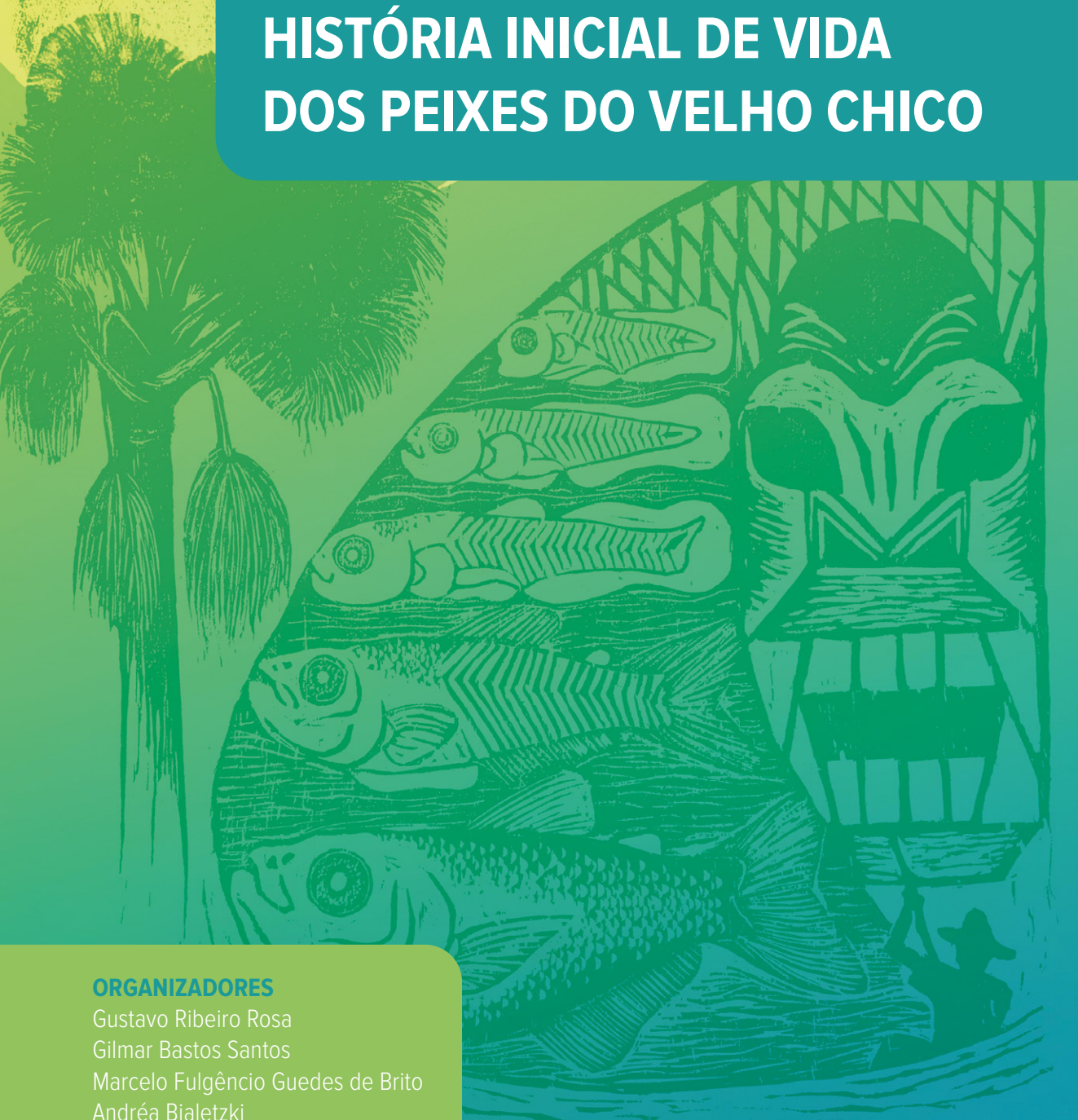
PDI
Programa de Pesquisa, Desenvolvimento e Inovação

ANEEL

CEMIG

HISTÓRIA INICIAL DE VIDA DOS PEIXES DO VELHO CHICO



ORGANIZADORES

Gustavo Ribeiro Rosa
Gilmar Bastos Santos
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Andréa Bialetzki

HISTÓRIA INICIAL DE VIDA DOS PEIXES DO VELHO CHICO


UNIVERSIDADE
FEDERAL DE
SERGIPE


Life
Consultoria Ambiental


Nupélia


EX CORDE ECCLESIAE
PUC Minas


Programa de
Pós-graduação em
biodiversidade
e meio ambiente

HISTÓRIA INICIAL DE VIDA DOS PEIXES DO VELHO CHICO

ORGANIZADORES
Gustavo Ribeiro Rosa
Gilmar Bastos Santos
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Andréa Bialetzki

ILUSTRAÇÕES
Acácia Santos Silva
Mariane Olimpio Farias
Paula Cabral Eterovick

APRESENTAÇÃO
Raquel Coelho Loures Fontes

PREFÁCIO
Angelo Antonio Agostinho

Companhia Energética de Minas Gerais
Belo Horizonte
2026

Copyright © 2026 Companhia Energética de Minas Gerais (Cemig)
Todos os direitos reservados

Presidente da Cemig
Alexandre Ramos Peixoto

Vice-Presidente de Geração e Transmissão da Cemig
Demétrio Alexandre Ferreira

Gerente de Meio Ambiente da Cemig
Rafael Augusto Fiorine

FICHA TÉCNICA

Coordenação de Edição
Míriam Aparecida de Castro

Estrutura e normalização da obra
Maria Salete Ribelatto Arita – Bibliotecária do Nupélia - UEM - CRB-9 858
João Fábio Hildebrandt – Bibliotecário do Nupélia - UEM - CRB-9 1140

Projeto gráfico e diagramação
Carolina Lentz

Nota explicativa: Não foram considerados o alinhamento das margens das ilustrações referentes ao título, fonte e legenda, conforme a NBR 6029:2023, em respeito a estética da diagramação da obra.

Companhia Energética de Minas Gerais (Cemig)
Gerência de Meio Ambiente – Av. Barbacena, 1.200 – 13º Andar - Ala B2
CEP 30190-131 – Belo Horizonte – MG, Brasil

"Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)"
(Biblioteca Setorial - UEM. Nupélia, Maringá, PR, Brasil)

H673 História inicial de vida dos peixes do Velho Chico / organizadores: Gustavo Ribeiro Rosa, Gilmar Bastos Santos, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Andréa Bialetzki ; ilustrações: Acácia Santos Silva, Mariane Olimpio Farias, Paula Cabral Eterovick ; apresentação: Raquel Coelho Loures Fontes ; prefácio: Angelo Antonio Agostinho. -- Belo Horizonte : Companhia Energética de Minas Gerais, 2026.
xxxvii, 517 p. : il. color.

Vários autores. Obra de autoria mista e compartilhada.
Referências: p. 475-516.
ISBN 978-65-88694-11-4 (capa dura). -- ISBN 978-65-88694-10-7 (pdf)

1. Peixes de água doce - Ontogenia inicial - São Francisco, Rio, Bacia - Brasil. 2. Ictiofauna - Ontogenia inicial - São Francisco, Rio, Bacia - Brasil. 3. Ictioplâncton - Ontogenia inicial - São Francisco, Rio, Bacia - Brasil. 4. São Francisco, Rio, Bacia - Ictiofauna - Conservação e preservação. I. Rosa, Gustavo Ribeiro, 1988- , org. II. Santos, Gilmar Bastos, 1954- , org. III. Brito, Marcelo Fulgêncio Guedes de, 1976- , org. IV. Bialetzki, Andréa, 1972- , org. V. Silva, Acácia Santos, 2002- , il. VI. Farias, Mariane Olimpio, 1994- , il. VII. Eterovick, Paula Cabral, 1973- , il. VIII. Fontes, Raquel Coelho Loures, 1983- , apres. IX. Agostinho, Angelo Antonio, 1950- , pref. X. Companhia Energética de Minas Gerais.

CDD 23. ed. -597.1764098142
597.1468098142

Maria Salete Ribelatto Arita CRB 9/858
João Fábio Hildebrandt CRB 9/1140

DEDICATÓRIA

Aos pesquisadores Dr. Hugo Pereira Godinho e Dr. Yoshimi Sato, cujo trabalho pioneiro foi fundamental para o conhecimento, entre outros temas, da biologia reprodutiva, incluindo o desenvolvimento inicial, de várias espécies de peixes que sustentam a rica ictiofauna do rio São Francisco, inspirando e contribuindo decisivamente para a formação de gerações de ictiólogos em Minas Gerais e no Brasil.

A todas as pessoas que fazem do **Nosso Velho Chico** a sua razão de viver!

Gu, Gil, Marcelinho e **Déia**



"O São Francisco corre nas minhas veias e deságua no meu coração"

José Theodomiro de Araújo, o Velho do Rio

AUTORES

Acácia Santos Silva
Graduanda em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Sergipe, atuando na área de ecologia de peixes de água doce, com ênfase em ictioplâncton.

Alessandro Loureiro Paschoalini
Possui graduação em Ciências Biológicas, mestrado em Biodiversidade e Meio Ambiente pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais e doutorado em Biologia Celular pela Universidade Federal de Minas Gerais. Possui também pós-doutorado na Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais com projetos relacionados à toxicologia de peixes de água doce. Tem experiência na área de zoologia e biologia celular, com ênfase em morfofisiologia reprodutiva, desenvolvimento inicial, ecotoxicologia e conservação aplicada à peixes teleósteos de água doce.

Alyce Assis de Oliveira
Graduada em Engenharia Agronômica pelo Instituto Federal de Minas Gerais (Campos Bambuí). Graduada em Pedagogia pelo Instituto Cotemar (EAD). Mestre pelo Programa de Pós-Graduação em Biologia dos Vertebrados pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, desenvolvendo pesquisas no Laboratório de Genética da Conservação (LGC- Puc-Minas).

Andréa Bialetzki
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual de Maringá, e mestrado e doutorado em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais, pela mesma universidade. Atualmente é bióloga, responsável pelo Laboratório de Ictioplâncton e coordenadora científica do Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura (Nupélia), da Universidade Estadual de Maringá. É credenciada ao Programa de Pós-graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais, onde tem orientado alunos de mestrado e doutorado. Tem experiência na área de ecologia, com ênfase em ecologia e taxonomia de ovos e larvas de peixes. Bolsista de Produtividade em Pesquisa da Fundação Araucária/SETI/PR.

Bárbara de Oliveira Sanches Galhardo
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (2008) e mestrado em Zoologia de Vertebrados pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (2011). É atualmente pesquisadora no PPG - Zoologia dos Vertebrados (PUC-MG), na área de Ecologia da Ictiofauna.

Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Biólogo e Consultor, com Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre (UFMG). Possui experiência em estudos de ecologia de peixes de água doce (distribuição, migração, monitoramento, espécies ameaçadas e espécies exóticas), com ênfase na bacia do rio São Francisco.

Daniel Cardoso de Carvalho
Professor adjunto e coordenador do Laboratório de Genética da Conservação da Pós-graduação em Biodiversidade e Meio Ambiente da PUC Minas. Professor do quadro de colaboradores permanentes da Pós-graduação em Genética da UFMG. Colabora com diversas universidades no Brasil (UFMG, UFLA, UFPA, UFPE) e no exterior (Flinders University, University of Guelph, Salford University). Bolsista de Produtividade em Pesquisa – CNPq (312102/2022-4). Tem experiência na área de genética e biologia molecular, atuando principalmente nos temas: genética da conservação, *DNA Barcodin*g e *Metabarcoding, eDNA* e genética de populações.

Daniel Fonseca Teixeira
Bacharel em Ciências Biológicas pela Fundação Universidade de Itaúna, Mestre em Zoologia de Vertebrados pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais e Doutor em Genética pela Universidade Federal de Minas Gerais. Durante a trajetória acadêmica, aprimorou sua experiência em Genética e Biologia Molecular. Tem experiência no desenvolvimento e execução de projetos envolvendo genética da conservação, genética de populações, invasões biológicas, e taxonomia molecular por meio de *DNA barcoding, metabarcoding* e *DNA* ambiental. É cofundador e Diretor de Operações da empresa MetaGen Soluções Moleculares.

Elizete Rizzo
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade de São Paulo, especialização em análises comparativas de fatores ecológicos em ecossistemas aquáticos, mestrado em Ciências (Biologia Celular e Tecidual) pela Universidade de São Paulo e doutorado em Biologia Celular pela Universidade Federal de Minas Gerais. Professora da Universidade Federal de Minas Gerais na área de biologia celular e histologia. Tem experiência na área de morfologia, com ênfase em reprodução de peixes, atuando principalmente nos seguintes temas: maturação gonadal, desova, micrópila, superfície ovocitária e desregulação endócrina. Coordenação do laboratório de Ictiohistologia do ICB-UFMG e líder do grupo de pesquisa em "Reprodução de peixes" da UFMG.

Fernanda Keller Rocha Cabacinha
Graduada em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais. Mestre em Biologia dos Vertebrados pela mesma universidade. Atualmente é analista ambiental sênior da Arcadis, desenvolvendo atividades no âmbito do AIA (avaliação de impactos ambientais) e

reparação de ambientes degradados. Tem experiência em Ictiologia, com ênfase em ecologia de ictioplâncton.

Gilberto Nepomuceno Salvador
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (PUC Minas) (2003) e mestrado em Zoologia de Vertebrados pelo Programa de Pós-graduação em Zoologia de Vertebrados da PUC Minas (2011). Ingressou no Programa de Pós-graduação em Ecologia da Universidade Federal do Pará no ano de 2015. Atualmente, atua como pesquisador em projetos vinculados ao Laboratório de Ecologia e Conservação (LABECO) da UFPA, bem como através de parcerias em outras instituições, na área de ecologia e conservação de peixes.

Gilmar Bastos Santos
Possui doutorado em Ecologia e Recursos Naturais pela Universidade Federal de São Carlos (1999). Atualmente é professor do Departamento de Ciências Biológicas, orientador do Programa de Pós-graduação em Biodiversidade e Meio Ambiente, atuando no Grupo de Pesquisa em Ecologia de Peixes de Água Doce (GPEPAD), e curador da Coleção de Peixes do Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (PUC Minas). Tem experiência na área de ecologia e conservação de peixes de água doce, com ênfase em estrutura de comunidades, desenvolvimento inicial de espécies e integridade biótica de reservatórios do sudeste do Brasil.

Guilherme Moreira Santos
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (2014) e mestrado em Biologia de Vertebrados pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (2018). Biólogo especialista em ecologia de peixes de água doce, com ênfase em ictioplâncton. Atualmente atua em estudos de impactos ambientais, monitoramento e inventariamentos ictiofaunísticos, direcionados a projetos em usinas hidrelétricas e mineradoras.

Gustavo Ribeiro Rosa
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual de Minas Gerais e mestrado em Zoologia de Vertebrados pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais. Atualmente atua como pesquisador e diretor das empresas Life Consultoria Ambiental e do Laboratório de Análises de Água e Efluentes LABLAAE-Divinópolis. Tem experiência nas áreas de ecologia de ovos e larvas de peixes (ictioplâncton), ecologia e conservação de ambientes aquáticos, impacto ambiental de usinas hidrelétricas e mineração.

Iago Souza Penido
Graduado em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais. Doutor em Biologia Comparada pela Universidade Estadual de Maringá. Possui experiência em ictiologia, com ênfase em taxonomia de peixes da família Loricariidae, trabalhando principalmente com o gênero *Hypostomus* Lacépède, 1803. Adicionalmente, desenvolve atividades de coordenação e execução de programas ambientais relacionados ao meio biótico em empreendimentos minerários e hidroelétricos.

Isabel Marques
Bacharela e licenciada em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Minas Gerais. Mestre em Biodiversidade e Meio Ambiente pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais. Possui especialização em Recursos Hídricos e Ambientais pelo ICA/UFMG.

Júllia Marques Tôrres
Mestranda no PPG em Biodiversidade e Meio Ambiente e pesquisadora colaboradora na Coleção de Peixes do Museu de Ciências Naturais PUC Minas.

Laura Corrêa Silva
Estudante de graduação do curso de Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, participou do projeto P&D GT624 e, atualmente, é estagiária na empresa HIDROBR.

Lucas Marcon
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Campinas. Mestre e Doutor em Morfofisiologia de Animais Domésticos e Selvagens pela Universidade Federal de Viçosa (UFV). Atualmente participa como bolsista de Pós-doutorado do programa de monitoramento da biodiversidade do Rio Doce e regiões costeiras e marinha adjacentes estudo e monitoramento do ambiente dulcícola da área ambiental (Fundação Espírito-Santense de Tecnologia, FEST). Possui experiência na área de morfologia e toxicologia de peixes teleósteos, com ênfase em técnicas de histologia, imunohistoquímica e parâmetros da qualidade de água.

Mara Luiza de Almeida Santos
Bióloga licenciada e bacharela em Meio Ambiente e Biodiversidade no curso de Ciências Biológicas da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais. Participou do projeto P&D GT624. Atua na área de ecologia de peixes de água doce, com ênfase em ictioplâncton, na empresa Life Consultoria Ambiental.

Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Graduado em Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (1998). Concluiu mestrado pelo Programa de Pós-graduação em Zoologia de Vertebrados na Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (2002) e o doutorado em Ecologia na Universidade Federal do Rio de Janeiro (2007). Atualmente é professor associado IV na Universidade Federal de Sergipe e docente permanente no Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação. Bolsista de Produtividade em Pesquisa - CNPq (312779/2021/6; 307286/2025-8). Tem experiência nas áreas de zoologia e ecologia, com ênfase em ecologia aplicada à conservação de ambientes aquáticos, atuando principalmente nos seguintes temas: ecologia de peixes, morfologia, impactos ambientais e bioinvasão.

Mariana Alves Ferreira Vieira
Bióloga formada pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, em 2022, foi estagiária do Grupo de Pesquisa em Ecologia de Peixes de Água Doce (GPEPAD) e participou do projeto P&D GT624.

Nilo Bazzoli
Médico Veterinário pela Universidade Federal de Minas Gerais, com mestrado e doutorado em Biologia Celular pela Universidade Federal de Minas Gerais. Professor titular da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (PUC Minas) e do Programa de Pós-graduação em Biodiversidade e Meio Ambiente da PUC Minas. Tem experiência na área de zoologia e morfologia, com ênfase em reprodução de peixes teleósteos de água doce, atuando principalmente nos seguintes temas: reprodução, toxicologia, contaminantes, embriogênese, desova, atresia folicular e apoptose.

Rafael Parreira Rezende
Estudante de graduação pelo Centro Universitário UNA, participou do projeto P&D GT0624.

Raquel Coelho Loures Fontes
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Minas Gerais. Mestrado (2011) e doutorado (2019) em Ecologia Aplicada pela Universidade Federal de Lavras. Desde 2006 trabalha na Cemig Geração e Transmissão, atualmente ocupando o cargo de analista ambiental sênior. Na empresa coordena o Programa Peixe Vivo, desde 2012, e atua na gestão e suporte técnico para projetos e programas ambientais focados em ecossistemas aquáticos. Atua como secretária do Comitê de Estudos C3 – Desempenho Ambiental de Sistemas do Cigre Brasil e está como coordenadora técnica do Comitê Socioambiental (CSA) da ABRAGE – Associação Brasileira das Empresas Geradoras de Energia Elétrica.

Roberto Albergaria Alvizzi
Estudante de graduação do curso de Ciências Biológicas pela Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, participou do projeto P&D GT624 e, atualmente, é estagiário na empresa Life Consultoria Ambiental.

Tiago Casarim Pessali
Possui graduação em Ciências Biológicas pela PUC Minas. Atualmente é colaborador do Laboratório de Ecologia de Peixes da UFMG e da Coleção de Peixes do Museu de Ciências Naturais da PUC Minas. Possui experiência com ictiofauna das bacias do Leste Brasileiro e do Rio São Francisco, no Estado de Minas Gerais.

Túlio Franco Teixeira
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Escola Superior em Meio Ambiente (2007), mestrado em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (2010) e doutorado em Sistemática, Taxonomia Animal e Biodiversidade - Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (2016). Atualmente faz pós-doutorado da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais.

Victor Garcia Sales Santos
Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Sergipe (2025), atuando na área de ecologia de peixes de água doce, com ênfase em ictioplâncton. Atualmente é técnico ambiental do Projeto Tamar.

Wellington Martins Ventura
Químico formado pela Universidade Federal de Ouro Preto, participou do projeto P&D GT624 e, atualmente, trabalha como auxiliar de campo.

William Severi
Possui graduação em Engenharia de Pesca pela Universidade Federal Rural de Pernambuco (1980), e mestrado (1991) e doutorado (1997) em Ecologia e Recursos Naturais pela Universidade Federal de São Carlos, São Paulo. Atualmente é professor titular da Universidade Federal Rural de Pernambuco. Tem experiência na área de recursos pesqueiros e engenharia de pesca, com ênfase em recursos pesqueiros marinhos e de águas interiores, atuando principalmente nos seguintes temas: limnologia de reservatórios, qualidade da água em ambientes de cultivo, rio São Francisco, alimentação, reprodução e ontogenia de peixes teleósteos e ecologia do ictioplâncton marinho e de água doce.

AGRADECIMENTOS

A realização deste livro é nascente de ideias, formadas pelo fluxo de muitas mãos, mentes e corações, que sonham e navegam com a consciência de que o saber é um ato de cuidar e preservar o nosso Velho e estonteante Chico.

Agradecemos, em primeiro lugar, às comunidades locais e ribeirinhas que vivem no entorno da bacia, por nos acolheram com generosidade e compartilharam seus saberes, vivências e histórias. Sem sua participação, seria impossível compreender a verdadeira essência do Velho Chico;

À Agência Nacional de Energia Elétrica (ANEEL) e à Companhia Energética de Minas Gerais (CEMIG), pelo financiamento dos convênios de Pesquisa e Desenvolvimento P&D GT455 e P&D GT624, que tornaram possível a realização desta obra, contribuindo de forma decisiva para o avanço do conhecimento sobre a diversidade e conservação do rio São Francisco;

Às instituições Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (PUC Minas) -Programa de Pós-graduação (PPG) em Biodiversidade e Meio Ambiente e Museu de Ciências Naturais, Sociedade Mineira de Cultura (SMC), Universidade Estadual de Maringá (UEM) - Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura (Nupélia), Universidade Federal de Sergipe (UFS) - Departamento de Biologia/PPG em Ecologia e Conservação, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) - Laboratório de Ictiologia, Departamento de Pesca e Aquicultura, para as quais expressamos nossa profunda gratidão pela cessão do material biológico (ictioplâncton e juvenis) utilizado na elaboração deste livro. Essa parceria interinstitucional foi fundamental para a ampliação da área de estudo do desenvolvimento inicial dos peixes ao longo da bacia do rio São Francisco, abrangendo os trechos alto, médio, submédio e baixo, além de possibilitar o aumento significativo no número de espécies analisadas.

Às instituições PUC Minas - PPG em Biodiversidade e Meio Ambiente e Museu de Ciências Naturais, Sociedade Mineira de Cultura (SMC), UEM - Nupélia, UFS - Departamento de Biologia/PPG em Ecologia e Conservação e à empresa Life Consultoria Ambiental, pelo apoio institucional e pela cessão de infraestrutura física, recursos técnicos e humanos essenciais à execução deste trabalho.

Ao Programa Peixe Vivo da CEMIG, com especial agradecimento às biólogas Miriam Aparecida de Castro, Raquel Coelho Loures Fontes e Andreza Pereira Martins, por acreditarem no potencial científico deste livro desde o início de sua construção, pelo comprometimento no gerenciamento do projeto, pelo financiamento e, sobretudo, pela paciência, empenho e dedicação durante todo o processo de editoração e viabilização da publicação, cuja colaboração foi essencial para tornar este trabalho acessível e disponível ao público interessado na conservação do rio São Francisco;

Às ilustradoras, Acácia Santos Silva, Mariane Olimpio Farias e Dr.ª Paula Cabral Eterovick, pelo valioso trabalho na elaboração das ilustrações da ontogenia inicial das espécies apresentadas, cuja contribuição enriqueceu a qualidade visual e científica da obra;

À artista visual e educadora, Mariane Olimpio Farias, pela criação da obra em xilogravura desenvolvida especialmente para a capa deste livro, demonstrando que a sensibilidade artística enriquece e amplia o diálogo entre ciência, arte, cultura e conservação do rio São Francisco;

Ao Professor Dr. Angelo Antonio Agostinho, referência nacional e internacional na área de Ecologia de Peixes, por gentilmente aceitar o convite para escrever o prefácio deste livro e por sua contribuição intelectual, cuja trajetória inspira novos pesquisadores na área de conservação da ictiofauna brasileira;

Ao Dr. Douglas Alves Lopes, pelo valioso apoio na diagnose dos representantes da família Triportheidae, e ao Dr. Túlio Teixeira, pela criteriosa diagnose das ordens; suas contribuições foram fundamentais para assegurar o rigor taxonômico desta obra;

A todos os colegas ictiólogos que gentilmente cederam fotografias, enriquecendo visualmente esta obra. Além dos servidores do Nupélia-UEM, Jaime Luiz Lopes Pereira e Dr. Wladimir Marques Domingues, que contribuíram com a elaboração das figuras dos capítulos 6 e 8;

Ao trabalho minucioso e dedicado dos revisores Dr. André Batista Nobile, Dr. Claudemir Martins Soares, Dr. David Augusto Reynalte-Tataje, Dr. Diego Maia Zacardi, Dr.ª Eliana Maria Galdioli, Dr. Fernando Mayer Pelicice, Dr.ª Harumi Irene Suzuki, Dr.ª Karina Keila Tondato-Carvalho, Dr. Mario Luis Orsi, M.Sc. Mateus Babichi Veiga de Souza, Dr. Paulo Vanderlei Sanches, Dr. Ruineris Almada Cajado e Dr. Telton Pedro Anselmo Ramos, que contribuíram com seu conhecimento, tempo e olhar crítico para aprimorar os capítulos aqui apresentados;

Aos bibliotecários Maria Salete Ribelatto Arita e João Fábio Hildebrandt da Biblioteca Setorial do Nupélia/UEM, pela normatização das referências e citações, planejamento da obra e auxílio na editoração do livro;

Aos biólogos Amanda Jéssica Silva, Aloma Roberta Costa e Silva, Joana Santana Guimarães, Higor Cesar de Araujo, Leonardo Bueno Nogueira e Nicolas Augusto Gomes dos Santos, pelo auxílio nas coletas, triagem e processamento do material utilizado neste livro.

Por fim, estendemos nosso sincero agradecimento a todos que, de forma direta ou indireta, contribuíram para a concretização desta obra. Cada gesto de apoio, cada troca de conhecimento e cada colaboração oferecida foram fundamentais para que este livro se tornasse realidade. Que ele sirva como instrumento de aprendizado, valorização da biodiversidade e inspiração para futuras ações em prol da conservação do nosso Velho Chico.

SUMÁRIO

Prefácio xxix

Apresentação xxxiii

Parte 1 Estado da arte 1

Capítulo 1 Aspectos gerais da bacia do rio São Francisco 3

Carlos Bernardo Mascarenhas Alves

Capítulo 2 A ictiofauna da bacia do rio São Francisco 11

Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Gilberto Nepomuceno Salvador, Carlos Bernardo Mascarenhas Alves, Guilherme Moreira Santos, Gustavo Ribeiro Rosa, Iago Souza Penido, Túlio Franco Teixeira, Tiago Casarim Pessali

2.1 O estudo da ictiofauna 11

2.2 Composição taxonômica 12

2.3 Lista da ictiofauna da bacia 14

Apêndice A – Espécies da ictiofauna da bacia do rio São Francisco 25

Capítulo 3 Reprodução de peixes da bacia do rio São Francisco 37

Nilo Bazzoli, Alessandro Loureiro Paschoalini, Lucas Marcon, Elizete Rizzo

3.1 Ciclo de vida 37

3.2 Ciclo reprodutivo e estádios de desenvolvimento gonadal 39

3.3 Tipo de desova 41

3.4 Índice gonadossomático (IGS) 41

3.5 Embriogênese 42

Capítulo 4 O ictioplâncton da bacia do rio São Francisco 47

Gilmar Bastos Santos, William Severi, Gustavo Ribeiro Rosa, Andréa Bialetzki, Mara Luiza de Almeida Santos, Guilherme Moreira Santos, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito

4.1 Introdução 47
4.2 O conhecimento do desenvolvimento inicial das espécies 48
4.3 Estudos *in situ* na bacia do rio São Francisco 49
4.3.1 Alto São Francisco (Cabacinha, 2019; Projetos P&D GT455[2] e GT624[3]) 51
4.3.2 Médio São Francisco 60
4.3.3 Submédio São Francisco 62
4.3.4 Baixo São Francisco 63
Apêndice A – Levantamento do conhecimento do desenvolvimento inicial das espécies de peixes com ocorrência na bacia do rio São Francisco. SF = São Francisco; AM = Amazônica; PR = Paraná; UR = Uruguai; NI = origem não identificada; PE = Período embrionário; PL = Período larval; PJ = Período juvenil 66

Parte 2 Metodologia aplicada aos estudos de ictioplâncton 72
Capítulo 5 Coletas e análises 75
Andréa Bialetzki, Gustavo Ribeiro Rosa, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
5.1 Introdução 75
5.2 Planejamento amostral 75
5.2.1 Efeito espacial 76
5.2.2 Efeito temporal 78
5.2.3 Procedimentos de coleta 79
5.2.3.1 Rede de plâncton 80
5.2.3.2 Armadilha luminosa 81
5.2.3.3 Peneirão e peneiras 83
5.2.3.4 Picaré 85
5.2.3.5 Outras metodologias 85
5.3 Preservação das amostras 86
5.4 Procedimentos laboratoriais 86
5.4.1 Triagem 86
5.5 Ciclo de vida dos peixes 87
5.5.1 Período embrionário 89
5.5.2 Período larval 91
5.5.3 Período juvenil 92

5.5.4 Período adulto 92
5.5.5 Período senescência 92
5.6 Terminologia do desenvolvimento inicial 92

Capítulo 6 Identificação taxonômica pela morfologia 95
Andréa Bialetzki, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Gustavo Ribeiro Rosa
6.1 Introdução 95
6.2 Métodos utilizados no apoio à identificação taxonômica 97
6.2.1 Métodos de identificação 100
6.3 Identificação de ovos de peixes 101
6.3.1 Forma, cor e tamanho 102
6.3.2 Estruturas de flutuação 103
6.3.3 Características do córion 103
6.3.4 Espaço perivitelino 104
6.3.5 Caracteres embrionários 105
6.4 Identificação de larvas de peixes 106
6.4.1 Morfologia e morfometria 106
6.4.2 Pigmentação 107
6.4.3 Desenvolvimento das nadadeiras 108
6.4.4 Merística 109
6.4.4.1 Miômeros 109
6.4.4.2 Raios 110
6.4.4.3 Vértebras e ossos associados 110

Capítulo 7 Métodos moleculares utilizados na identificação do ictioplâncton 113
Daniel Fonseca Teixeira, Daniel Cardoso de Carvalho
7.1 Introdução 113
7.2 Metodologia do DNA *barcoding* e *metabarcoding* 114
7.3 Eficiência e limitações 117

Capítulo 8 Metodologia para os estudos de ictioplâncton na bacia do rio São Francisco 121

Gustavo Ribeiro Rosa, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Mara Luiza de Almeida Santos, Guilherme Moreira Santos, Gilmar Bastos Santos, Bárbara de Oliveira Sanches Galhardo, Laura Corrêa Silva, Alyce Assis de Oliveira, Roberto Albergaria Alvizzi, Mariana Alves Ferreira Vieira, Rafael Parreira Rezende, Daniel Fonseca Teixeira, Júllia Marques Tôrres, Wellington Martins Ventura, Fernanda Keller Rocha Cabacinha, Andréa Bialetzki

8.1 Introdução 121

8.2 Ambientes estudados 122

8.3 Metodologias utilizadas 124

8.3.1 Material oriundo de coletas no ambiente natural 125

8.3.2 Material oriundo de reprodução induzida 125

8.4 Identificação morfológica 125

8.5 Elaboração das descrições da ontogenia inicial 126

8.5.1 Terminologia adotada 126

8.5.2 Obtenção de variáveis morfométricas e merísticas 128

8.5.3 Ilustrações 131

8.5.4 Formato das descrições 133

8.5.4.1 Adultos 133

8.5.4.2 Ovos, larvas e juvenis 135

Apêndice A – Base bibliográfica de referências utilizada para a definição dos ícones da biologia descritiva das espécies da bacia do rio São Francisco, quanto à sua ontogenia inicial 136

Apêndice B – Lista das espécies e respectivos autores das fotografias utilizadas nas descrições da ontogenia inicial 139

Parte 3 História inicial de vida 142

Capítulo 9 Ontogenia inicial das espécies da bacia do rio São Francisco 145

Gustavo Ribeiro Rosa, Mara Luiza de Almeida Santos, Gilmar Bastos Santos, Gilberto Nepomuceno Salvador, Acácia Santos Silva, Victor Garcia Sales Santos, William Severi, Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Andréa Bialetzki

9.1 Introdução 145

9.2 Clupeifomes 149

9.2.1 *Anchoviella vaillanti* 150

9.3 Characiformes 154
9.3.1 *Characidium* gr. *zebra* 159
9.3.2 *Hoplias intermedius* 162
9.3.3 *Hoplias* gr. *malabaricus* 167
9.3.4 *Apareiodon hasemani* 172
9.3.5 *Apareiodon piracicabae* 176
9.3.6 *Apareiodon* sp. 179
9.3.7 *Colossoma macropomum* 184
9.3.8 *Metynnis lippincottianus* 189
9.3.9 *Myleus micans* 194
9.3.10 *Pygocentrus piraya* 199
9.3.11 *Serrasalmus brandtii* 204
9.3.12 *Leporinus taeniatus* 209
9.3.13 *Megaleporinus obtusidens* 214
9.3.14 *Schizodon knerii* 219
9.3.15 *Curimatella lepidura* 224
9.3.16 *Steindachnerina elegans* 229
9.3.17 *Prochilodus argenteus* 234
9.3.18 *Prochilodus brevis* 240
9.3.19 *Prochilodus costatus* 246
9.3.20 *Triportheus guentheri* 252
9.3.21 *Brycon orthotaenia* 258
9.3.22 *Salminus franciscanus* 263
9.3.23 *Salminus hilarii* 267
9.3.24 *Acestrorhynchus lacustris* 272
9.3.25 *Astyanax lacustris* 277
9.3.26 *Hemigrammus marginatus* 282
9.3.27 *Hyphessobrycon eques* 286
9.3.28 *Knodus moenkhausii* 291
9.3.29 *Lepidocharax burnsi* 294
9.3.30 *Moenkhausia costae* 297
9.3.31 *Orthospinus franciscensis* 301

9.3.32 *Phenacogaster franciscoensis* 306
9.3.33 *Piabarchus stramineus* 310
9.3.34 *Piabina argentea* 314
9.3.35 *Psalidodon fasciatus* 317
9.3.36 *Psellogrammus kennedyi* 321
9.3.37 *Roeboides xenodon* 325
9.3.38 *Serrapinnus heterodon* 330
9.3.39 *Serrapinnus piaba* 334
9.3.40 *Tetragonopterus franciscoensis* 338
9.4 Gymnotiformes 342
9.4.1 *Eigenmannia besouro* 343
9.4.2 *Eigenmannia microstoma* 346
9.4.3 *Sternopygus macrurus* 349
9.4.4 *Gymnotus* spp. 352
9.5 Siluriformes 356
9.5.1 *Hoplosternum littorale* 359
9.5.2 *Hisonotus vespuccii* 365
9.5.3 *Pterygoplichthys ambrosettii* 368
9.5.4 *Rhinelepis aspera* 372
9.5.5 *Glanidium albescens* 377
9.5.6 *Tatia bockmanni* 381
9.5.7 *Trachelyopterus galeatus* 385
9.5.8 *Cetopsorhamdia iheringi* 389
9.5.9 *Rhamdia* gr. *quelen* 392
9.5.10 *Pimelodus maculatus* 396
9.5.11 *Pseudoplatystoma corruscans* 400
9.5.12 *Lophiosilurus alexandri* 405
9.5.13 *Lophiosilurus fowleri* 411
9.6 Synbranchiformes 415
9.6.1 *Synbranchus* sp. 416
9.7 Cichliformes 419
9.7.1 *Astronotus crassipinnis* 420

9.7.2 *Cichla kelberi* 426
9.7.3 *Cichlasoma sanctifranciscense* 429
9.7.4 *Geophagus brasiliensis* 433
9.7.5 *Oreochromis niloticus* 436
9.7.6 *Saxatilia lepidota* 441
9.8 Acanthuriformes 444
9.8.1 *Pachyurus squamipennis* 445

Parte 4 Conservação da ictiofauna do rio São Francisco 450

Capítulo 10 Ameaças e estratégias para a conservação de hábitats essenciais para peixes na bacia do rio São Francisco 453

Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, Andréa Bialetzki, Gilmar Bastos Santos, Isabel de Carvalho Costa Marques, Gilberto Nepomuceno Salvador, Carlos Bernardo Mascarenhas Alves, Raquel Coelho Loures Fontes, William Severi, Gustavo Ribeiro Rosa

10.1 Introdução 453
10.2 Principais ameaças aos HEP 456
10.2.1 Fragmentação do hábitat 456
10.2.2 Poluição aquática 460
10.2.3 Introdução de espécies exóticas 463
10.2.4 Desflorestamento e alteração do uso do solo 464
10.3 Medidas para a conservação 468

Referências 475

PREFÁCIO

O conhecimento da história inicial de vida dos peixes transcende a mera curiosidade científica, revelando-se como um pilar fundamental para o manejo e conservação da biodiversidade aquática e o manejo dos estoques pesqueiros. A riqueza de informação presente nos ovos e/ou larvas de peixes ultrapassa em muito a genética, auxiliando o entendimento sobre a ecologia e dinâmica populacional das espécies. A presença e a abundância dos ovos e larvas em um dado ponto da bacia revela a época, o local e o sucesso da desova, indicando as áreas críticas ao ciclo de vida das espécies, o estado de conservação dos estoques e as formas de dispersão. Amostragens de ovos e larvas são estratégias valiosas para monitorar impactos e planejar ações de conservação. Ressalta-se, no entanto, que o conhecimento disponível sobre essas fases de vida dos peixes em seus ambientes naturais é ainda precário. Entre as lacunas atuais que limitam essas aplicações, destacam-se: (i) a identificação precisa de grande parte das espécies a nível específico, mesmo com o uso da biologia molecular; (ii) a obtenção de amostras representativas, dado o caráter efêmero das desovas combinado com a alta variabilidade espaço-temporal desses organismos.

