et al.*, 1993, LAZO *et al.*, 2000, SANTOS *et al.*, 2016).

A capacidade digestiva dos peixes está diretamente relacionada à composição, quantidade, digestibilidade dos ingredientes que compõem a dieta, bem como à frequência e hábito alimentar, e sua eficiência depende da presença de enzimas no trato digestivo. A atividade das enzimas digestivas, indica a capacidade dos peixes de digerir e absorver nutrientes dos alimentos. Altos níveis de atividade enzimática correspondem a uma digestão mais eficiente e, portanto, garantem uma boa funcionalidade digestiva, capaz de aumentar absorção e assimilação de nutrientes pelos peixes. No entanto, alterações no manejo alimentar podem modificar a concentração de enzimas digestivas (KUZ'MINA *et al.*, 1994; LUNDSTEDT *et al.*, 2004; GILANNEJAD *et al.*, 2021).

A proteína é o componente nutricional predominante em dietas para peixes, diante disso, o estudo das enzimas proteolíticas, em particular a identificação e quantificação da atividade das proteases gástrica (pepsina) e a pancreática (tripsina), tem sido objeto considerável de estudo (FERNANDEZ *et al.*, 2001).

A tripsina é uma enzima proteolítica fundamental na digestão de proteínas, ativada a partir do tripsinogênio no intestino delgado. Sua função consiste em hidrolisar ligações peptídicas, liberando aminoácidos para absorção. Em peixes, sua atividade é modulada de acordo com o manejo alimentar adotado, pois está diretamente relacionada à disponibilidade de nutrientes e pode induzir respostas no sistema digestivo, influenciando assim a digestibilidade e a utilização dos nutrientes presentes na dieta (RICHE *et al.*, 2004). e qualidade nutricional, sendo um indicador relevante do desempenho digestivo (DARIAS *et al.*, 2007b; MURRAY *et al.*, 2004; VANDERMARLIERE., 2013).

2.6.2 Expressão gênica de hormônios reguladores de ingestão alimentar

A ingestão alimentar e a saciedade são controladas por hormônios reguladores de apetite produzidos no sistema nervoso central, especificamente no hipotálamo e em órgãos periféricos. E são classificados como hormônios orexígenos, que estimulam o apetite, e anorexígenos, que exercem efeito supressor sobre a ingestão alimentar (VOLKOFF *et al.*, 2017).

Em peixes, a ingestão alimentar e o metabolismo energético são regulados pelos hormônios peptídicos leptina e grelina (VOLKOFF *et al.*, 2010; MATSUDA *et al.*, 2012). A leptina atua como um sinal lipostático e de saciedade, que sinaliza o estado nutricional ao sistema nervoso central, inibindo os neuropeptídeos Y (NPY) relacionados ao apetite e, consequentemente, diminuindo a ingestão de alimentos e estimulando os neuropeptídeos de saciedade, tais como o hormônio estimulante de alfa-melanócito (α -MSH) e hormônio liberador de corticotropina (CRH) no hipotálamo. Além disso, a leptina também desempenha um papel

importante na regulação da função neuroendócrina, assim como no metabolismo da glicose e de lipídios, sendo predominantemente produzida e liberada pelo tecido adiposo (DOYON *et al.*, 2001; ROMERO e ZANESCO, 2006; BABAEI *et al.*, 2017).

Esses hormônios reguladores do apetite influenciam diretamente nos parâmetros de desempenho produtivos dos animais, uma vez que, os peixes regulam sua alimentação por meio de fatores endócrinos, que são importantes na regulação do comportamento alimentar, homeostase energética e utilização dos nutrientes, promovendo um desenvolvimento adequado dos peixes (VOLKOFF *et al.*, 2005; MATSUDA *et al.*, 2012; JI *et al.*, 2015; BABAEI *et al.*, 2017). Além disso, não se restringem exclusivamente à regulação da alimentação, mas também à liberação de hormônios de crescimento, entre outros processos fisiológicos (KORBONITS *et al.*, 2004; MAZUMDAR *et al.*, 2006; KAIYA *et al.*, 2008; VOLKOFF *et al.*, 2016).

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Avaliar o efeito da frequência alimentar em intervalos pré-determinados no desempenho zootécnico e na expressão gênica da tripsina e da leptina em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*).

3.2 Objetivos Específicos

Avaliar os indicadores de desempenho zootécnico e a sobrevivência das larvas de tambaqui submetidos a diferentes frequências e intervalos alimentares;

Avaliar o efeito das diferentes frequências e intervalos alimentares na expressão gênica da tripsina e da leptina

4 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

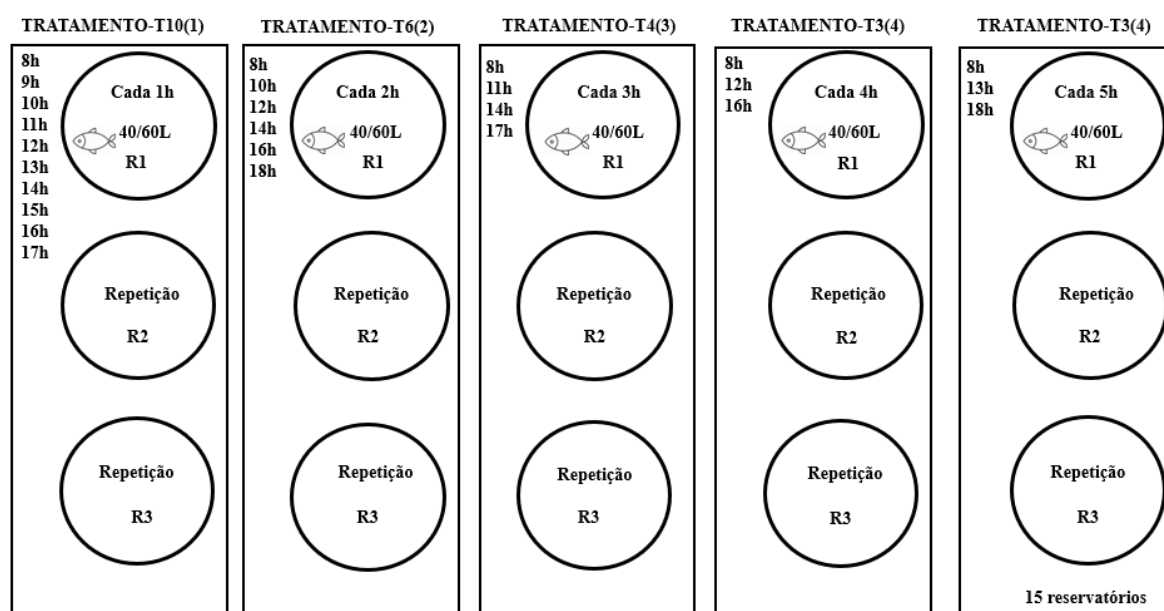
O experimento foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural da Amazonia, CEUA/UFRA (Processo nº 7509070720), e foi executado no Laboratório de Ecologia Aquática da Faculdade de Engenharia de Pesca, do Instituto Socioambiental e dos Recursos Hídricos (ISARH), da Universidade Federal Rural da Amazonia (UFRA) - campus Belém.

4.1 Peixes e condições experimentais

As larvas de tambaqui foram provenientes do laboratório de reprodução (BIOFISH) localizado no Estado de Rondônia, Brasil, e adquiridas cinco dias após a eclosão.

As larvas foram alimentadas durante 19 dias com náuplios de *Artemia* sp. e 3 dias de transição alimentar de acordo com o protocolo estabelecido por Melo *et al.* (2024). Após a transição, os peixes, com peso médio inicial de $0,39 \pm 0,09$ g e comprimento médio inicial $28,06 \pm 2,35$ mm foram distribuídos em 15 tanques circulares de polietileno com capacidade útil de 60 L cada, na densidade de 40 larvas por unidade experimental. Para este experimento, utilizou-se o sistema de recirculação de água provido de aeração constante por meio de pedra porosa, conectada ao sistema de aeração do laboratório, e um fotoperíodo artificial de 12 horas luz. O sistema com 900 L foi composto por dois decantadores de 50 L, um backup, uma bomba de 3000 L h^{-1} e um biofiltro de 400 L com tampas de garrafa pet e caroço de açaí (*Euterpe oleracea*), de acordo com protocolo determinado por (STERZELECKI *et al.*, 2022). O experimento ocorreu em delineamento inteiramente casualizado, com cinco tratamentos e três repetições T10(1): frequência alimentar de 10 vezes ao dia, com intervalos de 1 hora entre cada alimentação; T6(2): frequência alimentar de 6 vezes ao dia, com intervalos de 2 horas; T4(3): frequência alimentar de 4 vezes ao dia, com intervalos de 3 horas; T3(4): frequência alimentar de 3 vezes ao dia, com intervalos de 4 horas; T3(5): frequência alimentar de 3 vezes ao dia, com intervalos de 5 horas). O experimento teve a duração de 42 dias (Figura 3).

Figura 3. Esquema experimental dos intervalos de alimentação para tambaqui (*Colossoma macropomum*). Os horários de alimentação foram distribuídos ao longo do dia.



A cada sete dias de experimento, a biomassa era estimada por meio de biometrias para ajustar a quantidade de ração fornecida e acompanhar o crescimento das larvas. Para a biometria, 10 indivíduos foram submetidos a um período de jejum de 24 horas e anestesiados com Eugenol 50 ppm. Inicialmente, as larvas receberam uma ração comercial com 42 % de

proteína bruta, com uma taxa de arraçoamento correspondente a 12% da biomassa e, ao longo do experimento, essa taxa foi gradualmente reduzida para 10% e posteriormente para 8%. Após 17 dias de experimento, houve uma transição para uma ração com 40% de proteína bruta e com granulometria de acordo com o tamanho da abertura bucal dos peixes, mantendo-se esse percentual até o final do ensaio experimental. Diariamente, os tanques foram sifonados, com troca parcial da água de aproximadamente 10% do volume útil de cada unidade experimental e com renovação de 10 % da água total do sistema, para manutenção da qualidade da água e eliminação de resíduos orgânicos (Figura 4).

Figura 4. a) Unidade experimental de recirculação de água (RAS); b) processo de biometria; c) recipiente de armazenamento de ração para fornecimento diário.



Fonte: Nascimento (2024).

4.2 Qualidade de água

O monitoramento das variáveis de qualidade de água, oxigênio dissolvido (mg L^{-1}), temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH, e condutividade elétrica ($\mu\text{S. cm}^{-1}$) foram realizados diariamente em todo período experimental, com auxílio sonda multiparâmetro (ProODO-YSI), pHmetro digital (AKSO) e condutivímetro digital (EC BASIC), respectivamente. As concentrações de amônia

total (NH_3 e NH_3^+), nitrito (NO_2^-) e nitrato (NO_3^-) foram verificados semanalmente antes da primeira alimentação, por meio kits comerciais de análise de água (LabconTest). As amostras foram analisadas em duplicata, com a amônia medida a um comprimento de onda de 630 nm, o nitrito a 540 nm, e o nitrato a 220 nm e 270 nm, usando um espectrofotômetro (Figura 5).

