

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo desta dissertação será disponibilizado somente a partir de 02/08/2025.

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA-UNESP
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP**

**Transição alimentar precoce na larvicultura
do lambari (*Astyanax lacustris*): Impactos
no desempenho produtivo e
desenvolvimento do sistema digestório**

Hugo Leandro dos Santos

**Jaboticabal, São Paulo
2024**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA-UNESP
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP**

**Transição alimentar precoce na larvicultura
do lambari (*Astyanax lacustris*): Impactos
no desempenho produtivo e
desenvolvimento do sistema digestório**

Hugo Leandro dos Santos

Orientadora: Dra. Maria Célia Portella

Dissertação apresentada ao Programa
de Pós-graduação em Aquicultura do
Centro de Aquicultura da UNESP -
CAUNESP, como parte dos requisitos
para obtenção do título de Mestre

**Jaboticabal, São Paulo
2024**

S237t Santos, Hugo Leandro
Transição alimentar precoce na larvicultura do lambari (*Astyanax lacustris*) : Impactos no desempenho produtivo e desenvolvimento do sistema digestório / Hugo Leandro Santos. -- Jaboticabal, 2024
80 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Centro de Aquicultura da Unesp, Jaboticabal
Orientadora: Maria Célia Portella

1. Anatomia do peixe. 2. Larvas de peixe. 3. Lambari (Peixe). 4. Weaning. 5. Fish larvae. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Dados fornecidos pelo autor(a).

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: *Transição alimentar precoce na larvicultura do lambari (Astyanax lacustris): Impactos no desempenho produtivo e desenvolvimento do sistema digestório*

AUTOR: HUGO LEANDRO DOS SANTOS
ORIENTADORA: MARIA CÉLIA PORTELLA


Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciências, área de Aquicultura, pela Comissão Examinadora:


Profa. Dra. MARIA CÉLIA PORTELLA (Participação Virtual)
Departamento de Biologia / FCAV/Unesp, Jaboticabal-SP

Prof. Dr. JOÃO BATISTA KOCHENBORGER FERNANDES (Participação Virtual)
Laboratório de Peixes Ornamentais / Centro de Aquicultura da UNESP, CAUNESP, Jaboticabal-SP

Dr THIAGO MENDES DE FREITAS (Participação Virtual)
Vice-reitoria de projetos de pós-graduação, pesquisa e inovação / Universidade Nilton Lins

Jaboticabal, 02 de agosto de 2024

Documento assinado digitalmente
 MARIA CÉLIA PORTELLA
Data: 14/08/2024 17:22:23 -0300
verifique em <http://verificar.gov.br>

Documento assinado digitalmente
 JOÃO BATISTA KOCHENBORGER FERNANDES
Data: 10/08/2024 22:14:23 -0300
verifique em <http://verificar.gov.br>

Documento assinado digitalmente
 THIAGO MENDES DE FREITAS
Data: 13/08/2024 08:27:34 -0300
verifique em <http://verificar.gov.br>

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	6
LISTA DE TABELAS	9
AGRADECIMENTOS	12
APOIO FINANCEIRO	13
INTRODUÇÃO GERAL	16
OBJETIVO GERAL	27
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	27
REFERÊNCIAS	28
MANUSCRITO 1- Transição alimentar precoce na larvicultura do lambari (<i>Astyanax lacustris</i>): Impactos no desempenho produtivo e desenvolvimento do sistema digestório	37
MANUSCRIPT 1- Early weaning in lambari (<i>Astyanax lacustris</i>) larviculture: Impacts on productive performance and digestive system development	38
INTRODUÇÃO	39
MATERIAL E MÉTODOS	40
Análise estatística	47
RESULTADOS	47
DISCUSSÃO	62

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Série histórica da produção de peixes de cultivo no Brasil (PeixeBR, 2024)	16
Figura 2. Exemplar adulto de <i>Astyanax lacustris</i>	17
Figura 3. Ilustração de um peixe adulto destacando os cecos pilóricos. Fonte: Rotta, 2003.....	23
Figura 4. Aplicação de extrato hipofisário de lambari em casais de lambari aptos para a reprodução.	41
Figura 5. Delineamento experimental. Onde: T3- 3 dias de alimentação com náuplios de artêmia; T6- 6 dias de alimentação com náuplios de artêmia; T9- 9 dias de alimentação com náuplios de artêmia; T12- 12 dias de alimentação com artêmia; T15- 15 dias de alimentação com náuplios de artêmia; CA- Controle de alimentação somente com náuplios de artêmia; CR- Controle de alimentação somente com ração; CJ- Larvas submetidas ao jejum; A/R - Representa o período de co-alimentação com náuplios de artêmia e dieta inerte.	43
Figura 6. Unidades experimentais utilizadas para o cultivo das larvas de lambari.	43
Figura 7. Incubadoras utilizadas para a eclosão dos náuplios de artêmia	44
Figura 8. Valores médios de sobrevivência e de fator de condição relativo das larvas de lambari submetidas a diferentes períodos de transição alimentar ao fim do período experimental.....	48
Figura 9. Valores médios de taxa de crescimento específico (% peso/dia) de larvas de lambari após início do experimento até 30 dias.	51
Figura 10. Distribuição de frequência do comprimento total das larvas de lambari de cada tratamento de diferentes períodos de transição alimentar em cinco classes de tamanho, ao fim do período experimental PP = super-pequena (< 13,96 mm); P = pequena (13,97 a 17, 74 mm); M = média (17,75 a 25,30 mm); G = grande (25,31a 29,07 mm); GG = extra-grande (> 29,07mm).	52
Figura 11. Canibalismo intraespecífico em larvas de lambari. Fonte: (o autor)	52
Figura 12. Valores gastos com uso de náuplios de artêmia por tratamento durante o período experimental de 30 dias de larvicultura de lambari (<i>Astyanax lacustris</i>).	53

- Figura 13.** Corte histológico de uma larva de lambari recém-eclodida, mostrando o tubo digestivo incipiente situado dorsalmente ao saco vitelino. A estrutura é composta por epitélio colunar monoestratificado. 54
- Figura 14.** (A) Larvas de lambari com 2 dias após a eclosão com trato digestório linear histologicamente indiferenciado e com abertura da boca e ânus e lúmen (L) no tubo digestivo. Notar a formação dos arcos branquiais (inserto) na cavidade bucofaríngea (CB) e a bexiga natatória inflada (BN). (B) Pâncreas exócrino, com células pancreáticas com núcleos basais e grânulos de zimogênio refringentes (seta). Colorações: HF (A); EOF (B)..... 55
- Figura 15.** (A) Larvas de lambari com 4 dias após a eclosão, exibindo trato digestório linear e histologicamente ainda indiferenciado, mas já apresentando dobras no epitélio. (B) Detalhe da cavidade bucofaríngea com quatro arcos branquiais, fígado diferenciado com aspecto vacuolizado (F), pâncreas diferenciado (seta curta) e presença de células mucosas no epitélio (seta). (C) Visão do fígado com depósitos de glicogênio. (D) Células pancreáticas com grânulos de zimogênio. Colorações: HF (A, B); PAS-H (C); EOF (D)..... 56
- Figura 16.** Larvas 6 dias experimentais (T6) antes da transição alimentar. (A) Formação da válvula ileorretal (seta pontilhada), intestino ainda retilíneo, exibindo vesículas absorptivas (inserto) nos enterócitos. (B) Presença de células caliciformes secretoras de polissacarídeos neutros e ácidos (seta) (C) Alargamento da região posterior ao esôfago, com a presença de células mucosas (círculo pontilhado). (D) Células pancreáticas com grânulos de zimogênio (seta longa), com vasos sanguíneos (seta curta). F: fígado. Colorações: HF (A); AB 2,5-PAS-H (B,C); EOF (D)..... 57
- Figura 17.** Secções histológicas de larvas de lambari do T9 ao início da transição alimentar. (A) Região de transição entre esôfago e estômago, evidenciando muitas glândulas gástricas na região glandular do estômago, próximo do esfíncter esofágico e células mucosas na região pilórica (seta curta). (A1) Estômago completo, pâncreas com granulações de zimogênio no tecido pancreático (inserto) e cecos pilóricos em formação (asterisco) (B) Hepatócitos com depósitos de glicogênio (seta). (C) Dobras intestinais com células caliciformes secretoras de polissacarídeos neutros (seta). Colorações HF(A); PAS-H (B), AB 2,5-PAS-H (C). 58