É nesse cenário desafiador que surge essa obra de relevância singular, que se destaca pela forma clara com que a ictiofauna da bacia do rio São Francisco, especialmente as fases iniciais do desenvolvimento, é analisada. Desde os primeiros capítulos, o leitor é imerso em uma narrativa que explora a riqueza geográfica, social e cultural do rio, abrangendo desde as icônicas carrancas e poesia de cordéis até a rica culinária, a música e o artesanato que permeia a rotina da região. A obra não se limita a celebrar a importância do rio, mas também expõe, de forma objetiva, as ameaças históricas que afligem o Velho Chico. Espécies invasoras, a controversa transposição de bacias, o desmatamento, a construção de barragens, os projetos de irrigação, a mineração, a poluição e a pesca excessiva, especialmente em seu segmento inferior, são alguns dos desafios detectados na bacia. Um dos pontos altos da obra é a síntese dos estudos ictiofaunisticos realizados na região, com ênfase na biologia reprodutiva e ictioplâncton, fornecendo informações valiosas sobre áreas de desova e de desenvolvimento inicial das espécies na calha principal e nos principais afluentes. Os aspectos metodológicos ligados à amostragem, triagem e identificação são abordados com clareza e precisão nos capítulos subsequentes, com descrição detalhada das fases de desenvolvimento e da terminologia utilizada. O uso da biologia molecular como ferramenta de identificação de ovos e larvas é revisado, reconhecendo limitações atuais, mas também seu futuro promissor. Um dos capítulos detalha a morfologia e biometria de 66 táxons de peixes do rio São Francisco, constituindo um valioso guia para identificação de uma fração relevante das espécies dessa bacia. A obra é encerrada por um inventário das principais ameaças que pairam ou que já deixaram marcas no velho Chico, seguida por recomendações de estratégias apropriadas para a conservação de seus hábitats.

Ressalta-se a excelência da equipe responsável pela edição da obra e elaboração dos seus capítulos, composta por experientes pesquisadores e seus dedicados estudantes de graduação e pós-graduação. A obra é, sem dúvida, uma iniciativa bastante oportuna e uma contribuição de grande relevância para o avanço dos estudos de ovos e larvas e na gestão dos recursos ictiofaunísticos na bacia do rio São Francisco.

Por fim, é fundamental ressaltar o apoio decisivo da Cemig, por meio do Programa Peixe Vivo, na viabilização de pesquisas sobre temas cruciais para a gestão dos recursos ictiofaunísticos. O fomento à publicação desses resultados, aliado às sólidas parcerias com a academia, amplifica os efeitos positivos dessas iniciativas. Esse investimento impulsiona a produção de novos conhecimentos, aprimora as metodologias de monitoramento e gestão ambiental e fornece subsídios essenciais para a mitigação de impactos sobre a ictiofauna. Ademais, contribui de forma ativa para a formação de uma nova geração de profissionais altamente capacitados, preparados para enfrentar os desafios na conservação e manejo desses recursos.

Professor Dr. Angelo Antonio Agostinho
Universidade Estadual de Maringá

APRESENTAÇÃO

Os ovos e as larvas de peixes, nas vastas águas dos rios e lagos, apesar de diminutos, carregam um potencial grandioso: representam o início da vida, a promessa de continuidade das espécies que sustentam tanto a biodiversidade aquática quanto as atividades humanas que dela dependem. No rio São Francisco, conhecido como "Velho Chico," essas pequenas formas de vida desempenham um papel crucial, refletindo os ciclos naturais desse ambiente singular e essencial, representando o futuro das populações de peixes da região.

O Velho Chico é mais do que um rio. Ele é uma das principais bacias hidrográficas do Brasil e um elo fundamental para as comunidades que habitam suas margens. O rio, no entanto, enfrenta desafios complexos e interligados. A poluição, a construção de barragens e a sobrepesca ameaçam não apenas as populações adultas de peixes, mas comprometem, especialmente, as fases mais frágeis de seu desenvolvimento. No seu curso principal, são encontradas seis grandes barragens de usinas hidrelétricas e várias outras de menor porte em seus afluentes. Nesse contexto, a Cemig, por meio do Programa Peixe Vivo e pelo Programa de Pesquisa e Desenvolvimento da ANEEL, tem se dedicado ao estudo e à conservação das espécies nativas do rio, especialmente nas áreas de influência da Usina Hidrelétrica de Três Marias.

Lançado em 2007, o Programa Peixe Vivo visa mitigar os impactos ambientais associados à geração de energia, promovendo inovações técnicas e uma gestão comprometida com a conservação dos ecossistemas aquáticos. Um dos pilares do programa é o desenvolvimento de parcerias com instituições de pesquisa, que fornecem uma base técnico-científica sólida para a criação de práticas mais sustentáveis e menos impactantes. Assim, é com grande satisfação que apresentamos o resultado de uma dessas colaborações: um projeto desenvolvido em parceria com a Pontifícia Universidade Católica (PUC) Minas, e com a participação das instituições convidadas - o Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura da Universidade Estadual de Maringá (Nupélia - UEM), do Laboratório de Ictiologia do Departamento de Biologia da Universidade Federal de Sergipe (UFS) e da empresa Life Consultoria Ambiental. O projeto traz um diagnóstico abrangente das condições de desova e recrutamento das espécies de peixes a montante e a jusante da UHE Três Marias (Projeto 04951-0624/2018).

Este livro, estruturado em quatro partes, é mais do que uma coleção de dados e resultados desta pesquisa. Ele reúne conhecimentos de especialistas renomados convidados, sendo organizado para proporcionar uma compreensão profunda sobre a diversidade e a história de vida dos peixes do Rio São Francisco. A primeira parte oferece uma visão geral sobre a bacia, sua ictiofauna e os processos reprodutivos dos peixes. Em seguida, o leitor encontrará uma apresentação dos principais métodos de estudo de ovos e larvas, bem como uma detalhada ontogenia de 66 espécies. A obra

se encerra com uma discussão sobre as perspectivas e áreas prioritárias para a conservação da diversidade de peixes na bacia do rio São Francisco.

Este trabalho é, portanto, um convite à compreensão da importância de proteger as espécies aquáticas nativas desde seus primeiros estágios de vida. Nos enriquece mostrando um aumento significativo no conhecimento da diversidade de peixes do rio São Francisco, com um incremento de espécies estudadas e aponta para um futuro no qual novas descobertas podem ainda surgir. Esperamos que esta obra, a mais completa e atual sobre o tema, inspire pesquisadores, gestores ambientais e toda a sociedade a abraçar a missão de proteger o rio e seus habitantes. A preservação do Velho Chico e de sua biodiversidade é, antes de tudo, uma responsabilidade coletiva, essencial para assegurar um futuro sustentável para esta rica e generosa região.

Raquel Coelho Loures Fontes
Gerência de Gestão Ambiental
Cemig Geração de Transmissão

A CAPA: OBRA SER RIO



Autora: Mariane Olimpio Farias

Ficha técnica: Xilogravura, 54 x 38,5 cm, 2024

Descrição: A imagem produzida para a capa do livro foi realizada por meio da xilogravura, uma técnica de impressão secular, popularmente conhecida no Brasil através dos cordéis. Na imagem em questão, são apresentados cinco estágios de desenvolvimento dos peixes demarcados por uma linha que representa o curso do rio São Francisco. Ao redor, afiguram-se alguns elementos que permeiam a cultura de povos que vivem em constante diálogo com o "Velho Chico". Apresentadas de modo integrado, essas figuras também se tornam rio.

Parte 1

O ESTADO DA ARTE



Capítulo 1

ASPECTOS GERAIS DA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Carlos Bernardo Mascarenhas Alves

O rio São Francisco, terceira maior bacia hidrográfica da América do Sul, foi descoberto pelo mercador, viajante e navegador florentino Américo Vespúcio (Amerigo Vespucci, em italiano), no dia 4 de outubro de 1501, dia de São Francisco, justificando o nome atribuído a ele. Essa descoberta fez parte da demonstração de Vespúcio de que a América do Sul não fazia parte do então conhecido "Velho Mundo", mas sim de um "Novo Mundo". Em sua homenagem, essa nova terra recebeu o nome de "América". Posteriormente, Américo Vespúcio também foi homenageado com o nome de uma espécie, um pequeno cascudo endêmico da bacia do São Francisco, *Hisonotus vespuccii* (Loricariidae: Hypoptopomatinae).

O rio São Francisco corta o Brasil do sudeste ao nordeste, e sua bacia abrange seis estados (Minas Gerais, Goiás, Bahia, Pernambuco, Alagoas e Sergipe) e uma pequena porção do Distrito Federal. Ao longo do seu curso, percorre biomas únicos como a Caatinga ou ameaçados, como o Cerrado e uma pequena porção da Mata Atlântica. É a maior bacia hidrográfica exclusivamente brasileira. Desde a determinação do rio Sambura como nascente geográfica (em 2003), o rio São Francisco passou a ter 2.863 km de extensão, contra os 2.814 km anteriores, quando se considerava a nascente dentro do Parque Nacional da Serra da Canastra, hoje denominada "nascente histórica". Possui uma área de drenagem de 639.219 km^2, o que corresponde a aproximadamente 8% do território nacional. A possibilidade de ligar regiões tão distintas por suas águas fez com que recebesse a denominação de "Rio da Integração Nacional" ou, carinhosamente, de "Velho Chico". Assim como Américo Vespúcio, o próprio rio também foi homenageado com diversos nomes de gêneros e espécies de peixes[1], incluindo um cascudinho que faz menção às nascentes do rio (*Harttia canastra*). Várias localidades da bacia também são lembradas em diferentes nomes de espécies.

[1] Nomes de espécies com menção ao rio São Francisco: Mandi-serrudo *Franciscodoras marmoratus*, o dourado *Salminus franciscanus*, a piaba-rapadura *Tetragonopterus franciscoensis*, outras duas piabas *Orthospinus franciscensis* e *Phenacogaster franciscoensis*, a corvina *Pachyurus francisci*, dois cascudos *Hypostomus francisci* e *Hypostomus velhochico*, o cascudinho *Neoplecostomus franciscoensis* e o cará-preto *Cichlasoma sanctifranciscense*.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas. Aspectos gerais da bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 1, p. 3-9.

Mais do que ser o rio da Integração Nacional, ao longo de seu percurso o São Francisco carrega características biológicas, culturais e sociais muito próprias. Sua cultura se expressa de múltiplas formas, bem representada pelas carrancas de Pirapora, cordéis dos estados do nordeste do Brasil, pratos típicos, manifestações musicais, artesanato e tantas outras expressões exclusivas da região.

Desde o descobrimento, grandes naturalistas europeus e norte-americanos, como Johann Baptist von Spix, Carl Friedrich Philipp von Martius e Auguste de Saint-Hilaire, exploraram a região do rio São Francisco durante o século XIX, contribuindo significativamente para o conhecimento da fauna, flora e geografia local. Durante a passagem do naturalista dinamarquês Peter Wilhelm Lund em Lagoa Santa (de 1835 até sua morte em 1880), outros pesquisadores vieram para estudar a região do cerrado mineiro, como Johannes Theodor Reinhardt (zoólogo) e Eugenius Warming (botânico). Certamente muitos outros por aqui passaram, mas é incontestável que esses naturalistas deixaram um importante legado para o entendimento da biodiversidade e ecossistemas locais.

Todo o material coletado por Reinhardt foi levado para a Dinamarca, conjuntamente com suas preciosas anotações, que foram repassados para Christian Frederik Lütken. Este, por sua vez, escreveu em 1875 a monografia *Velhas-Flodens Fiske. Et Bidrag til Brasiliens Ichthyologi* [Peixes do Rio das Velhas: uma Contribuição à Ictiologia Brasileira] ilustrada por Carl Christian Larsen Cordts. Essa obra traz uma minuciosa descrição de 55 espécies de peixes, adicionando cerca de 20 espécies novas para a bacia, numa época que se conheciam pouco mais de 40 espécies em todo o São Francisco. Posteriormente, a obra de Lütken foi traduzida para o português[2], possibilitando amplo acesso ao seu conteúdo (antes restrito à sinopse em latim no final da obra) e permitindo comparações com as espécies por ele descritas com aquelas encontradas atualmente.

Outras importantes obras, às quais este livro se junta, foram publicadas e representam marcos históricos do conhecimento da ictiofauna do São Francisco. O *Manual de Identificação de Peixes da Região de Três Marias*, publicado na década de 1980, ainda é uma referência obrigatória para a identificação das espécies de peixes da bacia. Também o livro *Peixes Anuais Brasileiros: Diversidade e Conservação* traz uma relevante contribuição ao grupo de peixes anuais do São Francisco. Pelo fato de a sistemática de peixes ser um ramo muito dinâmico da ciência, é óbvio que as revisões de grupos (famílias, gêneros, complexos de espécies) e as descrições de novas espécies alteraram esse conhecimento ao longo do tempo. Por fim, a obra *Águas, Peixes e Pescadores do São Francisco das Minas Gerais* apresenta contribuições sobre aspectos biológicos, limnológicos, geográficos e sociais do trecho mineiro da bacia. Além dessas obras acima citadas, inúmeros artigos científicos e capítulos de livros retratam sua fauna de peixes. O conhecimento acerca dos aspectos biológicos das espécies de peixes da bacia teve forte impulso no apoio da Estação Hidrobiologia e de Piscicultura de Três Marias (Codevasf) a partir da década de 1980. Em parceria com universidades, foram geradas importantes informações sobre a biologia básica dos peixes do rio São Francisco, com dezenas de teses e dissertações, artigos científicos e livros. Em Três

[2] Essa obra foi traduzida para o português pelos professores Vicente de Paulo Iannini (latim) e Luiz Paulo Ribeiro Vaz (dinamarquês), com revisão técnica do professor Heraldo Britski, impresso em duas edições (2001 e 2010).

Marias, dominou-se o processo de reprodução induzida[3] da maioria das espécies da bacia, cujo maior gargalo é exatamente a larvicultura, ou seja, o desenvolvimento inicial dos peixes desde a fecundação (ovo), passando pelas fases larvais, até chegarem aos alevinos e jovens.

Minas Gerais, onde se formam diversas nascentes do próprio rio São Francisco e de seus principais afluentes, produz cerca de 70% de toda a vazão do rio. Trata-se de uma trama complexa de riachos e tributários menores que se juntam formando os principais afluentes, a saber: Pará, Paraopeba, Abaeté, Velhas, Jequitaí, Paracatu, Pandeiros, Carinhanha e Urucuia. No estado da Bahia, os rios Grande e Corrente contribuem significativamente para o volume do São Francisco, quando se inicia uma cascata de reservatórios até a foz (Sobradinho, Itaparica, Moxotó, o Complexo de Paulo Afonso e Xingó). Para a gestão eficiente dos recursos hídricos e uma abordagem mais específica para as questões ambientais, sociais e econômicas de cada região, a bacia é dividida em quatro porções: alto, médio, submédio e baixo.

Essa divisão foi adotada desde a criação do Comitê de Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco (CBHSF). O CBHSF foi criado oficialmente em 5 de junho de 2001, por um decreto presidencial[4]. O Comitê da bacia, junto com os Comitês de grandes afluentes, são importantes instrumentos de gestão dos recursos hídricos, no intuito de normatizar seu uso racional. Informações como as deste livro podem subsidiar medidas em favor da conservação pelo Comitê e demais instâncias do poder público federal (Ministério do Meio Ambiente e Mudança do Clima, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Agência Nacional de Águas e Saneamento Básico), dos estados e municípios (secretarias ligadas ao meio ambiente e seus órgãos) e pela Agência Peixe Vivo (entidade gestora do CBHSF, CBH Rio das Velhas, CBH do Rio Pará e CBH do Rio Paraopeba).

Voltando especificamente para os peixes, o rio São Francisco possui um grande número de espécies endêmicas, ou seja, aquelas cuja ocorrência se limita a uma única bacia. Algumas delas são de maior porte e, portanto, importantes na pesca, como o dourado (*Salminus franciscanus*), a curimatá-pacu (*Prochilodus argenteus*), a curimatá-pioa (*Prochilodus costatus*), o pacamã (*Lophiosilurus alexandri*), a piranha (*Pygocentrus piraya*), a matrinchã (*Brycon orthotaenia*) e até o pirá (*Conorhynchos conirostris*), que é considerado ameaçado de extinção, na categoria "Em Perigo" (EN). Outras dezenas de espécies de pequeno porte, incluídos os peixes anuais da família Rivulidae, também são endêmicas. O endemismo na bacia é considerado um fator crucial para a conservação da sua ictiofauna, pois, caso as pressões antrópicas se intensifiquem, pode torná-las espécies em algum status de ameaça, conforme determinado pela IUCN[5].

[3] A reprodução induzida (hipofisação) foi pioneiramente desenvolvida por Rodolpho von Ihering, na década de 1930, na Inspetoria Federal de Obras Contra as Secas (IFOCS), antiga denominação do DNOCS (Departamento Nacional de Obras Contra as Secas).

[4] O Comitê "é um órgão colegiado, integrado pelo poder público, sociedade civil e usuários de água, que tem por finalidade realizar a gestão descentralizada e participativa dos recursos hídricos da bacia, na perspectiva de proteger os seus mananciais e contribuir para o seu desenvolvimento sustentável. Para tanto, o governo federal lhe conferiu atribuições normativas, deliberativas e consultivas, segundo consta na sua página oficial Disponível em: www.cbhsaofrancisco.org.br. Acesso em: 2 set. 2024.

[5] IUCN – *International Union for Conservation of Nature* = União Internacional para a Conservação da Natureza.

Atualmente, a bacia do rio São Francisco apresenta 47 espécies de peixes com algum grau de ameaça, conforme a Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção[6]. Desse total, 17 espécies estão categorizadas como Criticamente em Perigo (CR), outras 17 espécies Em Perigo (EN) e 13 espécies na categoria Vulnerável (VU). Peixes da família Rivulidae são responsáveis por quase a totalidade das espécies listadas, com 38 táxons dos gêneros *Cynolebias*, *Hypsolebias* e *Sympsonichthys* (13 espécies CR; 15 espécies EN; 10 espécies VU). Para peixes dessa família, desde 2013, há um Plano de Ação Nacional (PAN) que estabelece estratégias prioritárias para reverter o grau de ameaça em que se encontram. De forma similar, o PAN do São Francisco também desenvolve ações para a conservação das espécies *Hypostomus subcarinatus* (cascudo – CR), *Poecilia pertapeh* (Barrigudinho – CR), *Plesioptopoma curvidens* (cascudinho – CR), *Conorhynchos conirostris* (Pirá-tamanduá – EN), *Lophiosilurus alexandri* (pacamã – VU) e *Pseudoplatystoma corruscans* (surubim – VU).

Somam-se à questão da conservação os endemismos que ainda nos remetem a outro aspecto importante referente à transposição das águas do São Francisco[7] para outras bacias do Nordeste. A captação de suas águas e a distribuição através de canais pelos eixos Norte e Leste também colocam em risco a ictiofauna das bacias receptoras, que possuem menor riqueza e diversidade de peixes e endemismos ainda mais acentuados. Ou seja, as águas da transposição são capazes de carrear ovos, larvas e jovens das espécies do São Francisco, gerando forte impacto negativo na fauna local. A ocorrência de espécies do São Francisco está sendo reportada cientificamente nos rios que recebem suas águas. As consequências dessa introdução massiva e constante de espécies ainda não foram estabelecidas e devem ser alvo de pesquisas específicas para sua quantificação e adoção de medidas urgentes para seu impedimento, controle, mitigação e manejo.

Sabe-se que a introdução de espécies exóticas é uma das principais causas da extinção de peixes de água doce no mundo. A bacia do São Francisco não está imune a esse dano, que atualmente está cada vez mais comum. Os principais vetores de disseminação de peixes são aquicultura, mercado de aquariofilia, pesca, iscas vivas e controle biológico. Várias espécies podem ser consideradas estabelecidas, ou seja, conseguem completar seu ciclo de vida no novo ambiente. Tilápias, bagre-africano, tucunarés, pacu-caranha, pacu-CD e barrigudinho são exemplos de espécies não nativas estabelecidas há algumas décadas. Mais recentemente, o cascudo-tigrado (*Pterygoplichthys ambrosettii*) e o piauçu (*Megaleporinus macrocephalus*) estão em franco processo de expansão de sua distribuição na bacia, inclusive participando de desembarques nos apontamentos de pesca atuais. O número de espécies não nativas registradas aumentou de 16 em 2007 para 39 em 2021 em menos de 15 anos, segundo a literatura técnica. Novas introduções estão em curso, sem o devido controle, fiscalização e punição, mesmo se tratando de um crime ambiental tipificado em lei. Pelo contrário, paradoxalmente, existem exemplos desses atos praticados por órgãos de governo relacionados ao fomento da aquicultura e até prefeituras que estimulam as

[6] Brasil. Portaria MMA Nº 148, de 7 de junho de 2022. Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção.
[7] Projeto de Integração do Rio São Francisco com Bacias Hidrográficas do Nordeste Setentrional.

introduções como forma de incentivar a pesca esportiva e a economia advinda dessa atividade (material de pesca, barcos, motores, hotéis e pousadas, contratação de serviços, etc.).

Ainda em relação à pesca, a atividade é exercida profissionalmente, de forma artesanal, para subsistência das populações ribeirinhas e como forma de lazer ao longo de toda a bacia. Colônias de pesca estão distribuídas ao longo da bacia, na tentativa de ordenamento da pesca profissional. Porém, o desembarque pesqueiro, uma informação fundamental para o controle e manejo dos estoques, ainda não é uma realidade no Brasil, mesmo tendo o Ministério da Pesca essa atribuição legal. Sem essa informação básica, é quase impossível gerir os recursos pesqueiros de forma sustentável. Exemplos de sobrepesca, declínio de estoques, extinções locais ou comerciais de espécies são hoje uma realidade. Por exemplo, no baixo São Francisco, a jusante da UHE Xingó (última barragem antes da foz do rio no oceano Atlântico), algumas espécies que ocorriam no passado atualmente não possuem mais estoques suficientes para exploração comercial. Dentre estas, podemos citar o surubim, dourado e pirá.

A situação atual contrasta com a realidade do passado, assim narrada pelo explorador Richard Burton, que percorreu o rio em 1867 na célebre viagem de canoa de Sabará ao oceano Atlântico: "*Esta parte do rio apresenta perspectivas para uma indústria muito mais valiosa nos grandes cardumes de peixe que percorrem as águas (...). Quem visitar estes rios deve vir munido de caniço com os maiores anzóis de água doce e com sistema de enrolamento mais resistente; do contrário, os peixes que pesam mais de 50 kg o surpreenderão*." A fauna de peixes e atividade de pesca são hoje comprometidas pelos impactos gerados na formação de reservatórios para exploração hidrelétrica, pela poluição por esgotos domésticos e industriais não tratados, pela atividade minerária em Minas Gerais, desmatamento da vegetação ciliar, uso indiscriminado de agrotóxicos e fertilizantes, retirada excessiva de água para a transposição e irrigação de lavouras, ocupação da planície de inundação e, como mencionado anteriormente, pela introdução de espécies exóticas.

Diante da situação atual da bacia, com todos os impactos sofridos ao longo de séculos, trechos livres de rios são fundamentais para a conservação da ictiofauna regional. Sabe-se que o trecho de quase mil quilômetros entre a barragem de Três Marias até o remanso do reservatório de Sobradinho é considerado um "*remanescente vivo*" do rio, conectado a afluentes de grande porte como os rios das Velhas e Paracatu, e dotado de um vigoroso sistema de várzeas e lagoas marginais. Nessa porção, os peixes conseguem manter seu ciclo de vida, mantendo o recrutamento e conservando populações estáveis das principais espécies, notadamente as migradoras, de maior porte e maior valor comercial. Mais recentemente, demonstrou-se que outro trecho no alto rio São Francisco também possui essas mesmas características. Trata-se de um trecho lótico, ainda livre de barramentos, de aproximadamente 400 km, compreendido entre o remanso do reservatório de Três Marias e as cabeceiras no rio Sambará e Serra da Canastra. Características similares às acima descritas são encontradas no alto São Francisco, conferindo condições ideais para a manutenção de populações de curimatás (duas espécies), dourado, piau-verdadeiro e provavelmente do surubim – a maior espécie da bacia.

O livro "***História Inicial de Vida dos Peixes do Velho Chico***" traz importante avanço no conhecimento das fases iniciais dos peixes da bacia. Assim como o rio São Francisco traz o embrião da cultura e sociedade do Brasil, esse livro retrata a vida inicial dos peixes (ovos e larvas) e informações pioneiras sobre esse período do desenvolvimento dos peixes, desde a fecundação até a fase juvenil, contribuindo para o melhor conhecimento da história de vida da ictiofauna do São Francisco.

O conteúdo do livro abrange a sua ictiofauna e aspectos da biologia reprodutiva dos peixes, estado da arte sobre o conhecimento do ictioplâncton da bacia, métodos de amostragem, morfologia e biometria de estágios iniciais, além de análises genéticas de ovos de larvas dos peixes do São Francisco.

É apresentada uma lista atualizada de espécies de peixes, incluindo o registro de peixes não-nativos, cuja introdução foi registrada pela equipe ou em consulta à literatura técnica. Também são abordados dados históricos e informações sobre a composição das comunidades, numa lista atualizada organizada por Ordens e Famílias, com fotografias de algumas espécies.

São apresentados resultados consolidados sobre o ictioplâncton de toda a bacia do rio São Francisco (alto, médio, submédio e baixo), incluindo composição por ordens, espécies mais frequentes e análises espaciais de ovos e larvas. Os dados apresentados representam as pesquisas atuais sobre o desenvolvimento inicial de peixes desta bacia, e acrescentam importantes informações para a conservação desta ictiofauna, ao determinar a localização de sítios de desova de peixes no São Francisco e em seus afluentes.

Em relação à biologia reprodutiva das espécies do São Francisco, são apresentadas informações sobre o desenvolvimento gonadal, são explicados e ilustrados os aspectos da maturação de ovários e testículos, processos hormonais e do desenvolvimento embrionário, que compõem o ciclo de vida dos peixes. Características macro e microscópicas das gônadas de machos e fêmeas são categorizados em estádios, valores médios do índice gonadossomático e fator de condição. Soma-se a essas definições a separação das espécies estudadas quanto ao tipo de desova (total ou parcelada).

Métodos de coleta de ovos, larvas e jovens são detalhados em capítulo próprio, abordando desde o planejamento das amostragens, uso de cada tipo de petrecho para captura, preservação, até o acondicionamento das amostras. São apresentadas características do desenvolvimento, desde o período embrionário até a senescência, passando pelas fases larvais, juvenis e adultas. De posse dessas informações, são exibidos os procedimentos para identificação morfológica de ovos e larvas de peixes.

Um grande avanço recente na identificação de ovos e larvas de peixes vem com o uso de métodos moleculares, mais especificamente DNA *barcoding* e DNA *metabarcoding*. A precisão da identificação chega ao nível de espécie (gênero em alguns casos). Esse capítulo discute ainda novas técnicas mais modernas que estão sendo aplicadas, aperfeiçoando ainda mais a precisão dos resultados.

Em seguida, a obra traz um capítulo com uma detalhada caracterização da ontogenia das principais Ordens de peixes da bacia do rio São Francisco, com aspectos como morfologia dos ovos e das larvas, pigmentação, surgimento de estruturas (flexão da notocorda, boca, ânus, nadadeiras, bexiga natatória, escamas, por exemplo), caracteres merísticos e específicos. O mesmo é relatado para os juvenis: morfologia, pigmentação, caracteres merísticos e específicos. Todas as informações são ilustradas com fotos e desenhos e, por fim, é apresentada uma tabela com dados morfométricos de mais de 60 espécies estudadas da bacia.

Um capítulo contendo a localização, caracterização e estado de conservação de algumas das principais áreas e locais de desova para a reprodução e desenvolvimento da ictiofauna finaliza este livro. Nele são apresentadas recomendações e perspectivas futuras para estudos e medidas de conservação dos peixes do São Francisco.

Não há dúvidas de que essa obra será outro marco histórico no conhecimento da ictiofauna da bacia do rio São Francisco, abordando um tema que ainda não havia sido disponibilizado de uma forma organizada, em uma única obra. O livro ***História Inicial de Vida dos Peixes do Velho Chico*** é uma contribuição valiosa para a ciência e um fruto inegável do sucesso da parceria universidade-empresa.

Capítulo 2

A ICTIOFAUNA DA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Gilberto Nepomuceno Salvador
Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Guilherme Moreira Santos
Gustavo Ribeiro Rosa
Iago Souza Penido
Túlio Franco Teixeira
Tiago Casarim Pessali

2.1 O estudo da ictiofauna

A bacia hidrográfica do rio São Francisco se estende desde o centro do Brasil até o nordeste, sendo uma das drenagens mais representativas do país. Compreendendo mais de 500 municípios, a bacia abrange uma área aproximada de 640 mil km^2, o que é superior à soma da extensão territorial de Portugal e Espanha. O curso sinuoso de seus rios e riachos cruza o Cerrado a Mata Atlântica e a Caatinga em direção ao Oceano Atlântico entre os estados de Sergipe e Alagoas. No passado, as caudalosas águas da calha principal do rio São Francisco foram o cenário da navegação de vapores que fizeram a conexão do Nordeste com o Sudeste do Brasil, recebendo a denominação de "Rio da Integração Nacional", bem como foram responsáveis por grandes cheias que invadiram a planície de inundação, transformando o vale são franciscano em um ambiente fértil.