Os parâmetros de qualidade da água mantiveram-se estáveis ao longo do experimento. A temperatura apresentou uma média de $27,67 \pm 0,02$ °C. A concentração de oxigênio dissolvido (OD) foi de $7,04 \pm 0,18$ mg/L. O pH teve média de $7,65 \pm 0,02$. A condutividade elétrica (CE) com média de $187 \pm 1,1$ $\mu\text{S. cm}^{-1}$. A concentração de amônia (NH_3) foi de $1,75 \pm 0,22$ mg/L, enquanto o nitrito (NO_2^-) apresentou uma média de $0,47 \pm 0,04$ mg/L e o nitrato (NO_3^-) foi de $7,96 \pm 0,12$ mg/L.

Figura 5. a) condutivímetro; b) pHmetro; c) sonda multiparâmetro; d) espectrofotômetro.



Fonte: Nascimento (2024).

4.3 Desempenho produtivo

As larvas foram inicialmente pesadas em balança de precisão (mg) e medidas com auxílio de paquímetro digital (PANTEC-150; 0,01mm), para a determinação do peso inicial médio e comprimento padrão inicial médio.

Ao término da etapa experimental, foi realizado a contagem de todos os peixes, pesagem e medição de 10 peixes por unidade experimental, para determinar o Comprimento Total (CT) e Peso (P). Após a coleta dos dados, foram calculados o Ganho de Peso ($\text{GP} = \text{peso final} - \text{peso inicial}$), Ganho de Peso Diário ($\text{GPD} = \text{Peso final} - \text{Peso inicial} \times \text{número de dias}^{-1}$), Taxas de Crescimento Específico em Comprimento (TCEc) $[(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) \times 100]^*$

número de dias⁻¹), Sobrevivência ($S = \text{número final de peixes} / \text{número inicial de peixes} * 100$) e Conversão Alimentar ($CA = \text{quantidade de ração consumido (g)} / \text{ganho de peso (g)}$).

Figura 6. Paquímetro digital; balança de precisão digital.



Fonte: Nascimento (2024).

4.4 Análise de expressão gênica

Para a análise da expressão gênica foram coletados cinco indivíduos de cada tratamento. Após a coleta das amostras (intestino e estômago), foram preservadas em RNAlater™ Stabilization Solution (Invitrogen) e armazenadas em um ultrafreezer a -80°C até a realização da extração de RNA. O isolamento do RNA foi realizado no Laboratório de Genética Aplicada (LGA, UFRA). A extração do RNA foi realizada utilizando o reagente TRIzol® (Invitrogen), de acordo com o protocolo estabelecido pelo fabricante. A quantificação e a análise de pureza do RNA total foram realizadas utilizando o espectrofotômetro Biodrop Duo UV/Vis. Somente amostras com concentração mínima de $50 \text{ ng}/\mu\text{L}$ e razão de pureza próxima a 1,8 em absorbância A_{260}/A_{280} foram selecionadas para a qPCR. As amostras foram diluídas e ajustadas para $50 \text{ ng}/\mu\text{L}$ e tratadas com DNase I livre de Rnase, seguindo estritamente o protocolo do fabricante (Figura 7).

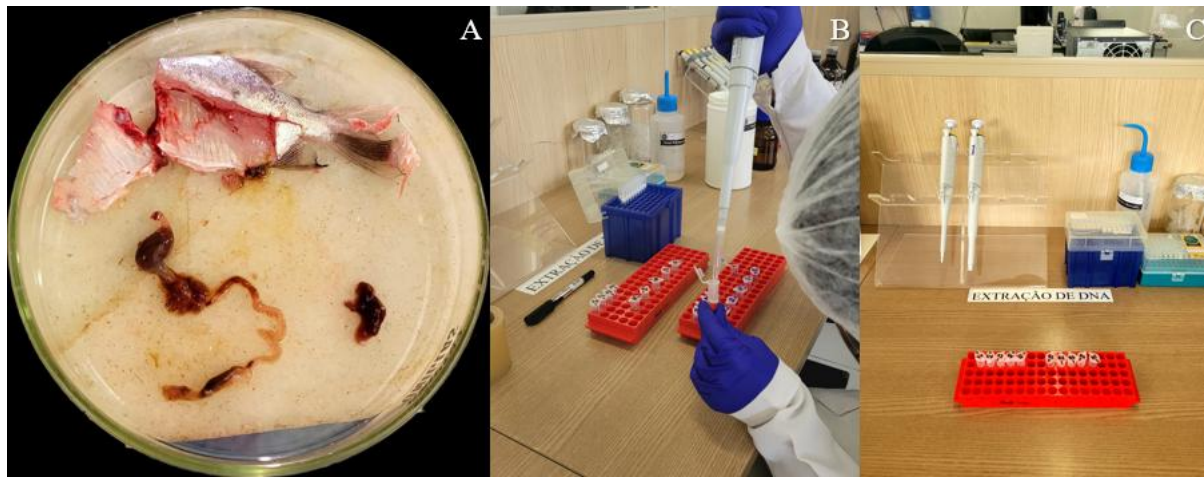
Iniciadores (*primers*) dos genes (Tabela 1) foram construídos utilizando as plataformas online *Primer-blast* e *Primer3plus* de acordo com a sequência de *C. macropomum* depositada no NCBI. A Titulação dos primers e curva padrão foram realizadas para otimização do ensaio, para obter próximo de 100% de eficiência de amplificação para todos os *primers*.

Tabela 1. Sequência de oligonucleotídeos e números de acesso do GenBank dos primers forward (F) e reverse (R) utilizados para quantificação relativa da expressão dos genes tripsina e leptina. Temperatura de anelamento foi de 60°C e a eficiência da amplificação (Eff%) foi próxima de 100% em todos os genes.

Gene		µM	Primer	Amplicon (pb)	Accession no. (GenBank)	Referência
<i>Trypsin</i>	F	250	CATCAAGCCGTCCTCCAATC	80	XM_036593761.1	Presente estudo
	R	150	TTGTCAATAGGAGCAGCGAATGC			
<i>Lepa</i>	F	150	TCTGCAAGGCATTCCAATCC	133	XM_036585665.1	Presente estudo
	R	150	TTCCCAGCATGATCGGTCATAG			
<i>Gapdh</i>	F	50	GCCGTGGTGCCAGCCAGAA	73	XM_036584568.1	MELO <i>et al</i> (2024)
	R	150	TCAGGAATGACTTTTCCCACA			

A análise da expressão gênica foi realizada utilizando o método one-Step com um volume final de 10 µL, que incluiu 1x HOT FIREPol® EvaGreen® qPCR Mix Plus, 4 U de MMLV Transcriptase Reversa, a concentração dos primers forward e reverse, variou conforme especificado na (Tabela 1), água ultrapura e 50 ng de RNA. O protocolo de amplificação consistiu na etapa de transcrição reversa a 42 °C por 30 minutos, seguida de desnaturação inicial a 95 °C por 12 minutos. A amplificação foi realizada em 40 ciclos, com desnaturação a 95 °C por 15 segundos e anelamento/extensão a 60 °C por 30 segundos. A corrida foi finalizada com uma curva de melting, que compreendeu um aquecimento inicial a 95 °C por 15 segundos, seguido por 60 °C por 1 minuto e, finalmente, 95 °C por 1 segundo. As reações foram realizadas em triplicata e controle negativo (*no template control* – NTC) foram inseridas para cada *primer* utilizando o QuantStudio™ 3 (Thermo Fisher Scientific). A expressão relativa dos genes foi calculada pelo método $2^{-\Delta\Delta CT}$ e o *GAPDH* (gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase) foi utilizado como gene de referência para normalização da quantificação dos genes alvos.

Figura 7. a) Coleta das amostras; b) extração de RNA; c) preparação da amostra.



Fonte: Nascimento (2024).

4.5 Análise estatística

Os dados foram comparados por one-way ANOVA e posteriormente pelo teste de Tukey. Os dados apresentados em porcentagem foram previamente transformados em arco seno para as análises estatísticas. Em todos os casos foi verificada previamente a normalidade dos erros (Shapiro-Wilk W) e a homocedasticidade das variâncias (Levene's). Para análise foi utilizado o programa estatístico S.A.S, e em caso de diferença significativa foi realizada análise de regressão. Para escolha do modelo de regressão mais adequado foram considerados a significância dos coeficientes de regressão, a magnitude dos coeficientes de determinação bem como o comportamento das variáveis em estudo.

5. RESULTADOS

5.1. Desempenho

O intervalo de alimentação de duas horas, resultou no maior ganho de peso (GP) em comparação aos intervalos de três e cinco horas ($p < 0,05$). O GPD também foi maior no intervalo de duas horas em comparação com as larvas alimentadas em intervalos de uma, três e cinco horas ($p < 0,05$). A TCE foi superior no tratamento com duas horas de intervalo de alimentação, quando comparado a três horas de intervalo ($p < 0,05$). Não foram observadas diferenças significativas na conversão alimentar e na sobrevivência das larvas entre os intervalos de alimentação testados ao final do experimento ($p < 0,05$) (Tabela 2).

Tabela 2. Efeitos dos intervalos de alimentação sobre o desempenho produtivo de larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) ao final de 42 dias de experimento. Os resultados são apresentados como médias ($\pm$ erro padrão). Letras diferentes nas linhas indicam diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$).