Figura 18. Secções histológicas de larvas de lambari do T12 ao início da transição alimentar. (A) Estômago completo com regiões pilórica (seta pontilhada) e cárdica (círculo pontilhado) diferenciadas e cecos pilóricos (asterisco).(B) Região final da bucofaríngea (quadrado pontilhado), com o início do esôfago (C) Cecos pilóricos formados com células caliciformes secretoras de polissacarídeos neutros (seta) (D) Fígado com depósitos de glicogênio intensamente corado pelo PAS. Colorações: AB 2,5-PAS-H (A,C), HF (B), PAS-H (D)..... 59

Figura 19. Secções histológicas das larvas de lambari que permaneceram em jejum. (A) Larvas com 3 dias em jejum com a formação do estômago presuntivo (seta pontilhada (B) Larvas 6 dias em jejum com estômago presuntivo e com a diminuição das dobras intestinais. (C) Larvas com 3 dias em jejum com o tecido pancreático com grânulos de zimogênio. (D) Larvas com 8 dias de jejum apresentam diminuição das dobras intestinais, e tubo digestivo plano (inserto).EP- Estômago presuntivo. Colorações: HF (A, B); EOF (C), AB 2,5-PAS-H (D)..... 61

Figura 20 .Secções histológicas das larvas de lambari que foram alimentadas exclusivamente com ração. (A) Larvas com 3 dias alimentadas com ração com formação do estômago presuntivo (EP) (B) Larvas 6 dias alimentadas com ração com estômago presuntivo, mas com diminuição das dobras intestinais (C) Larvas com 9 dias alimentadas com ração com estômago presuntivo, com diminuição das dobras intestinais e vacuolização no fígado. (D) Larvas com 9 dias alimentadas com ração apresentavam redução do arranjo estrutural acinar das células pancreáticas. Colorações: HF (A, B e C); EOF (D). 62

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Taxa de alimentação diária de náuplios de artêmia fornecidos às larvas de lambari, protocolo adotado por Hiromoto (2021).	45
Tabela 2. Valores médios do comprimento total \pm desvio padrão (mm) de larvas de lambari ao longo do experimento.	49
Tabela 3. Valores médios do peso total úmido \pm desvio padrão (mg) de larvas de lambari ao longo do experimento.	50



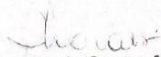
CEUA – COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o projeto intitulado “Estratégias alimentares na larvicultura do lambari (*Astyanax lacustris*)”, protocolo n.º 4794/23, sob a responsabilidade da Profa. Dra. MARIA CÉLIA PORTELLA, que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao Filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino) - encontra-se de acordo com os preceitos da lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008, no decreto 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA), da FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS, UNESP - CÂMPUS DE JABOTICABAL-SP, em reunião ordinária de 15 de agosto de 2023.

Vigência do Projeto	01/07/2023 a 31/12/2023
Espécie / Linhagem	Lambari (<i>Astyanax lacustris</i>)
Nº de animais	36.600
Peso / Idade	1 a 60 dias (fase larval e juvenil)
Sexo	Macho e Fêmea
Origem	CAUNESP

Jaboticabal, 15 de agosto de 2023.


Profa. Dra. Paola Castro Moraes
Vice-coordenadora em exercício – CEUA FCAV

DEDICATÓRIA

"Façam tudo com amor."
Paulo de Tarso, 1 Coríntios 16:14

Dedico esta dissertação à minha mãe, Rosimeire Narciso, que sob muito sol, me fez chegar até aqui, na sombra.

AGRADECIMENTOS

À medida que esta etapa se encerra, minha gratidão só cresce.

Gosto sempre de refletir sobre o amor, pois é um dos maiores sentimentos que existem, e como mencionado na primeira epístola de Paulo à igreja de Coríntios: 'Assim, permanecem agora estes três: a fé, a esperança e o amor. O maior deles, porém, é o amor'. Com muita gratidão, agradeço a Deus que é a própria essência do amor, por cada passo dado, por todo cuidado e por renovar minhas forças a cada manhã.

Agradeço imensamente à minha mãe, Rosimeire Narciso, pelo amor, carinho e confiança que sempre me dedicou. Seu apoio incansável tem sido um estímulo fundamental em minha jornada acadêmica. Espero poder retribuir um dia tudo o que a senhora depositou em mim. Te amo, mãe. Agradeço ao meu pai, Gerson dos Santos, por seu amor, apoio constante e suporte, e que mesmo pela distância sempre esteve presente. Aos meus queridos tios, Gedalva dos Santos, Gildete dos Santos, Sinha e Quida, por todo o apoio inestimável e por sempre acreditarem em mim e apoiando as minhas decisões.

Agradeço à minha orientadora, Prof. Dra. Maria Célia Portella, que tem sido uma das minhas maiores inspirações acadêmicas desde a graduação. Sua confiança em meu trabalho e seu incentivo paciente têm sido fundamentais para o desenvolvimento desse trabalho.

Agradeço à Márcia pelo auxílio inestimável nas análises histológicas.

Agradeço aos meus amigos do CAUNESP, que estão guardados em meu coração. Sem a ajuda de vocês, este trabalho não teria sido realizado. Muito obrigado, Tomaz Ayres, Thalys Cruz, Thaís Silva, Weliton Vilhalba, Denis Johansen, Isabela Almeida.

Agradeço também em especial aos meus amigos, Douglas Graciano, Thaise Mota, Magdiel Oliveira e Vinícius Galante que estiveram ao meu lado durante toda a jornada do mestrado. Agradeço pelas boas risadas que tornaram essa caminhada mais leve e agradável. Amo vocês

Agradeço a Deborah Jacob, que ajudou durante todo o experimento, desde o nascer do sol até o entardecer. A sua companhia e trabalho foram essenciais para o sucesso do nosso trabalho. Amo você

Agradeço a Janaína Carvalho, que me ajudou incansavelmente em todas as biometrias e histologias, e também por todas as caronas no Kazinho. Você sempre esteve comigo, desde o emocional até um pacote de lâminas. Às vezes "paciente", mas sempre com bom humor, você foi fundamental para manter o ânimo e a energia ao longo de todo o processo. Amo você

Agradeço também aos meus amigos de Jaboticabal, Dália Ribeiro, Uedsson Eduardo e Mário Henrique. Sou muito grato por tê-los conhecido.

Agradeço também aos meus amigos de Sergipe, Hellen Mayra, Fagner Matos e Glória Mirelle, por tudo que vocês representam pra mim.

Agradeço também as minhas amigas, Dra. Lettícia D'Lucca e Roseane Souza, por todo amor e apoio.

E por fim, deixo um recado: nunca deixe de amar!

APOIO FINANCEIRO

CNPq, Bolsa de Mestrado, Processo nº 130948/2022-5

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

CAPES, Bolsa de Mestrado, Processo nº 461716/2019-01

RESUMO

O lambari (*Astyanax lacustris*) é uma das espécies de peixe de interesse comercial da América do Sul. No entanto, a larvicultura dessa espécie enfrenta desafios significativos, como a alta taxa de mortalidade, muitas vezes relacionada a fatores nutricionais. Entre esses fatores, a transição alimentar é crucial, pois impacta diretamente o processo de organogênese e a homeostase das larvas. Diante desse contexto, este estudo propôs analisar os efeitos da transição alimentar no desempenho produtivo e desenvolvimento morfológico do trato digestivo das larvas de lambari. Para isso, conduziu-se um experimento no qual as larvas foram submetidas a diferentes períodos de transição alimentar (3, 6, 9, 12, 15 dias), com três controles (com artêmia, em jejum, e com ração), visando entender como essas mudanças afetam o crescimento, a sobrevivência e a ontogenia digestiva das larvas. Foram realizadas análises histológicas do trato digestivo juntamente com avaliação de parâmetros zootécnicos. Observou-se que 12 dias de alimentação viva resultou em melhor desempenho em peso, semelhante ao fornecimento exclusivo de náuplios de artêmia. As análises histológicas mostraram que ao início da co-alimentação as larvas do T12 já possuíam estômago e cecos pilóricos formados e, enquanto no T3 e T6 ainda não tinham, afetando a digestão e o desempenho de crescimento. A distribuição de tamanho variou, com mais larvas extra grandes (GG) no controle com exclusivo com náuplios artêmia e larvas grandes (G) no T12. Observou-se canibalismo nos tratamentos com maior restrição alimentar e nos controles. Com isso, a transição alimentar iniciando em torno de 12 dias, quando as larvas apresentam $11,34 \pm 0,97$ mm de comprimento total, é uma estratégia adequada para o pleno desenvolvimento das larvas de lambari. Além disso, os resultados podem contribuir para a otimização dos protocolos de larvicultura, com impacto positivo direto aos produtores de lambari que poderão aplicar protocolos alimentares.