Essas mesmas águas abrigam uma grande diversidade de peixes, expressa na ampla variação morfológica, fisiológica e de hábitos de vida. Assim, podemos encontrar os peixes em diversos ambientes ao longo de toda a bacia: as pequenas piabas (*Hemigrammus marginatus*, *Serrapinnus piaba*) nas margens dos rios e riachos, peixes em cavernas (*Trichomycterus itacarambiensis, Trichomycterus rubbioli*), cambevas (*Trichomycterus reinhardti*, *Cambeva variegata*) e cascudos (*Neoplecostomus franciscoensis, Harttia torrenticola*) nas cabeceiras, peixes anuais (*Cynolebias akroa*, *Hypsolebias magnificus*) nas poças temporárias, além dos grandes peixes migradores, como surubim

BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; SANTOS, Guilherme Moreira; ROSA, Gustavo Ribeiro; PENIDO, Iago Souza; TEIXEIRA, Túlio Franco; PESSALI, Tiago Casarim. A ictiofauna da bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 2, p. 11-34.

(*Pseudoplatystoma corruscans*), dourado (*Salminus franciscanus*) e curimatás (*Prochilodus argenteus* e *Prochilodus costatus*) na calha principal e nos afluentes do rio São Francisco.

Vários pesquisadores de diferentes nacionalidades contribuíram para o conhecimento dessa rica fauna de peixes. A primeira obra de destaque sobre os peixes do São Francisco foi a monografia *Velhas-Flodens Fiske. Et Bidrag til Brasiliens Ichthyologi* [Peixes do Rio das Velhas: uma Contribuição à Ictiologia Brasileira], publicada em 1875 por Christian Frederik Lütken (Lütken, 1875). A publicação conta com a descrição de 20 espécies, quando se conhecia pouco mais de 40 espécies para toda a bacia do rio São Francisco.

A partir do século XX, o conhecimento sobre a fauna de peixes da bacia do rio São Francisco aumentou consideravelmente. Na obra *Os peixes de água doce do Brasil*, publicada em 1948 por Henry Weed Fowler, a riqueza de peixes no rio São Franciso ampliou para 124 espécies (Fowler, 1948). Esse número foi superado em 1960 com a publicação do *Catálogo de peixes do vale do rio São Francisco* por Haroldo Pereira Travassos, o qual listou 139 espécies (Travassos, 1960). Na década de 1980, a obra *Manual de identificação de peixes da região de Três Marias*, de autoria de Heraldo Antonio Britski, Yoshimi Sato e Albert Bartolomeu de Souza Rosa, trouxe a chave de identificação para 73 espécies que ocorrem no trecho alto-médio da bacia (Britski; Sato; Rosa, 1988). Embora a obra seja referente aos peixes de um trecho do São Francisco, o documento até hoje é uma referência para toda a bacia.

Nas últimas décadas, esforços foram demandados para compilar a rica fauna de peixes da bacia do rio São Francisco (Barbosa; Soares, 2009; Alves; Vieira; Pompeu, 2011; Barbosa; Soares; Cintra; Hermann; Araújo, A.R.R., 2017), bem como de alguns trechos específicos (Alves; Leal, C.G., 2010; Santos, U.; Silva, P.C.; Barros; Dergam, 2015; Salvador; Casarim; Rosa; Caldeira; Pompeu, 2020) e determinados grupos taxonômicos (Costa, W.J.E.M., 2002). Com o propósito de ampliar o conhecimento sobre a fauna de peixes da bacia do rio São Francisco, é apresentada, neste documento, uma atualização da lista de espécies de peixes da bacia. Esta lista é resultado do empenho coletivo que envolveu a pesquisa em manuscritos, livros, dados não publicados, a experiência dos autores e a consulta a especialistas. Trata-se, portanto, de um passo significativo no avanço do conhecimento sobre a ictiofauna local.

2.2 Composição taxonômica

A lista atualizada da ictiofauna da bacia do rio São Francisco apresenta 272 espécies nativas. Esse número representa um aumento significativo em relação aos estudos de Alves, Vieira e Pompeu (2011) e Barbosa, Soares, Cintra, Hermann e Araújo, A.R.R. (2017), que catalogaram 208 e 241 espécies, respectivamente. O acréscimo de 30 espécies, em pouco mais de uma década, sugere que novas espécies de peixe ainda podem ser descobertas na bacia. Siluriformes e Characiformes são as ordens mais representativas, com 107 e 83 espécies, respectivamente,

corroborando o padrão de dominância encontrado em outras grandes drenagens brasileiras, como as bacias dos rios Amazonas e Paraná. Em relação ao registro por famílias, destaca-se o expressivo número de Rivulidae (60 espécies), com ampla maioria localizada nas planícies alagáveis do médio São Francisco, caracterizando esta região como um *hotspot* para o grupo. Na sequência, os maiores apontamentos são para as famílias Loricariidae, com 46 espécies, Characidae, com 37 espécies e Trichomycteridae, com 18 espécies.

A presença de 38 espécies exóticas à bacia representa um aumento de 10 espécies em relação aos registros de Barbosa, Soares, Cintra, Hermann e Araújo, A.R.R. (2017), o que provoca grande preocupação devido ao impacto progressivo dessas introduções. Muitas dessas espécies encontram-se estabelecidas em diversos trechos do São Francisco, competindo por recursos com as espécies nativas. Entre elas estão as tilápias (*Oreochromis niloticus* e *Coptodon rendalli*), o bagre-africano (*Clarias gariepinus*), os tucunarés (*Cichla kelberi* e *Cichla piquiti*), o pacu-caranha (*Piaractus mesopotamicus*), o pacu-CD (*Metynnis lippincottianus*) e o *guppy* (*Poecilia reticulata*). Introduções recentes, seguidas de rápida expansão, como a do cascudo-tigrado (*Pterygoplichthys* cf. *ambrosettii*) e piauçu (*Megaleporinus macrocephalus*), destacam-se com exemplos críticos desse tipo de impacto. A ausência de controle, fiscalização, punição e conhecimento dos riscos associados à invasão biológica leva a um cenário de acréscimo no número de espécies exóticas nas próximas décadas, aumentando o risco para as espécies nativas.

As ameaças decorrentes da introdução de espécies exóticas, somadas a outros impactos, como alteração do hábitat, poluição, expansão da fronteira agrícola e sobrepesca, colocam atualmente 47 espécies de peixes da bacia do São Francisco em algum grau de ameaça na Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção (Brasil. Portaria MMA nº 148, de 7 de junho de 2022; Brasil. Portaria GM/MMA nº 300, de 13 de dezembro de 2022). Os peixes anuais dos gêneros *Cynolebias* (4 espécies), *Hypsolebias* (32 espécies) e *Simpsonichthys* (2 espécies) compõem a maioria dessa lista, que inclui espécies classificadas como Vulnerável (VU), Em Perigo (EN) e Criticamente em Perigo (CR). O Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Peixes Rivulídeos Ameaçados de Extinção (PAN Rivulídeos[1]) estabelece estratégias para a conservação desses peixes, conhecidos por sua distribuição restrita e história de vida singular. De forma similar, o PAN São Francisco[2] desenvolve ações voltadas para as espécies ameaçadas, como *Hypostomus subcarinatus* (CR), *Poecilia pertapeh* (CR), *Plesioptopoma curvidens* (CR), *Lophiosilurus alexandri* (VU), *Pseudoplatystoma corruscans* (VU) e *Conorhynchos conirostris* (EN), esta última considerada a espécie símbolo da bacia. Entre as espécies ameaçadas, destacam-se ainda a piaba de Jaíba (*Stygichthys typhlops* – EN), que vive no lençol freático, e os bagrinhos de caverna *Trichomycterus itacarambiensis* (CR) e *Trichomycterus rubbioli* (VU).

Grande parte do conhecimento sobre os diversos aspectos da fauna de peixes da bacia do rio São Francisco está concentrado na calha principal e nas áreas próximas aos centros urbanos.

[1] Disponível em: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/biodiversidade/pan/pan-rivulideos
[2] Disponível em: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/biodiversidade/pan/pan-sao-francisco

Entretanto, ainda existem lacunas significativas de conhecimento e regiões pouco amostradas, como as áreas de cabeceira, os trechos médio-submédio e grandes afluentes, como os rios Paracatu, Urucuia, Carinhanha, Corrente e Grande. Diante desse cenário, é evidente que a fauna de peixes da bacia do rio São Francisco ainda não é inteiramente conhecida, com potencial para a descoberta de novas espécies. Essa situação, aliada à modificação constante do uso e cobertura do solo ao longo da bacia, ratifica a necessidade de incentivo aos estudos que visem à descoberta de novos táxons e à compreensão de seus hábitos de vida, a exemplo de alguns esforços que vêm ocorrendo na Amazônia.

2.3 Lista da ictiofauna da bacia

A consolidação das informações disponíveis para todos os peixes de ambientes lóticos e lênticos de água doce da bacia do São Francisco resultou em um total de 310 espécies (um híbrido), distribuídas em 12 ordens, 39 famílias (uma espécie *Incertae sedis*) e 135 gêneros (Tabela 1; Apêndice A, neste capítulo). Os táxons listados como "sp." são reconhecidamente novos para a ciência e aguardam uma descrição formal por especialistas.

Tabela 1 – Lista taxonômica de peixes da bacia hidrográfica do rio São Francisco organizada de acordo com Fricke, Eschmeyer e Van der Laan (2024)[3] e graus de ameaça conforme Portaria 300 de 13 de dezembro de 2022 do Ministério do Meio Ambiente[4]. * - Espécies não nativas à bacia do rio São Francisco; [VU] - Vulnerável; [EN] - Em perigo; [CR] - Criticamente em perigo. As espécies listadas como "sp." são reconhecidamente novas para a ciência

ORDEM / FAMÍLIA / ESPÉCIE
OSTEOGLOSSIFORMES
Arapaimidae
Arapaima gigas (Schinz, 1822)*
CLUPEIFORMES
Engraulidae
Anchoviella vaillanti (Steindachner, 1908)
CYPRINIFORMES
Cyprinidae
Cyprinus carpio Linnaeus, 1758*

[3] A classificação de Characidae seguiu a hipótese de MIRANDE, Juan Marcos. Morphology, molecules and the phylogeny of Characidae (Teleostei, Characiformes). **Cladistics**, Berlim, DE, v. 35, n. 3, p. 282-300, 2019. Esta escolha considerou a robustez da análise em termos dos caracteres (morfológicos e moleculares) e táxons analisados, os conceitos analíticos e epistemológicos adotados (parcimônia e critério da estabilidade), o comedimento e diligência na taxonomia dos clados resultantes, e a apresentação de diagnoses morfológicas. A presença de diagnose converge com o objetivo desta obra.

[4] Disponível em: https://www.in.gov.br/en/web/dou/-/portaria-gm/mma-n-300-de-13-de-dezembro-de-2022-450425464.

Xenocyprididae

Ctenopharyngodon idella (Valenciennes, 1844)*
Hypophthalmichthys molitrix (Valenciennes, 1844)*

CHARACIFORMES

Crenuchidae

Characidium bahiense Almeida, 1971
Characidium bimaculatum Fowler, 1941
Characidium cacah Zanata, Ribeiro, Araújo-Porto, Pessali & Oliveira-Silva, 2020
Characidium fasciatum Reinhardt, 1867
Characidium lagosantense Travassos, 1947
Characidium satoi Melo & Oyakawa, 2015
Characidium xanthopterum Silveira, Langeani, Graça, Pavanelli & Buckup, 2008
Characidium gr. *zebra* Eigenmann, 1909

Erythrinidae

Hoplerythrinus unitaeniatus (Spix & Agassiz, 1829)
Hoplias intermedius (Günther, 1864)
Hoplias gr. *malabaricus* (Bloch, 1794)

Parodontidae

Apareiodon hasemani Eigenmann, 1916
Apareiodon ibitiensis Amaral Campos, 1944
Apareiodon piracicabae (Eigenmann, 1907)
Apareiodon sp.
Parodon hilarii Reinhardt, 1867

Serrasalmidae

Colossoma macropomum (Cuvier, 1816)*
Metynnis lippincottianus (Cope, 1870)*
Myleus altipinnis (Valenciennes, 1850)
Myleus micans (Lütken, 1875)
Piaractus brachypomus (Cuvier, 1818)*
Piaractus mesopotamicus (Holmberg, 1887)*
Pygocentrus piraya (Cuvier, 1819)
Serrasalmus brandtii Lütken, 1875

Anostomidae

Leporellus vittatus (Valenciennes, 1850)
Leporinus amblyrhynchus Garavello & Britski, 1987
Leporinus marcgravii Lütken, 1875

Leporinus octofasciatus Steindachner, 1915*
Leporinus piau Fowler, 1941
Leporinus taeniatus Lütken, 1875
Megaleporinus macrocephalus (Garavello & Britski, 1988)*
Megaleporinus obtusidens (Valenciennes, 1837)
Megaleporinus reinhardti (Lütken, 1875)
Schizodon knerii (Steindachner, 1875)
Schizodon unimaculatus Garavello, Britski, Oliveira & Melo, 2024

Curimatidae

Curimatella lepidura (Eigenmann & Eigenmann, 1889)
Cyphocharax albula (Lütken, 1874)
Cyphocharax corumbae (Pavanelli & Britski, 1999)
Cyphocharax cf. *modestus* (Fernández-Yépez, 1948)
Steindachnerina elegans (Steindachner, 1875)

Prochilodontidae

Prochilodus argenteus Spix & Agassiz, 1829
Prochilodus brevis Steindachner, 1875
Prochilodus costatus Valenciennes, 1850
Prochilodus lineatus (Valenciennes, 1837)*
Prochilodus nigricans Spix & Agassiz, 1829*

Triportheidae

Triportheus guentheri (Garman, 1890)
Triportheus signatus (Garman, 1890)

Bryconidae

Brycon amazonicus (Agassiz, 1829)*
Brycon nattereri Günther, 1864
Brycon orthotaenia Günther, 1864
Salminus franciscanus Lima & Britski, 2007
Salminus hilarii Valenciennes, 1850

Iguanodectidae

Bryconops cf. *melanurus* (Bloch, 1794)

Acestrorhynchidae

Acestrorhynchus britskii Menezes, 1969
Acestrorhynchus lacustris (Lütken, 1875)

Characidae

Acinocheirodon melanogramma Malabarba & Weitzman, 1999
Astyanax lacustris (Lütken, 1875)
Compsura heterura Eigenmann, 1915
Gymnocorymbus ternetzi (Boulenger, 1895)*
Hasemania nana (Lütken, 1875)
Hemigrammus brevis Ellis, 1911
Hemigrammus gracilis (Lütken, 1875)
Hemigrammus marginatus Ellis, 1911
Hemigrammus sp.
Hyphessobrycon diastatos Dagosta, Marinho & Camelier, 2014
Hyphessobrycon eques (Steindachner, 1882)*
Hyphessobrycon micropterus (Eigenmann, 1915)
Hyphessobrycon parvellus Ellis, 1911
Hyphessobrycon santae (Eigenmann, 1907)
Hysteronotus megalostomus Eigenmann, 1911
Knodus moenkhausii (Eigenmann & Kennedy, 1903)*
Kolpotocheirodon theloura Malabarba & Weitzman, 2000
Lepidocharax burnsi Ferreira, Menezes & Quagio-Grassiotto, 2011
Lepidocharax sp.
Moenkhausia costae (Steindachner, 1907)
Moenkhausia sanctaefilomenae (Steindachner, 1907)
Oligosarcus argenteus Günther, 1864
Orthospinus franciscensis (Eigenmann, 1914)
Phenacogaster franciscoensis Eigenmann, 1911
Phenacogaster julliae Lucena & Lucena, 2019
Piabarchus stramineus (Eigenmann, 1908)
Piabina argentea Reinhardt, 1867
Planaltina myersi Böhlke, 1954
Pristella crinogi Lima, Caires, Conde-Saldaña, Mirande & Carvalho, 2021
Psalidodon cf. *bockmanni* (Vari & Castro, 2007)
Psalidodon fasciatus (Cuvier, 1819)
Psalidodon pessalii Teixeira, Salvador, Mirande & Lima, 2025
Psalidodon rivularis (Lütken, 1875)
Psalidodon sp.
Psellogrammus kennedyi (Eigenmann, 1903)
Roeboides xenodon (Reinhardt, 1851)
Serrapinnus heterodon (Eigenmann, 1915)
Serrapinnus piaba (Lütken, 1875)
Stygichthys typhlops Brittan & Böhlke, 1965[EN]

Tetragonopterus franciscoensis Silva, Melo, Oliveira & Benine, 2016

GYMNOTIFORMES

Apteronotidae

Apteronotus brasiliensis (Reinhardt, 1852)

Sternopygidae

Archolaemus orientalis Stewart, Vari, de Santana & Wosiacki, 2012

Eigenmannia besouro Peixoto & Wosiacki, 2016

Eigenmannia microstoma (Reinhardt, 1852)

Sternopygus gr. *macrurus* (Bloch & Schneider, 1801)

Gymnotidae

Gymnotus aff. *cuia* Craig, Malabarba, Crampton & Albert, 2018

Gymnotus sylvius Albert & Fernandes-Matioli, 1999

Hypopomidae

Brachyhypopomus menezesi Crampton, de Santana, Waddell & Lovejoy, 2017

SILURIFORMES

Trichomycteridae

Cambeva concolor (Costa, 1992)

Cambeva damnata Costa, Azevedo-Santos, Ottoni, Vilardo & Katz, 2024

Cambeva variegata (Costa, 1992)

Homodiaetus sp.

Ituglanis sp.

Stegophilus insidiosus Reinhardt, 1859

Trichomycterus anaisae Katz & Costa, 2021

Trichomycterus brasiliensis Lütken, 1874

Trichomycterus itacarambiensis Trajano & de Pinna, 1996[CR]

Trichomycterus luetkeni Katz & Costa, 2021

Trichomycterus macrotrichopterus Barbosa & Costa, 2010

Trichomycterus novalimensis Barbosa & Costa, 2010

Trichomycterus reinhardti (Eigenmann, 1917)

Trichomycterus rubbioli Bichuette & Rizzato, 2012[VU]

Trichomycterus rubiginosus Barbosa & Costa, 2010

Trichomycterus trefauti Wosiacki, 2004

Trichomycterus sp.1

Trichomycterus sp.2

Callichthyidae

Aspidoras depinnai Britto, 2000
Aspidoras cf. *fuscoguttatus* Nijssen & Isbrücker, 1976
Aspidoras raimundi (Steindachner, 1907)
Brochis costai (Ottoni, Barbosa & Katz, 2016)
Brochis difluviatilis (Britto & Castro, 2002)
Brochis garbei (Ihering, 1911)
Callichthys callichthys (Linnaeus, 1758)
Hoplisoma lymnades (Tencatt, Vera-Alcaraz, Britto & Pavanelli, 2013)
Hoplisoma multimaculatus (Steindachner, 1907)
Hoplosternum littorale (Hancock, 1828)*
Megalechis thoracata (Valenciennes, 1840)*

Loricariidae

Ancistrus sp.*
Curculionichthys sagarana Roxo, Silva, Ochoa & Oliveira, 2015
Harttia canastra Caldas, Cherobim & Langeani, 2022
Harttia leiopleura Oyakawa, 1993
Harttia longipinna Langeani, Oyakawa & Montoya-Burgos, 2001
Harttia novalimensis Oyakawa, 1993
Harttia torrenticola Oyakawa, 1993
Harttia sp.
Hisonotus alberti Roxo, Silva, Waltz & Melo, 2016
Hisonotus bocaiuva Roxo, Silva, Oliveira & Zawadzki, 2013
Hisonotus devidei Roxo, Silva & Melo, 2018
Hisonotus vespuccii Roxo, Silva & Oliveira, 2015
Hypostomus cf. *affinis* (Steindachner, 1877)
Hypostomus alatus Castelnau, 1855
Hypostomus bimbai Zawadzki & Penido, 2021
Hypostomus cf. *commersoni* Valenciennes, 1836
Hypostomus francisci (Lütken, 1874)
Hypostomus freirei Penido, Pessali & Zawadzki, 2021
Hypostomus guajupia Penido, Pessali & Zawadzki, 2021
Hypostomus lima (Lütken, 1874)
Hypostomus macrops (Eigenmann & Eigenmann, 1888)
Hypostomus cf. *margaritifer* (Regan, 1908)
Hypostomus pastinhai Zawadzki & Penido, 2021
Hypostomus cf. *paulinus* (Ihering, 1905)
Hypostomus pusarum (Starks, 1913)
Hypostomus subcarinatus Castelnau, 1855[CR]

Hypostomus velhochico Zawadzki, Oyakawa & Britski, 2017
Hypostomus sp.1
Hypostomus sp.2
Hypostomus sp.3
Megalancistrus barrae (Steindachner, 1910)
Microlepidogaster discontenta Calegari, Silva & Reis, 2014
Microlepidogaster negomata Martins, Cherobim, Andrade & Langeani, 2017
Neoplecostomus franciscoensis Langeani, 1990
Neoplecostomus sp.
Otocinclus xakriaba Schaefer, 1997
Pareiorhaphis mutuca (Oliveira & Oyakawa, 1999)
Pareiorhina cepta Roxo, Silva, Mehanna & Oliveira, 2012
Pareiorhina rosai Silva, Roxo & Oyakawa, 2016
Parotocinclus aff. *cearensis* Garavello, 1977
Parotocinclus jumbo Britski & Garavello, 2002
Parotocinclus prata Ribeiro, Melo & Pereira, 2002
Parotocinclus robustus Lehmann & Reis, 2012
Plesioptopoma curvidens Reis, Pereira & Lehmann, 2012[CR]
Pterygoplichthys cf. *ambrosettii* (Holmberg, 1893)*
Pterygoplichthys etentaculatus (Spix & Agassiz, 1829)
Rhinelepis aspera Spix & Agassiz, 1829
Rineloricaria sp.

Cetopsidae
Cetopsis gobioides Kner, 1858

Pangasiidae
Pangasianodon hypophthalmus (Sauvage, 1878)*

Aspredinidae
Bunocephalus hartti Carvalho, Cardoso, Friel & Reis, 2015
Bunocephalus minerim Carvalho, Cardoso, Friel & Reis, 2015

Auchenipteridae
Glanidium albescens Lütken, 1874
Pseudauchenipterus flavescens (Eigenmann & Eigenmann, 1888)
Pseudotatia parva Mees, 1974
Tatia bockmanni (Sarmento-Soares & Buckup, 2005)
Trachelyopterus galeatus (Linnaeus, 1766)

Doradidae

Franciscodoras marmoratus (Lütken, 1874)

Heptapteridae

Cetopsorhamdia iheringi Schubart & Gomes, 1959
Imparfinis borodini Mees & Cala, 1989
Imparfinis minutus (Lütken, 1874)
Phenacorhamdia tenebrosa (Schubart, 1964)
Pimelodella lateristriga (Lichtenstein, 1823)
Pimelodella laurenti (Fowler, 1941)
Pimelodella robinsoni (Fowler, 1941)
Pimelodella vittata (Lütken, 1874)
Rhamdia enfurnada Bichuette & Trajano, 2005
Rhamdia gr. *quelen* (Quoy & Gaimard, 1824)
Rhamdiopsis microcephala (Lütken, 1874)
Rhamdiopsis sp.

Pimelodidae

Bagropsis reinhardti Lütken, 1874
Bergiaria westermanni (Lütken, 1874)
Duopalatinus emarginatus (Valenciennes, 1840)
Pimelodus fur (Lütken, 1874)
Pimelodus maculatus Lacepède, 1803
Pimelodus pohli Ribeiro & Lucena, 2006
Pseudoplatystoma corruscans (Spix & Agassiz, 1829)[VU]
Pseudoplatystoma reticulatum x *Pseudoplatystoma corruscans* "híbrido"*

Pseudopimelodidae

Lophiosilurus alexandri Steindachner, 1876[VU]
Lophiosilurus fowleri (Haseman, 1911)
Microglanis leptostriatus Mori & Shibatta, 2006
Microglanis reikoae Ruiz, 2016
Pseudopimelodus charus (Valenciennes, 1840)

Clariidae

Clarias gariepinus (Burchell, 1822)*

Incertae sedis

Conorhynchos conirostris (Valenciennes, 1840)[EN]

SYNBRANCHIFORMES

Synbranchidae

Synbranchus sp.

ANABANTIFORMES

Osphronemidae

Betta splendens Regan, 1910*
Trichopodus trichopterus (Pallas, 1770)*

CICHLIFORMES

Cichlidae

Astronotus crasssipinnis (Heckel, 1840)*
Australoheros oblongus (Castelnau, 1855)
Cichla kelberi Kullander & Ferreira, 2006*
Cichla piquiti Kullander & Ferreira, 2006*
Cichlasoma orientale Kullander, 1983
Cichlasoma sanctifranciscense Kullander, 1983
Coptodon rendalli (Boulenger, 1897)*
Geophagus brasiliensis (Quoy & Gaimard, 1824)
Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758)*
Parachromis managuensis (Günther, 1867)*
Saxatilia brasiliensis (Bloch, 1792)
Saxatilia lepidota Heckel, 1840

CYPRINODONTIFORMES

Rivulidae

Cynolebias akroa Nielsen, Martins, Araujo, Lira & Faour, 2018[VU]
Cynolebias altus Costa, 2001
Cynolebias attenuatus Costa, 2001
Cynolebias elegans Costa, 2017[CR]
Cynolebias gibbus Costa, 2001
Cynolebias gilbertoi Costa, 1998
Cynolebias gorutuba Costa, 2017[EN]
Cynolebias leptocephalus Costa & Brasil, 1993[EN]
Cynolebias obscurus Costa, 2014
Cynolebias ochraceus Costa, 2014
Cynolebias oticus Costa, 2014
Cynolebias parietalis Costa, 2014
Cynolebias perforatus Costa & Brasil, 1991

Cynolebias porosus Steindachner, 1876
Cynolebias rectiventer Costa, 2014
Cynolebias roseus Costa, 2014
Hypsolebias adornatus (Costa, 2000)[CR]
Hypsolebias alternatus (Costa & Brasil, 1994)[EN]
Hypsolebias auratus (Costa & Nielsen, 2000)[CR]
Hypsolebias caeruleus Costa, 2013
Hypsolebias carlettoi (Costa & Nielsen, 2004)[EN]
Hypsolebias delucai (Costa, 2003)[VU]
Hypsolebias faouri Britzke, Nielsen & Oliveira, 2016[VU]
Hypsolebias fasciatus (Costa & Brasil, 2006)[VU]
Hypsolebias flagellatus (Costa, 2003)
Hypsolebias flavicaudatus (Costa & Brasil, 1990)[EN]
Hypsolebias fulminantis (Costa & Brasil, 1993)[CR]
Hypsolebias gardneri Costa, Amorim & Mattos, 2018[EN]
Hypsolebias ghisolfii (Costa, Cyrino & Nielsen, 1996)[EN]
Hypsolebias gibberatus (Costa & Brasil, 2006)[VU]
Hypsolebias gilbertobrasili Costa, 2012[CR]
Hypsolebias guanambi Costa & Amorim, 2011[VU]
Hypsolebias hamadryades Costa, Amorim & Mattos, 2018[CR]
Hypsolebias harmonicus (Costa, 2010)[VU]
Hypsolebias hellneri (Berkenkamp, 1993)[EN]
Hypsolebias igneus (Costa, 2000)[EN]
Hypsolebias janaubensis (Costa, 2006)[CR]
Hypsolebias lopesi (Nielsen, Shibatta, Suzart & Martín, 2010)[CR]
Hypsolebias macaubensis (Costa & Suzart, 2006)[EN]
Hypsolebias magnificus (Costa & Brasil, 1991)[EN]
Hypsolebias mediopapillatus (Costa, 2006)[VU]
Hypsolebias nielseni (Costa, 2005)[EN]
Hypsolebias nitens Costa, 2012
Hypsolebias picturatus (Costa, 2000)[EN]
Hypsolebias pterophyllus Costa, 2012
Hypsolebias radiseriatus Costa, 2012[EN]
Hypsolebias rufus (Costa, Nielsen & de Luca, 2001)[CR]
Hypsolebias sertanejo Costa, 2012
Hypsolebias shibattai Nielsen, Martins, Araujo & Suzart, 2014[VU]
Hypsolebias similis (Costa & Hellner, 1999)
Hypsolebias splendissimus Costa, 2018[VU]
Hypsolebias stellatus (Costa & Brasil, 1994)[EN]

Hypsolebias trifasciatus Nielsen, Martins, Araujo, Lira & Faour, 2014
Hypsolebias trilineatus (Costa & Brasil, 1994)[CR]
Hypsolebias virgulatus (Costa & Brasil, 2006)[CR]
Melanorivulus decoratus (Costa, 1989)
Melanorivulus paracatuensis (Costa, 2003)
Neofundulus acutirostratus Costa, 1992
Simpsonichthys punctulatus Costa & Brasil, 2007[CR]
Simpsonichthys zonatus (Costa & Brasil, 1990)[CR]

Poeciliidae

Phalloceros uai Lucinda, 2008
Poecilia hollandi (Henn, 1916)
Poecilia latipinna (Lesueur, 1821)*
Poecilia pertapeh (Figueiredo, 2008)[CR]
Poecilia reticulata Peters, 1859*
Poecilia sphenops Valenciennes, 1846*
Poecilia vivipara Bloch & Schneider, 1801
Xiphophorus hellerii Heckel, 1848*
Xiphophorus variatus (Meek, 1904)*

ACANTHURIFORMES

Sciaenidae

Pachyurus francisci (Cuvier, 1830)
Pachyurus squamipennis Agassiz, 1831
Plagioscion squamosissimus (Heckel, 1840)*

CERATODONTIFORMES

Lepidosirenidae

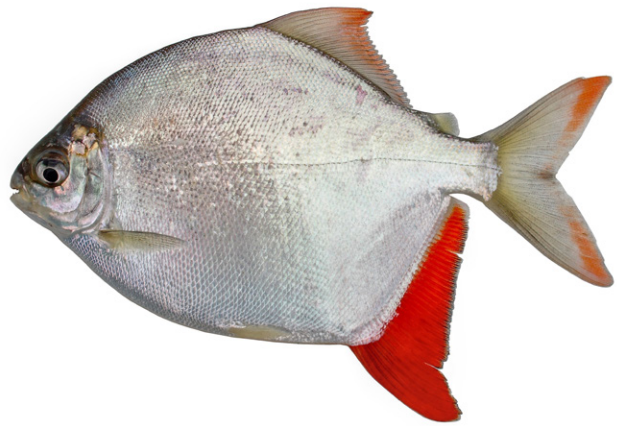
Lepidosiren paradoxa Fitzinger, 1837*

Fonte: Elaborado por Brito, Salvador, Alves, C.B.M., Santos, G.M., Rosa, Penido, Teixeira e Pessali (2026).

Apêndice A – Espécies da ictiofauna da bacia do rio São Francisco



Traíra - *Hoplias* gr. *malabaricus* (Bloch, 1794)
Fonte: Foto de Carlos Bernardo Mascarenhas Alves



Pacu - *Myleus micans* (Lütken, 1875)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piranha - *Pygocentrus piraya* (Cuvier, 1819)
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Pirambeba - *Serrasalmus brandtii* Lütken, 1875
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piau-gordura - *Leporinus piau* Fowler, 1941
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piau-jejo - *Leporinus taeniatus* Lütken, 1875
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Piau-verdadeiro - *Megaleporinus obtusidens* (Valenciennes, 1837)
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Curimatá-pacu, Zulega, Xira - *Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829
Fonte: Foto de Carlos Bernardo Mascarenhas Alves



Curimatá-pioa - *Prochilodus costatus* Valenciennes, 1850
Fonte: Foto de Carlos Bernardo Mascarenhas Alves



Matrinchã - *Brycon orthotaenia* Günther, 1864
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Dourado - *Salminus franciscanus* Lima & Britski, 2007
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Tabarana, Dourado-branco - *Salminus hilarii* Valenciennes, 1850
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



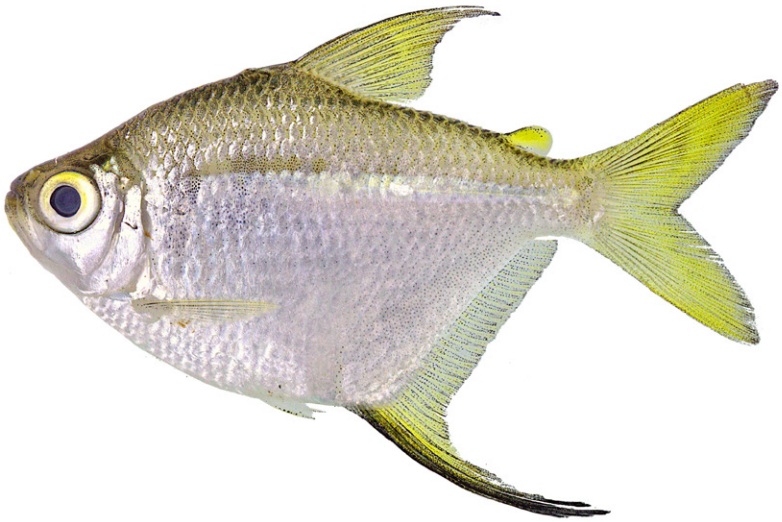
Peixe-cachorro - *Acestrorhynchus britskii* Menezes, 1969
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piaba-cacunda, Dentudo - *Roeboides xenodon* (Reinhardt, 1851)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piaba-rapadura - *Tetragonopterus franciscoensis* Silva, Melo, Oliveira & Benine, 2016
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Piaba-de-gancho - *Orthospinus franciscensis* (Eigenmann, 1914)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Sarapó - *Brachyhypopomus menezesi* Crampton, de Santana, Waddell & Lovejoy, 2017
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Cascudo - *Hypostomus* cf. *margaritifer* (Regan, 1908)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Cascudo - *Hypostomus subcarinatus* Castelnau, 1855
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Cascudo-preto - *Rhinelepis aspera* Spix & Agassiz, 1829
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



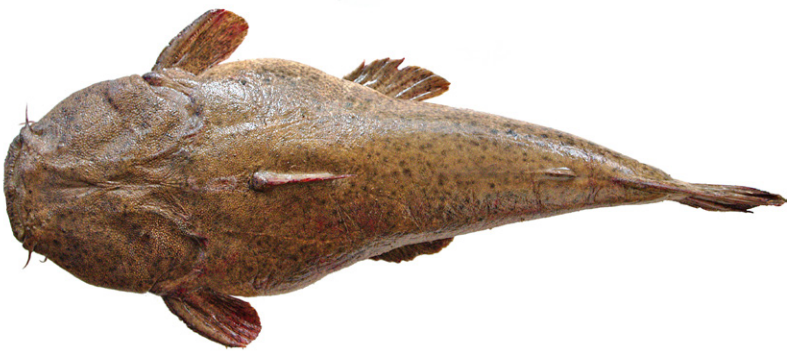
Mandi-serrudo, Serrudo - *Franciscodoras marmoratus* (Lütken, 1874)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Mandi-amarelo - *Pimelodus maculatus* Lacepède, 1803
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Surubim - *Pseudoplatystoma corruscans* Spix & Agassiz, 1829
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Pacamã - *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Pirá - *Conorhynchos conirostris* (Valenciennes, 1840)
Fonte: Foto de Gilberto Nepomuceno Salvador



Peixe das nuvens - *Simpsonichthys punctulatus* Costa & Brasil, 2007
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Corvina - *Pachyurus francisci* (Cuvier, 1830)
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali



Corvina - *Pachyurus squamipennis* Agassiz, 1831
Fonte: Foto de Tiago Casarim Pessali

Fonte: Elaborado por Brito, Salvador, Alves, C.B.M., Santos, G.M., Rosa, Penido, Teixeira e Pessali (2026).