Desempenho Produtivo	Intervalos de alimentação				
	1h	2h	3h	4h	5h
GP (mg)	6,69 $\pm$ 0,21 ^{ab}	7,90 $\pm$ 1,01 ^a	5,33 $\pm$ 0,60 ^b	6,53 $\pm$ 0,56 ^{ab}	5,78 $\pm$ 0,48 ^b
GPD (mg)	0,16 $\pm$ 0,01 ^b	0,19 $\pm$ 0,02 ^a	0,13 $\pm$ 0,01 ^b	0,16 $\pm$ 0,01 ^{ab}	0,14 $\pm$ 0,01 ^b
TCE (%)	6,74 $\pm$ 0,15 ^{ab}	7,22 $\pm$ 0,30 ^a	6,34 $\pm$ 0,16 ^b	6,81 $\pm$ 0,25 ^{ab}	6,54 $\pm$ 0,24 ^{ab}
CA	2,44 $\pm$ 0,03	2,52 $\pm$ 0,47	3,32 $\pm$ 0,44	2,85 $\pm$ 0,14	2,77 $\pm$ 0,26
S (%)	75	82	74	65	75

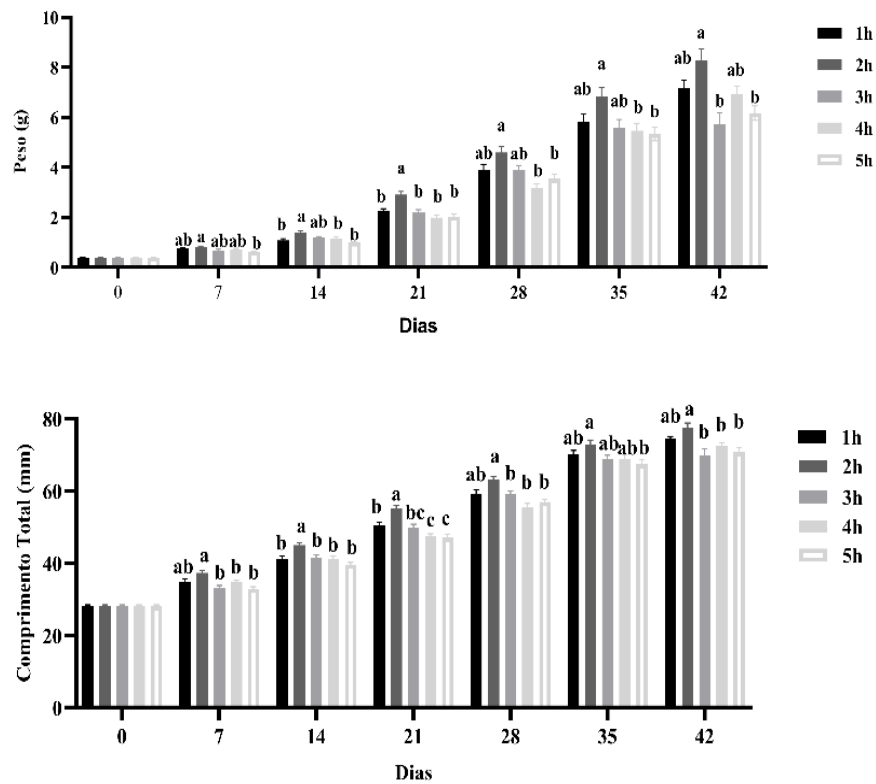
GP, ganho de peso (mg); GPD, ganho de peso diário (mg/dia); TCE, taxa de crescimento específico (%/dia); CA, conversão alimentar; S, sobrevivência (%).

No início do experimento, os peixes alimentados a cada 2h apresentaram pesos superiores aos peixes alimentados a cada 5h ($p < 0,05$), e sem diferença entre os intervalos de 1h, 3h e 4h ($p > 0,05$). Aos 14 dias, os peixes que receberam alimentação cada 2h exibiram um peso significativamente maior em comparação com aqueles alimentados a cada 1h, 4h e 5h, enquanto o grupo alimentado a cada 3h não mostrou diferença significativa em relação ao de 2h.

Aos 21 dias, os peixes alimentados a cada 2h mantiveram pesos superiores aos alimentados a cada 1h, 3h, 4h e 5h ($p < 0,05$). Essa diferença manteve-se significativa nos dias 28 e 35, em comparação com aqueles alimentados a 4h e 5h, mas não houve diferença entre os intervalos de 1h e 3h. ($p > 0,05$). Aos 42 dias, os peixes alimentados a cada 2h obtiveram os maiores pesos em comparação ao intervalo 3h e 5h ($p < 0,05$), mas não houve diferença significativa entre os intervalos de 1h e 4h (Figura 8).

Em relação ao comprimento total, a partir do dia 7, os peixes alimentados a cada 2h mostraram comprimentos maiores em comparação aos de 3h, 4h e 5h ($p < 0,05$), e semelhante ao intervalo de 1h ($p > 0,05$). Aos 14 dias e 21 dias os peixes que receberam alimentação a cada 2h apresentaram comprimentos superiores em comparação aos alimentados a cada 1h, 3h, 4h e 5h ($p < 0,05$). No dia 28, os animais alimentados a cada 2h apresentaram maior comprimento em comparação aos intervalos 3h, 4h e 5h ($p < 0,05$), e sem distinções significativas entre o intervalo de 1h. Aos 35 dias, os comprimentos dos animais alimentados a cada 2h permaneceram superiores ao intervalo de 5h ($p < 0,05$), sem diferenças significativas entre os intervalos 1h, 3h e 4h. Entretanto, no 42º dia, o intervalo de 2h resultou em um maior comprimento em comparação aos intervalos de 3h, 4h e 5h ($p < 0,05$), e semelhante ao intervalo de 1h (Figura 8).

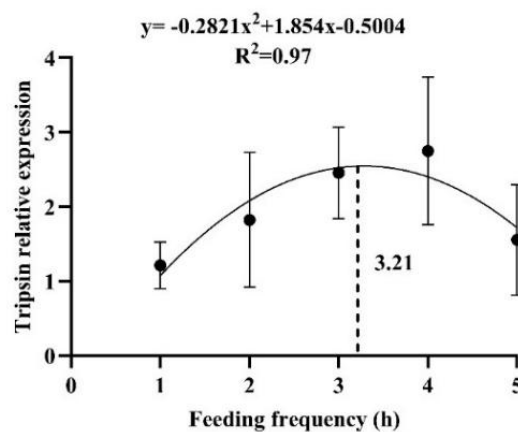
Figura 8. Peso e Comprimento Total de larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) submetidos a intervalos de alimentação (1h, 2h, 3h, 4h e 5h) ao longo de 42 dias.



5.2. Análise de expressão gênica

O intervalo de alimentação ideal para maximizar a expressão de tripsina foi estimado em 3,21 horas ($Y = -0,2821x^2 + 1,854x - 0,5004$; $R^2 = 0,97$), representando o ponto ótimo para a expressão da enzima digestiva. Enquanto os intervalos de alimentação de duas e quatro horas apresentaram valores intermediários e superiores aos de um e cinco horas, que resultaram em uma redução significativa na expressão de tripsina (Figura 9).

Figura 9. Expressão relativa da Tripsina em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) submetidos a intervalos de alimentação (1h, 2h, 3h, 4h e 5h) ao longo de 42 dias.



Por outro lado, não houve diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos em relação à expressão relativa da leptina. A expressão variou de $1,07 \pm 0,19$ a $2,60 \pm 0,70$ nos tratamentos 1 e 4, respectivamente.

6. DISCUSSÃO

6.1 Desempenho

A importância de estabelecer protocolos de manejo alimentar, como a frequência e o intervalo entre alimentações, é fundamental para aprimorar a larvicultura de peixes. Esses fatores influenciam diretamente o desenvolvimento, bem-estar, sobrevivência e custos de produção. A frequência alimentar adequada é essencial para garantir que as larvas recebam nutrientes suficientes nos momentos críticos de seu desenvolvimento, evitando longos períodos de jejum que podem resultar em estresse e mortalidade (SANTOS *et al.*, 2016).

Os regimes alimentares variam conforme a espécie, estágio de desenvolvimento, hábito alimentar, composição da dieta e sistema de produção (WANG *et al.*, 1998; LEE *et al.*, 2000; CHO *et al.*, 2003; XIE *et al.*, 2011). No presente estudo, a frequência de seis vezes ao dia, com intervalo de duas horas entre as alimentações, mostrou-se adequada para larvas de tambaqui durante a fase inicial de alimentação com dieta inerte. Este intervalo promoveu maior ganho de peso, ganho de peso diário e taxa de crescimento específico. Esse efeito pode ser explicado pela maior disponibilidade contínua de alimento, evitando longos períodos de jejum e maximizando a eficiência de utilização dos nutrientes. De acordo com Wang *et al.* (1998), o aumento da frequência de alimentação contribui com a melhor disponibilidade dos nutrientes para o metabolismo do animal, ao mesmo tempo que restringem o consumo excessivo de ração em um único momento, ajustando-se à capacidade funcional do sistema digestório de acordo com as necessidades nutricionais e aumentando a eficiência no aproveitamento do alimento, com consequente redução do desperdício.

Os peixes nas primeiras fases de vida geralmente exibem um desempenho superior quando alimentados várias vezes ao dia (XIE *et al.*, 2011). No entanto, alimentar os peixes em intervalos mais longos pode levar a um aumento da capacidade intestinal, resultando em hiperfagia. Esse comportamento é uma estratégia adaptativa dos peixes diante da disponibilidade limitada de alimento, fazendo com que eles consumam maiores quantidades em cada refeição (JOBILING, 1982; SALARO *et al.*, 2008). Por outro lado, intervalos muito curtos entre as alimentações podem acelerar a passagem do alimento pelo trato digestivo, comprometendo a absorção de nutrientes (LIU e LIAO, 1999).

Guilherme *et al.* (2022) observaram que frequências alimentares mais altas, como quatro alimentações diárias com intervalos de três horas, melhoraram o crescimento de juvenis de tambaqui, em termos de peso final, ganho de peso e conversão alimentar. Esses resultados estão em concordância com o presente estudo, que indicou que intervalos mais curtos favoreceram uma oferta mais constante de nutrientes, otimizando o crescimento e a eficiência alimentar (GISBERT *et al.*, 2008; MARQUES *et al.*, 2008). Silva *et al.* (2007) também relataram resultados superiores com três alimentações diárias em intervalos de quatro horas para a mesma espécie, enquanto Porto *et al.* (2020) mostraram que alimentar duas vezes ao dia, com intervalos de 4h30min, proporcionou maior ganho de comprimento e peso para juvenis de tambaqui. No entanto, é fundamental considerar a fase de vida do animal, pois essa variável pode impactar significativamente a eficácia das estratégias alimentares. Durante a fase inicial de desenvolvimento, intervalos menores podem ser mais vantajosos para a espécie, devido à maior exigência nutricional e necessidade de frequências mais altas para atender às demandas metabólicas (MURAI e ANDREWS, 1976; FOLKVORD e OTTERA, 1993).

A conversão alimentar pode ser significativamente afetada pela frequência e pelo intervalo de alimentação. Quando os peixes são alimentados com maior frequência ao dia, a quantidade baixa de alimento oferecida em cada refeição pode ser insuficiente, resultando em uma conversão alimentar subótima. Isso ocorre porque o trato digestivo exerce um esforço em digerir e absorver uma quantidade de alimento insuficiente para atender às necessidades do peixe (LIU e LIAO, 1999). Por outro lado, se a frequência alimentar for muito baixa, os peixes podem consumir grandes quantidades de ração em uma única refeição, o que pode sobrecarregar o sistema digestivo e levar a uma digestão ineficiente, aumentando o trânsito intestinal e, conseqüentemente, comprometendo a conversão alimentar (WANG *et al.*, 2007; MONENTCHAM *et al.*, 2010).