PALAVRAS-CHAVE:

Astyanax lacustris, Larvicultura, Transição alimentar, Trato digestório, Alimento vivo, Dieta formulada.

ABSTRACT

Lambari (*Astyanax lacustris*) is one of the commercial fish interesting for South American aquaculture. However, the larviculture of the species faces significant challenges, such as the high mortality rate often related to feeding and nutritional factors. Among these factors, the weaning is crucial, as it directly impacts the organogenesis process and homeostasis of the larvae. Therefore, this study proposed to study the effects of weaning on the productive performance and morphological development of the digestive tract of lambari larvae. To this end, an experiment was conducted in which the larvae was subjected to different periods of weaning to understand in what extend these changes affected growth and survival of the larvae. Histological analyzes of the digestive tract was carried out along with the evaluation of relevant zootechnical parameters. It was observed that 12 days of live feeding resulted in better performance in weight, similar to the treatment with exclusive supply of artemia nauplii. Histological analyses of the digestive tract were conducted along with an evaluation of relevant zootechnical parameters. The histological analyses revealed that at the beginning of co-feeding, the larvae in T12 already had a formed stomach and pyloric caeca, while those in T3 and T6 did not, affecting their digestion and growth. Size distribution varied with higher number of extra-large (GG) larvae in the control group fed exclusively with artemia and more large (G) larvae in T12. Cannibalism was observed in treatments with greater feed restriction and in the control groups. Therefore, the weaning starting around 12 days, when the larvae are 11.34 ± 0.97 mm in total length, is a suitable strategy for the full development of lambari larvae.. Furthermore, these results can contribute to the improvement of larviculture protocols, with a direct positive impact on lambari producers who will be able to apply feeding protocols.

KEYWORDS

Astyanax lacustris, Larviculture, Weaning, Digestive tract, Live feed, Formulated diet.

INTRODUÇÃO GERAL

A oferta mundial de pescado derivados da aquicultura cresceu exponencialmente nas últimas décadas. A produção de pescado atingiu quase 178 milhões de toneladas em 2020, sendo aproximadamente 88,5% desse total destinado ao consumo humano, enquanto o restante é utilizado para a produção de farinhas, óleos e outros produtos (FAO, 2022). Atualmente, a maior parte dos peixes utilizados para alimentação da população mundial provém da aquicultura (FAO, 2022), e nesse contexto, considerando a população mundial atual de 8 bilhões de pessoas, a produção de pescado destinado ao consumo humano representa aproximadamente 20 kg *per capita* ao ano (FAO, 2022), demonstrando a importância da atividade para a segurança alimentar mundial.

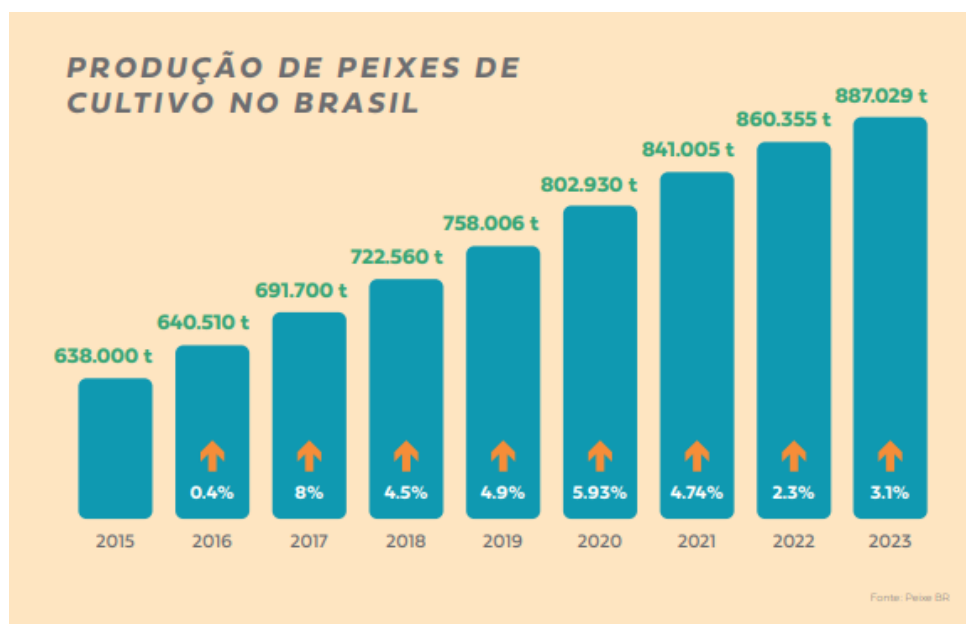


Figura 1. Série histórica da produção de peixes de cultivo no Brasil (PeixeBR, 2024) .

O Brasil é um dos maiores produtores de pescado do mundo e a aquicultura brasileira cresce acentuadamente no país, que já superou 880 mil toneladas em 2023 (Figura 1) (PeixeBR, 2024). No entanto, a elevada procura no mercado interno, aliada ao fato do país exportar parte da produção nacional, resulta em déficit comercial deste alimento (Barone et al., 2017). Além disso, a produção de pescado no Brasil é habitualmente focada em espécies de grande

porte e de alto valor, sendo grande parte da produção destinada às cidades, em detrimento das áreas rurais e da população de baixa renda onde os alimentos são produzidos, levando a déficits de consumo por parte da população (Naylor et al., 2000; Olaganathan et al., 2017). Com isso, para atender às demandas de consumo de pescado em todo o Brasil, a aquicultura tem se expandido nos mais diversos aspectos, principalmente relacionados à produção sustentável de pescado e melhoria da produção com melhor custo-benefício (Fonseca et al., 2017, Valenti et al., 2021). Um aspecto importante dessa expansão é a produção de peixes de pequeno porte, que tendem a ter preços mais baixos, tornando-os acessíveis para famílias de baixa renda. Além disso, essas espécies geralmente possuem ciclos de produção mais curtos em comparação com as espécies de alto valor comercial, o que significa que podem ser criadas e disponibilizadas no mercado em um período de tempo mais curto. Além disso, peixes de pequeno porte são altamente nutritivos, consumidos inteiros e contribuem para a segurança alimentar e desenvolvimento sustentável (WorldFish, 2017; Hasselberg et al., 2020).

A região neotropical abriga a maior ictiofauna de água doce do mundo, com mais de 5.000 espécies (Maggio, 2017), compreendidas principalmente nas ordens Characiformes e Siluriformes (Gardinal et al., 2021). Entre os Characiformes, o destaque é família Characidae, a maior e mais diversificada, abrigando mais de 1.192 espécies, sendo cerca de 90% de médio e pequeno porte (Santos et al., 2020).



Figura 2. Exemplar adulto de *Astyanax lacustris*

Na família dos caracídeos, o lambari (*Astyanax lacustris*) desempenha um papel relevante na aquicultura continental. Trata-se de uma espécie de pequeno porte, caracterizada por altas taxas de crescimento e desova durante todo o ano, com maior sucesso reprodutivo no verão, conforme relatado por Suárez et al. (2017) e Bastian et al. (2021). Segundo o IBGE (2022), em 2021, o estado de São Paulo foi o segundo maior produtor de lambari, com produção total de 132.202 kg, ficando atrás apenas de Goiás, que registrou 135.974 kg. Além de ser importante como alimento humano, o lambari é amplamente utilizado como isca viva para pesca esportiva, constituindo outro segmento de mercado na cadeia produtiva da espécie.