CAPÍTULO 3

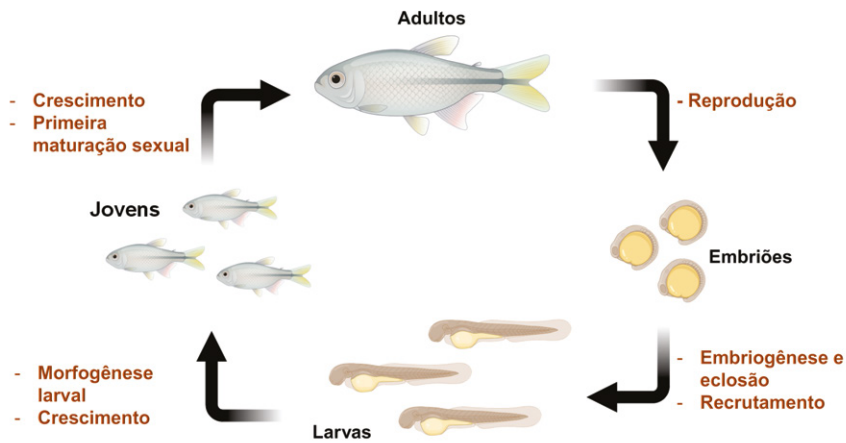
REPRODUÇÃO DE PEIXES DA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Nilo Bazzoli
Alessandro Loureiro Paschoalini
Lucas Marcon
Elizete Rizzo

3.1 Ciclo de vida

O processo reprodutivo é fundamental para a manutenção do ciclo de vida de qualquer espécie. O ciclo de vida dos peixes inicia-se com a reprodução dos adultos, desenvolvimento inicial dos embriões, crescimento larval até se tornarem jovens. Ao atingirem a primeira maturação sexual, esses indivíduos são considerados adultos aptos à reprodução (Figura 1).

Figura 1 – Ciclo de vida de peixes teleósteos



Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

BAZZOLI, Nilo; PASCHOALINI, Alessandro Loureiro; MARCON, Lucas; RIZZO, Elizete. Reprodução de peixes da bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 3, p. 37-44.

Na região neotropical, a maioria das espécies se reproduz durante o período mais quente do ano, coincidindo com a estação chuvosa. No entanto, em algumas espécies, esse processo ocorre regularmente durante todo o ano, ou seja, os ciclos reprodutivos são longos (Sato; Fenerich-Verani; Nuñer; Godinho, H.P.; Verani, c2003; Godinho, A.L.; Lamas; Godinho, H.P., 2010).

De acordo com características macroscópicas e microscópicas observadas em testículos e ovários, são definidos os diferentes estádios de desenvolvimento gonadal, sendo essa uma ferramenta importante no monitoramento do processo reprodutivo das espécies. O número de estádios de maturação gonadal é variável dependendo dos critérios utilizados pelos autores, porém três estádios são básicos nos diagnósticos macro e microscópicos: repouso, maturação/maduro, desovado para fêmeas e espermiado para machos (Quadro 1) (Rizzo; Bazzoli, 2020).

Quadro 1 – Características macroscópicas e microscópicas. Machos: testículos de peixes nos diferentes estádios de maturação gonadal (EMG): 1 = Repouso; 2 = Maturação/maduro; 3 = Espermiado. Fêmeas: ovários de peixes nos diferentes estádios de maturação gonadal (EMG): 1 = Repouso; 2 = Maturação/maduro; 3 = Desovado

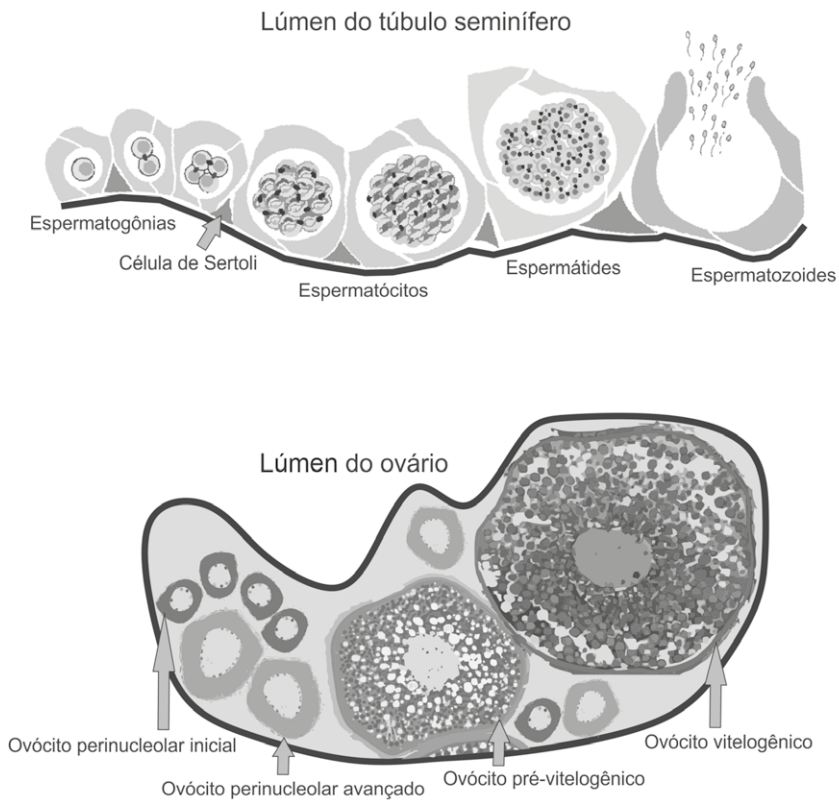
EMG	Características macroscópicas	Características microscópicas
Machos		
1	Delgados, transparentes com pouca vascularização.	Túbulos seminíferos fechados contendo apenas espermatogônias.
2	Aumento de volume, com coloração esbranquiçada.	Túbulos seminíferos com grande quantidade de espermatozoides no lúmen e parede com cistos de todas as células espermatogênicas.
3	Volume reduzido, flácido e hemorrágico.	Túbulos seminíferos com grande quantidade de espermatozoides no lúmen e parede com cistos de todas as células espermatogênicas.
Fêmeas		
1	Volume reduzido, translúcido, envolto em gordura.	Ovócitos perinucleolares inicial e avançado.
2	Volumoso, vascularização evidente, ovócitos visíveis a olho nu e coloração variada nas tonalidades amarela, laranja, parda, verde e cinza.	Folículos em diferentes estádios de desenvolvimento e abundantes folículos vitelogênicos.
3	Flácido e hemorrágico.	Abundantes folículos pós-ovulatórios e folículos perinucleolares.

Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

3.2 Ciclo reprodutivo e estádios de desenvolvimento gonadal

A reprodução é um dos aspectos fundamentais para a sobrevivência das espécies e, no caso dos peixes, o sucesso reprodutivo está intimamente relacionado às condições do meio ambiente e fisiológicas das espécies. A gametogênese é o processo de formação dos gametas masculinos (espermatozoides) e femininos (ovócitos), a qual se inicia com a proliferação de células da linhagem germinativa que se tornarão gametas maduros por meio de divisões mitóticas e meióticas, além de diferenciações morfológicas e moleculares. O processo de desenvolvimento e maturação dos gametas masculinos é denominado espermatogênese, enquanto o desenvolvimento dos folículos ovarianos é chamado de foliculogênese (Uribe; Grier; Mejía-Roa, 2014) (Figura 2).

Figura 2 – Esquema simplificado da maturação de células da linhagem germinativa de peixes machos (acima) e fêmeas (abaixo)

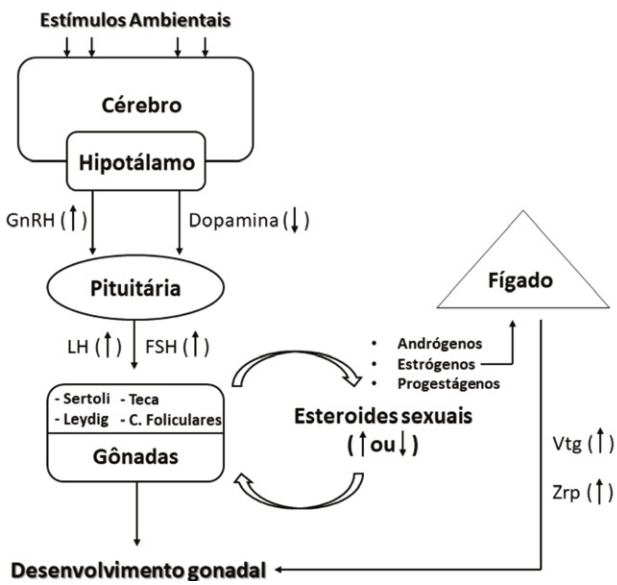


Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

Interações entre fatores endógenos e ambientais são críticos para desencadear o processo reprodutivo. Estímulos ambientais, principalmente chuva, temperatura e fotoperíodo, atuam como "gatilhos" no hipotálamo estimulando a secreção do hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH), que por sua vez estimula a hipófise (pituitária) à liberação de hormônios gonadotróficos, hormônios luteinizantes (LH) e folículo estimulante (FSH). Essas gonadotrofinas atuam nas gônadas e estimulam as células somáticas de testículos e ovários a produzirem esteroides sexuais, como 17β-estradiol (E2), testosterona (T), 11-Ketotestosterona (11-KT) e esteroides indutores da maturação (MIS). Finalmente, esses esteroides sexuais atuam sobre os hepatócitos, os quais produzem proteínas importantes para o desenvolvimento dos folículos ovarianos, e ainda estimulam a divisão, diferenciação dos gametas, maturação das gônadas e o processo de ovulação/espermiação (Lubzens; Young; Bobe; Cerdà, 2010; Schulz; França; Lareyre; LeGac; Chiarini-Garcia; Nobrega; Miura, 2010) (Figura 3).

Após a maturação e liberação dos gametas para a fecundação, as gônadas entram em processo de recrudescência. Nesse estágio, ocorre a reabsorção dos espermatozoides nos machos e folículos vitelogênicos nas fêmeas que não foram liberados. Posteriormente, há uma reorganização do parênquima gonadal para iniciar um novo ciclo de maturação gonadal.

Figura 3 – O eixo hipotalâmico-hipofisário-gonadal-hepático de peixes é controlado por estímulos ambientais e controla o processo endócrino da reprodução. A dopamina possui um efeito inibidor do GnRH. Os esteroides sexuais possuem auto regulação por processos de retroalimentação negativa. (⬆) = Estímulo; (⬇) Inibição; GnRH= Hormônio liberador de gonadotrofina; LH= Hormônio luteinizante; FSH= Hormônio folículo estimulante; Vtg= Vitelogenina; Zrp= Proteína de zona radiata



Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

3.3 Tipo de desova

O tipo de desova de peixes refere-se ao modo pelo qual as fêmeas liberam os ovócitos dentro de um ciclo reprodutivo. Isso pode ocorrer de duas formas: (i) desova total, em que se observa um desenvolvimento sincrônico das células da linhagem germinativa e a liberação de todos os ovócitos e a produção de gametas produzidos em um curto período; ou (ii) desova parcelada, quando ocorre o desenvolvimento assincrônico ou sincrônico em grupos dos gametas (vários estágios de desenvolvimento observados) e a liberação em vários lotes durante o período reprodutivo (Quadro 2).

Quadro 2 –Tipo de desova de algumas espécies de peixes de interesse comercial da bacia do rio São Francisco

Espécie	Tipo de desova
Acestrorhynchus lacustris	Parcelada
Bryconops cf. *melanurus*	Parcelada
Brycon orthotaenia	Total
Curimatella lepidura	Total
Hemigrammus marginatus	Parcelada
Megaleporinus obtusidens	Total
Leporinus piau	Total
Megaleporinus reinhardti	Total
Lophiosilurus alexandri	Parcelada
Prochilodus argenteus	Total
Prochilodus costatus	Total
Pseudoplatystoma corruscans	Total
Salminus franciscanus	Total
Schizodon knerii	Parcelada
Tetragonopterus franciscoensis	Parcelada
Triportheus guentheri	Parcelada

Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

3.4 Índice gonadossomático (IGS)

O índice gonadossomático (IGS) é um índice biológico que avalia a proporção do peso gonadal em relação ao peso corporal do indivíduo. Esse índice é frequentemente utilizado em monitoramentos e avaliações, pois é um bom indicador da atividade reprodutiva de peixes. O IGS pode ser utilizado para determinar os estádios de maturação gonadal durante o ciclo reprodutivo, uma vez que o peso das gônadas aumenta simultaneamente com o desenvolvimento das células germinativas (Tabela 1).

Tabela 1 – Índice gonadossomático (IGS) de fêmeas maduras de algumas espécies de peixes de interesse comercial da bacia do rio São Francisco

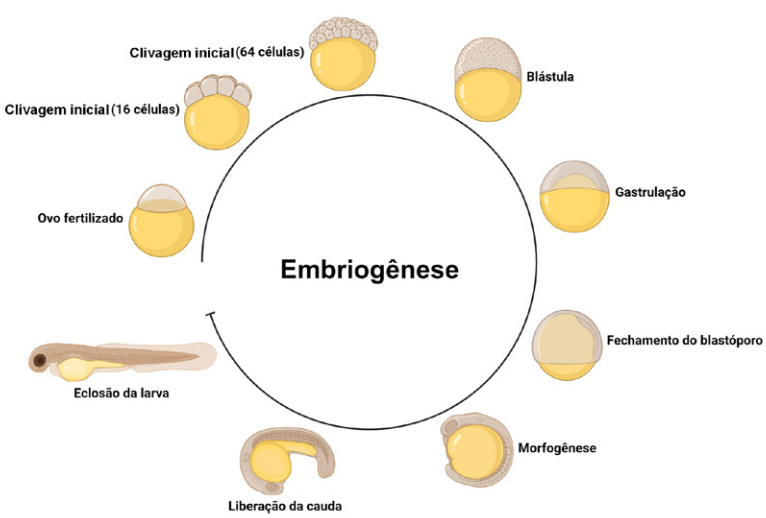
Espécie	IGS ± Desvio padrão
Brycon orthotaenia	13,20 ± 1,60
Leporinus piau	14,90 ± 3,10
Megaleporinus obtusidens	21,40 ± 3,60
Megaleporinus reinhardti	16,72 ± 3,43
Prochilodus argenteus	23,40 ± 3,70
Prochilodus costatus	27,00 ± 3,50
Pseudoplatystoma corruscans	4,60 ± 0,90
Salminus franciscanus	11,90 ± 1,20
Schizodon knerii	13,10 ± 1,50

Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

3.5 Embriogênese

A embriogênese é o processo de desenvolvimento e formação do embrião, que se inicia após a fertilização do ovócito e finaliza com a eclosão da larva. Durante os eventos morfológicos, o embrião passa pelas fases de zigoto, clivagens iniciais, blástula, gástrula, morfogênese e organogênese, e eclosão (Araújo, B.C.; Mello; Moreira; Hilsdorf; Marques, V.H.; Honji, 2020) (Figura 4).

Figura 4 – Principais fases do processo de embriogênese de peixes



Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

Diversos fatores físico-químicos podem alterar o tempo de duração da embriogênese, bem como as taxas de fertilização e sobrevivência dos embriões. Entre os principais fatores que influenciam esse processo, estão a temperatura, salinidade, oxigênio dissolvido, amônia e pH. Por exemplo, a elevação de aproximadamente dois graus da temperatura da água pode diminuir em algumas horas o tempo de embriogênese de diversas espécies (Arashiro; Yasui; Calado; Nascimento; Santos, M.P.; Santos, S.C.A.; Levy-Pereira; Monzani; Siqueira-Silva; Senhorini, 2018; Perrotti; Abdo; Meireles; Marcon; Bazzoli, 2019; Coelho; Arashiro; Disselli; Pereira-Santos; Mira-López; Monzani; Senhorini; Fujimoto; Yasui, 2021). De maneira geral, espécies que possuem hábito migratório durante o período reprodutivo buscam ambientes com condições adequadas para reprodução/desova. Essas espécies produzem maiores quantidades de ovócitos, quando comparadas com espécies não migradoras, e realizam sua desova em um curto período durante o ano (desova total). Ademais, esses ovócitos não apresentam adesividade, são menores e mais pobres em vitelo. Consequentemente, os embriões/larvas apresentam um desenvolvimento mais rápido. Contudo, espécies que não migram durante seu processo reprodutivo tendem a reproduzir várias vezes durante um ano (desova parcelada), apresentando uma menor quantidade de ovócitos a cada evento reprodutivo. Esses ovócitos são relativamente maiores, ou seja, com maior quantidade de vitelo, e podem apresentar adesividade entre si e/ou com o substrato do ambiente (rochas, cascalhos, vegetação de fundo, vegetação marginal etc.). Muitas espécies não migradoras podem apresentar cuidado parental, protegendo seus ovos, embriões, larvas e até mesmo os jovens. Quanto a duração da embriogênese, essas espécies apresentam processos mais longos do que espécies migradoras (Tabela 2).

Tabela 2 – Temperatura de incubação e duração (horas) do desenvolvimento embrionário de algumas espécies de peixes da bacia do rio São Francisco. MR = migração reprodutiva; DO = diâmetro do ovócito ± desvio padrão; TI = temperatura de incubação; TE = tempo até a eclosão

Espécie	MR	DO (mm)	TI (°C)	TE (h)	Referência
Astyanax lacustris	Não	1,30 ± 0,03	24	17h	Weber, Arantes, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013)
Brycon orthotaenia	Sim	1,47 ± 0,05	24	18h30	Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015)
Hoplias intermedius	Não	1,52 ± 0,02	24	50h	Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Hoplias malabaricus	Não	1,22 ± 0,01	24	48h	Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Hoplerythrinus unitaeniatus		1,10 ± 0,01	24	44h	Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Lophiosilurus alexandri	Não	3,10 ± 0,02	23-25	56h	Santos, H.B., Sampaio, E.V., Arantes e Sato (2013)
Megaleporinus obtusidens	Sim	1,24±0,03	24	19h30	Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015)
Pimelodus maculatus	Sim	1,11 ± 0,03	24	18h	Arantes, Borçato, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013)
Prochilodus argenteus	Sim	1,58±0,03	24	19h30	Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015)
Pseudoplatystoma corruscans	Sim	0,48 ± 0,05	23,5-25	19h	Melo, R.M.C., Arantes, Sato, Santos, J.E., Rizzo e Bazzoli (2011)
Rhamdia quelen		1,47 ± 0,04	24	25h30	Amorim, Gomes, B.V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009)
Rhinelepis aspera	Sim	1,36 ± 0,04	24	45h50	Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010)
Salminus franciscanus	Sim	1,61±0,59	24	20h	Paschoalini, Eloi, Santos, J.E, Santos, J.C.E., Rizzo e Bazzoli (2021)

Fonte: Elaborado por Bazzoli, Paschoalini, Marcon e Rizzo (2026).

Capítulo 4

O ICTIOPLÂNCTON DA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Gilmar Bastos Santos
William Severi
Gustavo Ribeiro Rosa
Andréa Bialetzki
Mara Luiza de Almeida Santos
Guilherme Moreira Santos
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito

4.1 Introdução

A reprodução dos peixes é um fenômeno de grande relevância, tanto do ponto de vista ecológico quanto para a conservação da biodiversidade e manutenção das atividades pesqueiras. A falta de conhecimento sobre a biologia reprodutiva e desenvolvimento inicial das espécies, no entanto, impõe limitações à implementação de estratégias efetivas de conservação e manejo pesqueiro. Nesse contexto, estudos detalhados sobre a fenologia reprodutiva, a morfologia dos ovos e a ecologia das larvas são fundamentais para compreender as dinâmicas populacionais e a estrutura das assembleias de peixes, contribuindo para o manejo sustentável dos recursos aquáticos (Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018; Lopes; Pompeu; Alves; Peressin; Prado; Suzuki; Facchin; Kalapothakis, 2019).

O estudo do ictioplâncton se destaca como uma ferramenta essencial para o monitoramento e a conservação das espécies de peixes. Por meio da análise de ovos e larvas, torna-se possível identificar áreas críticas para o ciclo de vida e os padrões de recrutamento das espécies (Orsi; Almeida; Swarça; Claro-García; Vianna; Garcia; Bialetzki, 2016; Sanches; Gogola; Silva, R.O.; Topan; Picapedra; Piana, 2020), avaliar os impactos antropogênicos (Sanches; Nakatani; Bialetzki; Baumgartner, G.; Gomes, L.C.; Luiz, 2006; Pereira, R.S., 2021; Oliveira, L.S.; Oliveira-Junior; Cajado; Silva, F.K.S.; Zacardi, 2023), compreender a influência das condições ambientais sobre a comunidade ictioplanctônica (Baumgartner, G.; Nakatani; Gomes, L.C.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C., 2008; Reynalte-Tataje; Nakatani; Fernandes; Agostinho; Bialetzki, 2011) e investigar a dinâmica reprodutiva das espécies (Oliveira, L.S.; Cajado; Santos, L.R.B.; Zacardi, 2022; Sulzbacher; Mas-

SANTOS, Gilmar Bastos; SEVERI, William; ROSA, Gustavo Ribeiro; BIALETZKI, Andréa; SANTOS, Mara Luiza de Almeida; SANTOS, Guilherme Moreira; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. O ictioplâncton da bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 4, p. 47-71.

saro; Brutti; Hartmann; Pachla; Reynalte-Tataje, 2023), entre outros. Contudo, a premissa para o desenvolvimento desses estudos é a identificação correta do material coletado, assegurando a validade dos dados e interpretações dos resultados encontrados.

No Brasil, os estudos pioneiros sobre o ictioplâncton de água doce foram realizados na década de 1980, simultaneamente nas bacias Amazônica (Araújo-Lima, 1985) e do Paraná (Nakatani; Latini; Baumgartner, G.; Baumgartner, M.S.T., 1993). Desde então, uma série de pesquisas tem sido conduzida em diversas bacias hidrográficas, porém com destaque para essas duas bacias. Na bacia do rio São Francisco, os estudos sobre o ictioplâncton são relativamente recentes, iniciados na década de 1980 no médio São Francisco por Silva, M.G.T.D. e Silva, M.E.G. (2000), seguido por Jiménez-Segura, Godinho, A.L. e Petrere Junior (c2003) ao final da década de 1990 no alto São Francisco. Apesar do crescente interesse pela área e o aumento no número de pesquisadores dedicados ao tema, o conhecimento sobre o desenvolvimento inicial da ictiofauna ainda representa um desafio. Essa lacuna limita o avanço dos estudos e compromete a eficácia de programas de manejo e conservação, dificultando a implementação de estratégias apropriadas para a proteção das espécies.

A revisão dos estudos sobre ictioplâncton na bacia do rio São Francisco oferece uma visão abrangente da evolução das pesquisas e dos resultados mais significativos obtidos ao longo do tempo. Essa análise é fundamental para reconhecer as lacunas de conhecimento, orientar futuros esforços e subsidiar ações de conservação da ictiofauna da bacia.

4.2 O conhecimento do desenvolvimento inicial das espécies

Os estudos pioneiros sobre a embriogênese e o desenvolvimento larval de espécies de peixes da bacia do rio São Francisco tiveram início na década de 1990, com pesquisas realizadas em cativeiro, conduzidas por pesquisadores de instituições localizadas no estado de Minas Gerais. Esses trabalhos foram fundamentais para a padronização de métodos e técnicas de reprodução induzida, possibilitando o acompanhamento do desenvolvimento inicial de algumas espécies de peixes nativos da bacia, especialmente aquelas de interesse comercial e com comportamento migratório. Destacam-se, entre essas pesquisas, as realizadas com o surubim *Pseudoplatystoma corruscans* (Santos, J.E.; Godinho, H.P., 1994; Cardoso, E.L.; Alves; Ferreira, R.M.A.; Godinho, H.P., 1995), a curimatá-pacu *Prochilodus argenteus* (Sato; Cardoso, E.L.; Godinho, A.L.; Godinho, H.P., 1996a), a curimatá-pioa *Prochilodus costatus* (Sato; Cardoso, E.L.; Godinho, A.L.; Godinho, H.P., 1996b), o dourado *Salminus franciscanus* (Sato; Fenerich-Verani; Verani; Godinho, H.P.; Vieira, 1997) e o piau-verdadeiro *Megaleporinus obtusidens* (Santos, J.E.; Godinho, H.P., 1996).

A partir dos anos 2000, os estudos descritivos de embriões e larvas ampliaram-se para outras espécies nativas da bacia, ainda em condições de cativeiro. Entre os avanços dessa nova fase, destacam-se as pesquisas realizadas por Santos, J.E. e Godinho, H.P. (2002), Borçato, Bazzoli e Sato (2004), Guimarães-Cruz, Santos, J.E., Sato e Veloso-Júnior (2009), Amorim, Gomes, B.V.C.,

Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010), Weber, Sato, Santos, J.E., Rizzo e Bazzoli (2012), Arantes, Borçato, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Gomes, R.Z., Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Weber, Arantes, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015), Mello, Santos, J.E., Guimarães-Cruz, Godinho, A.L. e Godinho, H.P. (2015), Santos, J.E., Sales, Santos, M.L., Arantes e Godinho, H.P. (2016), Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020) e Paschoalini, Eloi, Santos, J.E., Santos, J.C.E., Rizzo e Bazzoli (2021).

No entanto, considerando as 310 espécies registradas para a bacia do rio São Francisco (ver Capítulo 2), é evidente que ainda há um conhecimento limitado sobre a história inicial de vida das espécies presentes na bacia. Até o momento, apenas 57 estudos foram realizados, abordando pelo menos algum período do desenvolvimento inicial de 53 espécies, com material proveniente tanto de ambientes naturais quanto de cultivo, incluindo matrizes originárias do próprio São Francisco ou de outras bacias (Apêndice A, neste capítulo). É importante destacar que apenas um único estudo foi conduzido com material coletado diretamente do ambiente natural, o qual descreveu a ontogenia inicial de *Anchoviella vaillanti* (Silva, A.C.G.; Severi; Castro, 2010). Tal limitação pode ser atribuída a uma série de fatores, entre os quais a carência de coleções de referência, a escassez de especialistas dedicados ao tema e a insuficiência de material bibliográfico especializado.

Estudos dessa natureza, utilizando larvas obtidas diretamente de ambiente natural, como em 83% das espécies descritas neste manual (ver Capítulo 9), possibilitaram a inclusão de espécies que não são alvo da pesca esportiva ou artesanal, seja pelo pequeno porte ou pela ocorrência restrita a ambientes específicos, os quais dificilmente teriam sua ontogenia estudada em estações de piscicultura. Dessa forma, esta obra contribui para diminuir as lacunas no conhecimento acerca do desenvolvimento inicial dos peixes da bacia do rio São Francisco, promovendo uma compreensão mais abrangente da biologia e ecologia das espécies locais.

4.3 Estudos *in situ* na bacia do rio São Francisco

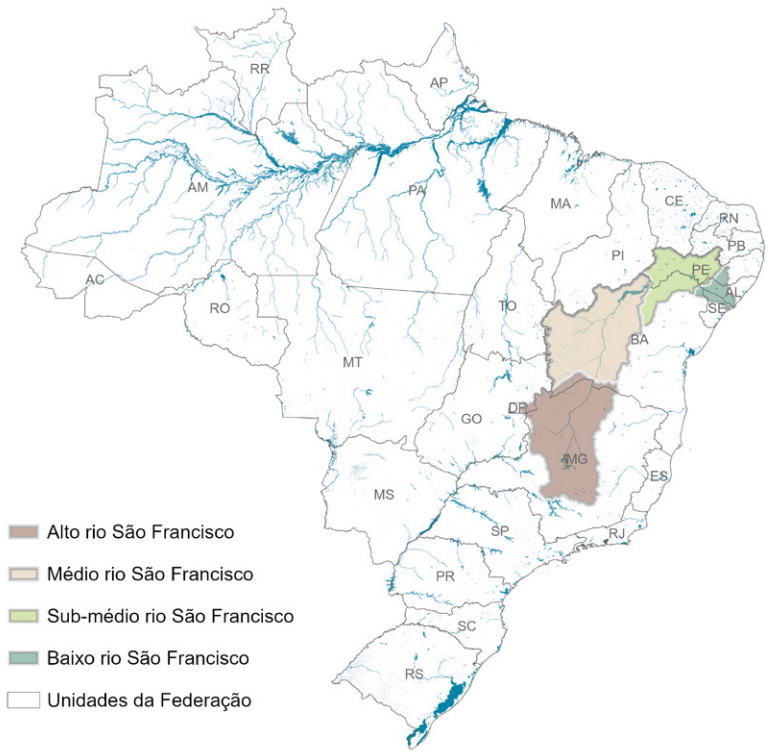
A bacia do rio São Francisco possui uma área de drenagem de 639.219 km^2 e abrange os estados de Minas Gerais, Bahia, Goiás, Pernambuco, Sergipe e Alagoas, além do Distrito Federal. Essa grande área compreende porções dos biomas Cerrado, Caatinga e Mata Atlântica, representando cerca de 8% do território brasileiro[1]. Devido à sua grande extensão e à diversidade de ambientes, ela é dividida em quatro unidades fisiográficas: o alto São Francisco, que corresponde a cerca de 40% da área total da bacia e percorre os estados de Minas Gerais (92,6%), Bahia (5,6%), Goiás (1,2%), além do Distrito Federal (0,5%); o médio São Francisco, que representa 39% da área da bacia e está inteiramente inserido no estado da Bahia; o submédio São Francisco, que cobre 17% da área da bacia, estendendo-se pela Bahia (39,5%), Pernambuco (59,4%) e Alagoas (1,1%); e por fim, o baixo

[1] Comitê da Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco (CBHSF). Disponível em: https://cbhsaofrancisco.org.br/. Acesso em: 24 nov. 2025.

São Francisco, com abrangência de 5% da bacia, passando pela Bahia (9,5%), Pernambuco (22,8%), até alcançar a foz, localizada na divisa dos estados de Sergipe (22,8%) e Alagoas (43,9%) (Figura 1).

Para facilitar a compreensão, os estudos relacionados aos estágios iniciais de vida dos peixes e as principais conclusões são organizados e apresentados conforme os diferentes trechos da bacia do rio São Francisco.

Figura 1 – Mapa do Brasil com destaque para a bacia hidrográfica do rio São Francisco, indicando as regiões fisiográficas do alto, médio, submédio e baixo São Francisco



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

4.3.1 Alto São Francisco (Cabacinha, 2019; Projetos P&D GT455[2] e GT624[3])

No alto São Francisco (Figura 2), os estudos sobre a comunidade ictioplanctônica em ambientes naturais iniciaram-se no final da década de 1990 e se estenderam pelos anos seguintes. Esses estudos concentraram-se principalmente em aspectos ecológicos, como a distribuição espaço-temporal e a influência das variáveis ambientais na deriva do ictioplâncton, visando identificar os fatores que impulsionam a reprodução, bem como potenciais locais de desova e berçário (Jiménez-Segura; Godinho, A.L.; Petrere Junior, c2003; Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018; Lopes; Alves; Peressin; Pompeu, 2019; Cabacinha; Rosa; Santos, G.M.; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2019; Moreira; Peressin; Lopes; Pompeu, 2023; Pompeu; Wouters; Hilário; Loures; Peressin; Prado; Suzuki; Carvalho, D.C., 2023). Investigaram também a eficiência de métodos de captura de larvas (Cabacinha; Rosa; Santos, G.M.; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2019) e a identificação de larvas utilizando técnicas moleculares (Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015; Teixeira; Hilário; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2023). A maioria desses estudos foi conduzida com o apoio do Programa Peixe Vivo da Cemig, por pesquisadores da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (PUC Minas)[2] e Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)[3]. Os resultados apresentados a seguir são frutos dessas investigações.

O alto curso do rio São Francisco pode ser dividido em duas grandes áreas devido à presença da Usina Hidrelétrica (UHE) de Três Marias. Essa usina, de grande porte, possui uma barragem com 75 metros de altura e um reservatório de 19.459 hm^3, o que alterou significativamente o fluxo natural do rio desde a década de 1960. Essas modificações resultaram em impactos profundos, como a interrupção das rotas migratórias de peixes e a fragmentação de hábitats reprodutivos, incluindo áreas de desova e recrutamento. A região a montante da UHE Três Marias é caracterizada por possuir as maiores declividades, maior fluxo, elevada turbidez e alta oxigenação, em decorrência da presença frequente de corredeiras.