No presente estudo, a conversão alimentar não foi afetada pelo regime alimentar, semelhante ao observado por Hepher (1988), que sugere que a relação entre a frequência de alimentação e a taxa de conversão alimentar geralmente não é significativa. Wang *et al.* (1998) e Adelor (2010), evidenciaram que o crescimento dos peixes é limitado pelo consumo total de alimento, e não pela eficiência da conversão alimentar. Resultados semelhantes foram observados em outras espécies, conforme relatado por Wang *et al.* (1998), Sanches & Hayashi (2001), Hayashi *et al.* (2004), Carneiro e Mikos (2005), e De Ávila *et al.* (2007), não foram identificadas diferenças significativas entre os tratamentos em relação à conversão alimentar. Deste modo, durante a primeira fase de vida, muito provavelmente os peixes apresentam

eficiência semelhante na utilização do alimento para o crescimento independente da frequência e dos intervalos de alimentação.

Não foi observada diferença significativa na taxa de mortalidade das larvas de tambaqui submetida aos intervalos de alimentação neste estudo, semelhante ao constatado por Sanches e Hayashi (2001), Marques *et al.* (2008) e Meurer *et al.* (2005), que utilizaram tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*), carpa-capim (*Ctenopharyngodon idella*) e lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax bimaculatus*), respectivamente.

Desta forma, os resultados deste estudo reforçam a importância de ajustar estratégias alimentares ao estágio de vida do animal, uma vez que o regime alimentar ideal é uma característica específica que pode divergir mesmo dentro da mesma espécie, afetando a nutrição dos organismos de forma distintas, variando de acordo com a fase de vida (SCHNAITTACHAER *et al.*, 2005; SAMPAIO *et al.*, 2007).

6.2. Expressão gênica

A maioria das larvas de peixes neotropicais, como o tambaqui, são denominadas de altriciais, por conterem pouca reserva vitelínica pós-eclosão, cuja alimentação exógena ocorre após alguns dias com os animais apresentando o trato digestivo incompleto e não produzindo todas as enzimas necessárias para a adequada digestão dos alimentos (DABROWSKI e PORTELLA, 2005). Nessa fase, as proteases alcalinas, como a tripsina, são as responsáveis pela digestão proteica dos alimentos até a diferenciação do estômago, momento no qual inicia a digestão ácida e a produção de pepsina (PORTELLA e DABROWSKI, 2008; ASGARI *et al.*, 2013). A tripsina é fundamental para a digestão dos alimentos durante o desenvolvimento do trato digestivo na primeira fase de vida dos peixes, contribuindo para o desenvolvimento larval até a fase de juvenil (KOLKOVSKI, 2001; INFANTE e CAHU, 2001).

O manejo alimentar, como a frequência de alimentação e horários das refeições, representa importantes aspectos que afetam a ontogenia do trato digestivo e consequentemente o crescimento das larvas no ambiente de criação (PORTELLA *et al.*, 2014). Nesse sentido, a frequência alimentar durante a larvicultura é maior do que nas fases posteriores de produção, resultando em intervalos mais curtos entre as refeições. Isso ocorre porque as larvas de peixes precisam de um fornecimento constante de nutrientes para suprir as altas demandas metabólicas nessa fase (NAVARRO-GUILLÉN *et al.*, 2017). Além disso, o tempo de trânsito intestinal é curto, devido ao pequeno tamanho do tubo digestivo, o que requer uma alimentação frequente para manter o processo digestivo ativo e o fornecimento de nutrientes em quantidade necessária para o desenvolvimento larval (LAZO *et al.*, 2011).

Gilannejad *et al.* (2021) observaram uma relação da frequência alimentar e horários de alimentação sobre a tripsina em juvenis de dourada seabream (*Sparus aurata*), em que foi observado maior atividade de tripsina durante o período da tarde nas alimentações com frequências limitadas, e aumento no período noturno com alimentação contínua. Por outro lado, Xie *et al.* (2011) constataram maior influência da frequência alimentar sobre a atividade da tripsina em larvas de yellow croaker (*Pseudosciaena crocea*), no qual a atividade da tripsina aumentou significativamente entre a frequência de duas a quatro alimentações ao dia e se manteve constante até doze alimentações ao dia.

No presente estudo, o intervalo de três horas entre as alimentações promoveu uma maior expressão do gene relacionado à síntese da tripsina. No entanto, esse resultado não refletiu no maior desempenho zootécnico, o que indica uma possível resposta adaptativa do sistema digestivo ao maior intervalo entre alimentações, possivelmente para maximizar a eficiência da digestão proteica. Esse mecanismo pode estar relacionado à necessidade de otimizar a absorção de nutrientes e favorecer o desenvolvimento larval, uma vez que as proteínas são fundamentais para a construção das bioestruturas do organismo (NRC, 2011; STEINBERG, 2018). No entanto, o melhor desempenho produtivo foi observado nas larvas alimentadas a cada duas horas, que apresentaram uma menor expressão da tripsina. Esse resultado sugere que o maior tempo de exposição do alimento aos processos digestivos, proporcionado pelo intervalo mais curto entre as alimentações, pode ter aprimorado a eficiência na absorção de nutrientes, indicando que a capacidade digestiva foi suficiente para otimizar o desempenho sem exigir a máxima expressão das enzimas, refletindo em um melhor equilíbrio entre a digestão e o aproveitamento do alimento. Desta forma, o processo digestivo que envolve a síntese das enzimas digestivas como a tripsina é intrinsecamente relacionado à atividade alimentar e a presença de alimento no trato digestivo (YÚFERA *et al.*, 2018).

A regulação fisiológica do apetite e da digestão é comandada por sinais periféricos e pelo sistema nervoso central (sistema endócrino), tendo grande impacto na alimentação e na produção das enzimas digestivas pelas larvas de peixes (RØNNESTAD *et al.*, 2018). Neste contexto, a disponibilidade de alimentos interage diretamente na regulação e disponibilidade energética para atender as necessidades metabólicas dos animais em crescimento (RØNNESTAD *et al.*, 2017). Nesse contexto, os hormônios que regulam o apetite, como a leptina, a qual é produzida no fígado e nos adipócitos é considerada um hormônio anorexígeno e induz o animal ao estado de saciedade (RØNNESTAD *et al.*, 2018; ASSAN *et al.*, 2021).

Em peixes, seus efeitos regulatórios no apetite podem ocorrer através da estimulação de genes anorexígenos, enquanto inibe genes orexígenos no cérebro (YAN *et al.*, 2016). Tinoco *et*

al., (2012) não observaram diferenças significativas na expressão da leptina em peixe-dourado (*Carassius auratus*), entre os tratamentos, controle (alimentação uma vez ao dia às 10h), superalimentados (três vezes ao dia às 08:30, 14:30 e 19:30), privação alimentar e em diferentes tempos pós-alimentação (0, 3, 6, 9 e 12 h). Da mesma forma, a expressão de leptina não foi afetada por diferentes estratégias de alimentação em carpa comum (*Cyprinus carpio*) (HUISING *et al.*, 2006), tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) (SHPILMAN *et al.*, 2014) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (VOLKOFF *et al.*, 2017). Esses resultados são consistentes com o presente estudo, que não encontrou diferença significativa da expressão de leptina nas larvas de tambaqui alimentadas em diferentes intervalos, indicando os intervalos foram suficientes para garantir uma nutrição adequada às larvas.

Por outro lado, um aumento pós-prandial na expressão de leptina foi observado em peixe-zebra (*Danio rerio*) (TIAN *et al.*, 2015). No entanto, estudos mostraram que a expressão da leptina em resposta a diferentes estratégias alimentares pode apresentar variações significativas entre as espécies, e essas variações podem estar relacionadas a diferenças no modo como cada espécie metaboliza os lipídios e na forma como esses lipídios são armazenados no organismo (VOLKOFF, 2016). Além disso, a expressão de leptina pode ser influenciada pela fase de vida do peixe (VOLKOFF, 2016; AHI *et al.*, 2019). Durante a fase larval, os peixes demandam de uma alta frequência de ingestão de alimentos para atender às suas necessidades energéticas, devido ao seu elevado crescimento e alta taxa metabólica (NAVARRO-GUILLÉN *et al.*, 2017). O que pode reduzir a influência de hormônios anorexígenos sobre o apetite nesse estágio de desenvolvimento.

7. CONCLUSÃO

Conclui-se que a frequência e os intervalos de alimentação influenciaram o desempenho zootécnico das larvas de tambaqui e na expressão relativa do gene da tripsina. Ainda, os esquemas de alimentação testados não influenciaram a expressão do hormônio da leptina, que atua na regulação do apetite. O intervalo de três horas promove maior expressão da tripsina, destacando a relação entre o regime alimentar e a atividade digestiva. Amparado pelos resultados fisiológicos, recomenda-se que a alimentação de larvas de tambaqui seja realizada a cada duas horas, com uma frequência alimentar de seis vezes ao dia, no início da alimentação com dieta inerte, visando à otimização da larvicultura em sistemas de recirculação de água (RAS).

REFERÊNCIAS

- Abe, H. A., Dias, J. A. R., Cordeiro, C. A. M., Ramos, F. M., & Fujimoto, R. Y. (2018). *Pyrrhulina brevis* (Steindachner, 1876) como uma nova opção para a piscicultura ornamental nacional: larvicultura. *Boletim do Instituto de Pesca*, 41(1), 113-122.
- Abe, H. A., Dias, J. A. R., Reis, R. G. A., SOUSA, N. D. C., Ramos, F. M., & Fujimoto, R. Y. (2016). Manejo alimentar e densidade de estocagem na larvicultura do peixe ornamental amazônico *Heros severus*.
- Abelha, M. C. F., Agostinho, A. A., & Goulart, E. (2018). Plasticidade trófica em peixes de água doce.
- Aderolu, A. Z., Seriki, B. M., Apatira, A. L., & Ajaegbo, C. U. (2010). Effects of feeding frequency on growth, feed efficiency and economic viability of rearing African catfish (*Clarias gariepinus*, Burchell 1822) fingerlings and juveniles. *African Journal of Food Science*, 4(5), 286-290.
- Ahi, E. P., Brunel, M., Tsakoumis, E., & Schmitz, M. (2019). Transcriptional study of appetite regulating genes in the brain of zebrafish (*Danio rerio*) with impaired leptin signalling. *Scientific Reports*, 9(1), 20166.
- Andrade, D. R., & Yasui, G. S. (2003). Manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 27(2), 166-172.
- Araujo-lima C. A. R. M.; Goulding, M. (1998) Os frutos do tambaqui: ecologia, conservação e cultivo na Amazônia. Sociedade Civil Mamirauá; Brasília: CNPq., 186 pp.
- Araújo-lima, C. A. R. M.; Goulding, M. (1997). So fruitful fish: ecology, conservation, and aquaculture of the Amazon's Tambaqui. New York: Columbia University, 157p
- Araújo-lima, C. e Gomes, L. Tambaqui *Colossoma macropomum*. In: BALDISSEROTO, B. e GOMES, L. (2005) Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Santa Maria: Editora UFSM, pp. 175-202.
- Asgari, R., Rafiee, G., Eagderi, S., Noori, F., Agh, N., Poorbagher, H., & Gisbert, E. (2013). Ontogeny of the digestive enzyme activities in hatchery produced Beluga (*Huso huso*). *Aquaculture*, 416, 33-40. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.08.014>
- Assan, D., Huang, Y., Mustapha, U. F., Addah, M. N., Li, G., & Chen, H. (2021). Fish feed intake, feeding behavior, and the physiological response of apelin to fasting and refeeding. *Frontiers in endocrinology*, 12, 798903. <https://doi.org/10.3389/fendo.2021.798903>
- Babaei, S., Sáez, A., Caballero-Solares, A., Fernández, F., Baanante, I. V., & Metón, I. (2017). Effect of dietary macronutrients on the expression of cholecystokinin, leptin, ghrelin and neuropeptide Y in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *General and comparative endocrinology*, 240, 121-128.
- Banan Khojasteh, S. M. (2012). The morphology of the post-gastric alimentary canal in teleost fishes: a brief review. *Int. J. of Aquatic Science*, 3(2), 71-88.