O lambari é um peixe com hábito alimentar onívoro e oportunista, encontrando sua nutrição em uma variedade de fontes, incluindo insetos, algas, pequenos crustáceos, detritos e ovos de peixes e insetos (Vidotto-Magnoni, 2021). Além disso, a espécie apresenta um claro dimorfismo sexual quando adulto, com as fêmeas exibindo corpos mais arredondados e maiores em tamanho em comparação aos machos. As fêmeas geralmente mostram uma forte irrigação de vasos sanguíneos na região ventral do corpo, além de papila urogenital avermelhada (Suárez et al., 2017). Por outro lado, os machos tendem a ser menores, com corpos mais retilíneos e, durante a fase reprodutiva, desenvolvem espículas na nadadeira anal, proporcionando uma textura áspera (Daniel et al., 2012).

No contexto de piscicultura, a reprodução do lambari é frequentemente realizada por meio da indução hormonal, utilizando extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC) (Figueiredo-Ariki, 2019). Para as fêmeas, é administrada uma dose de 5 mg por kg de peso corporal, dividida em duas aplicações com um intervalo de seis horas. Na primeira aplicação, 20% da dose é administrada como preparação, enquanto os restantes 80% são aplicados na última dose. Para os machos, é aplicada uma dose única de 3 mg por kg de peso corporal, simultaneamente à segunda dose administrada às fêmeas. Segundo Lira et al. (2018) a desova ocorre espontaneamente em 145 horas-graus após a aplicação da segunda dose hormonal; no entanto Yasui et al. (2020) indicaram 180 a 250 horas-grau a 25-28°C.

Apesar de ser uma espécie importante na produção aquícola, ainda existem gargalos mais preponderantes na larvicultura do lambari (*Astyanax lacustris*), pois são larvas altriciais (Santos et al., 2020). As larvas altriciais possuem reservas vitelinas escassas e iniciam a alimentação exógena com o sistema digestório em estado morfo-fisiológico relativamente imaturo, com algumas estruturas ainda não diferenciadas e funcionais, como as glândulas gástricas (Dabrowski, 1984) e, com isso, a contribuição do alimento vivo nessa fase de desenvolvimento é crucial (Kolkovski, 2001). Estudos sobre o papel das enzimas digestivas aumentaram muito nas últimas décadas e várias funções foram elucidadas. Dabrowski e Glogowski (1977) realizaram estudos que mostraram a atividade proteolítica de enzimas semelhantes à tripsina e pepsina em invertebrados, como rotíferos, moluscos e artêmia, que servem de alimento para larvas de peixes. Eles identificaram níveis elevados de atividade proteolítica, variando entre 102–103 µg de tirosina por mg de proteína. Comparando enzimas exógenas e endógenas em várias espécies de peixes, incluindo *Cyprinus carpio*, *Coregonus larvaretus* e *Ctenopharyngodon idella*, os resultados mostraram que 40–80% da atividade enzimática nessas espécies era fornecida pelos organismos alimentares vivos. No entanto, outros estudos apresentaram resultados contrastantes. Pesquisas realizadas por Zambonino-Infante et al. (1996) e Cahu e Zambonino-Infante (1997) indicaram que a contribuição direta do alimento vivo para as enzimas digestivas pode ser insignificante e Kurokawa et al. (1995) demonstraram inequivocadamente que a contribuição das enzimas dos rotíferos contribuíam com cerca de apenas 0,5% da atividade enzimática total das larvas. Outros estudos demonstraram que as larvas já apresentam atividade de enzimas proteolíticas alcalinas no início da alimentação exógena (Martinez et al., 1999). Assim, o insucesso na utilização de dietas na transição alimentar precoce parece não se dever apenas à falta de um estômago funcional e à baixa produção de enzimas digestivas, mas também à baixa taxa de ingestão e à ineficácia das dietas em estimular a secreção enzimática endógena das larvas (Kolkovski, 2001).

Visando contornar esses problemas, a maioria dos produtores no Brasil praticam a larvicultura das espécies altriciais nativas em sistemas semi-

intensivos (Portella et al., 2014; Samir et al., 2015; Arbeláez-Rojas et al. 2023). Nesses sistemas, as larvas permanecem nas incubadoras até o momento da abertura da boca e enchimento da bexiga natatória, quando então são transferidas diretamente a viveiros pré-fertilizados, onde uma população planctônica se desenvolve e serve de alimento às larvas (Rezende et al., 2021). As larvas permanecem nos viveiros por cerca de 30 a 60 dias, até atingirem a fase juvenil. As taxas de sobrevivência nestas condições geralmente são baixas e sua produção depende exclusivamente das condições ambientais (Jomori et al. 2003, Kojima et al. 2015). Alternativamente, existe a estratégia de larvicultura intensiva *indoors*, onde as larvas são mantidas em ambiente controlado, na maioria das vezes em sistema de recirculação, e são alimentadas com alimento vivo por alguns dias, até que estejam aptas à ingestão e assimilação eficiente da dieta inerte, próximo à metamorfose (Jomori et al., 2003).

Assim, o uso de alimentos vivos é uma prática comum e rotineira para a larvicultura de larvas altriciais (Treece, 2000; Léges et al., 1987; Portella et al., 2014), devido às características atrativas deste alimento para as larvas e para o ambiente de cultivo, como a menor deterioração da água, melhor distribuição na coluna d'água, maior atratividade por meio de estímulos químicos e visuais (Tesser e Portella, 2006) e pela maior digestibilidade quando comparados à utilização da dieta formulada (Tesser et al., 2005). Os náuplios de artêmia constituem um dos alimentos mais utilizados na aquicultura mundial, desempenhando um papel como presas vivas para a larvicultura de peixes (Luz et al., 2002; Reis et al., 2021) e de outros animais aquáticos cultivados comercialmente, como os camarões. A artêmia é um microcrustáceo de águas salgadas que sob determinadas condições ambientais produzem cistos de resistência. Esses são comercializados secos e, postos para eclodir nos laboratórios de larvicultura, produzem facilmente os náuplios, prontamente disponíveis para alimentação das larvas (El-Dahhar et al., 2024). Os náuplios de artêmia possuem tamanho adequado para a abertura bucal de muitas espécies de larvas de peixes, com comprimento variando de 400 a 600 μm e coloração em tons de laranja, atraindo os peixes através de estímulos químicos e visuais (Kolkovski et al. 1997; Tesser e Portella, 2006; Madkour et al., 2023). Além disso, apresentam elevado valor nutricional, sendo fontes de 23 aminoácidos, minerais,

vitaminas e lipídeos (Bengtson et al., 2018), auxiliando também na maturação e no funcionamento do sistema digestivo das larvas (Léger et al., 1987; Sorgeloos et al., 1993; Kolkowski et al. 2000; Portella et al., 2014).

Um dos principais entraves para o uso dos náuplios de artêmia na larvicultura de peixes é o alto custo econômico relacionado ao preço de aquisição dos cistos, elevados custos para produção e fornecimento do alimento vivo, que demanda mão de obra (Jomori et al., 2005, 2012; Lipscomb et al., 2020). Como observado por Jomori et al. (2005), há um aumento progressivo nos custos de produção à medida que o tempo de fornecimento de náuplios de artêmia aumenta.

Dessa forma, torna-se necessário o emprego de estratégias que visem a retirada do alimento vivo da dieta e a inserção de dieta inerte, sem causar prejuízos para a sobrevivência, desempenho zootécnico e qualidade das larvas (Rosenlund et al., 1997; Canavante et al., 1999; Woche et al., 2012; Kotani et al., 2016). Na aquicultura, o momento em que as larvas começam a aceitar o alimento formulado (ração) em substituição ao alimento vivo é denominado transição alimentar (Govoni et al., 1986; People Le Ruyet et al., 1993; Portella et al., 2008; Portella et al., 2012). Assim, a transição alimentar é um processo para substituir gradualmente alimentos vivos por dietas inertes para as larvas de peixes. Porém, a introdução precoce de uma dieta formulada pode ter efeitos deletérios para o crescimento e a sobrevivência dos peixes (Matuha et al., 2024), uma vez que as larvas podem não ter ainda plena capacidade de digerir uma dieta formulada (Portella et al., 2014). Um protocolo na larvicultura para auxiliar a superar a dificuldade de ingestão, digestão e assimilação dos alimentos formulados pelas larvas de peixes na fase inicial de desenvolvimento é o esquema de co-alimentação com alimentos vivos e inertes (Rosenlund et al., 1997; Canavate et al., 1999; Tesser et al., 2005; Jomori et al. 2008; Djellata et al., 2021).