Acima da barragem de Três Marias, três grandes rios se destacam entre os diversos afluentes de médio e pequeno porte que deságuam diretamente no reservatório da usina: os rios Borrachudo, Indaiá e Paraopeba. O rio Paraopeba, devido à sua grande extensão, comporta-se quase como um sistema independente e será discutido em uma seção posterior. Os rios Indaiá e Borrachudo, por sua vez, desempenham uma contribuição significativa para a diversidade de espécies de peixes presentes no reservatório, oferecendo condições lóticas adequadas para migração e desova. O rio Borrachudo, em especial, destacou-se como um dos rios com maiores densidades de ovos em todo o alto curso do rio São Francisco. A captura de ovos em locais próximos à sua

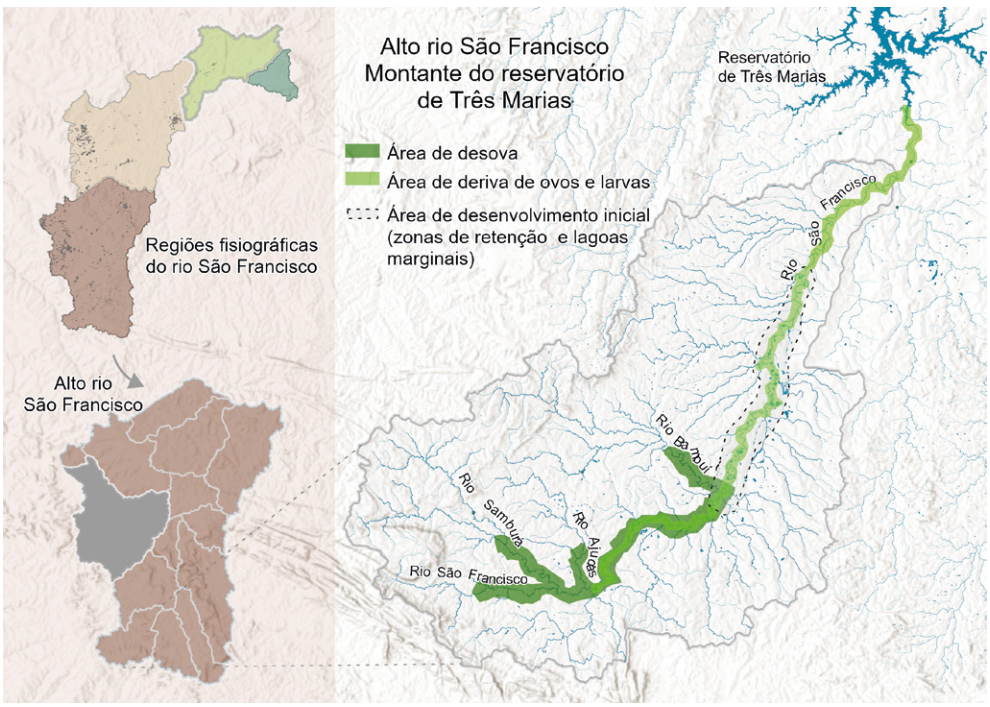
[2] Projeto P&D GT455 - Desenvolvimento de tecnologia aplicada à manutenção do estoque pesqueiro de populações nativas de espécies migradoras na região de influência da UHE Três Marias: estudo genético e de migrações reprodutivas. 2013-2017. Coordenador: Dr. Evanguedes Kalapothakis.

[3] Projeto P&D GT624 - Diagnóstico das condições para a desova e o recrutamento das espécies de peixes migradores a montante e a jusante da UHE Três Marias. 2018-2022. Coordenador: Dr. Gilmar Bastos Santos.

confluência com o reservatório da usina de Três Marias indica que o rio é utilizado como rota migratória. Por outro lado, não se tem informações acerca da viabilidade do transporte dos ovos para os braços do reservatório, desenvolvimento larval e recrutamento nessa região.

Quanto menores o rio e sua área de drenagem, mais efêmeros tendem a ser os picos de desova, que ficam fortemente condicionados aos eventos de cheia. Esses eventos aumentam temporariamente a vazão, criando condições propícias para a desova, mas desaparecem rapidamente. Esse padrão foi observado em rios de pequeno porte ao longo do reservatório de Três Marias, como o rio Marmelada, que deságua na região de transição do reservatório. Nessa drenagem, foram registrados picos de alta densidade de ovos e larvas de espécies migradoras durante eventos de cheia do rio.

Figura 2 – Regiões fisiográficas da bacia hidrográfica do rio São Francisco, com destaque para a drenagem do alto São Francisco, a montante do reservatório de Três Marias



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

Nos trechos a montante do reservatório da UHE Três Marias, a bacia do rio São Francisco se divide em dois grandes sistemas de drenagem, que incluem a sub-bacia do rio Pará e o alto rio São Francisco, que se estende com seus afluentes de pequeno e médio porte até as suas nascentes. Nesse trecho, o rio São Francisco se diferencia do rio Pará, principalmente por apresentar um extenso trecho livre até suas cabeceiras.

Historicamente, houve divergências sobre a nascente do rio São Francisco. No entanto, após estudos e debates, concluiu-se que o rio possui duas nascentes: a histórica, localizada no Parque Nacional da Serra da Canastra, e a geográfica, no rio Samburá. Ambas as regiões são consideradas importantes áreas de desova para muitas espécies migratórias, apresentando alta densidade de ovos nos dois rios. O rio Samburá, contudo, se destaca por apresentar as maiores densidades de ovos entre os rios analisados a montante do reservatório da UHE Três Marias, seguido pelo Bambuí, Ajudas e o próprio São Francisco, antes de sua confluência com o Samburá.

Esse padrão sugere que, na região do alto São Francisco, rios de médio porte como o Samburá, Bambuí e Ajudas, e o São Francisco em suas cabeceiras oferecem condições favoráveis para a desova, representando rotas migratórias preferenciais. Foi observado também que rios menores podem proporcionar condições adequadas para a desova. Esse fenômeno ocorre devido às variações das chuvas nas cabeceiras e ao represamento dos afluentes pelo rio principal, fazendo com que a vazão de cada tributário aumente em momentos diferentes. Nos rios menores, com áreas de drenagem reduzidas, os pulsos de cheia e vazante ocorrem rapidamente, tornando as condições propícias para desovas ocasionais. Em contrapartida, rios de maior ordem nas cabeceiras tendem a ter um período de inundação e recuo mais longo, garantindo ambientes favoráveis para a reprodução de maneira mais regular.

Entre os táxons mais abundantes registrados, destacam-se as larvas dos mandis (*Pimelodus* spp.), piaus (Anostomidae) e curimatás (*Prochilodus* spp.). Observa-se um gradiente longitudinal de desenvolvimento do ictioplâncton ao longo do rio São Francisco, com ovos e larvas em estágios iniciais nas regiões mais próximas das cabeceiras e larvas mais desenvolvidas à medida que se avança para jusante. Dessa forma, o rio principal recebe a contribuição dos ovos oriundos das desovas em seus afluentes a montante, atuando como um corredor de fluxo livre para a deriva do ictioplâncton. Nesse processo, ao longo da calha principal, as larvas encontram ambientes propícios para berçários, como lagoas e regiões marginais de baixa profundidade e fluxo lêntico.

Na região média desse trecho da bacia, próximo aos municípios de Lagoa da Prata, Iguatama e Moema, há um trecho de elevada sinuosidade e de menor declividade, marcado pela presença de um complexo de lagoas marginais perenes. A presença de jovens do ano de espécies migradoras é registrada nesses ambientes apenas em anos com inundações de grande magnitude, quando o rio transborda seu leito e atinge essas áreas marginais. Em anos de cheias de menor escala, as áreas de berçários dos peixes são predominantemente em ambientes lênticos ou zonas de retenção na própria calha do rio. No entanto, em anos de grandes inundações, o processo de

recrutamento é otimizado, pois as inundações dessas áreas laterais aumentam a disponibilidade de condições e ambientes favoráveis para o desenvolvimento inicial dos peixes.

A jusante da barragem da UHE Três Marias, o alto São Francisco é influenciado pela operação da usina. No entanto, afluentes com amplas áreas de drenagem, como as bacias dos rios Velhas e Paracatu, que drenam regiões maiores do que todo o alto São Francisco a montante da barragem, ajudam a mitigar os efeitos desse controle sobre a vazão a jusante. Os resultados apresentados para essa região se limitam aos realizados na bacia do rio Paracatu e Velhas, que serão apresentados na sequência.

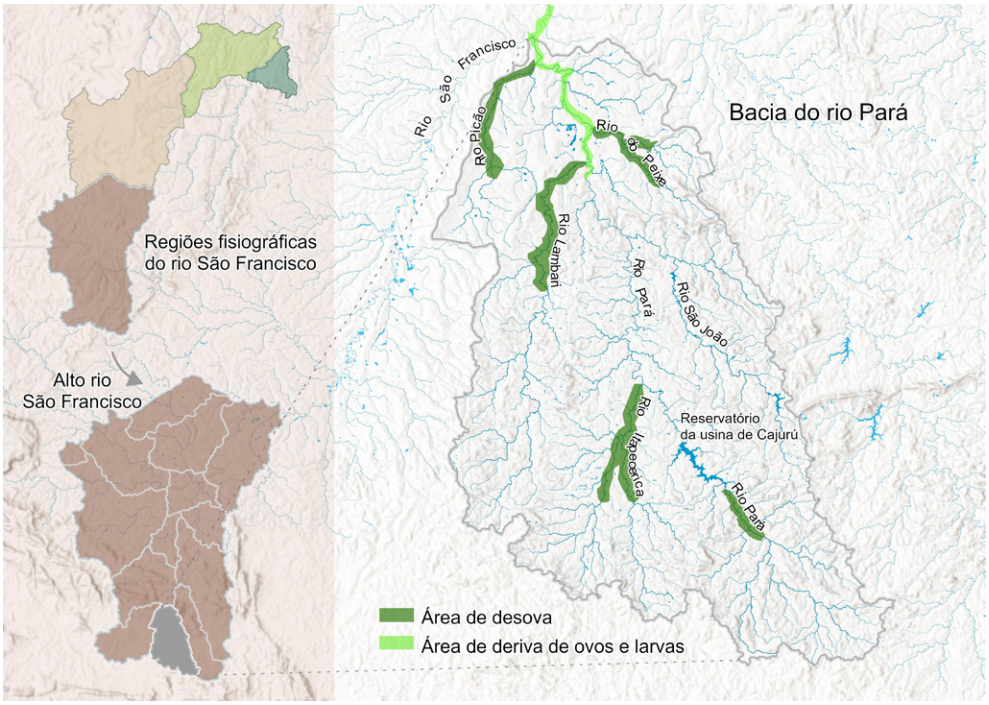
Rio Pará (Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018; Projetos P&D GT455[2] e GT624[3])

Situado a montante da UHE Três Marias, possui área de drenagem de 12.300 km^2, representando a maior contribuição de um único afluente para a região do alto São Francisco (Figura 3). Trata-se de uma bacia altamente fragmentada, com pelo menos 13 pequenas barragens ao longo do rio principal e seus afluentes, além de abrigar a barragem da UHE Cajuru, de médio porte, localizada na região do alto rio Pará. Essa barragem, provavelmente, exerce uma influência significativa sobre a dinâmica reprodutiva dos peixes. As principais alterações observadas estão relacionadas à altura da barragem, à área do reservatório e à sua localização.

A presença de uma barragem com capacidade de reservação na parte alta da bacia tende a alterar o regime de fluxo, influenciando o transporte de material particulado, energia e nutrientes, o que impacta na qualidade da água, na entrada de material alóctone, no processamento de matéria orgânica e na produtividade autóctone a jusante (Ward, J.V.; Stanford, 1979, 1995). Essas mudanças podem comprometer as condições favoráveis para a desova e o recrutamento no rio Pará, especialmente em seus trechos médio e baixo, enquanto seus afluentes, que ainda preservam características naturais, tornam-se as principais rotas reprodutivas nesses segmentos.

A altura da barragem e a extensão do reservatório criaram barreiras naturalmente intransponíveis, tanto para a migração dos peixes em direção às cabeceiras, como para o transporte de ovos e larvas dos locais de desova para as zonas de retenção e berçários a jusante. A região a montante da usina de Cajuru é uma área crucial de desova para espécies migradoras, que se encontram isoladas em um trecho de aproximadamente 65 km entre a barragem e as nascentes do rio Pará. Como resultado, os ovos dessas espécies derivam para o reservatório, o que pode comprometer significativamente a taxa de sobrevivência e o recrutamento, uma vez que esse ambiente artificial não preserva as condições naturais favoráveis para o desenvolvimento inicial das espécies.

Figura 3 – Região do alto rio São Francisco, com destaque para a bacia do rio Pará



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

Rio Paraopeba (Santos, G.M., 2018; Pereira, R.S., 2021; Projetos P&D GT455[2] e GT624[3])

Com área de drenagem de 12.054 km^2, essa bacia é a segunda maior em contribuição entre os afluentes da região do alto rio São Francisco e a maior em extensão, localizada acima da UHE Três Marias (Figura 4). O rio Paraopeba deságua diretamente no reservatório da UHE Três Marias e, devido a essa perda de conectividade com o rio principal, agravada pela presença de uma barragem de reservação de médio porte (UHE Retiro Baixo) em seu baixo curso, próximo à foz, pode ser considerado uma das bacias mais isoladas da região.

Embora o rio Paraopeba apresente barramentos em seu médio e alto curso (como a Usina Termelétrica de Igarapé e a Pequena Central Hidrelétrica Salto do Paraopeba), essas barragens não possuem capacidade significativa de reservação. Como resultado, exercem pouca influência na regulação do fluxo, bem como no transporte de sedimentos e energia a jusante, contribuindo para preservar as condições do rio em praticamente toda a sua extensão. Entretanto, a mineração é uma das atividades mais exploradas na bacia, alterando suas características naturais. Um evento

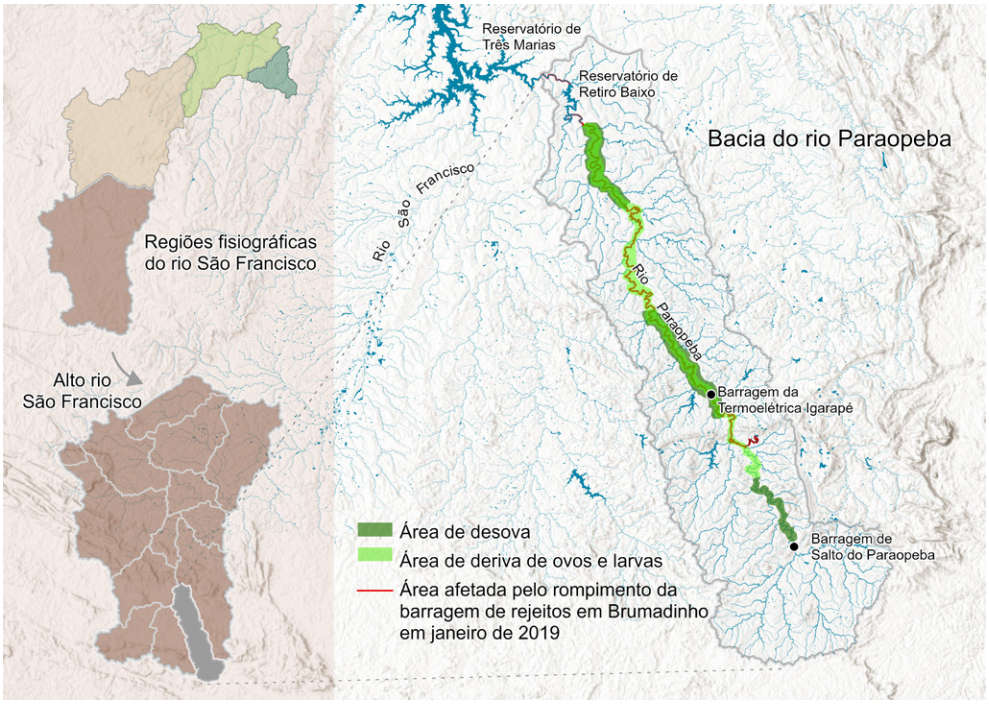
trágico ocorreu em janeiro de 2019, quando cerca de 12 milhões de metros cúbicos de lama foram espalhados ao longo do rio Paraopeba devido ao rompimento da barragem de rejeitos B1 da mineradora Vale na cidade de Brumadinho, Minas Gerais (Salvador; Leal, C.G.; Brejão; Pessali; Alves; Rosa; Ligeiro, Montag, 2020). Essa tragédia foi uma das maiores da história do Brasil, resultando em 272 mortes e cujos efeitos sobre a biota e a saúde das pessoas que dependem do rio permanecem desconhecidos até hoje.

Antes do evento de Brumadinho, altas densidades de ovos e larvas de espécies migradoras de interesse comercial e para a pesca esportiva, pertencentes às famílias Anostomidae, Bryconidae, Pimelodidae e espécies do gênero *Prochilodus*, eram observadas ao longo de toda a extensão do rio Paraopeba. Diferentemente do vizinho rio Pará, o rio Paraopeba possui pequenos tributários que têm pouca influência para a reprodução dos peixes, resultando na concentração da maior parte da atividade reprodutiva na calha do rio principal.

Espacialmente, observa-se que a desova, frequentemente associada aos trechos superiores das bacias, não apresenta diferenciação clara no rio Paraopeba. Foram registrados ovos em alta abundância nas porções alta, média e baixa da bacia, com as maiores densidades localizadas na região baixa, próxima à cachoeira do Choro, a montante da UHE Retiro Baixo. Larvas de peixes também foram observadas ao longo de toda a extensão do rio principal, exceto no trecho alto, a montante da barragem de Salto do Paraopeba. Considerando a ausência de larvas nessa área e a necessidade de um período de deriva desde a eclosão até a captura das larvas, infere-se que a área de desova se limite à barragem de Salto do Paraopeba, que, devido a sua altura, atua como uma barreira intransponível para a migração ascendente dos peixes.

Após o evento de Brumadinho, os resultados comparativos pré e pós-rompimento da barragem indicaram diminuição na densidade do ictioplâncton, especialmente de larvas em estágios iniciais, embora os padrões de riqueza de táxons e distribuição espacial não tenham sido alterados. No ano seguinte ao evento, houve leve recuperação nas densidades de ovos e larvas.

Figura 4 – Região do alto rio São Francisco, com destaque para a bacia do rio Paraopeba



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

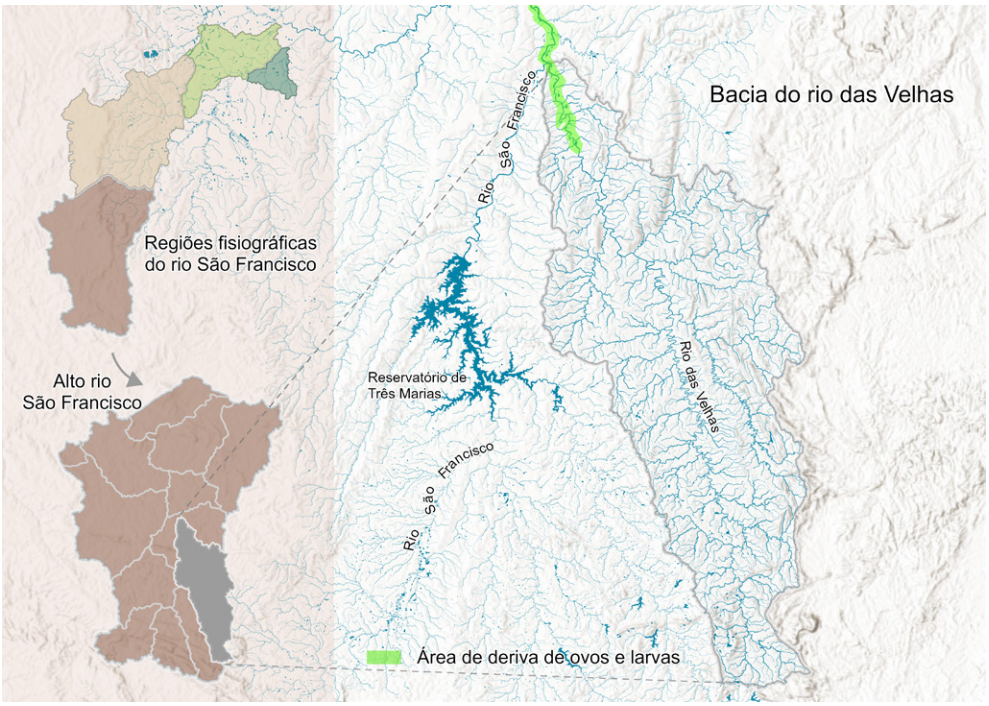
Rio das Velhas (Projeto P&D GT624[3]; Jiménez-Segura; Godinho, A.L.; Petrere Junior, c2003)

Com área aproximada de 28.000 km^2, essa bacia (Figura 5), destaca-se como um importante sistema fluvial na bacia do rio São Francisco, sendo a região mais urbanizada da bacia, com cerca de 4,5 milhões de habitantes. Essa antropização intensa reflete na qualidade da água dos corpos hídricos, que recebem grande carga de efluentes domésticos e industriais, além dos impactos decorrentes das atividades agropecuária e mineradora. No entanto, a implementação de estações de tratamento de esgoto na região metropolitana de Belo Horizonte tem proporcionado melhoria na qualidade da água, refletindo no retorno gradual de algumas espécies migradoras ao trecho superior do rio das Velhas.

Em seu trecho final, a densidade do ictioplâncton foi nove vezes maior que os valores observados na calha do rio São Francisco (Jiménez-Segura; Godinho, A.L.; Petrere Junior, c2003). A presença de embriões indica a proximidade de alguns sítios reprodutivos, enquanto as elevadas densidades de larvas denotam a utilização de áreas mais distantes da região da foz com o São

Francisco para a desova. Esses resultados ressaltam a importância do rio das Velhas para o processo reprodutivo, mesmo diante dos desafios impostos pela urbanização e poluição.

Figura 5 – Região do alto rio São Francisco, com destaque para a bacia do rio das Velhas



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

Rio Paracatu (Projetos P&D GT455[2] e GT624[3]; Santos, M.L.A., 2022)

É o maior afluente do rio São Francisco, com área de drenagem de 41.371,71 km^2, que supera a soma de todas as outras bacias localizadas a montante da UHE Três Marias, correspondendo a 17,64% de todo o território da bacia do rio São Francisco (Figura 6). Comparativamente, pode ser considerada a bacia mais importante do alto São Francisco. Merece atenção prioritária para a conservação, pois abriga uma grande riqueza de espécies e alto endemismo (Drummond; Martins; Machado; Sebaio; Antonini, 2005; Nogueira, C.; Buckup; Menezes; Oyakawa; Kasecker; Ramos Neto; Silva, J.M.C., 2010), incluindo espécies migradoras ameaçadas como o pirá (*Conorhynchos conirostris*) e o cascudo-preto (*Rhinelepis aspera*), cujas distribuições são restritas, não sendo mais registrados em grande parte da bacia do rio São Francisco. Destacam-se também os peixes

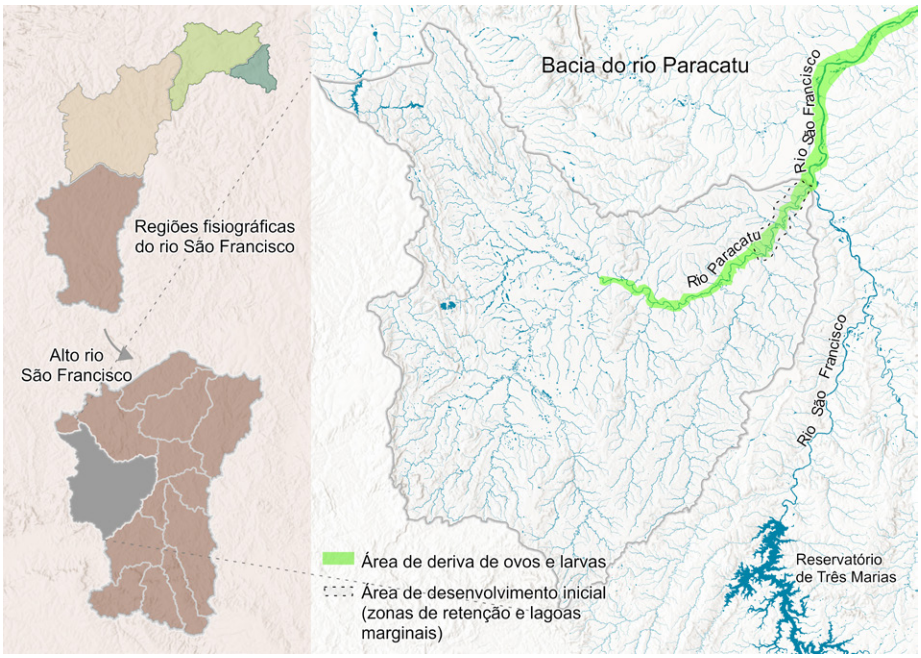
anuais, conhecidos popularmente como “peixes das nuvens” que pela distribuição restrita, peculiar modo de vida e impactos antrópicos, encontram-se frequentemente enquadradas em algum grau de ameaça de extinção.

Estudos realizados na bacia indicam que os trechos médio e baixo do rio Paracatu foram os locais onde as densidades de larvas superaram em abundância qualquer outra localidade da bacia do alto São Francisco. Esse rio também apresentou alta diversidade de larvas de diferentes táxons, dos quais espécies de Pimelodidae e Anostomidae, *Prochilodus* e *Salminus* foram as mais abundantes. Larvas do pirá (*C. conirostris*) e da matrinchã (*Brycon orthotaenia*) também foram registradas em deriva, informações raras em outras localidades do alto São Francisco.

As características da bacia que a tornam especialmente relevante para as altas densidades de larvas em deriva na calha principal do rio incluem: (i) ampla área de drenagem, com afluentes de grande, médio e pequeno porte, e uma diversidade de locais propícios para a desova. Esses locais funcionam como múltiplas fontes de ovos que são carreados até a calha principal, onde eclodem e suas larvas são transportadas até as zonas de retenção e berçários a jusante; (ii) manutenção de grandes trechos de rio livre e sem regulação de fluxo; e (iii) presença constante de lagoas marginais perenes e áreas de inundação, o que garante maior sucesso do recrutamento em anos de grandes enchentes.

Apesar da importância do trecho alto da bacia do rio São Francisco, ainda existem lacunas significativas no conhecimento, pois os estudos realizados não conseguiram identificar com precisão os locais prioritários de desova das espécies, ressaltando a necessidade de um esforço amostral direcionado aos afluentes, visto que a calha principal do rio apresenta baixas densidades de ovos.

Figura 6 – Região do alto rio São Francisco, com destaque para a bacia do rio Paracatu



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

4.3.2 Médio São Francisco

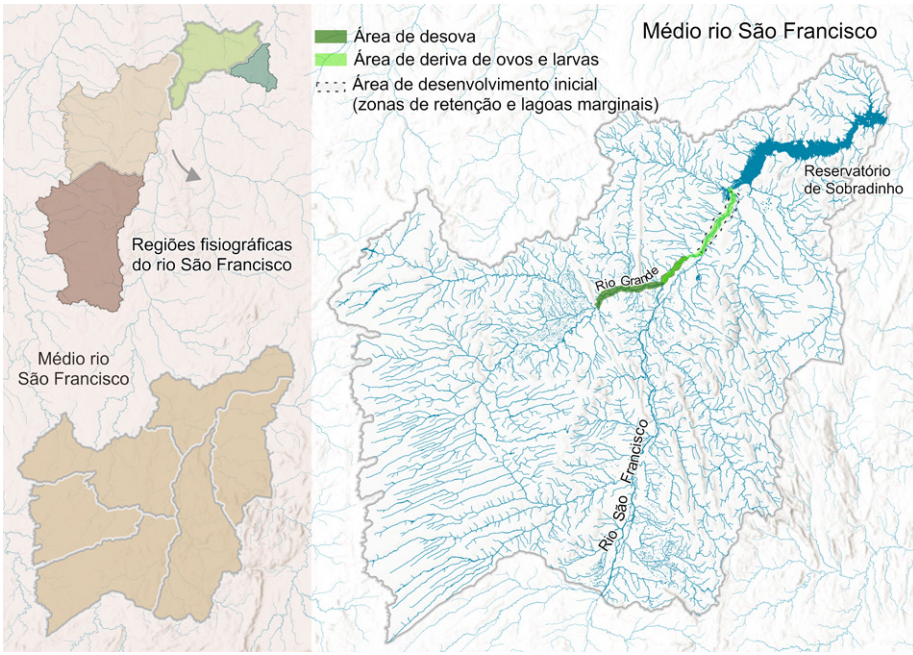
O médio São Francisco se estende inteiramente no estado da Bahia, correspondendo a 39% de toda a área da bacia (Figura 7). O trecho inicial desse segmento não sofre influência direta de barramentos, permitindo que os pulsos de inundação sejam bem pronunciados durante as grandes cheias. Isso se deve ao aporte significativo de rios a jusante da UHE Três Marias, como os rios das Velhas e Paracatu, além de importantes rios perenes na margem esquerda, como os rios Corrente e Grande. Em contraste, o final do médio São Francisco é caracterizado pelo reservatório de Sobradinho, um lago com 320 km de extensão e capacidade de armazenamento de 34 bilhões de metros cúbicos de água.

Os primeiros estudos de ictioplâncton nesse segmento da bacia foram realizados por Silva, M.G.T.D. e Silva, M.E.G. (2000), que documentaram a presença de larvas no reservatório de Sobradinho e em algumas de suas lagoas marginais, com base em levantamentos efetuados entre 1983 e 1989. Entretanto, o primeiro monitoramento continuado do ictioplâncton na porção inferior desse trecho foi integrado aos programas ambientais de monitoramento da área de influência da UHE de Sobradinho, pela Companhia Hidro Elétrica do São Francisco (CHESF). Essa pesquisa foi conduzida

pelo Laboratório de Ictiologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco (*Campus* Sede), em colaboração com a Fundação Apolônio Salles de Desenvolvimento Educacional (FADURPE) e a CHESF.

Nos anos subsequentes, os estudos de ovos e larvas se concentraram no trecho do rio Grande até a barragem de Sobradinho, abrangendo também algumas lagoas marginais, com destaque para a lagoa Ipueira em Xique-Xique (Melo, A.J.S.; Severi, 2010; Cruz, P.R., 2011; Leal, A.R.P., 2015; Silva, S.B.; Leal, A.R.P.; Montenegro; Silva, J.O., 2015; Silva, S.B.; Leal, A.R.P.; Silva, J.O.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Montenegro; Silva, J.O.; Jesus, 2020; Marques, P.S.; Silva, J.O.; Coroa; Brito, 2022; Morais; Coroa; Silva, J.O.; Brito, 2022; Santos, V.G.S.; Coroa; Rosa; Brito, 2023; Silva, A.S.; Coroa; Rosa; Brito, 2023). Os resultados reafirmam a grande importância dos trechos livres dos rios e da planície de inundação como área-chave para o recrutamento, evidenciada pela presença de ovos e larvas de peixes migradores, como *Megaleporinus* spp., *Prochilodus* spp., *Salminus franciscanus* e *B. orthotaenia*, além de larvas de espécies nativas residentes, como *A. vaillanti*, *Pachyurus francisci*, *Pachyurus squamipennis, Hoplias malabaricus, Schizodon kneri* e *Serrasalmus brandtii*. A elevada densidade de ovos e larvas em pré-flexão, ao longo do baixo rio Grande e nos pontos em sua confluência com o São Francisco, indica que esse rio é uma rota importante para a desova de peixes na região do médio São Francisco.

Figura 7 – Regiões fisiográficas da bacia hidrográfica do rio São Francisco, com destaque para a drenagem do médio rio São Francisco



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

4.3.3 Submédio São Francisco

O submédio São Francisco representa 17% da área da bacia e está praticamente confinado entre reservatórios na região semiárida (Figura 8). Essa região apresenta um pequeno trecho lótico a jusante da barragem da UHE Sobradinho, antes de encontrar a sequência de reservatórios de Luiz Gonzaga (Itaparica), Apolônio Sales (Moxotó) e o complexo de Paulo Afonso (I, II, III e IV). É importante destacar que essa área corresponde ao segmento da bacia menos estudado, tanto em relação a peixes adultos quanto às formas iniciais de desenvolvimento.

No trecho lótico a jusante da barragem da UHE Sobradinho, ainda é possível observar atividade reprodutiva de peixes reofílicos, com as maiores densidades de ovos e larvas ocorrendo durante o período de chuvas. A despeito dos pequenos tributários existentes nesse trecho serem intermitentes, suas porções inferiores próximas à foz na calha do rio São Francisco constituem locais de desova de espécies de pequeno porte, como Characidae, durante eventos locais de chuva em suas bacias de captação. Nesse contexto, nesse trecho predominam larvas de Characiformes, especialmente da família Anostomidae, e larvas de *A. vaillanti* (Silva, I.N.P.; Silva, S.B.; Santos, D.P.N.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Silva, S.B.; Silva, I.N.P.; Silva, J.O.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Souza, C.F.O.; Cardoso, L.B.O.; Santos, D.P.N.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Montenegro; Silva, J.O.; Jesus, 2020; Silva, A.L.B.; Galvão; Rocha, A.A.F.; Gutierre; Santos, G.R.; Costa, B.D.F.; Pereira, L.C.M.; Nicola, 2023).

Nos trechos lênticos, representados pelos reservatórios das hidrelétricas de Apolônio Sales e do complexo de Paulo Afonso (Silva, I.N.P.; Silva, S.B.; Santos, D.P.N.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Jesus Filho, 2021), foram registradas grandes densidades de larvas, tanto na seca como no período chuvoso, com predominância de espécies residentes que apresentam desova parcelada. Entre essas, *A. vaillanti* se destaca, alcançando valores superiores a 80% do total de larvas capturadas.

Figura 8 – Regiões fisiográficas da bacia hidrográfica do rio São Francisco, com destaque para a drenagem do submédio rio São Francisco



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

4.3.4 Baixo São Francisco

O baixo São Francisco, que representa apenas 5% da área da bacia, é também o trecho com a menor extensão da calha principal (Figura 9). Nesse trecho, ocorre grande restrição hídrica, pois está localizado a jusante de uma sequência de reservatórios, com a vazão intimamente correlacionada à demanda de geração de energia hidroelétrica da usina de Xingó, a última dessa cascata de represamentos. O trecho que se estende da cidade de Piranhas, em Alagoas, até a foz no Oceano Atlântico, entre os estados de Alagoas e Sergipe, corre lentamente na planície por aproximadamente 210 km. Esse trecho pode ser reduzido se considerarmos o fenômeno de intrusão marinha, representado pelo avanço da água do mar na calha do rio São Francisco por alguns quilômetros.

Estudos realizados nesse segmento do rio têm indicado o declínio, e até mesmo o desaparecimento de populações de peixes migradores, o que reflete negativamente nas atividades de pesca comercial da região (Sampaio, C.L.S.; Paiva; Silva, E.C.S., 2015; Araújo, S.S.; Aguiar Netto; Sales, 2016; Brito; Magalhães, A.L.B., 2017; D'Avilla; Costa Neto; Brito, 2021).