Barçante, B., & de Sousa, A. B. (2015). Características zootécnicas e potenciais do tambaqui (*Colossoma macropomum*) para a piscicultura brasileira. *PubVet*, 9(07). <https://doi.org/10.22256/pubvet.v9n7.287-290>

Barthem, R. B., & Fabré, N. N. (2004). Biologia e diversidade dos recursos pesqueiros da Amazônia. *A pesca e os recursos pesqueiros na Amazônia brasileira*, 1, 17-62.

Biswas, G., Jena, J. K., Singh, S. K., Patmajhi, P., & Muduli, H. K. (2006). Effect of feeding frequency on growth, survival and feed utilization in mrigal, *Cirrhinus mrigala*, and rohu, (*Labeo rohita*), during nursery rearing. *Aquaculture*, 254(1-4), 211-218.

Boujard, T., & Leatherland, J. F. (1992). Circadian rhythms and feeding time in fishes. *Environmental Biology of Fishes*, 35, 109-131. <https://doi.org/10.1007/BF00002186>

Brabo, M. F., da Silva, A. R. L., das Neves Barros, K. D., Rodrigues, R. P., Campelo, D. A. V., & Veras, G. C. (2021). Custo de produção de rações alternativas para peixes onívoros no estado do Pará, Amazônia, Brasil. *Agrarian*, 14(51), 127-135. <https://doi.org/10.30612/agrarian.v14i51.10670>

Brabo, M. F., Pereira, L. F. S., Santana, J. V. M., Campelo, D. A. V., & Veras, G. C. (2016). Cenário atual da produção de pescado no mundo, no Brasil e no estado do Pará: ênfase na aquicultura/Current scenario of fish production in the world, Brazil and Pará State: emphasis on aquaculture. *Acta of Fisheries and Aquatic Resources*, 4(2), 50-58. <https://doi.org/10.2312/Actafish.2016.4.2.50-58>

Brasil. Ministério da Pesca e Aquicultura. (2013a). Censo aquícola nacional, ano 2008. Brasília: República Federativa do Brasil.

Brasil. Conselho Nacional de Meio Ambiente. Resolução nº 413 de 26 de junho de 2009. (2009). Estabelece normas e critérios para o licenciamento ambiental da aquicultura, e dá outras providências. Brasília: Diário Oficial da União.

Brasil. Ministério da Pesca e Aquicultura. (2013b). Boletim estatístico de pesca e aquicultura do Brasil 2011. Brasília: República Federativa do Brasil.

Bregnballe, J. (2015). Recirculation Aquaculture. *FAO and Eurofish International Organisation: Copenhagen, Denmark.Org*.

Bregnballe, J. (2022). *A guide to recirculation aquaculture: an introduction to the new environmentally friendly and highly productive closed fish farming systems*. Food & Agriculture.

Brito, J. M. D., Ferreira, A. H. C., Santana Júnior, H. A., Oliveira, A. P. A., Santos, C. H. L., & Oliveira, L. T. S. (2019). Desempenho zootécnico de juvenis de tilápias do nilo (*Oreochromis niloticus*) alimentados com cepas probióticas e submetidos a desafio sanitário. *Ciência Animal Brasileira*, 20, e-37348.

Campelo, D. A. V., dos Reis Rodrigues, E., Dias, B. C. B., Junior, A. D. S. P., dos Santos, L. D., Brabo, M. F., ... & Veras, G. C. (2020). Utilização de diferentes alimentos na larvicultura do peixe ornamental amazônico Acará Severo (*Heros severus*). *Brazilian Journal of Development*, 6(3), 14035-14049.

Campelo, D. A. V., Silva, I. C., Marques, M. H. C., Eiras, B. J. C. F., Brabo, M. F., De Moura, L. B., & Veras, G. C. (2019). Estratégias alimentares na larvicultura do peixe ornamental amazônico acará-severo (*Heros severus*) (Heckel, 1840). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 71, 1601-1608. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-10705>

Cantizani, M. D. S. (2013). Manejo alimentar de tambaqui (*Colossoma macropomum*) (CUVIER, 1818) utilizando modelo matemático de crescimento.

Canton, R., Weingartner, M., Fracalossi, D. M., & Zaniboni Filho, E. (2007). Effect of feeding frequency on performance of jundiá juveniles. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 36, 749-753.

Carneiro, P. C. F., & Mikos, J. D. (2005). Frequência alimentar e crescimento de alevinos de jundiá, (*Rhamdia quelen*). *Ciência Rural*, 35, 187-191. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782005000100030>

Castro, D. R. C., Campelo, D. A. V., Veras, G. C., Nunes, Z. M. P., Brabo, M. F., & da Rocha, R. M. (2019). Custo de produção e rentabilidade da produção de alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) no Nordeste paraense, Amazônia, Brasil.

Chagas, E. C., Gomes, L. D. C., Martins Júnior, H., & Roubach, R. (2007). Produtividade de tambaqui criado em tanque-rede com diferentes taxas de alimentação. *Ciência Rural*, 37, 1109-1115.

Cho, S. H., Lim, Y. S., Lee, J. H., Lee, J. K., Park, S., & Lee, S. M. (2003). Effects of feeding rate and feeding frequency on survival, growth, and body composition of ayu post-larvae (*Plecoglossus altivelis*). *Journal of the World Aquaculture Society*, 34(1), 85-91. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2003.tb00042.x>

Correa, R. D. O., & da Silva, R. S. (2022). Bases para o manejo alimentar sustentável na piscicultura.

Correa, R. D. O., Teixeira, R. N. G., FONSECA, V. D. S., & Albuquerque, F. E. A. (2009). Frequência alimentar de juvenis de tambaqui, (*Colossoma macropomum*) (Cuvier, 1818), cultivados em tanques-rede.

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

Crepaldi, D. V., Teixeira, E. A., Faria, P. M. C., Ribeiro, L. P., Melo, D. C., Carvalho, D., ... & Saturnino, H. M. (2006). Sistemas de produção na piscicultura. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 30(3-4), 86-99.

da Silva, M. A., de Alvarenga, É. R., Costa, F. F. B. D., Turra, E. M., Alves, G. F. D. O., Manduca, L. G., ... & Teixeira, E. D. A. (2020). Feeding management strategies to optimize the use of suspended feed for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultivated in bioflocs. *Aquaculture Research*, 51(2), 605-615. <https://doi.org/10.1111/are.14408>

Dabrowski, K., & Portella, M. C. (2005). Feeding plasticity and nutritional physiology in tropical fishes. *Fish physiology*, 21, 155-224. [https://doi.org/10.1016/S1546-5098\(05\)21005-1](https://doi.org/10.1016/S1546-5098(05)21005-1)

Dairiki, J. K., & Da Silva, T. B. A. (2011). Revisão de literatura: exigências nutricionais do tambaqui-compilação de trabalhos, formulação de ração adequada e desafios futuros.

Darias, M. J., Murray, H. M., Gallant, J. W., Douglas, S. E., Yúfera, M., & Martínez-Rodríguez, G. (2007a). Ontogeny of pepsinogen and gastric proton pump expression in red porgy (*Pagrus pagrus*): determination of stomach functionality. *Aquaculture*, 270(1-4), 369-378.

Darias, M. J., Murray, H. M., Gallant, J. W., Douglas, S. E., Yúfera, M., & Martínez-Rodríguez, G. (2007b). The spatiotemporal expression pattern of trypsinogen and bile salt-activated lipase during the larval development of red porgy (*Pagrus pagrus*, Pisces, Sparidae). *Marine Biology*, 152, 109-118.

Daudpota, A. M., Abbas, G., Kalhor, I. B., Shah, S. S. A., Kalhor, H., Hafeez-ur-Rehman, M., & Ghaffar, A. (2016). Effect of feeding frequency on growth performance, feed utilization and body composition of juvenile Nile tilapia, (*Oreochromis niloticus*) (L.) reared in low salinity water. *Pakistan Journal of Zoology*.

de Ávila Ferreira, R., Thiesen, R., Costa, T. R., Bulgarelli, A. L. A., Ishikawa, M. M., & Hisano, H. (2007). Desempenho produtivo de alevinos de dourado (*Salminus brasiliensis*) submetidos a diferentes frequências de alimentação. *Ensaio e Ciência: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde*, 11(2), 33-38.

de Castro, P. L., & Aqua, c. T. D. N. (2022). NUTRIÇÃO PARA PÓS-LARVAS DE PEIXES TROPICAIS DE ÁGUA DOCE.

de Paula, G. H., Calabresi, G. E., Boff, J. E. D., Figueiredo, L. P., Fonseca, C., Coldebella, A., & Signor, A. A. (2020). Manejo alimentar de piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) na fase inicial de cultivo. *Brazilian Journal of Development*, 6(7), 53053-53065.

de Souza Medina, L., Emerenciano, M. G. C., Bittencourt, F., Brum, A., de Souza, H. B., & de Mello, G. L. (2022). Sistema de recirculação aquícola: relações peso-comprimento e fatores de condição de quatro espécies de peixes tropicais. *Research, Society and Development*, 11(4).

de Souza, G. M.; Leite, M. A. Custo de produção de piscicultura da espécie tilápia no sistema intensivo de tanque rede. *QUALIA: a ciência em movimento*, v. 2, n. 2, p. 141-167, 2016.

Debnath, D., Pal, A. K., Sahu, N. P., Yengkokpam, S., Baruah, K., Choudhury, D., & Venkateshwarlu, G. (2007). Digestive enzymes and metabolic profile of (*Labeo rohita*) fingerlings fed diets with different crude protein levels. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 146(1), 107-114.