A estratégia de co-alimentação ajuda a pré-condicionar nutricionalmente as larvas para aceitarem a dieta inerte quando a alimentação viva é gradualmente retirada durante o período de transição. Para garantir o sucesso da co-alimentação, é crucial que as larvas consumam a dieta formulada mesmo

quando estão recebendo alimentação viva simultaneamente. Fernández-Díaz (1994) constatou que larvas de dourada (*Sparus aurata*), após terem sido previamente alimentadas com alimentos vivos, gradualmente reduziram a seleção por alimentos vivos durante a transição alimentar. Jomori et al. (2008) observaram que larvas de pacu iniciam a escolha voluntária de alimento inerte quando estão com cerca de 40 mg (18 dias pós primeira alimentação, dppa); no entanto, se forem induzidas à transição alimentar aos 12 dppa (10 mg), não há prejuízo de desempenho de crescimento e sobrevivência.

Tendo em vista as larvas altriciais, verifica-se que a ontogenia do trato digestivo é de certa forma semelhante entre as larvas de peixes marinhos e de água doce, com algumas poucas variações interespecífica (Infante e Cahu, 2001; Portella et al., 2014).

Dabrowski (1984) e Person-Le Ruyet (1989) detalharam mudanças críticas no trato digestivo durante a ontogenia das larvas. Na eclosão o trato digestivo desenvolve-se gradualmente a partir de um tubo curto, reto e indiferenciado histologicamente. Este tubo permanece com formato curto e retilíneo até a abertura da boca e ânus e a finalização da absorção do vitelo, momento em que começa a se segmentar em bucofaringea, intestino anterior, intestino médio e intestino posterior (Infante e Cahu, 2001). O período larval termina com o desenvolvimento de um estômago com glândulas gástricas e, por vezes dos cecos pilóricos nas espécies que apresentam essas estruturas (Kendall et al., 1984). O fígado e o pâncreas se formam na eclosão e já são funcionais na primeira alimentação (Chakrabarti e Sharma, 2005). Muitas dessas estruturas são de suma importância como por exemplo os cecos pilóricos. A formação dos cecos pilóricos indica a última grande alteração do sistema digestivo nas larvas de peixes (Bisbal e Bengtson, 1995; Pedersen e Falk-Petersen, 1992; Mai et al., 2005; Freitas, 2015). Os cecos pilóricos aumentam a área de digestão e absorção sem aumentar o tamanho do intestino e fortalecem as funções intestinais em um espaço limitado da cavidade celomática (Lipscomb et al., 2023). Os cecos pilóricos e o intestino anterior (Figura 3) são estruturalmente semelhantes e têm a mesma função na digestão (Lima et al., 2013).

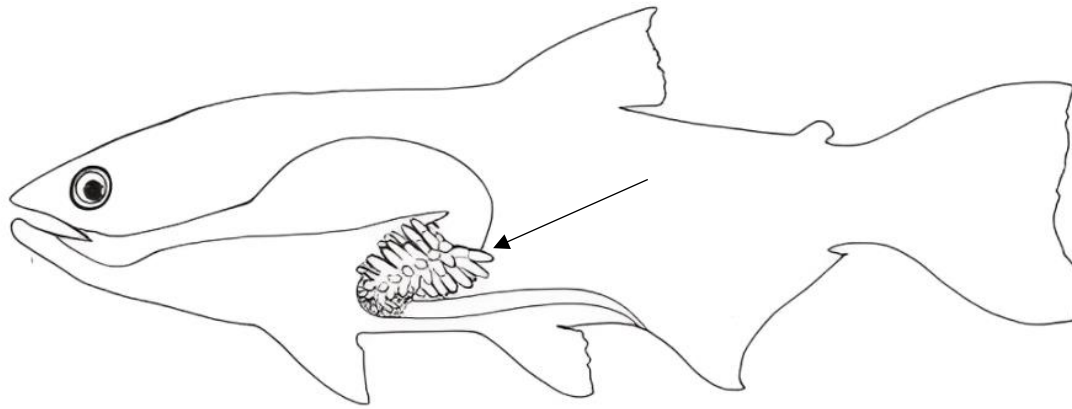


Figura 3. Ilustração de um peixe adulto destacando os cecos pilóricos (seta).
Fonte: Rotta, 2003.

Uma outra importante estrutura presente no trato digestivo é conhecida como borda em escova. As células que revestem as paredes do intestino, chamadas enterócitos, possuem pequenas vilosidades em sua membrana apical, denominadas microvilosidades. Estas microvilosidades se agrupam formando a borda em escova, que entra em contato direto com o interior do intestino. Essa estrutura desempenha um papel essencial na produção de enzimas digestivas (Ribeiro et al., 1999; Zambonino-Infante et al., 1996) e absorção dos nutrientes, especialmente na digestão das proteínas da dieta. Os oligopeptídeos, produtos da digestão proteica, são prontamente digeridos e absorvidos através da borda em escova (Joly et al., 2021; Imentai et al., 2022).

De acordo com Zambonino-Infante et al. (2001), as larvas de rabalo-europeu (*Dicentrarchus labrax*) apresentaram desenvolvimento considerável do epitélio intestinal durante os estágios iniciais de vida. No terceiro dia após a eclosão (dpe), o epitélio intestinal exibe uma superfície regular, e os enterócitos começam a diferenciar-se apicalmente, formando uma membrana com borda em escova. No 7º dpe, observou-se um espessamento e ondulações no epitélio intestinal, indicando um processo contínuo de desenvolvimento. Ao atingirem o 15º dpe, as larvas possuem estômago completamente formado, com surgimento das glândulas gástricas ocorrendo no 25º dpe, juntamente com a atividade de pepsina nessa mesma fase de desenvolvimento.

As larvas de linguado (*Solea solea*) também demonstram um padrão semelhante de desenvolvimento intestinal. A diferenciação do intestino, com formação da borda em escova, é iniciada ao 3º dpe. No 22º dpe, observa-se o surgimento das primeiras glândulas gástricas. No entanto, a atividade da pepsina não é detectada durante as primeiras cinco semanas de vida dessas larvas (Boulhic et al., 1992). Esses resultados destacam a complexidade e a temporalidade dos processos de desenvolvimento do trato digestivo na fase larval dos peixes, fornecendo elementos importantes para compreender a fisiologia nutricional e direcionamento para manejo adequado em condições de cultivo. No contexto das larvas altriciais de água doce, é importante destacar que existem variações entre as espécies, como é o caso do trairão (*Hoplias lacerdae*), cujo desenvolvimento larval difere dos demais peixes neotropicais estudados até o momento. Luz e Portella (2005) descreveram algumas características do sistema digestivo do trairão, enfatizando a presença de um tubo indiferenciado alinhado com epitélio cúbico em larvas com 2 dias de idade (com 8,7 mm de comprimento total). Após 3 dias (quando as larvas atingem 8,8 mm de comprimento total), foram observadas as primeiras glândulas gástricas no estômago. No entanto, a primeira alimentação foi registrada apenas no 7º dia após a eclosão (quando as larvas atingiram 9,5 mm de comprimento total), momento em que o pâncreas também estava bem desenvolvido, apresentando estruturas exócrinas e endócrinas. Apesar do avanço na morfogênese dos órgãos digestivos, as tentativas de criar larvas de trairão exclusivamente com alimento seco falharam (Luz e Portella, 2002).