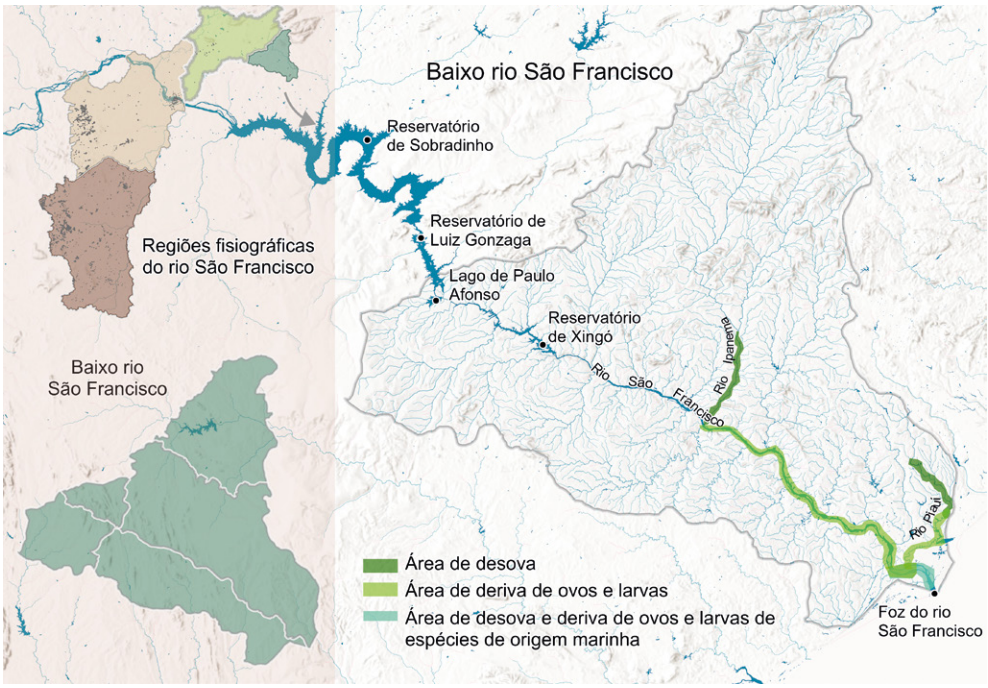
Comparativamente aos outros trechos da bacia, os estudos sobre o ictioplâncton na região do baixo São Francisco são menos frequentes. Infelizmente, a ausência de registros científicos anteriores à construção dos barramentos impossibilita comparações não apenas em relação ao ictioplâncton, mas também à reprodução e ao *status* das populações de peixes nativos.

Nas últimas décadas, alguns grupos de pesquisa foram formados e começaram a investigar o ictioplâncton na região. As amostragens compreendem toda a extensão do baixo São Francisco, adotando uma abordagem espaço-temporal que permite associar a reprodução aos fatores ambientais, além de incluir amostragens nictemerais (Matos, 2014; Cardoso, L.B.O.; Silva, I.N.P.; Montenegro; Silva, J.O., 2015; Nogueira, D.O.; Matos; Santos, D.P.N.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Souza, C.F.O., 2016; Oliveira, R.S.F., 2021; Silva, J.O., 2024).

Os resultados têm mostrado que, apesar do controle da vazão nesse trecho do rio, os peixes ainda buscam sincronizar as desovas aos estímulos desencadeados pelas chuvas na região (Cardoso, L.B.O.; Silva, I.N.P.; Montenegro; Silva, J.O., 2015; Oliveira, R.S.F., 2021; Silva, J.O., 2024), em resposta a um padrão conservativo para peixes reofílicos (Sato; Godinho, H.P., c2003). A rota empregada por peixes migradores, como os Anostomidae (*M. obtusidens*) e Prochilodontidae (*Prochilodus* spp.), utiliza alguns tributários, como o rio Ipanema, no trecho superior (Cardoso, L.B.O.; Silva, I.N.P.; Montenegro; Silva, J.O., 2015) e o rio Piauí, no trecho inferior (D'Avilla; Costa Neto; Brito, 2021). Essa estratégia é confirmada pelos registros das maiores densidades de ictioplâncton em localidades próximas à foz desses rios, onde foram identificados ovos na fase final de desenvolvimento e larvas no estágio larval vitelino.

A conexão direta com o Oceano Atlântico no trecho final permite o deslocamento de espécies eurialinas e marinhas em algumas fases de suas vidas. As amostragens resultaram na identificação de mais de 20 táxons marinhos na região, com densidades mais elevadas associadas ao período noturno na superfície, destacando-se exemplares de Engraulidae, Clupeidae, Gobiidae, Syngnathidae e da ordem Pleuronectiformes (Matos, 2014; Nogueira, D.O.; Matos; Santos, D.P.N.; Montenegro; Gonçalves, 2015; Souza, C.F.O., 2016). Os estudos de Matos (2014) e Souza, C.F.O. (2016) fornecem diagnoses morfométricas e merísticas para as larvas em estágios iniciais de Syngnathidae e Pleuronectiformes, respectivamente, como importante base comparativa para os estudos na região.

Figura 9 – Regiões fisiográficas da bacia hidrográfica do rio São Francisco, com destaque para a drenagem do baixo rio São Francisco



Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

Apêndice A – Levantamento do conhecimento do desenvolvimento inicial das espécies de peixes com ocorrência na bacia do rio São Francisco. SF = São Francisco; AM = Amazônica; PR = Paraná; UR = Uruguai; NI = origem não identificada; PE = Período embrionário; PL = Período larval; PJ = Período juvenil

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Anchoviella vaillanti	SF	Natureza		X	X	Silva, A.C.G., Severi e Castro (2010)
Astronotus ocellatus	AM/NI	Cultivo	X	X		Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Paes, Makino, Vasquez, Fernandes, Valentin e Nakaghi (2015)
Astyanax lacustris	PR	Cultivo	X	X	X	Weber, Arantes, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013) e Santos, J.A., Soares e Bialetzki (2020)
Betta splendens	Exótica	Cultivo	X	X	X	Valentin, Nascimento, Silva, R.C., Fernandes, Giannecchini e Nakaghi (2015)
Brycon amazonicus	AM	Cultivo	X	X		Nakaghi, Neumann, Faustino, Mendes e Braga (2014), Nakauth, Villacorta-Correa, Figueiredo, Bernardino e França (2016) e Lima, D.L.G., Cajado, Silva, L.V.F., Maia e Zacardi (2021)
Brycon nattereri	SF	Cultivo	X	X		Maria, Ninhaus-Silveira, Orfão e Viveiros (2017)
Brycon orthotaenia	SF	Cultivo	X	X		Gomes, R.Z., Sato, Rizzo e Bazzoli (2013) e Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020)
Callichthys callichthys	Sinnamary	Natureza		X	X	Ponton e Mérigoux (2001)
Cetopsis gobioides	PR	Natureza		X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)
Clarias gariepinus	Exótica	Cultivo	X	X	X	Kipper, Taguti, Bialetzki, Makrakis, M.C., Baumgartner, G. e Sanches (2013)

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Colossoma macropomum	Exótica	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)
Ctenopharyngodon idella	Exótica	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Weeks e Hill (2014)
Curimatella lepidura	SF	Cultivo	X			Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013)
Cyprinus carpio	Exótica	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Park, Mun, Yim e Han, K.-H. (2017)
Franciscodoras marmoratus	SF	Cultivo	X			Weber, Sato, Santos, J.E., Rizzo e Bazzoli (2012)
Gymnocorymbus ternetzi	NI	Cultivo	X	X		Çelik, I., Çelik, P., Cirik, Gürkan e Hayretdağ (2012)
Hoplerythrinus unitaeniatus	SF/ Sinnamary	Cultivo/ Natureza	X		X	Ponton e Mérigoux (2001) e Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Hoplias gr. *malabaricus*	SF	Cultivo	X	X	X	Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Hoplias intermedius	SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007)
Hoplosternum littorale	SF/PR	Cultivo/ Natureza	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)
Hyphessobrycon eques	PR/NI	Cultivo/ natureza	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014)

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Hypophthalmichthys molitrix	Exótica	Cultivo	X			Sividanes, Dutra e Mendonça (2012)
Leporinus amblyrhynchus	PR	Natureza		X		Garcia, Claro-García, Costa, A.D.A., Bialetzki, Casimiro, Swarça, Ribeiro, Almeida, Leme, Yabu, Pine, Lima, S.C., Frantine-Silva e Orsi (2016)
Leporinus piau	SF	Cultivo	X	X		Borçato, Bazzoli e Sato (2004)
Lophiosilurus alexandri	SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001), Guimarães-Cruz, Santos, J.E., Sato e Veloso-Júnior (2009) e Assega, Birindelli, Bialetzki e Shibatta (2016)
Megalechis thoracata	Sinnamary	Natureza		X	X	Ponton e Mérigoux (2001)
Megaleporinus macrocephalus	Exótica	Cultivo	X			Reynalte-Tataje, Zaniboni Filho e Muelbert (2001)
Megaleporinus obtusidens	PR	Cultivo/ Natureza	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)
Moenkhausia sanctaefilomenae	NI	Cultivo	X	X		Walter (2012)
Oreochromis niloticus	Exótica	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Fujimura e Okada (2007)
Pangasianodon hypophthalmus	Exótica	Cultivo	X	X	X	Morioka, Sano, Phommachan e Vongvichith (2010) e Pizziolo, Viana, Paschoalini e Bazzoli (2022)
Piabarchus stramineus	PR	Natureza		X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Galuch, Suiberto, Nakatani, Bialetzki e Baumgartner, G. (2003)

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Piaractus brachypomus	AM	Cultivo		X	X	Santos, Z., Oliveira, L.S., Cajado, Silva, F.K.S., Silva, L.V.F. e Zacardi (2023)
Piaractus mesopotamicus	PR	Cultivo	X	X		Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Paula (2012)
Pimelodus maculatus	SF/PR/UR	Cultivo/ Natureza	X	X	X	Oldani (1983), Luz, R.K., Reynalte-Tataje, Ferreira, A.A. e Zaniboni Filho (2001), Buzollo, Veríssimo-Silveira, Oliveira-Almeida, Alexandre, Okuda e Ninhaus-Silveira (2011) e Arantes, Borçato, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013)
Plagioscion squamosissimus	PR	Natureza		X	X	Nakatani, Baumgartner, G. e Baumgartner, M.S.T. (1997)
Poecilia reticulata	Exótica	Cultivo	X	X	X	Martyn, Weigel e Dreyer (2006)
Poecilia vivipara	NI	Cultivo	X	X	X	Rocha, T.L., Carvalho, R., Yamada e Sabóia-Morais (2010) e Arcanjo, Souza, L.P., Rezende e Silva, J.R.F. (2014)
Prochilodus argenteus	SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001), Santos, J.E., Sales, Santos, M.L., Arantes e Godinho, H.P. (2016) e Guimarães, Dias Filho, Silva, A.H.G., Santos, R.S. e Severi (2017)
Prochilodus brevis	SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Alves, Silva, M.F.M., Molina, Gavilan, Costa, L. e Nascimento (2016)

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Prochilodus costatus	SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Santos, J.E., Sales, Santos, M.L., Arantes e Godinho, H.P. (2016)
Prochilodus lineatus	PR	Cultivo	X	X		Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Ninhaus-Silveira, Foresti e Azevedo (2006)
Prochilodus nigricans	AM	Cultivo	X	X	X	Silva, F.K.S., Cajado, Oliveira, L.S., Santos, Z., Santos, J.A., Silva, L.V.F., Sousa, R.G.C. e Zacardi (2022)
Pseudoplatystoma corruscans	SF/PR	Cultivo	X	X		Cardoso, E.L., Alves, Ferreira, R.M.A. e Godinho, H.P. (1995), Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Marques, C., Nakaghi, Faustino, Ganeco e Senhorini (2008)
Pterygoplichthys ambrosettii	PR	Cultivo	X	X	X	Araújo, R.B. e Langeani (2020)
Rhamdia gr. *quelen*	SF/NI	Cultivo	X	X		Pereira, C.R., Barcellos, Kreutz, Quevedo, Ritter e Silva, L.B. (2006) e Amorim, Gomes, B.V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009)
Rhinelepis aspera	PR/SF	Cultivo	X	X	X	Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010)
Salminus franciscanus	SF	Cultivo	X	X	X	Santos, J.E. e Godinho, H.P. (2002) e Paschoalini, Eloi, Santos, J.E., Santos, J.C.E., Rizzo e Bazzoli (2021)

Espécie	Bacia(s)	Origem(ns)	PE	PL	PJ	Referência(s)
Salminus hilarii	PR	Cultivo	X	X		Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)
Steindachnerina elegans	SF	Cultivo	X			Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013)
Sternopygus gr. *macrurus*	Sinnamary	Natureza		X	X	Ponton e Mérigoux (2001)
Trachelyopterus galeatus	PR	Cultivo	X	X	X	Sanches, Nakatani e Bialetzki (1999)
Triportheus signatus	PR	Cultivo	X	X		Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001)

Fonte: Elaborado por Santos, G.B., Severi, Rosa, Bialetzki, Santos, M.L.A., Santos, G.M. e Brito (2026).

Parte 2

METODOLOGIA APLICADA AOS ESTUDOS DE ICTIOPLÂNCTON



CAPÍTULO 5

COLETAS E ANÁLISES

Andréa Bialetzki
Gustavo Ribeiro Rosa
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito

5.1 Introdução

Devido à variação nos requerimentos biológicos e ecológicos dos peixes ao longo da ontogenia inicial, a seleção de equipamentos e metodologias adequadas é essencial para um planejamento amostral eficiente. Isso reduz a seletividade amostral e minimiza os efeitos da variabilidade temporal e espacial, que são características intrínsecas a essa comunidade. Nesse contexto, são apresentados os diferentes tipos de equipamentos de coleta utilizados na captura de ovos e larvas, destacando suas vantagens e desvantagens em diferentes situações de amostragem e a sua influência no desenho amostral. Adicionalmente, são discutidas as técnicas de preservação e processamento, que devem ser conduzidas de forma meticulosa e criteriosa, bem como as principais terminologias relacionadas ao ciclo de vida dos peixes.

5.2 Planejamento amostral

A formulação do objetivo da pesquisa é o primeiro passo para a elaboração de um desenho amostral eficaz. Nessa etapa do estudo, é importante considerar fatores como o orçamento, a qualificação da equipe, a disponibilidade de equipamentos, a logística e as limitações de tempo. As condições ambientais específicas, como variação dos fatores físico-químicos entre os diferentes ambientes e as estações do ano, juntamente com fatores ecológicos e biológicos, também devem ser considerados no planejamento. Outro aspecto importante é o delineamento estatístico, que garante a representatividade amostral e a validação dos resultados. Em caso de uma nova área de estudo, recomenda-se fortemente a realização de uma coleta piloto, para avaliar os sítios amostrais, testar a adequação dos equipamentos às condições locais, verificar a logística e identificar possíveis adversidades durante a pesquisa.

BIALETZKI, Andréa; ROSA, Gustavo Ribeiro; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Coletas e análises. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 5, p. 75-93.

No caso de estudos com peixes, a morfologia e o comportamento encontrado para ovos e larvas são frequentemente diferentes em relação aos juvenis e aos adultos, exigindo abordagens específicas para cada um dos períodos. Assim, o conhecimento sobre as estratégias reprodutivas e o comportamento ontogênico é fundamental para a escolha dos métodos de amostragem, o tipo de equipamento a ser utilizado, a periodicidade das coletas e os hábitats a serem amostrados.

No delineamento amostral, é fundamental considerar três perguntas: Onde amostrar? Quando amostrar? E como amostrar? As respostas a essas questões dependerão dos objetivos do estudo, das características reprodutivas da ictiofauna local, do tipo de desenvolvimento inicial das populações ou espécies-alvo, juntamente com as variações espaciais (diversidade de ambientes) e temporais (como sazonalidade, ciclos nictemerais e variação interanuais).

O uso de abordagens simplistas e inflexíveis, alicerçadas em dados frágeis e limitados a determinadas regiões, que buscam uniformizar os métodos de amostragem, intervalos entre coletas e os locais de amostragem, sem considerar as particularidades da comunidade ictioplanctônica, as táticas e estratégias reprodutivas das espécies, a geomorfologia local, as variações climáticas, temporais e de fluxo, além da coerência com os objetivos específicos de cada estudo, podem comprometer tanto a precisão quanto a robustez dos resultados. A ausência de uma reflexão profunda sobre as questões essenciais — como, quando e onde amostrar — pode resultar na perda de informações relevantes, no desperdício quanto à alocação dos recursos e prejuízos à consecução dos objetivos do estudo.

5.2.1 Efeito espacial

As características associadas ao tipo de reprodução dos parentais têm um efeito direto na distribuição espacial desses organismos. Espécies migradoras, sejam de longa ou curta distância, desovam em ambientes lóticos, como a calha do rio principal, tributários ou canais (Makrakis, M.C.; Silva, P.S.; Makrakis, S.; Lima, A.F.; Assumpção; Paula; Miranda; Dias, 2012; Silva, J.C.; Rosa; Galdioli; Soares, C.M.; Domingues; Veríssimo; Bialetzki, 2017; Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018; Zacardi; Santos, J.A.; Oliveira, L.S.; Cajado; Pompeu, 2020; Souza, M.B.V.; Tondato-Carvalho; Bialetzki, 2025). A prole (ovos e larvas iniciais) resultante dessa desova é transportada para ambientes chamados de berçários ou áreas de retenção, que incluem baías, canais, várzeas inundadas, lagoas marginais, poços, margens sem correnteza, trechos de rio com baixa declividade, braços e zonas de transição de reservatório e estuários (Sánchez-Botero; Araújo-Lima, 2001; Nakatani; Bialetzki; Baumgartner, G.; Sanches; Makrakis, M.C., 2004; Reynalte-Tataje; Hermes-Silva; Silva, P.A.; Bialetzki; Zaniboni Filho, 2008; Ávila-Simas; Reynalte-Tataje; Zaniboni Filho, 2014; Barthem; Goulding; Leite; Canãs; Forsberg; Venticinque; Petry; Ribeiro; Chuctaya; Mercado, 2017; Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018; Sanches; Gogola; Silva, R.O.; Topan; Picapedra; Piana, 2020).

Por outro lado, espécies sedentárias geralmente realizam todo o seu ciclo de vida em um único tipo de ambiente, seja na região pelágica, com ovos livres e larvas planctônicas, ou na região litorânea, onde algumas espécies podem utilizar cavidades, plantas aquáticas ou construir estruturas elaboradas, como ninhos, apresentando ovos adesivos e comportamento de cuidado parental (Daga; Gogola; Sanches; Baumgartner, G.; Baumgartner, D.; Piana; Gubiani; Delariva, 2009; Gogola; Sanches; Gubiani; Silva, P.R.L., 2013; Melo-Silva; Silva, J.C.; Bialetzki, 2022; Iquematsu; Cunha; Bialetzki, 2023).

Independentemente da guilda reprodutiva dos parentais, é primordial que o hábitat para o desenvolvimento inicial ofereça condições adequadas de oxigênio, temperatura e qualidade da água. Requerimentos ecológicos como complexidade física, proteção contra predadores, baixa correnteza, produção diversificada de nutrientes e alimentos também são primordiais para as fases iniciais de vida (Reynalte-Tataje; Hermes-Silva; Silva, P.A.; Bialetzki; Zaniboni Filho, 2008; Miller; Kendall, Jr., 2009), pois a partir do momento em que a larva inicia a alimentação exógena, a disponibilidade de alimento adequado se torna vital para a sua sobrevivência.

As áreas de transporte também são importantes no planejamento amostral do ictioplâncton. Essas áreas desempenham um relevante papel na dispersão ou deriva dos ovos e larvas, influenciando sua sobrevivência e recrutamento nas populações adultas. Portanto, compreender esses padrões e processos é fundamental para obter informações precisas sobre a localização e o sucesso da desova, o uso do hábitat, os trajetos de movimentação e, de forma mais ampla, as interações entre fluxo e ecologia (Lechner; Keckeis; Humphries, 2016), elementos essenciais para uma amostragem eficaz e representativa.

Outro aspecto importante a ser considerado no planejamento de estudos com ictioplâncton diz respeito à distribuição vertical desses organismos na coluna d'água. Este padrão é espécie-específico e pode variar conforme a ontogenia (Fuiman, 2002). Ademais, pode ser influenciado pela flutuabilidade dos ovos e das larvas, assim como pelas características comportamentais destas últimas, além da disponibilidade de alimento, intensidade luminosa, salinidade, temperatura, velocidade do fluxo e condições climáticas (Miller; Kendall, Jr., 2009).

Dessa forma, na dimensão espacial, é necessário considerar as áreas de desova, transporte, desenvolvimento e alimentação, com amostragens horizontais e verticais nos diferentes biótopos presentes na área de estudo, como o canal principal do rio, lagoas marginais, tributários, entre outros (Bialetzki; Reynalte-Tataje; Oliveira, E.C.; Zaniboni Filho; Baumgartner, G.; Makrakis, M.C.; Sanches; Leite; Severi, 2015).

Considerando o contexto do projeto, a escolha dos pontos de coleta ao longo do trecho longitudinal do rio deve ser feita de maneira estratégica. Isso é essencial para avaliar a importância desses ambientes para as espécies de diferentes guildas reprodutivas e suas formas iniciais de desenvolvimento ao longo da ontogenia. Adicionalmente, o conhecimento das áreas críticas para a reprodução e desenvolvimento é fundamental para a implementação de medidas eficazes de conservação e manejo da ictiofauna.

5.2.2 Efeito temporal

Aspectos ecológicos e comportamentais influenciam diretamente a distribuição temporal desses organismos (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012). Os períodos e a intensidade da desova variam significativamente entre as espécies, bem como intra- e interanualmente (Wootton; Smith, 2015). Fatores como latitude, variabilidade sazonal e anual do clima, precipitação, ciclo hidrológico e temperatura desempenham um papel fundamental nessas variações (Vazzoler, 1996; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012; Cajado; Zacardi; Arantes; Oliveira, L.S.; Silva, F.K.S.; Andrade, M.C., 2023).

No Brasil, um país de dimensões continentais, o clima tropical prevalece na maior parte do território, entretanto, parte da região sul possui características de clima subtropical. Essas diferenças climáticas influenciam o processo reprodutivo e adaptativo das espécies, tornando a resposta reprodutiva espécie-específica. Um exemplo é o dourado (*Salminus brasiliensis*), um importante peixe migrador que, em determinadas condições climáticas, pode apresentar, no alto rio Uruguai (região subtropical), um período reprodutivo mais longo em comparação com outros rios da Bacia do Prata (Zaniboni Filho; Ribolli; Hermes-Silva; Nuñer, 2017).

Considerando que o ictioplâncton é um produto direto da desova dos peixes, ele se distingue de outras comunidades planctônicas por estar presente no ambiente apenas durante o processo reprodutivo da ictiofauna. Dessa forma, a sucessão temporal dessa comunidade é um fenômeno comum e, embora o início, o término e a frequência da amostragem de ovos e larvas possam variar conforme os objetivos do estudo, a coleta geralmente começa pouco antes do período de desova das espécies-alvo e continua até que as capturas cessem ou alcancem níveis mínimos (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

Em regiões em que a dinâmica reprodutiva das espécies é desconhecida, Bialetzki, Reynalte-Tataje, Oliveira, E.C., Zaniboni Filho, Baumgartner, G., Makrakis, M. C., Sanches, Leite e Severi (2015) recomendam a realização de coletas mensais ao longo de, pelo menos, um ciclo sazonal completo. Contudo, diante das mudanças climáticas e de fenômenos atmosféricos como El Niño e La Niña, que afetam significativamente os padrões de temperatura e precipitação, é aconselhável prolongar as coletas para mais de um ciclo sazonal. Isso porque tais eventos climáticos podem provocar variações nos padrões reprodutivos das espécies (Pankhurst; Munday, 2011; Cataldo; Leites; Bordet; Paolucci, 2022), tornando necessária uma abordagem mais abrangente para captar essa variabilidade nas condições ambientais e suas influências na reprodução. Caso a extensão do período de amostragem não seja possível, é fundamental registrar se as coletas ocorreram sob influência de algum evento climático ou temporal atípico. Esses dados serão importantes para comparações com períodos neutros e para predizer cenários futuros (Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018).

Em programas de monitoramento, quando a dinâmica reprodutiva das espécies locais é conhecida, recomenda-se um mínimo de coletas mensais durante o período de seca e uma frequência de amostragem mais intensa durante o período chuvoso, elevação da cota do rio e de altas tempera-

turas, especialmente ao longo do período reprodutivo das espécies. Importante ressaltar que, tanto em inventários como em monitoramentos, a amostragem de jovens e adultos também é aconselhável para validar a atividade reprodutiva e associá-la ao registro de ovos e larvas.

Além das mudanças sazonais na abundância e distribuição, outra característica inerente ao ictioplâncton é a distribuição nictemeral. Diferentes estudos demonstram que a desova dos peixes tropicais tende a ocorrer próximo ao pôr do sol, quando a temperatura da água está elevada e a luminosidade está reduzida (Bialetzki; Sanches; Cavicchioli, M.; Baumgartner, G.; Ribeiro; Nakatani, 1999; Graaf; Born; Uddin; Huda, 1999; Baumgartner, G.; Nakatani; Gomes, L.C.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C., 2004). Essa estratégia promove a proteção da prole durante a deriva passiva (Lechner; Keckeis; Humphries, 2016). Diferentemente dos ovos, as larvas permanecem em deriva passiva tanto durante o dia quanto à noite, especialmente nos estágios iniciais, como larval vitelino e pré-flexão, quando apresentam capacidade natatória limitada (Zacardi; Ponte; Chaves; Oliveira, L.S.; Cajado, 2018; Lechner; Keckeis; Humphries, 2016). A partir do estágio de flexão, com a formação das nadadeiras, a deriva torna-se ativa (Lechner; Keckeis; Humphries, 2016), e as larvas passam a ser mais abundantes na superfície, principalmente durante o período noturno (Santin; Bialetzki; Assakawa; Taguti, 2009).

As larvas também realizam migrações verticais, sendo mais abundantes no fundo durante o dia e na superfície durante o período noturno (Bialetzki; Sanches; Cavicchioli, M.; Baumgartner, G.; Ribeiro; Nakatani, 1999). Essas migrações verticais estão geralmente associadas a estratégias de obtenção de alimento, em decorrência da migração do zooplâncton, mas podem representar também um comportamento adaptativo relacionado à busca por abrigo contra predadores visuais, tendo influência da ontogenia e das características específicas (Mendonça; Picapedra; Ferronato; Sanches, 2015; Picapedra; Lansac-Tôha; Bialetzki, 2015).

Como mencionado, a distribuição do ictioplâncton é naturalmente irregular (ou em manchas), devido às características biológicas e ecológicas das espécies, o que torna desafiadora a obtenção de amostras representativas (Bowles; Merriner; Grant, 1978). Diante dessas particularidades, um planejamento adequado, que considere os principais biótopos, diferentes profundidades e horários variados, pode reduzir o viés amostral por meio do aumento no número de coletas. Essa estratégia permite a detecção de tendências e a redução do erro padrão associado à variação temporal média (Bowles; Merriner; Grant, 1978).

5.2.3 Procedimentos de coleta

Devido ao fato de esses organismos diferirem em tamanho, morfologia, distribuições vertical e horizontal, comportamento, disponibilidade temporal e suscetibilidade aos vários aparelhos de captura (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012), o sucesso da amostragem está diretamente relacionado

ao planejamento amostral e à definição clara dos objetivos, os quais influenciam a seleção do equipamento coletor (Calazans; Muelbert; Muxagata, 2011).

Nos últimos cem anos, uma grande variedade de equipamentos foi desenvolvida com o objetivo de encontrar o "melhor" amostrador para o ictioplâncton. Idealmente, esse equipamento deve ser capaz de coletar amostras de ovos e larvas com uma ampla gama de tamanhos, ser durável e fácil de manipular, minimizar a capacidade de fuga das larvas maiores e mais ativas, e coletar amostras de diferentes estratos da coluna d'água (Miller; Kendall, Jr., 2009). Contudo, nenhum amostrador contempla todos esses atributos, tornando essencial a utilização combinada de vários equipamentos no planejamento amostral.

De maneira geral, os métodos de amostragem podem ser classificados em passivos e ativos, com os mais comumente utilizados descritos a seguir.

5.2.3.1 Rede de plâncton

No século XIX, o naturalista Johannes Müller introduziu o uso de uma rede para capturar pequenos organismos aquáticos, o que levou à concepção de uma rede cônica para coletar organismos planctônicos com base no princípio de filtração da coluna de água (Calazans; Muelbert; Muxagata, 2011). A rede de plâncton é, certamente, o equipamento mais utilizado nas amostragens de ictioplâncton de água doce. Geralmente são confeccionadas em formato cônico-cilíndrico, o que aumenta a área da rede e ajuda a evitar o entupimento. A sua estrutura consiste essencialmente em uma tela de náilon (malha) presa pela sua extremidade proximal por meio de uma lona a um aro metálico, que se conecta, por três cordas, a um cabo. A extremidade distal é equipada com um copo coletor vazado nas laterais com a mesma malha do corpo para drenar a água. Detalhes do equipamento podem ser consultados em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001). Ao longo dos anos, esse equipamento passou por diversas modificações para melhorar a sua eficiência. Entre as inovações, destaca-se a adaptação da rede em uma armação tipo trenó, que possibilita amostrar o ictioplâncton próximo ao fundo ou redes para coleta em deriva (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001) (Figura 1).

Entretanto, alguns problemas estão associados ao uso das redes como coletores, incluindo a evasão de organismos maiores, a perda ou fuga de organismos menores através da malha e o entupimento da rede, o que pode causar variações na eficiência de filtração durante o arrasto, e injúrias nos ovos e larvas coletados (Nakatani Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Calazans; Muelbert; Muxagata, 2011). Coletas noturnas podem reduzir a fuga dos organismos, enquanto o ajuste do tamanho da malha, geralmente entre 0,3 e 0,5 mm, pode minimizar a extrusão. A redução do tempo de amostragem também pode ajudar a evitar o entupimento da malha da rede, principalmente no período chuvoso em que há grande quantidade de detritos em deriva (Bowles; Merriner; Grant, 1978; Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.;

Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Miller; Kendall, Jr., 2009; Calazans; Muelbert; Muxagata, 2011; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

A determinação do volume de água filtrada durante as amostragens com redes de plâncton é fundamental para proporcionar uma análise quantitativa precisa dos organismos capturados. Para isso, pode-se utilizar um fluxômetro, que consiste em um instrumento equipado com um rotor que gira com a passagem da água. Esse dispositivo é instalado na abertura (boca) da rede e a aferição da numeração do rotor deve ser efetuada antes e após a coleta (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Calazans; Muelbert; Muxagata, 2011). Para fins de análise comparativa, recomenda-se a padronização das abundâncias dos organismos capturados nos arrastos com redes de plâncton (seja na superfície, meio ou fundo do corpo de água) pelo volume de 10m^3 de água filtrada (Bialetzki; Reynalte-Tataje; Oliveira, E.C.; Zaniboni Filho; Baumgartner, G.; Makrakis, M.C.; Sanches; Leite; Severi, 2015).

Figura 1 – Coleta de ictioplâncton utilizando redes de ictioplâncton equipadas com o fluxômetro. **A.** Leitura do fluxômetro antes da coleta, **B.** Instalação de rede de deriva, **C-E.** Posicionamento da rede de deriva na calha do rio, **D-E.** Redes estacionárias; **F.** Amostragem utilizando adaptação da rede em uma armação tipo trenó



Fonte: Fotos **A-C, F** de Andréa Bialetzki (2026) e **D-E** de Mara Luiza de Almeida Santos (2026).

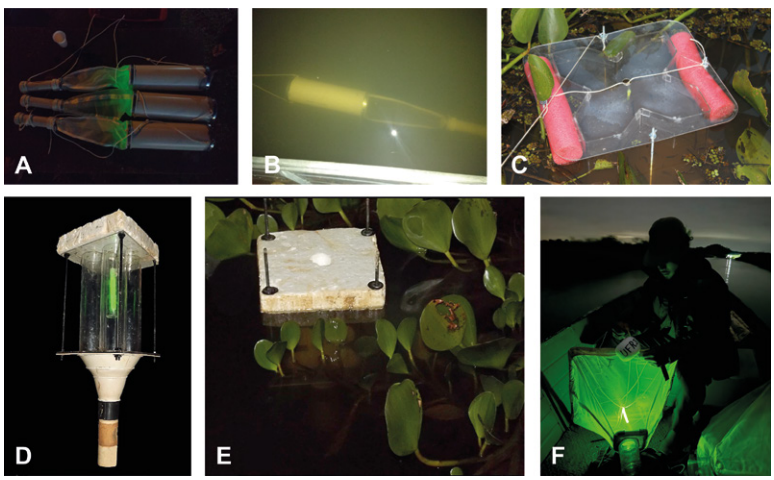
5.2.3.2 Armadilha luminosa

As armadilhas luminosas são amostradores passivos desenvolvidos para a captura de larvas e juvenis de peixes, baseando-se na atração desses organismos por um estímulo luminoso, denominado fototaxia positiva. Devido às diferenças nos padrões de movimento, preferências de micro-hábitat e comportamento fototático entre as espécies, as armadilhas luminosas podem ser

consideradas um método seletivo, sendo mais adequadas para determinar a presença de espécies (amostras qualitativas) (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

Esse tipo de equipamento consiste em um dispositivo com uma fonte luminosa, cujas características variam entre diferentes modelos (para mais detalhes ver Ponton, 1994; Miller; Kendall, Jr., 2009; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012; Reynalte-Tataje; Garcia; Nunes; Lopes; Zaniboni Filho, 2012). A armadilha é submersa em diferentes tipos de ambientes aquáticos durante a noite com tempo e revistas padronizadas, podendo ser utilizado tanto em águas rasas quanto em áreas vegetadas (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012; Reynalte-Tataje; Garcia; Nunes; Lopes; Zaniboni Filho, 2012; Ávila-Simas; Reynalte-Tataje; Zaniboni Filho, 2014; Cabacinha; Rosa; Santos, G.M.; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2019) (Figura 2). Reynalte-Tataje, Ávila-Simas, Lopes, Silva, J.O., Ros e Zaniboni Filho (2024) destacam que, embora ainda subutilizado em estudos de ovos e larvas, o uso combinado de armadilhas luminosas com redes de plâncton pode fornecer uma visão mais abrangente e confiável das assembleias de ictioplâncton em ambientes de água doce, pois captura larvas de diferentes tamanhos, incluindo aquelas em estágios mais avançados e em maior atividade, como flexão e pós-flexão.