Ding, Z., Kong, Y., Zhang, Y., Li, J., Cao, F., Zhou, J., & Ye, J. (2017). Effect of feeding frequency on growth, body composition, antioxidant status and mRNA expression of immunodependent genes before or after ammonia-N stress in juvenile oriental river prawn, (*Macrobrachium nipponense*). *Fish & shellfish immunology*, 68, 428-434.

dos Santos Oliveira, M. O., de Bem Luiz, D., dos Santos, V. R. V., de Oliveira, E. H. S., & de Souza Martins, G. A. (2019). Aspectos de qualidade e segurança do tambaqui

(*colossoma macropomum*) e pintado da amazônia (*pseudoplatystoma reticulatum* x *leiarius marmoratus*). *desafios-Revista Interdisciplinar da Universidade Federal do Tocantins*, 6 (Especial), 10-16.

Doyon, C., Drouin, G., Trudeau, V. L., & Moon, T. W. (2001). Molecular evolution of leptin. *General and comparative endocrinology*, 124(2), 188-198.

Eiras, B. J., Veras, G. C., Alves, A. X., & Da Costa, R. M. (2019). Effect of artificial seawater and feeding frequency on the larval culture of freshwater Amazonian ornamental fish banded cichlid (*Heros severus*) (Heckel, 1840) and angelfish *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823). *Spanish journal of agricultural research*, 17(2), 604.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fishery and Aquaculture Statistics 2017. Roma: FAO yearbook. 2019.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. The State of World Fisheries and Aquaculture 2018. Roma: FAO yearbook. 2020.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. Roma: FAO yearbook. 2022.

Feiden, A., Hayashi, C., & Boscolo, W. R. (2006). Desenvolvimento de larvas de surubim-do-iguaçu (*Steindachneridion melanodermatum*) submetidas a diferentes dietas. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 35, 2203-2210.

Fernandez, I., Moyano, F. J., Diaz, M., & Martinez, T. (2001). Characterization of α -amylase activity in five species of Mediterranean sparid fishes (*Sparidae*, *Teleostei*). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 262(1), 1-12.

Ferri, L. S., SOUZA, W. D., & BRAZ FILHO, M. D. S. P. (2018). Tendências e tecnologias sustentáveis na aquicultura: recirculação, aquaponia e bioflocos.

Ferri, L. S., Souza, w. D., & Braz filho, M. D. S. P. (2018). Tendências e tecnologias sustentáveis na aquicultura: recirculação, aquaponia e bioflocos.

Folkvord, A., & Otterå, H. (1993). Effects of initial size distribution, day length, and feeding frequency on growth, survival, and cannibalism in juvenile Atlantic cod (*Gadus morhua* L.). *Aquaculture*, 114(3-4), 243-260. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(93\)90300-N](https://doi.org/10.1016/0044-8486(93)90300-N)

Frasca-Scorvo, C. M., Carneiro, D. J., & Malheiros, E. B. (2007). Efeito do manejo alimentar no desempenho do matrinxã (*Brycon amazonicus*) em tanques de cultivo. *Acta Amazônica*, 37, 621-628. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672007000400018>

Gilannejad, N., Moyano, F. J., Martínez-Rodríguez, G., & Yúfera, M. (2021). The digestive function of gilthead seabream juveniles in relation to feeding frequency. *Aquaculture*, 531, 735867. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735867>

Gilannejad, N., Silva, T., Martínez-Rodríguez, G., & Yúfera, M. (2019). Effect of feeding time and frequency on gut transit and feed digestibility in two fish species with different feeding behaviours, gilthead seabream and Senegalese sole. *Aquaculture*, 513, 734438. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734438>

Gisbert, E., Ortiz-Delgado, JB, Sarasquete, C., 2008. Biomarcadores celulares nutricionais em estágios iniciais de vida de peixes. *Histol. Histopathol.* 23, 1525–1539. <https://doi.org/10.14670/HH-23.1525>.

Gomes, V. D. S., de Lima Amâncio, A. L., Cavalcanti, C. R., de Araújo, M. H. C., da Silva Medeiros, V., Batista, J. M. M., & Mascarenhas, N. M. H. (2022). Microverme da aveia como estratégia alimentar na larvicultura do *Betta splendens*. *Research, Society and Development*, 11(1). <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i1.24534>

Goulding, M., & Carvalho, ML (1982). História de vida e manejo do tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characidae): importante peixe alimentar da Amazônia. *Revista Brasileira de Zoologia*, 1, 107-133.

Govoni, J. J., Boehlert, G. W., & Watanabe, Y. (1986). The physiology of digestion in fish larvae. *Environmental Biology of fishes*, 16(1), 59-77.

Guilherme, H. O., Santos, F. A., Costa, L. S., Prado, V. G., Palheta, G. D., de Melo, N. F., ... & Ribeiro, P. A. (2022). Feeding, growth, and blood chemistry of the tambaqui (*Colossoma macropomum*) held under self-feeding and time-restricted automatic feeding conditions. *Aquaculture International*, 30(1), 323-339. <https://doi.org/10.1007/s10499-021-00801-7>

Hayashi, C., Meurer, F., Boscolo, W. R., Lacerda, C. H. F., & Kavata, L. C. B. (2004). Frequência de arraçoamento para alevinos de lambari do rabo-amarelo (*Astyanax bimaculatus*). *Revista Brasileira de Zootecnia*, 33, 21-26. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982004000100004>

Hayashi, L., Yokoya, N. S., Ostini, S., Pereira, R. T., Braga, E. S., & Oliveira, E. C. (2008). Nutrients removed by *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) in integrated cultivation with fishes in re-circulating water. *Aquaculture*, 277(3-4), 185-191.

Hepher, B. (1988). *Nutrition of pond fishes*. Cambridge university press.

Huising, M. O., Geven, E. J., Kruiswijk, C. P., Nabuurs, S. B., Stolte, E. H., Spanings, F. T., ... & Flik, G. (2006). Increased leptin expression in common carp (*Cyprinus carpio*) after food intake but not after fasting or feeding to satiation. *Endocrinology*, 147(12), 5786-5797.

Infante, J. Z., & Cahu, C. L. (2001). Ontogeny of the gastrointestinal tract of marine fish larvae. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 130(4), 477-487. [https://doi.org/10.1016/S1532-0456\(01\)00274-5](https://doi.org/10.1016/S1532-0456(01)00274-5)

Izel, A. C. U., & MELO, L. A. S. (2004). Criação de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em tanques escavados no Estado do Amazonas.

Ji, W., Ping, H. C., Wei, K. J., Zhang, G. R., Shi, Z. C., Yang, R. B., ... & Wang, W. M. (2015). Ghrelin, neuropeptide Y (NPY) and cholecystokinin (CCK) in blunt snout bream (*Megalobrama amblycephala*): cDNA cloning, tissue distribution and mRNA expression changes responding to fasting and refeeding. *General and comparative endocrinology*, 223, 108-119.

Jobling, M. (1982). Some observations on the effects of feeding frequency on the food intake and growth of plaice, *Pleuronectes platessa* L. *Journal of fish Biology*, 20(4), 431-444. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1982.tb03936.x>

Jomori, R. K., Luz, R. K., Takata, R., Fabregat, T. E. H. P., & Portella, M. C. (2013). Água levemente salinizada aumenta a eficiência da larvicultura de peixes neotropicais. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48, 809-815.

Junk, W. J. (1973) Investigations on the ecology and production-biology of the “floating” meadows on the middle Amazon. Part II: The aquatic fauna in the root zone of floating vegetation. *Amazoniana*, v. 4, n 1, p.9-12.

Kaiya, H., Miyazato, M., Kangawa, K., Peter, R. E., & Unniappan, S. (2008). Ghrelin: a multifunctional hormone in non-mammalian vertebrates. *Comparative biochemistry and physiology part A: molecular & integrative physiology*, 149(2), 109-128. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2007.12.004>

Kojima, M., Hosoda, H., Date, Y., Nakazato, M., Matsuo, H., & Kangawa, K. (1999). Ghrelin is a growth-hormone-releasing acylated peptide from stomach. *Nature*, 402(6762), 656-660.

Kolkovski, S. (2001). Digestive enzymes in fish larvae and juveniles implications and applications to formulated diets. *Aquaculture*, 200(1-2), 181-201. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00700-1](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00700-1)

Korbonits, M., Goldstone, A. P., Gueorguiev, M., & Grossman, A. B. (2004). Ghrelin—a hormone with multiple functions. *Frontiers in neuroendocrinology*, 25(1), 27-68. <https://doi.org/10.1016/j.yfrne.2004.03.002>

Kubitza, F. (2006). Sistemas de Recirculação: Sistemas fechados com tratamento e reúso da água. *Panorama da Aquicultura*, 16(95), 15-22.

Kubitza, F., Campos, J. L., Ono, E. A. & Istchuk, P. I. (2012). Panorama da piscicultura no Brasil: estatísticas, espécies, pólos de produção e fatores limitantes à expansão da atividade. *Panorama da Aquicultura*, 22(132): 14-25.

Landau, M. (1992). Introduction to aquaculture. (*No Title*).

Lawson, T. B. (Ed.). (1994). *Fundamentals of aquacultural engineering*. Springer Science & Business Media.

Lawson, T. B., & Lawson, T. B. (1995). Recirculating aquaculture systems. *Fundamentals of Aquacultural engineering*, 192-247.

Lazo, Holt, & Arnold. (2000). Ontogeny of pancreatic enzymes in larval red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Aquaculture nutrition*, 6(3), 183-192.

Lazo, J. P., Darias, M. J., & Gisbert, E. (2011). Ontogeny of the digestive tract. *Larval fish nutrition*, 3-46.

Lee, S. M., Hwang, U. G., & Cho, S. H. (2000). Effects of feeding frequency and dietary moisture content on growth, body composition and gastric evacuation of juvenile Korean

rockfish (*Sebastes schlegeli*). *Aquaculture*, 187(3-4), 399-409. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(00\)00318-5](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(00)00318-5)

Liu, F. G., & Liao, I. C. (1999). Effect of feeding regimen on the food consumption, growth, and body composition in hybrid striped bass *Morone saxatilis* × *M. chrysops*. *Fisheries science*, 65(4), 513-519. <https://doi.org/10.2331/fishsci.65.513>

Lopera-Barrero, N. M. (2011). Produção de organismos aquáticos: uma visão geral no Brasil e no mundo. Agrolivros.

Lundstedt, L. M., Melo, J. F. B., & Moraes, G. (2004). Digestive enzymes and metabolic profile of *Pseudoplatystoma corruscans* (Teleostei: Siluriformes) in response to diet composition. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 137(3), 331-339.

Luz, R. K., Santos, A. E. H., Melillo Filho, R., Turra, E. M., & Teixeira, E. D. A. (2013). Larvicultura de tilápia em água doce e água salinizada. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48, 1150-1157. <https://doi.org/10.1590/s0100-204x2013000800051>

Luz, R.K.; Portella, M.C. 2005a Diferentes densidades de estocagem na larvicultura do trairão (*Hoplias lacerdae*) *Acta Scientiarum Biological Sciences*, Maringá, 27(1): 95-101.