De maneira geral, a larvicultura de lambari é realizada seguindo protocolos de espécies nativas com proximidade filogenética e mesmo hábito alimentar na fase larval, como o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (Portella et al., 2014). Um estudo conduzido por Tesser et al. (2005) avaliou o efeito da co-alimentação e do fornecimento abrupto de ração em larvas de pacu, observando que o tratamento com co-alimentação resultou em larvas com maior comprimento e peso médio. Mesmo com resultados de desempenho inferiores às larvas do tratamento controle que não passaram pela transição alimentar, os pesquisadores sugeriram que os náuplios de artêmia influenciaram a ingestão, digestão e absorção da dieta inerte durante a co-alimentação, por meio de

estímulos químicos. Esses estímulos desencadearam a liberação de aminoácidos livres, ativando receptores larvais e estimulando o apetite (Tesser e Portella, 2006).

Por outro lado, Jomori (2005) conduziu um estudo abordando diversos protocolos de co-alimentação utilizando diferentes formulações de dietas. Os resultados mostraram que, na transição alimentar, a qualidade da ração desempenha um papel fundamental no desenvolvimento das larvas. Larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) alimentadas com rações nutricionalmente inadequadas, acarretam em prejuízo do crescimento quando a transição ocorreu tanto aos 12 como aos 21 dias após a primeira alimentação. Por outro lado, quando receberam dieta de excelente qualidade (Kyowa B Fry Feed, Japão), as que transicionaram tanto aos 12 como aos 21 dias apresentaram peso final de mais que 200 % em relação ao controle. Isso destaca não apenas a importância da transição alimentar, mas também da qualidade da dieta, o qual influencia significativamente no desempenho zootécnico larval.

Por meio da técnica de isótopos estáveis, Jomori et al. (2008) também observaram que as larvas de pacu, submetidas à transição alimentar aos 12 dias de experimento e com 10 mm e 10 mg começaram a reter nutrientes da dieta formulada eficientemente e não apresentaram diferenças significativas de peso, comprimento e sobrevivência ao final do experimento, em relação às larvas que tinham a sua disposição tanto alimento vivo como o formulado e apresentaram indícios de incorporação dos nutrientes da dieta formulada somente a partir dos 18 dias de experimento, com cerca de 15 mm e 38 mg. Após a transição, houve uma notável melhora na capacidade das larvas de metabolizarem a dieta seca, conforme indicado por mudanças significativas nos valores dos isótopos estáveis analisados ($\delta^{13}\text{C}$ e $\delta^{15}\text{N}$), aproximando-se da assinatura isotópica das larvas alimentadas exclusivamente com dieta formulada.

Resultados indiretos, como os observados por Tesser (2002) e Jomori (2005), revelaram que larvas de pacu com idade entre 16 e 18 dias, e pesando aproximadamente 12 mg, já possuem um estômago morfologicamente diferenciado, apresentando regiões glandulares e aglandulares, sugerindo que nesse estágio ocorra o início da digestão ácida. Além disso, Jomori. (2005)

observou o aparecimento das primeiras glândulas gástricas em larvas de pacu com peso de cerca de 7 mg.

Em um estudo subsequente conduzido por Freitas (2015), foi observado que aos 2 dpe já é perceptível a diferenciação das células do epitélio intestinal e do fígado em larvas de pacu. O surgimento do pâncreas ocorre entre 3 e 4 dpe, embora inicialmente não apresente o arranjo acinar descrito anteriormente por Tesser (2002). No entanto, aos 5 dpe, as larvas alcançaram o final da fase larval vitelina, marcada pelo desenvolvimento da cavidade bucofaríngea, do esôfago e por um intestino em estágio avançado de maturação. Nesse estágio, surgiram as primeiras células caliciformes e enterócitos com borda em escova. Além disso, o pâncreas difuso aumentou de tamanho, com suas células organizadas em ácinos, evidenciando um progresso significativo no desenvolvimento do sistema digestório das larvas de pacu.

Esses resultados fornecem informações valiosas sobre o desenvolvimento do sistema digestivo em larvas de peixes nativos, sendo cruciais para compreender a transição da nutrição larval para a alimentação independente. Tal conhecimento tem grande relevância na larvicultura de espécies nativas filogeneticamente próximas, incluindo o lambari, permitindo o desenvolvimento de estratégias eficazes para a alimentação, nutrição e criação sustentável dessas espécies.

REFERÊNCIAS

- Bell, J. G., McEvoy, L. A., Estevez, A., Shields, R. J., & Sargent, J. R. (2003). Optimising lipid nutrition in first-feeding flatfish larvae. *Aquaculture*, 227, 211-220.
- Beux, L. F., & Zaniboni Filho, E. (2006). Influência da baixa salinidade na sobrevivência de náuplios de *Artemia* sp. *Boletim do Instituto de Pesca*, 32, 73-77.
- Bromley, P. J., & Howell, B. R. (1983). Factors influencing the survival and growth of turbot larvae, *Scophthalmus maximus* L., during the change from live to compound feeds. *Aquaculture*, 31, 31-40.
- Caballero, M. J., Obach, A., Rosenlund, G., Montero, D., Gisvold, M., & Izquierdo, M. S. (2002). Impact of different dietary lipid sources on growth, lipid digestibility, tissue fatty acid composition and histology of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*, 214, 253-271.
- Cahu, C. L., & Infante, J. Z. (1994). Early weaning of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae with a compound diet: effect on digestive enzymes. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 109, 213-222.
- Canavate, J. P., & Fernández-Díaz, C. (1999). Influence of co-feeding larvae with live and inert diets on weaning the sole *Solea senegalensis* onto commercial dry feeds. *Aquaculture*, 174, 255-263.
- Carvalho, E. G. & Urbinati, E. C. (2005). Crescimento, desenvolvimento gonadal e composição muscular de matrinxãs (*Brycon cephalus*) submetidos à restrição alimentar e realimentação durante um ano. *Ciência Rural*, 35, 897-908.

Celik, P. (2020). Effect of weaning time on growth and survival of freshwater angelfish larvae (*Pterophyllum scalare* SCHULTZE, 1823). *Fresenius Environmental Bulletin*, 29, 102020.

Chandan, C. S. S., Roy, P. U. J. A., Khatun, F. A. H. I. M. A., & Roy, N. C. (2021). Effect of Dietary Protein on Growth, Survival and Cannibalism of Larval Striped Snakehead, *Channa striata* (Bloch, 1793). *Asian Fisheries Science*, 34, 1-8.

Chen, J. Y., Zeng, C., & Cobcroft, J. M. (2022). Digestive system ontogeny and the effects of weaning time on larval survival, growth and pigmentation development of orchid dottyback *Pseudochromis fridmani*. *Aquaculture*, 549, 737737.

Colchen, T., Dias, A., Gisbert, E., Teletchea, F., Fontaine, P., & Pasquet, A. (2020). The onset of piscivory in a freshwater fish species: analysis of behavioural and physiological traits. *Journal of Fish Biology*, 96, 1463-1474.

Comabella, Y., Hernández Franyutti, A., Hurtado, A., Canabal, J., & García-Galano, T. (2013). Ontogenetic development of the digestive tract in Cuban gar (*Atractosteus tristoechus*) larvae. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 23, 245-260.

Dabrowski, K. R. (1986). Active metabolism in larval and juvenile fish: ontogenetic changes, effect of water temperature and fasting. *Fish Physiology and Biochemistry*, 1, 125-144.

Dabrowski, K., & Bardega, R. (1984). Mouth size and predicted food size preferences of larvae of three cyprinid fish species. *Aquaculture*, 40, 41-46.

Dantas, F. D. M., Santana, T. M., Kojima, J. T., Fonseca, F. A. L. D., Lopes, A. C. C., Carvalho, T. B., & Gonçalves, L. U. (2022). Pirarucu larviculture in green water provides heavier fish and modulates locomotor activity. *Acta Amazonica*, 52, 114-121.

Estévez, A., Papandroulakis, N., Wille, M., & Sorgeloos, P. (2019). Early life stages and weaning. *Organic Aquaculture: Impacts and Future Developments*, 79-102.

Fabregat, T. E. H. P., Wosniak, B., Takata, R., Miranda-Filho, K. C., Fernandes, J. B. K., & Portella, M. C. (2017). Larviculture of Siamese fighting fish *Betta splendens* in low-salinity water. *Boletim do instituto de pesca*, 43, 164-171.