Figura 2 – Modelos de armadilhas luminosas utilizadas em estudos de ictioplâncton. **A-B.** Coletas em reservatório (modelo segundo Reynalte-Tataje; Garcia; Nunes; Lopes; Zaniboni Filho, 2012), **C.** Coletas em lagoas de planície de inundação (modelo adaptado de Dibble; Pelicice, 2010), **D-E.** Coletas em lagoas marginais (modelo segundo Secor; Dean; Hansbarger, 1992) e **F.** Coletas em lagoas costeiras (modelo desenvolvido por João Marcelo Silva de Souza[1])



Fonte: Fotos **A-C** de Andréa Bialetzki (2026), **D-E** adaptado do original de Cabacinha, Rosa, Santos, G.M., Salvador, Bialetzki e Santos, G.B. (2019) e **F** de Daniel J. R. Weberling (2026).

[1] Técnico do Laboratório Integrado de Ecologia Aquática do Instituto de Biodiversidade e Sustentabilidade da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ).

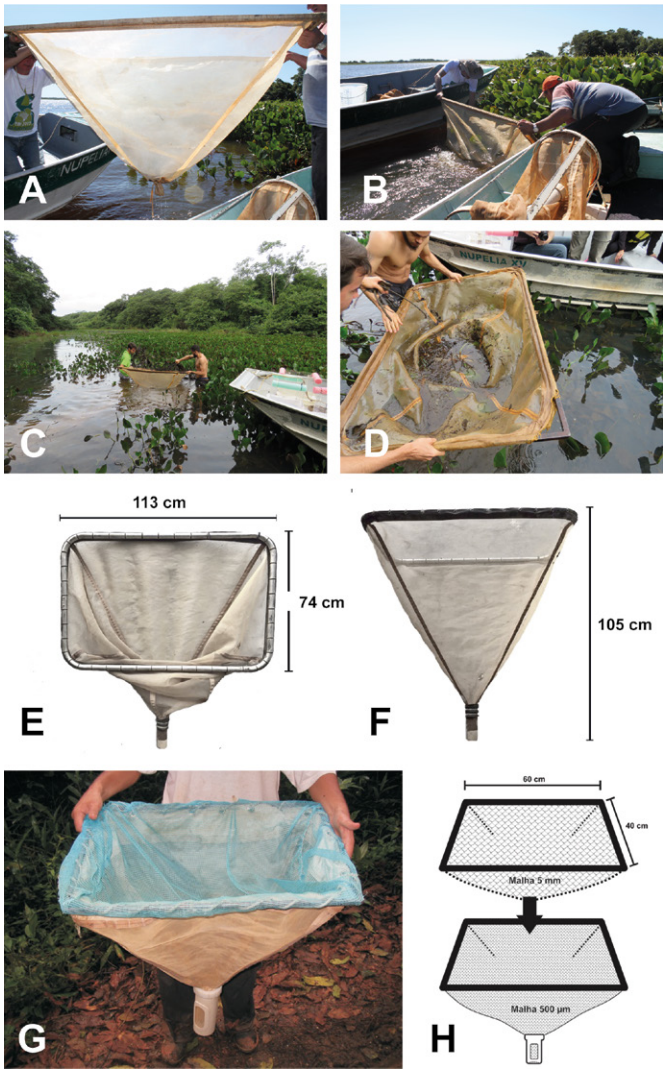
5.2.3.3 Peneirão e peneiras

Peneirão e peneiras são equipamentos indicados para amostrar áreas com vegetação aquática flutuante e marginal de rios, lagoas e canais, sendo eficiente para coletar ovos e formas iniciais de espécies que desenvolvem todo o ciclo neste ambiente ou ao menos parte dele (Figura 3). Também podem ser encontradas larvas e juvenis de espécies migradoras que buscam esse ambiente como proteção e sítio de forrageamento, além de adultos de espécies de pequeno porte.

A estrutura do peneirão consiste em uma armação retangular de dimensão variável (até 1,5 m x 1,0 m), equipada com uma rede de malha 0,5 mm, presa à armação por meio de uma lona. O equipamento é introduzido abaixo da vegetação flutuante e rapidamente levantado e, em seguida, retira-se o material coletado. Esse equipamento pode ser utilizado em diferentes localidades ou bancos de vegetação em uma área de amostragem, porém, por se tratar de um método ativo, recomenda-se apenas um lance de amostragem em cada localidade ou bancos de vegetação.

Detalhes adicionais do equipamento podem ser consultados em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001). Adaptações do peneirão para a captura de ovos e larvas em riachos e sistemas aquáticos menores podem ser encontradas em Cabacinha, Rosa, Santos, G.M., Salvador, Bialetzki e Santos, G.B. (2019) e Alves, Pompeu, Mazzoni e Brito (2021) (Figura 3).

Figura 3 – Modelos de peneirões/peneiras utilizados em estudos de ictioplâncton. **A-D.** Amostragens em bancos de vegetação em rios e lagoas (modelo segundo Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001), **E-F.** Modelo segundo Cabacinha, Rosa, Santos, G.M., Salvador, Bialetzki e Santos, G.B. (2019) e **G-H.** Modelo segundo Alves, Pompeu, Mazzoni e Brito (2021)

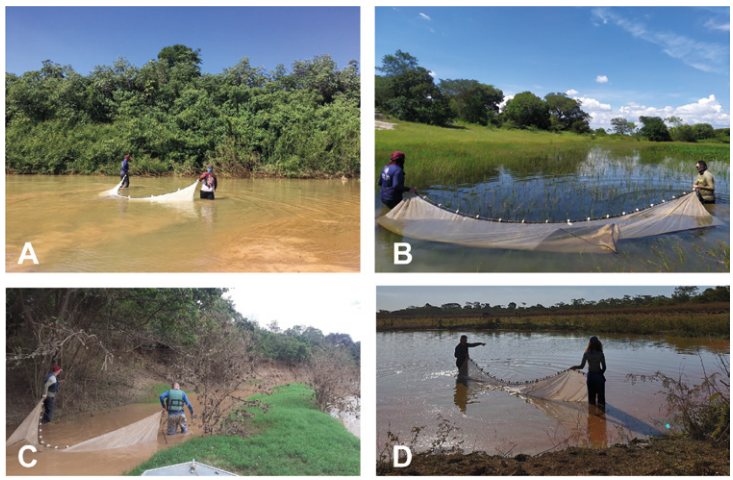


Fonte: Fotos **A-D** de Andréa Bialetzki (2024), **E-F** adaptado do original de Cabacinha, Rosa, Santos, G.M., Salvador, Bialetzki e Santos, G.B. (2019) e **G-H** adaptado do original de Alves, Pompeu, Mazzoni e Brito (2021).

5.2.3.4 Picaré

O picaré é um equipamento utilizado para realizar amostragens em áreas marginais rasas de rios, lagoas e canais, desprovidos de vegetação ou obstáculos ao arraste da rede (Figura 4). Projetado para capturar formas jovens e adultos, esse aparelho consiste em uma rede de malha fina (0,5 a 1,0 cm), com comprimento variável e parte central dotada de um saco de malha menor que o restante. Detalhes do equipamento podem ser consultados em Natakani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Figura 4 – Amostragens de ictioplâncton em diferentes ambientes utilizando o picaré na bacia do rio São Francisco



Fonte: Fotos **A-C** de Mara Luiza de Almeida Santos (2026) e **D** de Laura Corrêa Silva (2026).

5.2.3.5 Outras metodologias

Na literatura há outros métodos não usuais nos estudos de ictioplâncton de água doce, como redes de meia água, bombas e outros tipos de armadilhas. Miller e Kendall, Jr. (2009) e Kelso, Kaller e Rutherford (2012) fazem um compilado destes e apresentam diferentes dispositivos, eficiência e aplicabilidade. Recentemente, Reynalte-Tataje, Zaniboni Filho, Lopes, Ávila-Simas e Bialetzki (2024) descreveram uma nova metodologia de coleta chamada de "técnica do ictioplâncton vivo", a qual, entre outras finalidades, contribui com o processo de identificação dos organismos do ictioplâncton, principalmente no acompanhamento dos ovos e larvas em fase inicial de desenvolvimento.

5.3 Preservação das amostras

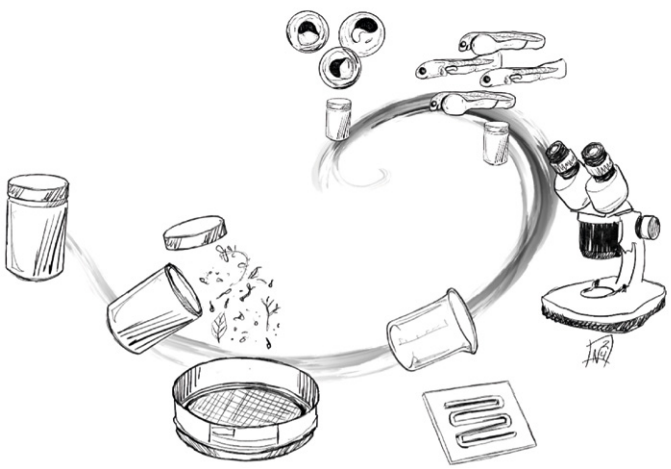
Ovos e larvas de peixes são organismos frágeis e se degradam facilmente, por isso o material coletado precisa ser imediatamente preservado. Após a retirada da amostra do equipamento de coleta, deve-se transferir o material coletado para frascos plásticos, devidamente etiquetados com as informações referentes à coleta. A preservação da amostra depende do tipo de análise à qual essa será submetida. Para estudos ecológicos e de identificação morfológica, as amostras devem ser fixadas em solução de formol a 4%, tamponada com carbonato de cálcio ($CaCO_3$) para evitar a descalcificação do tecido ósseo, enquanto amostras para análises genéticas, de crescimento ou isótopos estáveis, devem ser preservadas conforme os protocolos específicos para cada processamento. Vale ressaltar que, por se tratar de organismos vertebrados, os protocolos de coleta e fixação devem seguir aqueles recomendados pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA).

5.4 Procedimentos laboratoriais

5.4.1 Triagem

A triagem é o processo de separação dos ovos, larvas e, ocasionalmente, juvenis e adultos, de outros materiais coletados na amostra (Figura 5). Para realizar esse procedimento, são necessários diversos instrumentos, como estereomicroscópio, pinças de ponta fina tipo relojoeiro, pincéis, conta-gotas, pissetas com água e com formol, recipiente tipo Becker (um para a amostra a ser triada e outro para o descarte do material triado), frascos, etiquetas, caneta nanquim (de preferência), papel higiênico absorvente, contadores, placas de Petri e placas do tipo Bogorov.

Figura 5 – Esquema do processo de triagem de amostras de ictioplâncton



Fonte: Elaborado por Lucas Machado Nunes (2026)[2].

[2] Mestre e egresso do Programa de Pós-graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais da Universidade Estadual de Maringá (UEM), PR.

Durante a triagem, é recomendável o uso de pincéis para a remoção das larvas e de conta-gotas para ovos, a fim de evitar danos ao material. A substituição da placa de Bogorov por uma placa de Petri não é indicada, pois pode comprometer o controle entre o material triado e não triado. É essencial que todos os instrumentos estejam disponíveis e organizados antes do início do processamento da amostra para garantir um procedimento eficiente e preciso.

O processo de triagem deve ser iniciado no laboratório em um curto período após a amostragem, para evitar a coloração dos organismos por taninos liberados pelo material vegetal coletado com o plâncton. O tempo necessário para o processamento da amostral dependerá da quantidade de material coletado, do número de organismos capturados e da experiência de quem realiza o procedimento. Nessa etapa, é fundamental ter atenção redobrada, pois o processo exige concentração para evitar a perda de organismos e destreza para retirar os ovos e larvas sem danificá-los. A eficiência do processo pode ser avaliada por meio de retriagens, que ajudam a garantir a acurácia do trabalho realizado.

No processamento das amostras para estudos ecológicos e de identificação morfológica, o primeiro passo é realizar a lavagem do material em água corrente para remover o formol, uma substância cancerígena que não deve ser aspirada durante a triagem, inclusive recomenda-se o uso de equipamentos de proteção individual, como máscara respiradora, para evitar a inalação de gases. A lavagem é realizada com o auxílio de uma peneira, cuja malha deve ser idêntica ou menor que aquela utilizada na rede de coleta, sob um leve fluxo contínuo de água, concentrando o material no centro da peneira para facilitar sua transferência. Após a lavagem, o material é transferido para um recipiente com água, de forma a diluir a amostra e facilitar a triagem. A quantidade de água dependerá do volume de amostra: quanto mais diluída estiver, mais fácil será o processamento do material, além de reduzir o risco de perda de organismos.

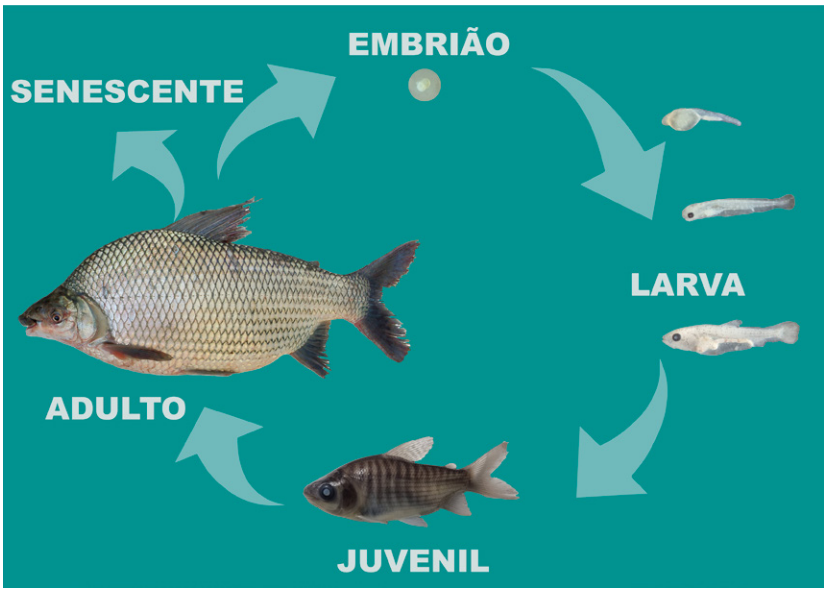
Ao iniciar a triagem, a solução contendo água e amostra deve ser homogeneizada e, em seguida, pequenos volumes devem ser transferidos para a placa de Bogorov. A separação dos organismos é realizada sob estereomicroscópio, utilizando aumento compatível ao tamanho da canaleta da placa de triagem. Nesse processo, os organismos devem ser retirados com pincéis, pinças ou conta-gotas, sendo contados e imediatamente acondicionados em frascos etiquetados com as informações referentes à coleta, juntamente com o conservante apropriado. Recomenda-se acondicionar ovos e larvas separadamente, sendo contraindicada a criação de subamostras. Posteriormente, o material deverá ser encaminhado para a identificação taxonômica e, quando necessário, para a determinação dos estágios de desenvolvimento.

5.5 Ciclo de vida dos peixes

Como em outros animais, a sobrevivência dos peixes depende de seu crescimento e reprodução. Dessa forma, a história de vida dos peixes pode ser dividida em cinco períodos:

embrionário, larval, juvenil, adulto e senescência (Figura 6). Os primeiros quatro períodos formam um ciclo e somente os indivíduos mais aptos à sobrevivência chegam à senescência (Fuiman, 2002). Normalmente, os peixes passam a maior parte de sua vida no período adulto.

Figura 6 – Ciclo de vida dos peixes teleósteos



Fonte: Elaborado por Bialetzki, Rosa e Brito (2026) com fotos de Carlos Bernardo Mascarenhas Alves e Victor Garcia Sales Santos (2026).

A estratégia reprodutiva adotada por uma espécie tem impacto direto na sua história de vida e, consequentemente, no seu ciclo de vida. Para facilitar as comparações interespecíficas, Balon (1990) propôs o modelo de história de vida com base na ontogenia (Quadro 1). Nesse modelo, existem dois tipos de desenvolvimento: direto e indireto. No desenvolvimento indireto, ocorre a metamorfose, todos os cinco períodos do ciclo de vida estão presentes e o padrão de desenvolvimento é do tipo altricial. No desenvolvimento direto, a ontogenia é abreviada, frequentemente com a supressão do período larval, resultando em um padrão de desenvolvimento do tipo precocial.

Quadro 1 – Períodos de desenvolvimento e tipo de ontogenia apresentados no Modelo de História de Vida

Modelo de História de Vida – Períodos de desenvolvimento	
Indireto (Altricial)	**Direto (Precocial)**
Embrionário	Embrionário
Larval	-
Juvenil	Juvenil
Adulto	Adulto
Senescência	Senescência

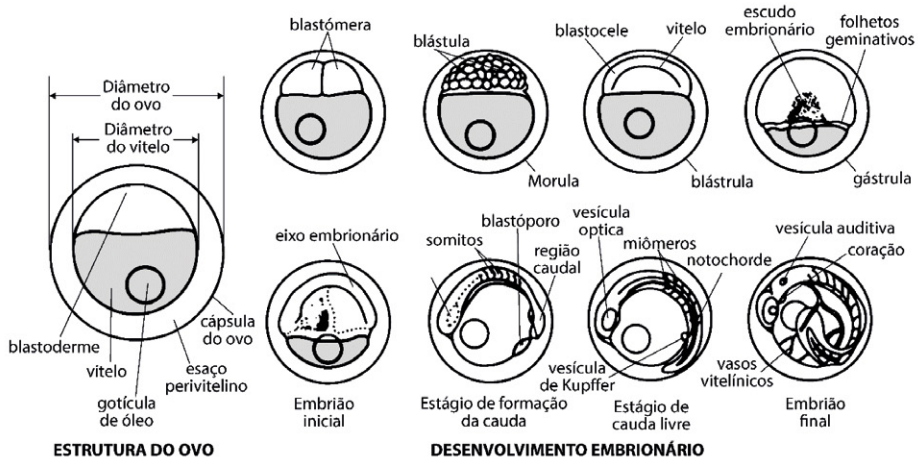
Fonte: Adaptado do original de Balon (1990).

5.5.1 Período embrionário

O período embrionário começa com a fertilização e se estende até a eclosão do embrião (Figura 7). Caracteriza-se por uma série de mudanças complexas, incluindo a rápida proliferação celular, diferenciação de novos tecidos, além da reorganização ou da perda de outros já existentes (Fuiman, 2002). A estrutura do ovo é composta basicamente por membrana externa (córion), espaço perivitelino e vitelo (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001). A divisão celular mais comum entre os peixes é do tipo meroblástica, em que o vitelo é separado do citoplasma. Contudo, alguns grupos apresentam divisão holoblástica, em que o vitelo é distribuído no citoplasma na forma de grânulos ou conglomerados (Kjørsvik; Pittman; Pavlov, 2004).

O desenvolvimento dos ovos fertilizados segue o mesmo padrão de embriogênese dos outros vertebrados: clivagem, mórula, blástula, gástrula e organogênese. Ao final desse período, algumas estruturas, como a nadadeira embrionária, somitos, coração, sistema circulatório e vesículas ópticas e auditivas com otólitos, podem ser visualizadas (Blaxter, 1988; Bialetzki; Garcia; Orsi, 2016).

Figura 7 – Desenvolvimento embrionário dos peixes



Fonte: Adaptada do original de Hardy, Jr. (1978). Figura extraída de Bialetzki, Garcia e Orsi (2016)[3].

Os ovos fertilizados externamente podem ser classificados como pelágicos ou demersais. Os ovos pelágicos flutuam individualmente próximos à superfície, geralmente são esféricos, transparentes e possuem diâmetro entre 0,6 e 4,0 mm, embora existam muitas exceções (Kendall, Jr.; Ahlstrom; Moser, c1984; Kjørsvik; Pittman; Pavlov, 2004). Algumas espécies podem apresentar ovos com adaptações para a vida pelágica, como por exemplo, gotículas de óleo, amplo espaço perivitelino, alto conteúdo de água no vitelo e aumento do diâmetro do ovo devido à capa gelatinosa do córion (Rizzo; Godinho, H.P., c2003). A outra categoria está relacionada aos ovos demersais, comumente encontrados em peixes de água doce. Esses ovos possuem gravidade específica maior do que a água e permanecem na coluna de água pela movimentação da correnteza, como ocorre com os ovos de peixes migradores (Rizzo; Godinho, H.P., c2003).

Os ovos também podem ser categorizados quanto à sua adesividade. Eles podem ser livres ou com adesividade, variando de pouco adesivos a muito adesivos. Ovos adesivos podem formar aglomerados frágeis que se desprendem rapidamente, aderir a substratos ou até mesmo serem carregados aderidos ao corpo do macho, uma característica comum em espécies com cuidado parental (Rizzo; Godinho, H.P., c2003; Sato; Fenerich-Verani; Nuñer; Godinho, H.P.; Verani, c2003; Kjørsvik; Pittman; Pavlov, 2004)[3].

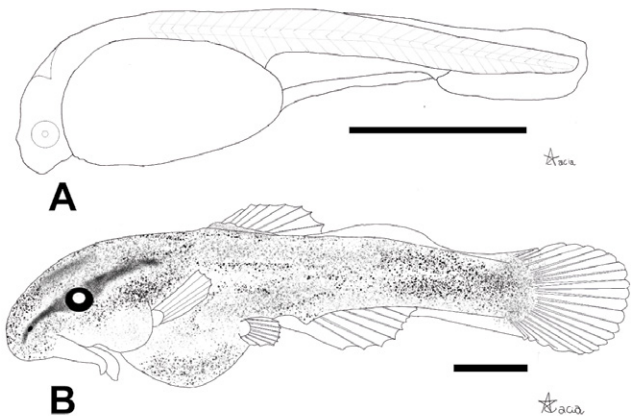
[3] BIALETZKI, Andréa; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; ORSI, Mário Luís. O estudo de ovos e larvas de peixes. *In:* ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões; SWARÇA, Ana Claudia; CLARO-GARCÍA; Alexander; VIANNA, Norberto Castro; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; BIALETZKI, Andréa (org.). **Ovos, larvas e juvenis de peixes da bacia do rio Paranapanema**: uma avaliação para a conservação. Assis, SP: Triunfal Gráfica & Editora, 2016. cap. 2, p. 17-24.

5.5.2 Período larval

O período larval inicia-se com a eclosão e é caracterizado por um intervalo especialmente dinâmico, conforme descrito por Fuiman (2002). Durante esse período, ocorrem mudanças significativas nas estruturas e funções dos organismos, com ontogenia contínua e um aumento rápido de biomassa. A duração e os eventos específicos desse período podem variar dependendo das terminologias adotadas, mas, em geral, é um período de grandes transformações em um curto espaço de tempo.

Ao eclodirem, as larvas podem apresentar diferentes graus de desenvolvimento, dependendo do modelo de história de vida dos parentais (Balon, 1990; ver Quadro 1). No desenvolvimento indireto ou altricial, as larvas eclodem pouco desenvolvidas, geralmente apresentando saco vitelino grande, olhos sem pigmentação, boca e intestino não funcionais, sem o desenvolvimento de nadadeiras. A exceção é a membrana embrionária (ou "finfold"), passando posteriormente por metamorfose. No desenvolvimento direto ou precocial, o desenvolvimento inicial é abreviado e as formas iniciais já eclodem com características avançadas, semelhantes ou iguais às dos juvenis. Exemplos de ontogenia altricial e precocial podem ser observadas nas larvas recém-eclodidas do matrinchã (*Brycon orthotaenia*) e cascudo (*Neoplecostomus microps*), respectivamente (Figura 8).

Figura 8 – Larvas recém eclodidas de **A.** *Brycon orthotaenia* (matrinchã) (desenvolvimento tipo altricial) e de **B.** *Neoplecostomus microps* (cascudo) (desenvolvimento tipo precocial) (Escala = 1 mm)



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026).

5.5.3 Período juvenil

No período juvenil, o crescimento é o processo predominante. Durante esse período, a diferenciação se restringe aos órgãos reprodutivos, e o peixe adquire a aparência de um pequeno adulto (Fuiman, 2002). Todas as nadadeiras estão formadas com os raios segmentados, mas algumas características, como a escamação e a pigmentação, ainda podem estar em desenvolvimento (Bialetzki; Garcia; Orsi, 2016). O término do período juvenil acontece quando os indivíduos se incorporam à população adulta (recrutamento) ou alcançam a maturidade sexual (Miller; Kendall, Jr., 2009).

5.5.4 Período adulto

No período adulto, a reprodução se torna o processo dominante, enquanto o crescimento ocorre em uma taxa reduzida ou pode cessar completamente (Fuiman, 2002). O tamanho de primeira maturação é uma tática reprodutiva bastante lábil, pois está intimamente relacionado ao crescimento. Essa característica pode apresentar variações intraespecíficas espaciais e temporais relacionadas às condições ambientais abióticas e bióticas presentes na região ocupada ou no período em que a população esteve sujeita a essas condições (Vazzoler, 1996).

5.5.5 Período senescência

Os peixes apresentam três tipos de senescência. O primeiro tipo é apresentado pelos peixes semélparos, que exibem senescência rápida e morte súbita logo após sua única desova. Os demais teleósteos que reproduzem mais de uma vez na vida (iteróparos), podem experimentar uma senescência gradual, semelhante à observada na maioria dos vertebrados. Alternativamente, alguns teleósteos iteróparos exibem crescimento indeterminado e a senescência ocorre de forma muito lenta ou quase insignificante (Patnaik; Mahapatro; Jena, 1994).

5.6 Terminologia do desenvolvimento inicial

As terminologias utilizadas para descrever os estágios de desenvolvimento das larvas de peixes têm como objetivo caracterizar os intervalos de crescimento. Entretanto, cada uma dessas abordagens apresenta limitações, pois buscam categorizar processos dinâmicos e muitas vezes específicos da espécie em um sistema de classificação estático e inerentemente desafiador (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012). As terminologias mais comumente utilizadas foram propostas por diferentes autores e baseiam-se em distintos aspectos do desenvolvimento larval. Balon (1975) formulou uma classificação fundamentada na teoria da ontogenia saltatória. Hardy, Jr. (1978) desenvolveu uma terminologia baseada na presença e ausência de saco vitelino e desenvolvimento de raios nas nadadeiras. Snyder (1976) focou na morfogênese da nadadeira embrionária, enquanto Ahlstrom, Butler e Sumida (1976) basearam sua classificação na morfogênese da nadadeira caudal,

sendo esta a mais utilizada em estudos de descrição da ontogenia inicial da ictiofauna brasileira. Essas terminologias e nomenclaturas são apresentadas abaixo na Tabela 1.

Tabela 1 – Terminologias utilizadas para enquadrar o desenvolvimento inicial dos peixes

Balon (1975)	Hardy, Jr. (1978)	Snyder (1976)	Ahlstrom, Butler e Sumida (1976)
Eleuteroembrião	Larva vitelina	Protolarva	Larva vitelina
Protopterigiolarva	Larva	Mesolarva	Pré-flexão
Pterigiolarva	Pré-juvenil	Metalarva	Flexão
			Pós-flexão

Fonte: Adaptada do original de Fuiman (2002).

CAPÍTULO 6

IDENTIFICAÇÃO TAXONÔMICA PELA MORFOLOGIA

Andréa Bialetzki
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Gustavo Ribeiro Rosa

6.1 Introdução

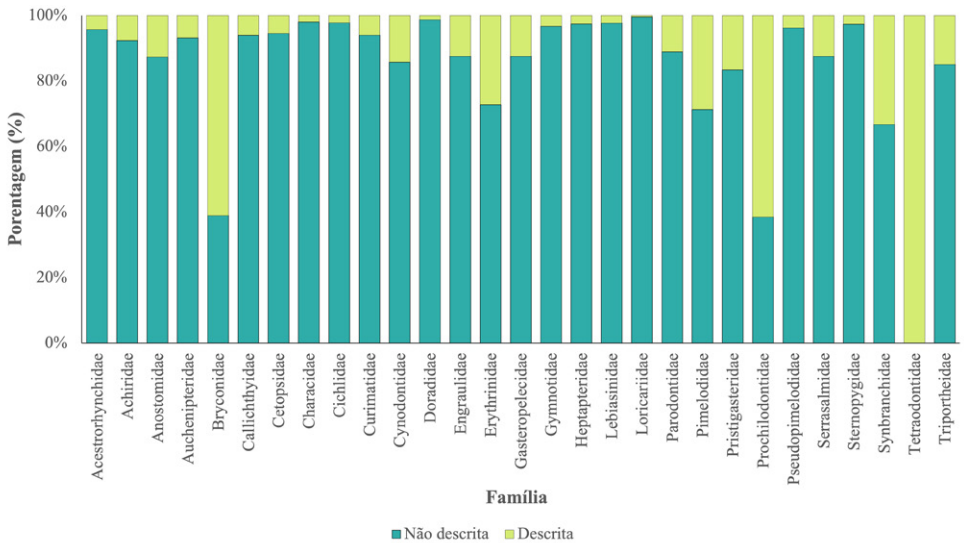
Os estudos sobre os peixes em suas formas iniciais de vida (ontogenia inicial) ainda são limitados em comparação àqueles que enfocam indivíduos adultos. O conhecimento detalhado do desenvolvimento inicial é uma importante ferramenta para a identificação de áreas de desova, criadouros naturais e a análise da conectividade entre hábitats fluviais, além de ser fundamental para o entendimento da ecologia e biologia das espécies (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001). Todavia, variações morfológicas, alimentares, comportamentais e de hábitat existentes entre larvas e adultos de uma mesma espécie podem levar à interpretação equivocada de que pertencem a grupos distintos (Leis; Trnski, c1989; Flegler-Balon, 1989; Pepin, 2023).

Pesquisas e monitoramentos que envolvem ovos e larvas de peixes exigem uma identificação precisa dos espécimes coletados, caso contrário podem resultar em interpretações errôneas que comprometem a confiabilidade e validade dos estudos sobre a comunidade íctica de uma região. No entanto, devido às grandes transformações morfológicas (metamorfose) que muitas espécies sofrem desde os estágios larvais iniciais até a formação do juvenil, muitos indivíduos são frequentemente identificados de forma incorreta (Reynalte-Tataje; Lopes; Massaro; Hartmann; Sulzbacher; Santos, J.A.; Bialetzki, 2020). Ademais, o elevado número de espécies, associado à alta similaridade morfológica, bem como à falta de chaves taxonômicas adequadas, guias, descrições e literatura comparativa, impõe sérias limitações à identificação precisa do ictioplâncton de água doce (Nakatani; Bialetzki; Baumgartner, G.; Sanches; Makrakis, M.C., 2004). Essas semelhanças são ainda mais evidentes nos estágios iniciais de desenvolvimento e entre espécies próximas, como congêneres ou da mesma família.

BIALETZKI, Andréa; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; ROSA, Gustavo Ribeiro. Identificação taxonômica pela morfologia. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 6, p. 95-110.

Recentemente Reynalte-Tataje, Lopes, Massaro, Hartmann, Sulzbacher, Santos, J.A. e Bialetzki (2020) realizaram uma revisão abrangente sobre o estado da arte da identificação da ontogenia inicial das espécies da ictiofauna brasileira. Os autores concluíram que apenas 4,1% das espécies presentes nas bacias hidrográficas brasileiras têm seu desenvolvimento inicial parcial ou totalmente conhecido. Esse percentual é ainda menor para algumas famílias com alta diversidade, como Characidae e Loricariidade, as quais apenas 2,6% e 0,7% das espécies, respectivamente, foram descritas em relação ao seu desenvolvimento inicial (Figura 1).

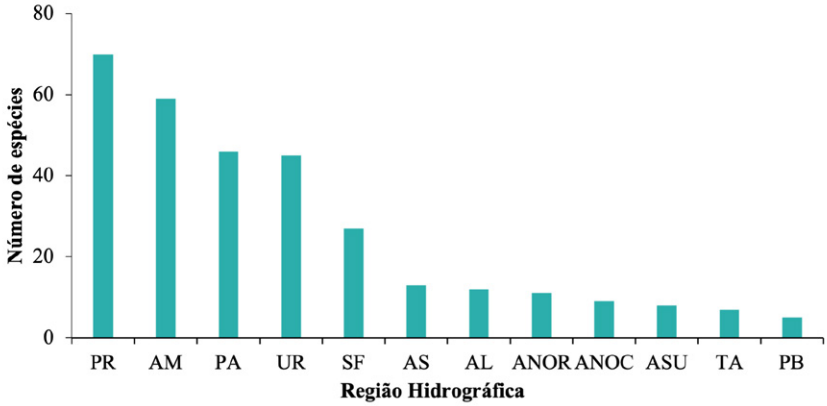
Figura 1 – Famílias de peixes presentes em águas continentais brasileiras e porcentagem do número de espécies com desenvolvimento inicial descrito em literatura



Fonte: Adaptado do original de Reynalte-Tataje, Lopes, Massaro, Hartmann, Sulzbacher, Santos, J.A. e Bialetzki (2020).

As espécies cujo desenvolvimento inicial está melhor documentado pertencem majoritariamente às ordens Characiformes e Siluriformes, que incluem grupos de interesse comercial e são nativas das bacias hidrográficas do Paraná, Amazônica, Paraguai e Uruguai (Reynalte-Tataje; Lopes; Massaro; Hartmann; Sulzbacher; Santos, J.A.; Bialetzki, 2020) (Figura 2). Esses resultados evidenciam uma lacuna considerável no conhecimento sobre a ontogenia de diversas outras espécies, o que pode comprometer os estudos sobre a ecologia e biologia das espécies. O panorama atual representa um grande desafio para os futuros ictiólogos e para a conservação de peixes nativos, reforçando a necessidade urgente de mais pesquisas e investimento nesta área.