Luz, R.K.; Portella, M.C. 2005b Frequência alimentar na larvicultura do trairão (*Hoplias lacerdae*) *Revista Brasileira de Zootecnia*, 34: 1442-1448.

Marques, N. R., Hayashi, C., Galdioli, E. M., Soares, T., & Fernandes, C. E. B. (2008). Frequência de alimentação diária para alevinos de carpa-capim (*Ctenopharyngodon idella*, V.). *Boletim do Instituto de Pesca*, 34(2), 311-317.

Martinelli, S. G., Radünz Neto, J., Silva, L. P. D., Bergamin, G. T., Maschio, D., Flora, M. A. L. D., & Possani, G. (2013). Densidade de estocagem e frequência alimentar no cultivo de jundiá em tanques-rede. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48, 871-877.

Martinez, I., Moyano, F. J., Fernández-Díaz, C., & Yúfera, M. (1999). Digestive enzyme activity during larval development of the Senegal sole (*Solea senegalensis*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 21, 317-323.

Martins, C. I. M., Eding, E. H., Verdegem, M. C., Heinsbroek, L. T., Schneider, O., Blancheton, J. P., ... & Verreth, J. A. J. (2010). New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquacultural engineering*, 43(3), 83-93.

Matsuda, K., Sakashita, A., Yokobori, E., & Azuma, M. (2012). Neuroendocrine control of feeding behavior and psychomotor activity by neuropeptide Y in fish. *Neuropeptides*, 46(6), 275-283. <https://doi.org/10.1016/j.npep.2012.09.006>

Mazumdar, M., Lal, B., Sakharkar, A. J., Deshmukh, M., Singru, P. S., & Subhedar, N. (2006). Involvement of neuropeptide Y Y1 receptors in the regulation of LH and GH cells in the pituitary of the catfish, *Clarias batrachus*: an immunocytochemical study. *General and comparative endocrinology*, 149(2), 190-196. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2006.05.012>

Mello, F. D., Oliveira, C. A., Ribeiro, R. P., Resende, E. K., Povh, J. A., Fornari, D. C., ... & Streit Jr, D. (2015). Growth curve by Gompertz nonlinear regression model in female and males in tambaqui (*Colossoma macropomum*). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 87, 2309-2315.

Melo, D. S. D., de Sá, A. L. A., de Matos Guerreiro, S. L., Natividade, J., Gomes, P. F. F., Takata, R., ... & Hamoy, I. (2024). Growth, survival, and myogenic gene expression in the post-larvae of *Colossoma macropomum* provisioned with *Artemia* nauplii. *Fish Physiology and Biochemistry*, 50(1), 145-155. <https://doi.org/10.1007/s10695-023-01182-9>.

Melo, JFB, Lundstedt, LM, Moraes, G., & Inoue, LAKA (2012). Efeito de diferentes concentrações de proteína sobre o sistema digestivo de juvenis de jundiá. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 64, 450-457.

Meurer, F., Hayashi, C., Boscolo, W. R., Kavata, L. B., & Lacerda, C. H. F. (2005). Nível de arraçoamento para alevinos de lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax bimaculatus*). *Revista Brasileira de Zootecnia*, 34, 1835-1840. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982005000600006>

Miranda, M. O. T. D. (2012). Cultivo de surubim pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e híbrido (*P. reticulatum* X *P. corruscans*) em sistema de recirculação de água.

Monentcham, S., Pouomogne, V., & Kestemont, P. (2010). Influência dos níveis de proteína na dieta sobre o desempenho do crescimento e composição corporal de alevinos de língua óssea africana, (*heterotis niloticus*) (cuvier, 1829). *Nutrição em Aquicultura*, 16(2), 144-152. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2008.00646.x>

Morais, I. D. S., & O'sullivan, F. D. A. (2017). Biologia, habitat e cultivo do tambaqui *Colossoma macropomum* (CUVIER, 1816).

Moyano, F. J., Diaz, M., Alarcón, F. J., & Sarasquete, M. C. (1996). Characterization of digestive enzyme activity during larval development of gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 15, 121-130.

Murai, T.; andrews, J.W. (1976). Effect of frequency of feeding on growth and food conversion of channel catfish fry. *Bulletin of Japanese Society on Science of Fisheries*, v.42, p.159-161. <https://doi.org/10.2331/suisan.42.159>

Murray, H. M., Perez-Casanova, J. C., Gallant, J. W., Johnson, S. C., & Douglas, S. E. (2004). Trypsinogen expression during the development of the exocrine pancreas in winter flounder (*Pleuronectes americanus*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 138(1), 53-59.

Mylonas, C. C., Fostier, A., & Zanuy, S. (2010). Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. *General and comparative endocrinology*, 165(3), 516-534.

National Research Council. (2011). *Nutrient requirements of fish and shrimp*. National Academies Press.

Navarro-Guillén, C., Yufera, M., & Engrola, S. (2017). Ghrelin in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) post-larvae: Paracrine effects on food intake. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 204, 85-92. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2016.11.004>

Neu, D. H., Diemer, O., Sary, C., Reis, E., Feiden, A., & Boscolo, W. (2011). Processamento da dieta para larvas de mandi-pintado (*Pimelodus britskii*). *Archivos de zootecnia*, 60(231), 809-812.

Novo, Y. C. C., Farias, A. R., Fonseca, M. F., & Magalhães, L. A. (2022). Mapeamento de unidades de produção aquícola no estado do Paraná por meio de processamento e interpretação de imagens de satélite Sentinel. *RA'E GA-O Espaço Geográfico em Análise*, 54, 102-128.

Nunes, É. D. S. S., Cavero, B. A. S., Pereira-Filho, M., & Roubach, R. (2006). Enzimas digestivas exógenas na alimentação de juvenis de tambaqui. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 41, 139-143.

Paulino, G. S. F. Exigência de energia digestível para o crescimento inicial do tambaqui (*Colossoma macropomum*). Dissertação—Jaboticabal: Universidade do Estado de São Paulo, 2018.

Pedreira, M., Schorer, M., & Ferreira, A. (2015). Utilização de diferentes dietas na primeira alimentação de larvas de tambaqui. *Revista Brasileira De Saúde E Produção Animal*, 16(2), 440-448. <https://doi.org/10.1590/s1519-99402015000200018>

PEIXE-BR - Associação Brasileira da Piscicultura. Anuário PEIXE-BR da piscicultura 2024. São Paulo: PEIXE-BR. 2024.

Penna, M. A., Villacorta-Corrêa, M. A., Walter, T., & Petrere-Jr, M. (2005). Growth of the tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier) (Characiformes: Characidae): which is the best model. *Brazilian Journal of Biology*, 65, 129-139.

Pereira, S. L., Gonçalves Junior, L. P., Azevedo, R. V. D., Matielo, M. D., Selvatici, P. D. C., Amorim, I. R., & Mendonça, P. P. (2016). Diferentes estratégias alimentares na larvicultura do acará-bandeira (*Peterolophyllum scalare*, Cichlidae). *Acta Amazonica*, 46, 91-98.

Portella, M. C., Jomori, R. K., Leitão, N. J., Menossi, O. C. C., Freitas, T. M., Kojima, J. T., ... & Carneiro, D. J. (2014). Larval development of indigenous South American freshwater fish species, with particular reference to pacu (*Piaractus mesopotamicus*): A review. *Aquaculture*, 432, 402-417. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.032>

Portella, M.C., Dabrowski, K. (2008). Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae, in: Cyrino, J.E.P., Bureau, D.P., Kapoo, B.G. (Eds.), *Feeding and Digestive Functions in Fishes*. CRC Press, New Hampshire, pp. 227–279. <https://doi.org/10.1201/b10749-7>

Porto, M. O., de Oliveira, J. D., Cavali, J., Dantas Filho, J. V., Soares, N. T. D., Gasparotto, P. H. G., & Ferreira, E. (2020). Frequência alimentar para tambaquis *Colossoma macropomum* (CUVIER, 1818) cultivados em um Centro de Pesquisa Amazônico. *Revista de Administração e Negócios da Amazônia*, 12(1), 108-121. <https://doi.org/10.18361/2176-8366/rara.v12n1p108-121>

Pouey, J. L. O. F., Rocha, C. B., Tavares, R. A., Portelinha, M. K., & Piedras, S. R. N. (2012). Frequência alimentar no crescimento de alevinos de peixe-rei (*Odontesthes humensis*). *Semina: Ciências Agrárias*, 33(6), 2423-2427.

Ribeiro, P. A. P., Melo, D. C., Costa, L. S., & Teixeira, E. A. (2012). Manejo nutricional e alimentar de peixes de água doce. *Belo Horizonte: Universidade Federal de Minas Gerais*.

Riche, M., Haley, D. I., Oetker, M., Garbrecht, S. A. R. A. H., & Garling, D. L. (2004). Effect of feeding frequency on gastric evacuation and the return of appetite in tilapia *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture*, 234(1-4), 657-673. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.12.012>

Richey, J. E., Meade, R. H., Salati, E., Devol, A. H., Nordin Jr, C. F., & Santos, U. D. (1986). Water discharge and suspended sediment concentrations in the Amazon River: 1982–1984. *Water Resources Research*, 22(5), 756-764.

Rodrigues, APO (2014). Nutrição e alimentação do tambaqui (*Colossoma macropomum*). *Boletim do Instituto de Pesca*, 40 (1), 135-145.

Romero, C. E. M., & Zanesco, A. (2006). The role of leptin and ghrelin on the genesis of obesity. *Revista de Nutrição*, 19(1), 85-91.

Rønnestad, I., Gomes, A.S., Murashita, K., Angotzi, R., Jönsson, E., Volkoff, H. (2017). Appetite-controlling endocrine systems in teleosts. *Front. Endocrinol.* 8, 1–24. <https://doi.org/10.3389/fendo.2017.00073>

Rønnestad, I., Yúfera, M., Ueberschär, B., Ribeiro, L., Sæle, Ø., Boglione, C. (2018). Feeding behaviour and digestive physiology in larval fish: Current knowledge, and gaps and bottlenecks in research, in: Conceição, L.E.C., Tandler, A. (Eds.), *Success Factors for Fish Larval Production*. Wiley-Blackwell, Chichester, United Kingdom, pp. 55–96.

Roriz, G. D., Delphino, M. K. D. V. C., Gardner, I. A., & Gonçalves, V. S. P. (2017). Characterization of tilapia farming in net cages at a tropical reservoir in Brazil. *Aquaculture Reports*, 6, 43-48.

Rotta, M. A. (2003). Aspectos gerais da fisiologia e estrutura do sistema digestivo dos peixes relacionados à piscicultura.