Ferreira, A. L., Dos Santos, F. A. C., Bonifácio, C. T., & Luz, R. K. (2023). Effects of live prey concentration, salinity, and weaning age on larviculture of *Piaractus brachypomus* reared in a recirculating aquaculture system. *Tropical Animal Health and Production*, 55, 90-99.

Freitas, T. M. D. (2015). Capacidade digestiva durante a ontogenia de larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* 150f. (Tese de Doutorado, Centro de Aquicultura da Unesp. Universidade Estadual Paulista).

Freitas, T.M., Silva, L.T., Lopes, I.G., Buzollo, H., Portella, M.C., 2019. Growth performance and incidence of skeletal anomalies in pacu larvae under different weaning protocols. *Boletim do Instituto de Pesca*, 45, e433.

Galo, J. M., Streit-Junior, D. P., Oliveira, C. A., Povh, J. P., Fornari, D. C., Digmayer, M., & Ribeiro, R. P. (2018). Quality of fresh and cryopreserved semen and their influence on the rates of fertilization, hatching and quality of the larvae of *Piaractus mesopotamicus*. *Brazilian Journal of Biology*, 79, 438-445.

Gisbert, E., & Doroshov, S. I. (2003). Histology of the developing digestive system and the effect of food deprivation in larval green sturgeon (*Acipenser medirostris*). *Aquatic Living Resources*, 16, 77-89.

Gisbert, E., Conklin, D. B., & Piedrahita, R. H. (2004). Effects of delayed first feeding on the nutritional condition and mortality of California halibut larvae. *Journal of Fish Biology*, 64, 116-132.

Gong, Y.; Chen, W.; Han, D.; Zhu, X.; Yang, Y.; Jin, J.& Xie, S. (2017) Effects of food restriction on growth, body composition and gene expression related in regulation of lipid metabolism and food intake in grass carp. *Aquaculture*, 469, 28-35.

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

Guaiume, G. C. (2022). Uso de bioflocos como alimento suplementar para larvas de lambari (*Astyanax lacustris*). (Trabalho de conclusão de curso em Zootecnia, Universidade Estadual Paulista)

Hecht, T., & Pienaar, A. G. (1993). A review of cannibalism and its implications in fish larviculture. *Journal of the World Aquaculture Society*, 24, 246-261.

Hiromoto, M. J. (2021). Desenvolvimento osteológico de lambari-rosa *Astyanax lacustris* (Lutken 1975) (Characiformes, Characidae) 70f. (Dissertação de mestrado, Centro de Aquicultura da Unesp, Universidade Estadual Paulista).

Houde, E. D., Steele, J., Thorpe, S., & Turekian, K. (2009). Fish larvae. *Marine Ecological Processes: A derivative of the Encyclopedia of Ocean Sciences*. Academic Press, Burlington, Vermont, 4, 286-292.

Igwaran, A., Kayode, A. J., Moloantoa, K. M., Khetsa, Z. P., & Unuofin, J. O. (2024). Cyanobacteria harmful algae blooms: causes, impacts, and risk management. *Water, Air, & Soil Pollution*, 235(1), 71.

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, 477-487.

Jalali, S., Jamili, S., Sayyad Bourani, M., Ramezani-Fard, E., & Sepahdari, A. (2019). Ontogenic development of the digestive tract in larval and juvenile Vimba bream, *Vimba vimba*. *Anatomical Science International*, 94, 192-198

Johnson, K. S., & Clements, K. D. (2022). Histology and ultrastructure of the gastrointestinal tract in four temperate marine herbivorous fishes. *Journal of Morphology*, 283, 16-34.

Jomori, R. K., Carneiro, D. J., Malheiros, E. B., & Portella, M. C. (2003). Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) juveniles reared

in ponds or at different initial larviculture periods indoors. *Aquaculture*, 221, 277-287.

Jomori, R. K., Carneiro, D. J., Martins, M. I. E. G., & Portella, M. C. (2005). Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems. *Aquaculture*, 243, 175-183.

Jomori, R. K., Luz, R. K., & Célia Portella, M. (2012). Effect of salinity on larval rearing of pacu, *Piaractus mesopotamicus*, a freshwater species. *Journal of the World Aquaculture Society*, 43, 423-432.

Kestemont, P., Xueliang, X., Hamza, N., Maboudou, J., & Toko, I. I. (2007). Effect of weaning age and diet on pikeperch larviculture. *Aquaculture*, 264, 197-204.

Kjørsvik, E., Van der Meeren, T., Kryvi, H., Arnfinnson, J., & Kvenseth, P. G. (1991). Early development of the digestive tract of cod larvae, *Gadus morhua* L., during start-feeding and starvation. *Journal of fish Biology*, 38, 1-15.

Kojima, J. T. (2012). Ponto-de-não-retorno e períodos de restrição alimentar nos parâmetros zootécnicos e no desenvolvimento muscular de larvas de pacu 70f. (Dissertação de mestrado, Centro de Aquicultura da Unesp. Universidade Estadual Paulista).

Kolkovski, S., Lazo, J., Leclercq, D., & Izquierdo, M. (2009). Fish larvae nutrition and diet: new developments. In *New Technologies in aquaculture*, 1, 315-369. Woodhead Publishing.

Kowalska, A., Zakeś, Z., Jankowska, B., & Demska-Zakeś, K. (2011). Effect of different dietary lipid levels on growth performance, slaughter yield, chemical composition, and histology of liver and intestine of pikeperch, *Sander lucioperca*. *Czech Journal of Animal Science*, 56, 136-149.

Leite, E. F., de Godoi, D. S., Jacyntho, L. A., Maceno, J. F. S., & do Amaral Duarte, C. R. (2021). Feeding habits and reproductive biology of *Astyanax abramis*. *Brazilian Journal of Development*, 7, 2582-2597.

- Li, X., Han, T., Zheng, S., & Wu, G. (2022). Hepatic glucose metabolism and its disorders in fish. *Recent advances in animal nutrition and metabolism*, 207-236.
- Lipscomb, T. N., Yanong, R. P., Ramee, S. W., & DiMaggio, M. A. (2020). Histological, histochemical and biochemical characterization of larval digestive system ontogeny in black tetra *Gymnocorymbus ternetzi* to inform aquaculture weaning protocols. *Aquaculture*, 520, 734957.
- Ljubobratovic, U., Kosanovic, D., Demény, F.Z., Krajcsovics, A., Vukotic, G., Stanisavljevic, N., Golic, N., Jeney, G., Lukic, J., (2020). The effect of live and inert feed treatment with lactobacilli on weaning success in intensively reared pike-perch larvae. *Aquaculture*, 516, e734608.
- Madkour, K., Dawood, M. A., & Sewilam, H. (2022). The use of Artemia for aquaculture industry: An updated overview. *Annals of Animal Science*, 23(1), 3-10.
- Mai, K., Yu, H. A. I. R. U. I., Ma, H., Duan, Q., Gisbert, E. N. R. I. C., Infante, J. Z., & Cahu, C. L. (2005). A histological study on the development of the digestive system of *Pseudosciaena crocea* larvae and juveniles. *Journal of Fish Biology*, 67(4), 1094-1106.
- Martins, L. F., Silva, W. V., Nascimento, N. F., Melo, M. P., Crispim, B. A., Barufatti, A., & Hilbig, C. C. (2023). Zootechnical performance, degree of steatosis and the genotoxic potential in yellowtail tetra *Astyanax lacustris* fed with different levels of L-carnitine. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 75, 753-758.
- McKay, W. J., & Jeffs, A. G. (2023). Improving the weaning of larval giant kōkopu, *Galaxias argenteus*: An emerging aquaculture species. *Journal of the World Aquaculture Society*, 54, 701-713.
- Menossi, O. C. C., Takata, R., Sánchez-Amaya, M. I., Freitas, T. M. D., Yúfera, M., & Portella, M. C. (2012). Growth and structure of the digestive system of pacu larvae fed microencapsulated diet produced experimentally. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 41, 1-10.

Micale, V., Di Giancamillo, A., Domeneghini, C., Mylonas, C. C., Nomikos, N., Papadakis, I. E., & Muglia, U. (2008). Ontogeny of the digestive tract in sharpsnout sea bream *Diplodus puntazzo*-Cetti, 1777. *Histology and histopathology*.