Salaro, A.L., Luz, R.K., Sakabe, R., Kasai, R.Y.D., Lambertucci, D.M., 2008. Níveis de arraçoamento para juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). *Revista Brasileira de Zootecnia* 37, 967–970. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982008000600002>

Sampaio, L. A., Oliveira, M., & Tesser, M. (2007). Produção de larvas e juvenis do peixe-rei marinho (*odontesthes argentinensis*) submetidos à diferentes frequências alimentares. *Current Agricultural Science and Technology*, 13(2).

Sanches, L., & Hayashi, C. (2001). Effect of feeding frequency on Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.) fries performance during sex reversal in hapas. *Acta Sci. Anim. Sci.*, 871-876.

Santos, A. E., Pedreira, M. M., Santos, T. G., Moura, G. D. S., Santos, J. C. E. D., & Silva, R. C. (2016). Development of the digestive system in larvae of the Neotropical fish (*Prochilodus argenteus*) (Characiformes, Prochilodontidae). *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, 38, 9-16.

Santos, E. L., Cavalcanti, M. C. D. A., Fregadolli, F. L., Meneses, D. R., Temoteo, M. C., Lira, J. E., & Fortes, C. R. (2013). Considerações sobre o manejo nutricional e alimentar de peixes carnívoros. *Revista Eletrônica Nutritime*, 10(1), 2216-2255.

Santos, F. A. C., da Costa Julio, G. S., Batista, F. S., Miranda, L. N. L., Pedras, P. P. C., & Luz, R. K. (2022). High stocking densities in the larviculture of *Colossoma macropomum* in a recirculating aquaculture system: Performance, survival and economic viability. *Aquaculture*, 552, 738016. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.738016>

Santos, F. A., Boaventura, T. P., da Costa Julio, G. S., Cortezzi, P. P., Figueiredo, L. G., Favero, G. C., ... & Luz, R. K. (2021). Growth performance and physiological parameters of *Colossoma macropomum* in a recirculating aquaculture system (RAS): Importance of stocking density and classification. *Aquaculture*, 534, 736274. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.736274>

Santos, G., Ferreira, E., & Zuanon, J. (2006). Peixes comerciais de Manaus. *Editora Pr-Vrzea, Ibama, Manaus, Brasil*.

Santos, J. C. E. D., Pedreira, M., & Luz, R. K. (2016). Feeding frequency in pacamã larviculture. *Revista Caatinga*, 29(2), 512-518. <https://doi.org/10.1590/1983-21252016v29n230rc>

Santos, M. M., Calumby, J. A., Coelho Filho, P. A., Soares, E. C., & Gentelini, A. L. (2015). Nível de arraçoamento e frequência alimentar no desempenho de alevinos de tilápia-do-nilo. *Boletim do Instituto de Pesca*, 41(2), 387-395.

Schnaittacher, G., King, W., & Berlinsky, D. L. (2005). The effects of feeding frequency on growth of juvenile Atlantic halibut, (*Hippoglossus hippoglossus*) L. *Aquaculture Research*, 36(4), 370-377. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01218.x>

Schulter, E. P., & Vieira Filho, J. E. R. (2017). *Evolução da piscicultura no Brasil: diagnóstico e desenvolvimento da cadeia produtiva de tilápia* (No. 2328).

Segner, H., Rösch, R., Verreth, J., & Witt, U. (1993). Fisiologia nutricional larval: estudos com (*Clarias gariepinus*), *Coregonus lavaretus* e *Scoftalmus maximus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 24(2), 121- 134.

Shpilman, M., Hollander-Cohen, L., Ventura, T., Gertler, A., & Levavi-Sivan, B. (2014). Production, gene structure and characterization of two orthologs of leptin and a leptin receptor in tilapia. *General and comparative endocrinology*, 207, 74-85.

Signor, A. A., Signor, F. R. P., Nervis, J. A. L., Watanabe, A. L., Reidel, A., & Boscolo, W. R. (2018). Feed management of pacu juveniles cultivated in net cages. *Boletim do Instituto de Pesca*, 44(3).

Silva, C. A. D., & Fujimoto, R. Y. (2015). Crescimento de tambaqui em resposta a densidade de estocagem em tanques-rede. *Acta Amazonica*, 45, 323-332.

Silva, C. R., Gomes, L. C., & Brandão, F. R. (2007). Effect of feeding rate and frequency on tambaqui (*Colossoma macropomum*) growth, production and feeding costs during the first growth phase in cages. *Aquaculture*, 264(1-4), 135-139. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.12.007>

Silva, L. T. D. (2016). *Adaptações morfológicas do trato digestório do peixe neotropical (Steindachnerina notonota) (Characiformes, Curimatidae) ao hábito alimentar detritívoro* (Master's thesis, Brasil).

Silva, M. S. G. M., Losekann, M. E., & HISANO, H. (2013). Aquicultura: manejo e aproveitamento de efluentes.

Silva, W. D. S., Cordeiro, N. I. S., Costa, D. C., Takata, R., & Luz, R. K. (2014). Frequência alimentar e taxa de arraçoamento durante o condicionamento alimentar de juvenis de pacamã. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 49, 648-651.

Souza, R. C., Campeche, D. F. B., Campos, R. M. L., Figueiredo, R. A. C. R., & Melo, J. F. B. (2014). Frequência de alimentação para juvenis de tambaqui. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 66, 927-932. <https://doi.org/10.1590/1678-41625557>

Steinberg, C. E. W. (2018). *Aquatic animal nutrition*. Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-91767-2>.

Sterzelecki, F. C., de Jesus, A. M., Jorge, J. L. C., Tavares, C. M., de Souza, A. J. N., Santos, M. D. L. S., ... & Palheta, G. D. A. (2022). Açai palm, *Euterpe oleracea*, seed for aquaponic média and seedling production. *Aquacultural Engineering*, 98, 102270. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2022.102270>

Tal, Y., Schreier, H. J., Sowers, K. R., Stubblefield, J. D., Place, A. R., & Zohar, Y. (2009). Environmentally sustainable land-based marine aquaculture. *Aquaculture*, 286(1-2), 28-35.

Thomassen, J. M., & Fjaera, S. O. (1996). Studies of feeding frequency for Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquacultural Engineering*, 15(2), 149-157.

Thongprajukaew, K., Kovitvadhi, S., Kovitvadhi, U., & Preprame, P. (2017). Effects of feeding frequency on growth performance and digestive enzyme activity of sex-reversed Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758). *Agriculture and Natural Resources*, 51(4), 292-298.

Tian, H. Y., Zhang, D. D., Li, X. F., Zhang, C. N., Qian, Y., & Liu, W. B. (2015). Optimum feeding frequency of juvenile blunt snout bream (*Megalobrama amblycephala*). *Aquaculture*, 437, 60-66. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.11.032>

Ugolev, A. M., & Kuz'mina, V. V. (1994). Fish enterocyte hydrolases. Nutrition adaptations. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 107(1), 187-193.

Van der Meer, M. B., Van Herwaarden, H., & Verdegem, M. C. J. (1997). Effect of number of meals and frequency of feeding on voluntary feed intake of (*Colossoma macropomum*) (Cuvier). *Aquaculture Research*, 28(6), 419-432.

Van Gorder, S. D. (1994). Operating and managing water reuse systems. *Developments in aquaculture and fisheries science*, 27, 281-306.

Van Rijn, J. (2013). Waste treatment in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 53, 49-56. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2012.11.010>

Vandermarliere, E., Mueller, M., & Martens, L. (2013). Getting intimate with trypsin, the leading protease in proteomics. *Mass spectrometry reviews*, 32(6), 453-465.

Villacorta-Correa, M. A., & Saint-Paul, U. (1999). Structural indexes and sexual maturity of tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Cuvier, 1818) (Characiformes: Characidae) in Central Amazon, Brazil. *Revista brasileira de biologia*, 59, 637-652.

Volkoff, H. (2016). The neuroendocrine regulation of food intake in fish: a review of current knowledge. *Frontiers in neuroscience*, 10, 540.

Volkoff, H., & Peter, R. E. (2006). Feeding behavior of fish and its control. *Zebrafish*, 3(2), 131-140.

Volkoff, H., Canosa, L. F., Unniappan, S., Cerdá-Reverter, J. M., Bernier, N. J., Kelly, S. P., & Peter, R. E. (2005). Neuropeptides and the control of food intake in fish. *General and comparative endocrinology*, 142(1-2), 3-19. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2004.11.001>

Volkoff, H., Hoskins, L. J., & Tuziak, S. M. (2010). Influence of intrinsic signals and environmental cues on the endocrine control of feeding in fish: potential application in aquaculture. *General and Comparative Endocrinology*, 167(3), 352-359. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2009.09.001>

Volkoff, H., Sabioni, R. E., Coutinho, L. L., & Cyrino, J. E. P. (2017). Appetite regulating factors in pacu (*Piaractus mesopotamicus*): tissue distribution and effects of food quantity and quality on gene expression. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 203, 241-254.

Wang, N., Hayward, R. S., & Noltie, D. B. (1998). Effect of feeding frequency on food consumption, growth, size variation, and feeding pattern of age-0 hybrid sunfish. *Aquaculture*, 165(3-4), 261-267. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00266-X](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00266-X)

Wang, Y., Kong, L. J., Li, K., & Bureau, D. P. (2007). Effects of feeding frequency and ration level on growth, feed utilization and nitrogen waste output of cuneate drum (*Nibea miichthioides*) reared in net pens. *Aquaculture*, 271(1-4), 350-356. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.03.022>

Woynárovich, A., & Van Anrooy, R. (2019). Field guide to the culture of tambaqui (*Colossoma macropomum*), (Cuvier, 1816). *FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper*, (624), I-121.

Xie, F., Ai, Q., Mai, K., Xu, W., & Ma, H. (2011). The optimal feeding frequency of large yellow croaker (*Pseudosciaena crocea*, Richardson) larvae. *Aquaculture*, 311(1-4), 162-167. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.12.005>

Yan, A. F., Chen, T., Chen, S., Ren, C. H., Hu, C. Q., Cai, Y. M., ... & Tang, D. S. (2016). Goldfish leptin-AI and leptin-AII: function and central mechanism in feeding control. *International journal of molecular sciences*, 17(6), 783.

Yúfera, M., Moyano, F. J., & Martínez-Rodríguez, G. (2018). The digestive function in developing fish larvae and fry. From molecular gene expression to enzymatic activity. *Emerging issues in fish larvae research*, 51-86. https://doi.org/https://doi.org/10.1007/978-3-319-73244-2_3

Zavala-Camin, L. A. (1996). Introdução aos estudos sobre alimentação natural em peixes (No. 597 ZAV).

Zhang, S. Y., Li, G., Wu, H. B., Liu, X. G., Yao, Y. H., Tao, L., & Liu, H. (2011). An integrated recirculating aquaculture system (RAS) for land-based fish farming: The effects on water quality and fish production. *Aquacultural Engineering*, 45(3), 93-102.

Zuanon, J. A. S., Salaro, A. L., & Furuya, W. M. (2011). Produção e nutrição de peixes ornamentais. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 40(1), 165-174.