Mozanzadeh, M. T., Bahabadi, M. N., Morshedi, V., Azodi, M., Agh, N., & Gisbert, E. (2021). Weaning strategies affect larval performance in yellowfin seabream (*Acanthopagrus latus*). *Aquaculture*, 539, 736673.

Munilla-Moran, R., Stark, J. R., & Barbour, A. (1990). The role of exogenous enzymes in digestion in cultured turbot larvae (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture*, 88, 337-350.

Murray, C. A., Markham, O. I., Hutchins, S. W., & DiMaggio, M. A. (2023). Characterizing the gastrointestinal development and digestive enzyme ontogeny of larval *Amphiprion ocellaris*. *Aquaculture*, 563, 738897.

Nakayama, S., & Fuiman, L. A. (2010). Body size and vigilance mediate asymmetric interference competition for food in fish larvae. *Behavioral Ecology*, 21, 708-713.

Oliveira, G. R.; Gemaque, T. C.; Melo, K. D. M.; da Silva, S. R.; de Oliveira, A. V.; Freato, T. A. & da Costa, D. P. (2020). Restrição alimentar na piscicultura: fisiologia, metabolismo e sustentabilidade. *Brazilian Journal of Development*, 6, 28224-28244.

Oliveira, L. C. C., da Silveira, B. G., de Sousa Nascimento, E. T., Eiras, B. J. C. F., De Moura, L. B., Salaro, A. L., & Campelo, D. A. V. (2022). Salinized water as a strategy for increase stocking density in *Heros severus* larviculture, an Amazonian ornamental fish. *Boletim do Instituto de Pesca*, 48.

Ostaszewska, T., Korwin-Kossakowski, M., & Wolnicki, J. (2006). Morphological changes of digestive structures in starved tench *Tinca tinca* (L.) juveniles. *Aquaculture International*, 14, 113-126.

People Le Ruyet, J., Alexandre, J. C., Thébaud, L., & Mugnier, C. (1993). Marine fish larvae feeding: formulated diets or live prey?. *Journal of the world aquaculture Society*, 24(2), 211-224.

Pereira, L. S., Agostinho, A. A., & Winemiller, K. O. (2017). Revisiting cannibalism in fishes. *Reviews in fish biology and fisheries*, 27, 499-513.

Persson, L., Byström, P., & Wahlström, E. (2000). Cannibalism and competition in Eurasian perch: population dynamics of an ontogenetic omnivore. *Ecology*, 81(4), 1058-1071.

Portella, M. C., & Dabrowski, K. (2008). Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. *Feeding and digestive functions of fishes*. Enfield: Science Publishers, 227-279.

Portella, M. C., Verani, J. R., Carneiro, D. J., & Cestarolli, M. A. (2000). Desempenho de crescimento de larvas e alevinos de *Prochilodus lineatus* (= *Prochilodus scrofa*): Método de análise baseado no fator de condição relativo. *Boletim do Instituto de Pesca*, 26, 129-135.

Riesch, R., Araújo, M. S., Bumgarner, S., Filla, C., Pennafort, L., Goins, T. R., & Langerhans, R. B. (2022). Resource competition explains rare cannibalism in the wild in livebearing fishes. *Ecology and Evolution*, 12, e8872.

Rocha, M. S., Silva, R. C., Santos, J. C., Schorer, M., Nascimento, M. P., & Pedreira, M. M. (2020). Comparative larval ontogeny of two fish species (Characiformes and Siluriformes) endemic to the São Francisco River in Brazil. *Journal of Fish Biology*, 96, 49-58.

Rønnestad, I., Thorsen, A., & Finn, R. N. (1999). Fish larval nutrition: a review of recent advances in the roles of amino acids. *Aquaculture*, 177, 201-216.

Rønnestad, I., Tonheim, S. K., Fyhn, H. J., Rojas-Garcia, C. R., Kamisaka, Y., Koven, W. & Conceição, L. E. C. (2003). The supply of amino acids during early feeding stages of marine fish larvae: a review of recent findings. *Aquaculture*, 227, 147-164.

Rosenlund, G., Stoss, J., & Talbot, C. (1997). Co-feeding marine fish larvae with inert and live diets. *Aquaculture*, 155, 183-191.

Samir, M., & Banik, S. (2015). Production and application of live food organisms for freshwater ornamental fish larviculture. *Advances in Bio Research*, 6, 159-167.

Santos, F. A., da Costa Julio, G. S., & Luz, R. K. (2021). Stocking density in *Colossoma macropomum* larviculture, a freshwater fish, in recirculating aquaculture system. *Aquaculture Research*, 52, 1185-1191.

Severo-Neto, F., & Ferreira, A. (2018). Length–weight relations of fishes (Actinopterygii) from karst streams in the Bodoquena Plateau, western Brazil. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 48, 419-422.

Shan, X., Quan, H., & Dou, S. (2008). Effects of delayed first feeding on growth and survival of rock bream *Oplegnathus fasciatus* larvae. *Aquaculture*, 277, 14-23.

Shields, R. J. (2001) Larviculture of marine finfish in Europe. *Aquaculture*, 200, 55-88.

Sivaramakrishnan, T., Ambasankar, K., Felix, N., Bera, A., Kamalam, B. S., Vasagam, K. K., & Kailasam, M. (2023). Changes in digestive enzyme activities during the early ontogeny of milkfish, *Chanos chanos* larvae. *Fish Physiology and Biochemistry*, 49(5), 867-882

Sorgeloos, P., Dhert, P., & Candreva, P. (2001). Use of the brine shrimp, *Artemia* spp., in marine fish larviculture. *Aquaculture*, 200(1-2), 147-159.

Stevanato, D. J., & Ostrensky, A. (2018). Ontogenetic development of tetra *Astyanax lacustris* (Characiformes: Characidae). *Neotropical Ichthyology*, 16.

Strussmann, C. A. (1989). Basic studies on the culture of pejerrey. I. PNR, histology and morphometry of starved pejerrey *Odontesthes bonariensis* larvae. *日本水産学会誌*, 55(2), 237-246.

Vilella, F. S., Becker, F. G., & Hartz, S. M. (2002). Diet of *Astyanax* species (Teleostei, Characidae) in an Atlantic forest river in Southern Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 45, 223-232.

Wang, X.; Du, X.; Zhou, Y.; Wang, S.; Su, F. & Zhang, S. (2017). Intermittent food restriction initiated late in life prolongs lifespan and retards the onset of age-related markers in the annual fish *Nothobranchius guentheri*. *Biogerontology*, 18, 383-396.

Ward, A. J., Webster, M. M., & Hart, P. J. (2006). Intraspecific food competition in fishes. *Fish and Fisheries*, 7, 231-261.

Wolff, L. L., Abilhoa, V., Rios, F. S. A., & Donatti, L. (2009). Spatial, seasonal and ontogenetic variation in the diet of *Astyanax fasciatus* (Ostariophysi: Characidae) in an Atlantic Forest river, Southern Brazil. *Neotropical Ichthyology*, 7, 257-266.

Xu, H., Wang, W., Nie, Z., Miao, X., & Li, Y. (2023). Delayed first feeding chronically impairs larval fish growth performance, hepatic lipid metabolism, and visceral lipid deposition at the mouth-opening stage. *Marine Biotechnology*, 25(1), 140-149.

Yanagitsuru, Y. R., Main, M. A., Lewis, L. S., Hobbs, J. A., Hung, T. C., Connon, R. E., & Fangué, N. A. (2021). Effects of temperature on hatching and growth performance of embryos and yolk-sac larvae of a threatened estuarine fish: Longfin smelt (*Spirinchus thaleichthys*). *Aquaculture*, 537, 736502.

Yanagitsuru, Y. R.; Main, M. A.; Lewis, L. S.; Hobbs, J. A.; Hung, T. C.; Connon, R. E. & Fangué, N. A. (2021) Effects of temperature on hatching and growth performance of embryos and yolk-sac larvae of a threatened estuarine fish: Longfin smelt (*Spirinchus thaleichthys*). *Aquaculture*, 537, 1-12.

Zaniboni Filho, E. (2000). Larviculture of freshwater fishes. *Informe Agropecuário*, 21,69-77