Figura 2 – Número de espécies de peixes de água doce descritas quanto ao seu desenvolvimento inicial (ovos e/ou larvas) nas diferentes regiões hidrográficas brasileiras entre os anos de 1977 e 2018. PR: Paraná; AM: Amazônica; PA: Paraguai; UR: Uruguai; SF: São Francisco; AS: Atlântico Sudeste; AL: Atlântico Leste; ANOR: Atlântico Nordeste Oriental; ANOC: Atlântico Nordeste Ocidental; ASU: Atlântico Sul; TA: Tocantins-Araguaia e PB: Parnaíba

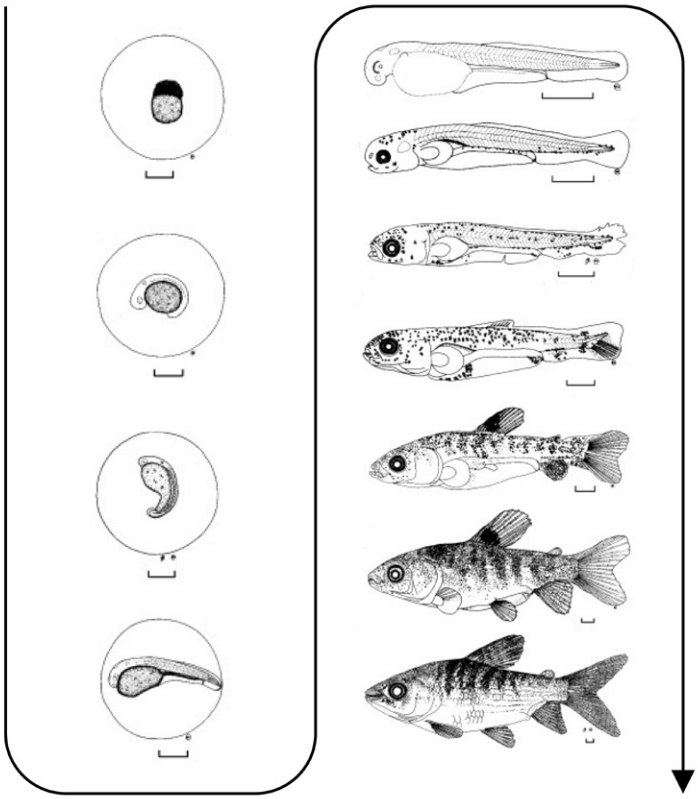


Fonte: Adaptado do original de Reynalte-Tataje, Lopes, Massaro, Hartmann, Sulzbacher, Santos, J.A. e Bialetzki (2020).

6.2 Métodos utilizados no apoio à identificação taxonômica

Independentemente do objetivo do estudo envolvendo os estágios iniciais de vida dos peixes, é fundamental que os ovos, ou pelo menos as larvas, sejam corretamente identificados (Bialetzki; Garcia; Orsi, 2016). Entretanto, quanto menos desenvolvido for o indivíduo, mais desafiadora será a tarefa de identificá-lo (Figura 3). Para garantir um processo mais assertivo, é fundamental o uso de ferramentas que facilitem e aprimorem a identificação. Contudo, é necessário cautela, pois, em muitas situações, existem limitações nesse processo. Frequentemente, a identificação dos indivíduos não pode ser realizada até gênero ou espécie, sendo possível apenas até os níveis de família ou ordem, mesmo assim, essa abordagem assegura a confiabilidade dos resultados obtidos (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

Figura 3 – Grau de dificuldade de identificação de ovos e larvas de peixes, utilizando como modelo o desenvolvimento inicial de *Prochilodus costatus* (curimatá-pioa). À esquerda: desenvolvimento embrionário. À direita: desenvolvimento larval e juvenil



Fonte: Elaborada por Jaime Luis Lopes Pereira (2026)[1], adaptado do original de Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Antes de iniciar a identificação taxonômica de ovos e larvas, é importante que o pesquisador disponha das seguintes informações sobre os adultos que ocorrem na região de estudo (Figura 4):

[1] Desenhista-projetista do Núcleo de Pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura (Nupélia) da Universidade Estadual de Maringá, PR.

Composição de espécies da região: conhecimento sobre as espécies de potencial ocorrência;

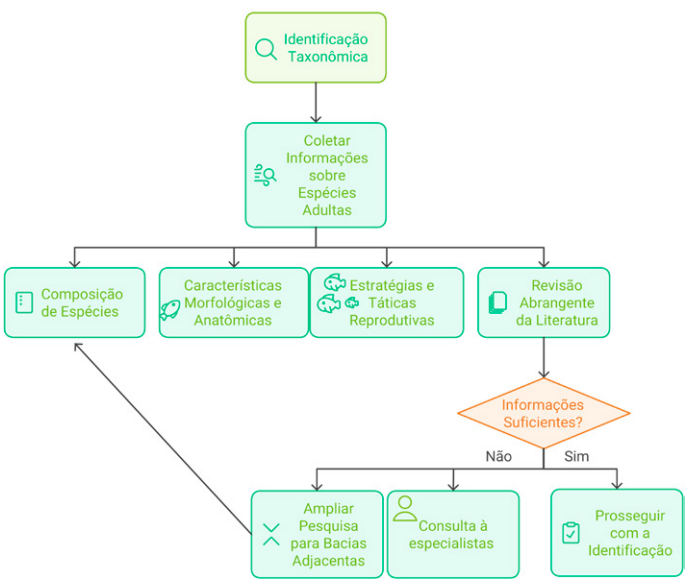
Caracteres morfológicos e anatômicos: informações sobre as características morfológicas e anatômicas de cada grupo taxonômico;

Estratégias e táticas reprodutivas: informações sobre as estratégias e táticas reprodutivas das espécies.

Complementarmente, é primordial realizar uma revisão abrangente da literatura, buscando dados sobre o desenvolvimento inicial dos táxons presentes na área de estudo ou, pelo menos, de espécies das mesmas famílias registradas no local. Se as informações ainda forem insuficientes, as pesquisas devem ser ampliadas para bacias adjacentes onde essas espécies, gêneros ou famílias também ocorram, sendo possível solicitar também a ajuda de especialistas e buscas em coleções científicas.

De posse dessas informações e após o processamento inicial do material (triagem e separação dos indivíduos), inicia-se a identificação dos táxons. Esse processo exige a avaliação de um conjunto de caracteres morfológicos, como o formato, tamanho e espaço perivitelino dos ovos (Matarese; Sandknop, c1984), e características como pigmentação, forma corporal e desenvolvimento das nadadeiras nas larvas (Powles; Markle, c1984; Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C. e Pavanelli, 2001; Pinder, 2001; Ponton; Mérigoux, 2001).

Figura 4 – Diagrama do processo de identificação taxonômica do ictioplâncton utilizando a morfologia



Fonte: Elaborado por Bialetzki, Brito e Rosa (2026).

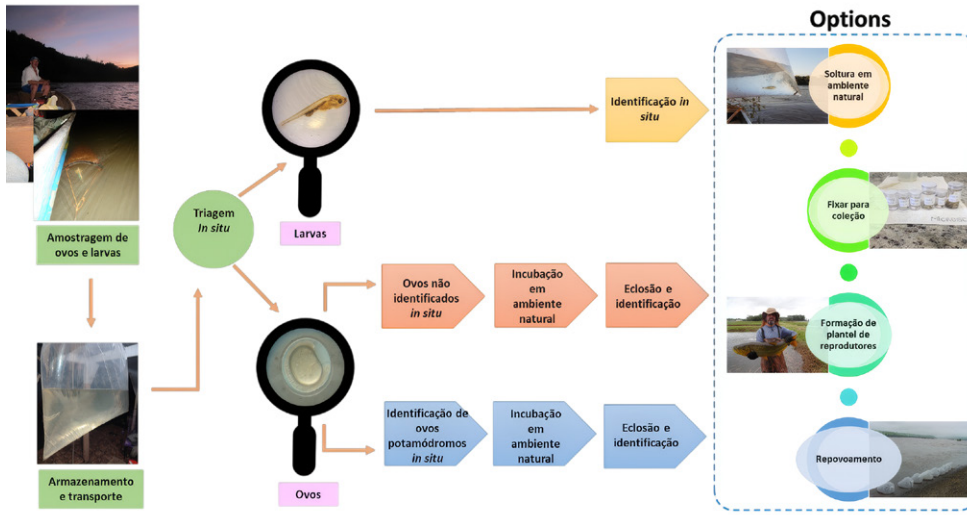
6.2.1 Métodos de identificação

Para auxiliar no processo de identificação taxonômica, Miller e Kendall, Jr. (2009) descreveram dois métodos. O primeiro, chamado **abordagem direta**, utiliza indivíduos provenientes de cativeiro, onde ovos fertilizados, obtidos de matrizes de espécies de peixes com identificação conhecida, são criados em laboratório, permitindo a formação de séries ontogênicas completas, que podem ser comparadas com indivíduos coletados em ambiente natural. Esse método, entretanto, apresenta desafios, especialmente no desenvolvimento de protocolos de reprodução, larvicultura e alevinagem para a grande diversidade de espécies e de táticas reprodutivas da ictiofauna brasileira, particularmente para aquelas espécies de pequeno porte sem interesse comercial.

A **abordagem indireta**, também conhecida como abordagem em série (Ahlstrom; Moser, 1976), é a mais amplamente utilizada. Este método consiste na elaboração de uma sequência regressiva a partir de um exemplar adulto ou juvenil até o menor tamanho possível. Porém, requer um esforço amostral significativo para obter uma grande quantidade de indivíduos em diferentes estágios de desenvolvimento, o que pode torná-la inviável em certas circunstâncias. Nessa abordagem, são utilizados caracteres morfológicos, merísticos e de pigmentação, com comparações realizadas a partir de descrições da ontogenia inicial das espécies disponíveis na literatura, coleções de referência e com a assistência de especialistas.

Atualmente, métodos alternativos e complementares ao tradicional estão sendo incorporados à rotina de identificação de ovos e larvas de peixes. Entre eles, destacam-se as **ferramentas moleculares** (Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015; Frantine-Silva; Sofia; Orsi; Almeida, 2015; Frantine-Silva; Lima, S.C.; Orsi; Almeida, 2016; Almeida; Frantine-Silva; Lima, S.C.; Garcia; Orsi, 2018; Nobile, A.B.; Freitas-Souza; Ruiz-Ruano; Nobile, M.L.M.O.; Costa, G.O.; Lima, F.P.; Camacho; Foresti; Oliveira, C., 2019; Carvalho, D.C., 2022; Lira; Tonello; Lui; Traldi; Brandão; Oliveira, C.; Blanco, 2023; Teixeira; Hilário; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2023) e a **técnica do ictioplâncton vivo** (Reynalte-Tataje; Zaniboni Filho; Lopes; Ávila-Simas; Bialetzki, 2024) (Figura 5), que oferecem maior precisão e eficiência na identificação.

Figura 5 – Fluxograma mostrando as etapas envolvidas na técnica de identificação do ictioplâncton vivo

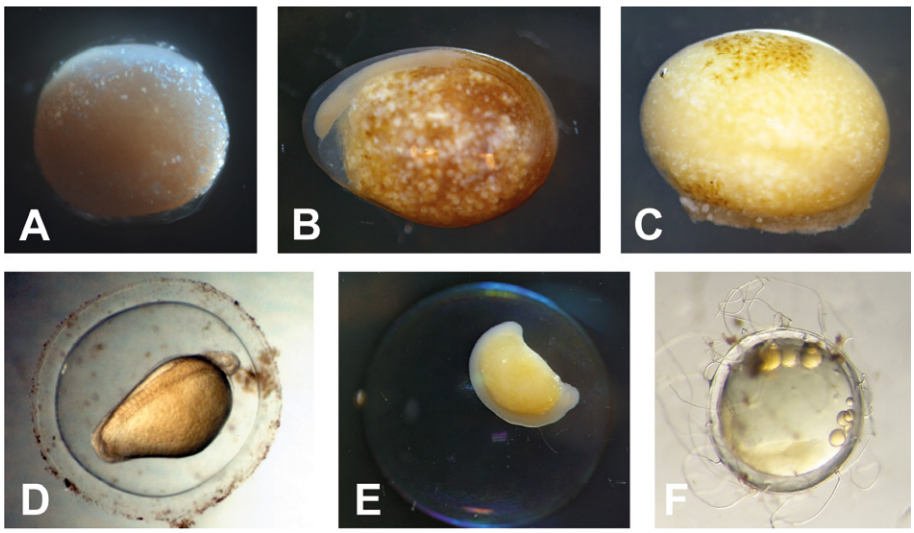


Fonte: Adaptado do original de Reynalte-Tataje, Zaniboni-Filho, Lopes, Ávila-Simas e Bialetzki (2024).

6.3 Identificação de ovos de peixes

Os ovos de peixe têm um conjunto relativamente pequeno de características permanentes e distintivas que podem ser usadas para a identificação. Essas características apresentam poucas variações inter ou intraespecíficas, bem como ao longo do período de incubação. Porém, à medida que o desenvolvimento progride, surgem características adicionais e mais específicas (Fuiman, 2002). No Brasil, a identificação morfológica de ovos coletados em ambiente natural é praticamente inexistente; contudo, as características mais utilizadas são descritas abaixo e podem auxiliar na identificação ou ao menos indicarem a guilda reprodutiva dos parentais (Figura 6).

Figura 6 – Tipos de ovos de peixes de diferentes guildas reprodutivas. **A.** *Lophiosilurus alexandri* - Não migrador, fecundação externa e cuidado parental; **B.** *Satanoperca pappaterra* - não migrador, fecundação externa e carregador; ***C.*** *Astronotus crassipinnis* - não migrador, fecundação externa e cuidado parental; **D.** *Trachelyopterus galeatus* – não migrador, fecundação interna e cuidado parental; **E.** *Prochilodus argenteus* - migrador de longa distância, fecundação externa e sem cuidado parental; **F.** *Odontesthes yucuman* – migrador de curta distância, fecundação externa e sem cuidado parental



Fonte: Fotos **A** de Mara Luiza de Almeida Santos (2026), **B-E** de Andréa Bialetzki (2026) e **F** de David Augusto Reynalte-Tataje (2026).

6.3.1 Forma, cor e tamanho

As variações na forma, cor e tamanho dos ovos entre os peixes são consideráveis e podem ser úteis na identificação das espécies. A maioria dos peixes de água doce tem ovos esféricos, embora alguns grupos, como os ciclídeos, possam apresentar ovos alongados ou elipsoidais (Lopes; Oliveira, F.G.; Bialetzki; Agostinho, 2015). Quanto à cor, apesar de a maioria das espécies ter ovos translúcidos, também são registradas tonalidades como amarelo, laranja, pardo, verde, cinza e lilás, que podem ser observados em ovos vivos (Sato; Fenerich-Verani; Nuñer; Godinho, H.P.; Verani, c2003; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

O tamanho do ovo é outro atributo que pode diferir significativamente entre as espécies, variando de 0,3 mm de diâmetro no ciprinídeo *Paedocypris* (o menor peixe do mundo) até 90 mm no celacanto (Balon, 1991; Kottelat; Britz; Hui; Witte, 2006). Todavia, considerando o diâmetro dos ovos recém-fertilizados, a média é de aproximadamente 1 mm. Ovos maiores são mais comuns em espécies que exibem cuidado parental e possuem ovos adesivos, enquanto ovos menores ten-

dem a ser livres e são observados em espécies ovulíparas (Sato; Fenerich-Verani; Nuñer; Godinho, H.P.; Verani, c2003; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

6.3.2 Estruturas de flutuação

Os ovos dos peixes podem ser classificados como flutuantes (pelágicos) ou não flutuantes (demersais) (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012). Para que os ovos flutuem, são necessárias adaptações ou estruturas específicas, como gotículas de óleo, amplo espaço perivitelino, elevado teor de água no vitelo e o aumento do diâmetro do ovo devido à capa gelatinosa do córion (Rizzo; Godinho, H.P., c2003).

Os ovos demersais são mais comuns em peixes de água doce e possuem densidade ligeiramente superior à da água, permanecendo na coluna d'água apenas pela ação da correnteza, como ocorre com os ovos de peixes migradores (Rizzo; Godinho, H.P., c2003). Nesse caso, a suspensão em água corrente é necessária para que os ovos completem seu desenvolvimento até a eclosão.

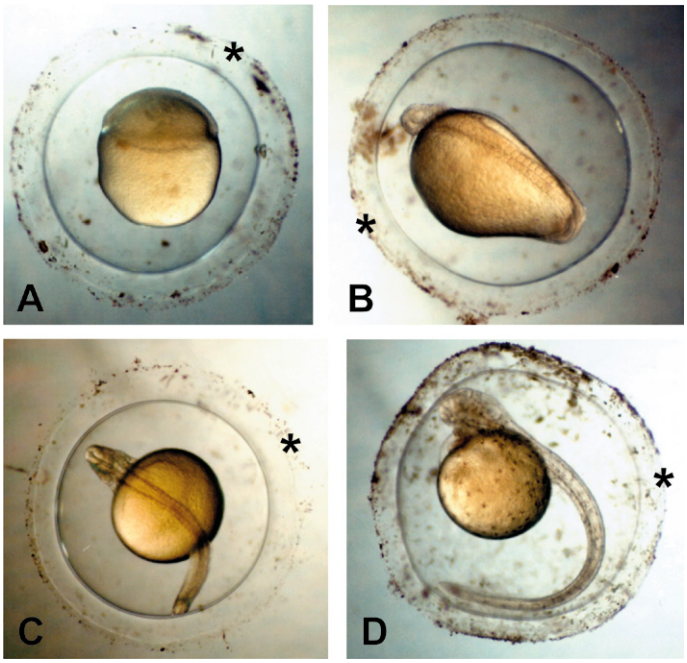
6.3.3 Características do córion

O envoltório externo do ovo, também chamado de zona radiata, zona pelúcida ou membrana vitelina, é mais comumente referido como "córion" na literatura sobre peixes (Miller; Kendall, Jr., 2009). O caractere mais importante do córion é sua superfície, que pode ser lisa ou ornamentada, sendo estas últimas mais comuns em ovos demersais do que em ovos pelágicos (Matarese; Sandknop, c1984; Miller; Kendall, Jr., 2009).

Em algumas espécies de teleósteos, a superfície dos ovos apresenta especializações – filamentos, vilos, glóbulos ou protuberâncias – associadas à camada externa. Essas estruturas, que variam em forma e tamanho, só são visíveis com o auxílio de microscopia eletrônica de varredura e, provavelmente, têm função de auxiliar na fixação dos ovos ao substrato (Rizzo; Godinho, H.P., c2003).

Em espécies de água doce, os ovos demersais podem ter um revestimento associado ao córion que pode ser gelatinoso ou adesivo (Matarese; Sandknop, c1984) (Figura 7). Rizzo e Godinho, H.P. (c2003) mencionam que essa camada gelatinosa, frequentemente encontrada em ovos não fixados, é comum em Siluriformes, mas rara em Characiformes.

Figura 7 – Estágios de desenvolvimento embrionário de *Trachelyopterus galeatus*. **A.** Clivagem inicial, **B.** Embrião inicial, **C.** Cauda livre e **D.** Embrião final. Asteriscos evidenciam a capa gelatinosa no ovo



Fonte: Fotos de Keshiyu Nakatani (1996).

6.3.4 Espaço perivitelino

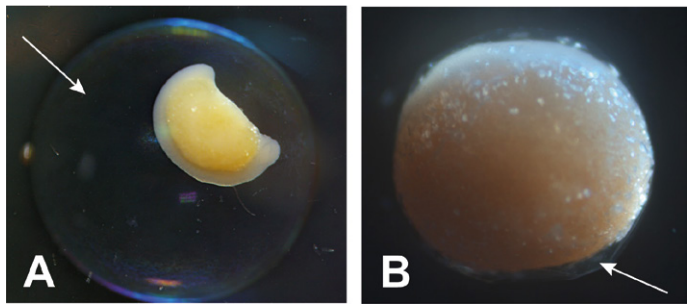
Após a fertilização, o ovo absorve água, o que leva à formação do espaço perivitelino, resultante da separação entre o córion e a membrana vitelina (Woynarovich; Horváth, 1983). Esse espaço desempenha funções importantíssimas, como proteger e lubrificar o ovo, contribuir com a regulação osmótica e proteger o embrião contra atritos mecânicos (Miller; Kendall, Jr. 2009). A largura do espaço perivitelino permanece quase inalterada durante o desenvolvimento embrionário, sendo uma característica espécie-específica.

Conforme descrito em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001), o tamanho do espaço perivitelino pode ser categorizado segundo a sua participação no volume total do ovo, sendo classificado em:

- Restrito (0 - 9,9%);
- Moderado (10 – 19,9%);
- Amplo (20 – 29,9%);
- Muito amplo (≥ 30,0%).

Essa característica é útil para distinguir ovos de diferentes guildas reprodutivas. Por exemplo, os de espécies migradoras tendem a apresentar espaço perivitelino amplo, variando de 0,3 a 1,4 mm de largura, enquanto em espécies não migradoras ou sedentárias, esse espaço geralmente é menor, entre 0,2 e 0,7 mm (Sato, 1999) (Figura 8).

Figura 8 – **A.** Ovo de *Prochilodus argenteus* (curimatá-pacu) espécie migradora de longa distância e **B.** Ovo de *Lophiosilurus alexandri* (pacamã) espécie sedentária com cuidado parental. Setas apontam para o espaço perivitelino

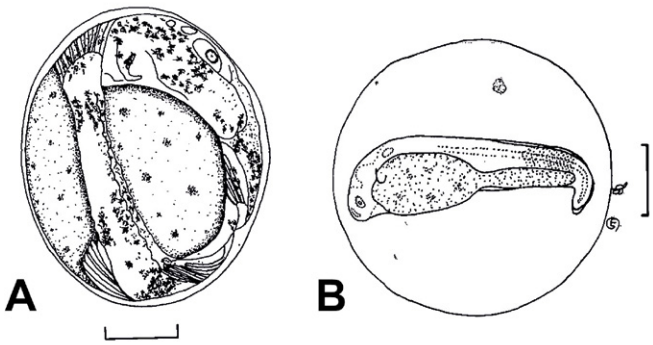


Fonte: Fotos **A** de Andréa Bialetzki (2026) e **B** de Mara Luiza de Almeida Santos (2026).

6.3.5 Caracteres embrionários

Os caracteres associados ao desenvolvimento embrionário são extremamente úteis para a identificação de ovos, especialmente nos estágios intermediários e finais (Matarese; Sandknop, c1984). Entre esses caracteres, estão o formato do corpo, a pigmentação e a contagem de miômeros. Espécies com desenvolvimento direto, que se apresentam mais desenvolvidas à eclosão, possuem maior variedade de caracteres identificáveis em comparação com aquelas que apresentam desenvolvimento indireto (Figura 9).

Figura 9 – Ovos em estágio final do desenvolvimento embrionário, mostrando o grau de desenvolvimento do embrião. **A.** Ovo de *Loricariichthys platymetopon* (cascudo chinelo) espécie sedentária, com cuidado parental e desenvolvimento inicial do tipo direto; **B.** Ovo de *Salminus franciscanus* (dourado) espécie migradora, sem cuidado parental e com desenvolvimento inicial do tipo indireto. Escala = 1 mm



Fonte: Adaptada do original de Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

6.4 Identificação de larvas de peixes

Diferentemente dos ovos, as larvas de peixes apresentam um conjunto mais amplo de caracteres que podem auxiliar na identificação taxonômica. No entanto, esse conjunto é mais restrito em comparação àqueles encontrados em juvenis e adultos, e varia conforme o grau de desenvolvimento larval e o tipo de desenvolvimento (direto ou indireto) apresentado.

Miller e Kendall, Jr. (2009) sugerem que, no processo de identificação, o primeiro passo é tentar identificar a larva desconhecida ao nível de ordem ou família, utilizando caracteres merísticos, forma e aparência geral. Em seguida, devem-se observar e comparar caracteres morfológicos, de pigmentação e merísticos específicos com ilustrações e descrições de larvas de espécies que ocorrem na área de estudo. Em geral, as chaves de identificação não são eficazes para as larvas, devido às transformações morfológicas durante a ontogenia inicial (metamorfose). Adicionalmente, raramente todas as larvas das espécies presentes em uma região são bem conhecidas.

Na sequência, são apresentados os principais caracteres usados para a identificação morfológica de larvas de peixes.

6.4.1 Morfologia e morfometria

Assim como outros caracteres, aqueles relacionados à forma larval variam ao longo do desenvolvimento. Por isso, é essencial considerar o tamanho e o estágio de desenvolvimento ao

comparar uma larva desconhecida com ilustrações e descrições de espécimes conhecidos (Miller; Kendall, Jr., 2009). Nos estágios iniciais de vida dos peixes, há uma grande diversidade de formas, tamanhos e estruturas. Richards (2006) destaca, por exemplo, que o tamanho à eclosão corresponde geralmente de três a cinco vezes o diâmetro dos ovos, e a maioria das larvas em estágio de pré-flexão apresenta entre 3 e 6 mm de comprimento da notocorda (distância entre a ponta do focinho até o final da notocorda).

O formato do corpo das larvas também pode variar substancialmente, desde formas muito alongadas até corpos mais altos. O comprimento da cabeça, assim como o diâmetro dos olhos, varia de pequeno a grande, conforme as categorias propostas por Leis e Trnski (c1989). Outros caracteres morfológicos relevantes incluem o formato do intestino, a posição do ânus em relação ao corpo, a presença de espinhos, barbilhões, bexiga natatória, órgãos adesivos e posição da boca.

As características morfométricas que descrevem aspectos como a forma e a altura do corpo ou o diâmetro dos olhos são fundamentais para a identificação das larvas. Muitos desses caracteres são alométricos, o que significa que as larvas mudam de forma sistematicamente à medida que crescem. Para fins de comparação, essas características são frequentemente expressas como proporções ou porcentagens, de modo a considerar a influência do comprimento do corpo no tamanho das estruturas (por exemplo, a proporção entre o comprimento da cabeça e o comprimento do corpo) (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012). Para a caracterização das larvas, Ahlstrom, Butler e Sumida (1976) consideram a obtenção de um conjunto de variáveis morfométricas, conforme detalhado no capítulo 8 desta obra.

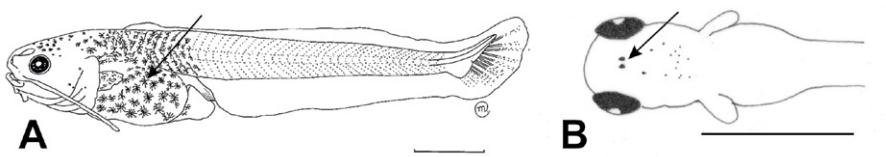
6.4.2 Pigmentação

A pigmentação como caractere taxonômico é particularmente relevante quando se trata dos melanóforos (pigmentos marrons ou pretos), uma vez que os outros tipos de pigmentos, como eritróforos (vermelhos) e xantóforos (amarelos), por exemplo, perdem geralmente a coloração após a fixação ou preservação do material (Leis; Trnski, c1989; Miller; Kendall, Jr., 2009). O padrão de pigmentação em larvas preservadas é frequentemente importante para a identificação de táxons próximos. Contudo, esse padrão pode sofrer alterações ao longo do desenvolvimento larval, com larvas menos desenvolvidas e pouco pigmentadas em comparação com aquelas mais desenvolvidas ou com os juvenis, em que a pigmentação se intensifica (Miller; Kendall, Jr., 2009).

Adicionalmente, a presença das larvas em ambientes com diferentes intensidades de luz pode influenciar o grau de contração dos pigmentos: em ambientes mais iluminados, os pigmentos tendem a estar contraídos (puntiformes), enquanto em ambientes menos iluminados, podem estar estendidos (dendríticos) (Nakatani; Bialetzki; Baumgartner, G.; Sanches; Makrakis, M.C., 2004; Richards, 2006). Características como o tamanho, a posição e, muitas vezes, o número de cromatóforos são importantes para a identificação. Em alguns casos, a pigmentação consiste em

um grupo de pigmentos em uma área específica; em outros, pode haver apenas um, localizado na superfície da pele ou abaixo dela (Richards, 2006; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012) (Figura 10).

Figura 10 – Larvas de **A.** *Auchenipterus osteomystax* e **B.** *Characidium orientale*. As setas apontam um conjunto de pigmentos que caracterizam e diferenciam as espécies de outros táxons, além de serem dendríticos (**A**) e puntiformes (**B**). Escala – 1 mm



Fonte: Adaptadas do original de Bialetzki, Baumgartner, G., Sanches, Galuch, Luvisuto, Nakatani, Makrakis, M.C. e Borges (2001) e Ticiani, Delariva, Iquematsu e Bialetzki (2022).

6.4.3 Desenvolvimento das nadadeiras

Todos os teleósteos possuem larvas que apresentam nadadeira embrionária ou primordial ("finfold"), que se desenvolve ainda no período embrionário, antes da eclosão, (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Urho, 2002; Boogaart; Muller; Osse, 2012). Essa nadadeira desempenha várias funções, como respiração e locomoção (Osse; Boogaart, 1995), além de dar suporte para a formação das nadadeiras ímpares. Inicialmente, a nadadeira é contínua (ou quase), estendendo-se do occipital, passando pela cauda, até próximo à sínfise cleitral. Com o surgimento dos raios das nadadeiras, a "finfold" torna-se descontínua e desaparece gradualmente, sendo totalmente reabsorvida até o final do período larval (Berry; Richards, 1973; Leis; Trnski, c1989).

Na maioria das espécies de peixes, a nadadeira caudal é a primeira a apresentar ossificação e diferenciação dos raios, sendo também a primeira a se formar completamente (Berry; Richards, 1973). A nadadeira dorsal pode se formar antes ou depois da nadadeira anal, ou se desenvolver simultaneamente, mas a sequência de ossificação pode variar entre os diferentes grupos de peixes (Dunn, 1983). As nadadeiras pares (pélvica e peitoral) se formam a partir de botões. Geralmente, os botões da peitoral surgem primeiro, ainda no estágio larval vitelino, mas a formação completa dos raios ocorre apenas no final do período larval. Por outro lado, os botões da nadadeira pélvica, emergem durante o início do estágio de pós-flexão, com a ossificação dos raios concluída ao final deste mesmo estágio (Leis; Trnski, c1989; Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001). A presença, ausência, formato e posição das

nadadeiras são características relevantes para a identificação de larvas em estágio de desenvolvimento mais avançado (pós-flexão).

6.4.4 Merística

Os caracteres merísticos incluem todos os elementos que podem ser contados, como os miômeros e raios das nadadeiras, sendo particularmente importantes para garantir a identificação precisa das larvas. Aquelas que aparentam ser semelhantes, mas diferem nos caracteres merísticos, não podem pertencer à mesma espécie (Miller; Kendall, Jr., 2009). Durante a morfogênese larval, os elementos das nadadeiras são adicionados gradualmente, o que torna necessário considerar o grau de desenvolvimento ao comparar as contagens obtidas nas larvas com as registradas para os adultos (Miller; Kendall, Jr., 2009). Por isso, é fundamental ter conhecimento prévio sobre estes caracteres dos peixes adultos presentes na área de interesse.

6.4.4.1 Miômeros

Durante o desenvolvimento inicial, as larvas apresentam miômeros, que são segmentos musculares em forma de "V", separados por mioseptos. Esses são caracteres morfológicos conspícuos e geralmente correspondem ao número e à posição das vértebras, embora o número de miômeros seja normalmente contabilizado como um segmento a mais em relação ao número de vértebras, que são menos variáveis (Snyder, 1979; Fuiman, c1982; Kelso; Kaller; Rutherford, 2012).

Devido à sua consistência ao longo do período larval, as contagens totais e parciais de miômeros são ferramentas úteis na identificação taxonômica (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012). A contagem de miômeros inclui todos os segmentos delimitados pelos mioseptos e é dividida em pré e pós-anal (número total = pré + pós-anal). O número total de miômeros inclui todos aqueles situados entre a região occipital e o uróstilo (Fuiman, c1982; Leis; Trnski, c1989). A contagem pré-anal considera os miômeros situados antes da margem posterior do ânus, sendo seccionados por uma linha vertical imaginária, enquanto a contagem pós-anal inclui todos aqueles miômeros após essa linha (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001).

Contagens parciais de miômeros também podem ser usadas como referência para determinar a posição de estruturas, como a origem das nadadeiras (Berry; Richards, 1973). É importante destacar que a contagem se aplica aos miômeros, não aos mioseptos. Devido à ontogenia, a contagem de miômeros pode se tornar desafiadora, especialmente nos estágios larval vitelino e pós-flexão, mas a utilização de equipamentos com luz polarizada pode facilitar o procedimento (Richards, 2006).

6.4.4.2 Raios

O número, a estrutura, a posição e a sequência de desenvolvimento das nadadeiras, bem como a sua composição em termos de raios moles (segmentados – lepidotríquias) e duros (indivisos – espinhos), são características valiosas para a identificação de larvas em todos os níveis taxonômicos (Dunn, 1983; Miller; Kendall, Jr., 2009). Os raios das nadadeiras medianas (caudal, dorsal e anal) podem ser contados com relativa facilidade, desde que estejam formados. Essa contagem é fundamental para diferenciar as espécies, uma vez que cada uma apresenta uma variação específica no número de raios em cada nadadeira (Kelso; Kaller; Rutherford, 2012; Richards, 2006). Em geral, os últimos dois raios das nadadeiras dorsal e anal correspondem a um par de raios adnatos.

Depois de formados, os raios das nadadeiras podem ser classificados em dois tipos: ramificados (flexíveis, representados por algarismos arábicos) e não ramificados (indivisos, representados por algarismos romanos). No caso dos raios não ramificados, podem apresentar espinhos (acúleos), às vezes pungente, perfurante, ou com ponta arredondada. Esses espinhos podem ainda apresentar odontódeos ou serrilhas em uma ou ambas as margens. Quando as serrilhas estão curvadas para fora, em direção à ponta do espinho, são denominadas antrorsas. Por outro lado, quando estão voltadas em direção à base do espinho, recebem a denominação de retrorsas.

6.4.4.3 Vértebras e ossos associados

O número, a morfologia e a sequência de ossificação da coluna vertebral, juntamente com os ossos associados ao centro vertebral e seus apêndices – como espinhas neurais e hemais, as costelas e ossos intermusculares – são características valiosas para a taxonomia, desempenhando um papel importante na sistemática de peixes (Dunn, 1983). Para a realização de estudos osteológicos, recomenda-se o uso de métodos que facilitem a análise, como a diafanização. Esse método permite o clareamento da musculatura e a coloração de ossos e cartilagens, promovendo uma melhor visualização das estruturas ósseas (Potthoff, c1984; Taylor, W.R.; Van Dyke, 1985).

CAPÍTULO 7

MÉTODOS MOLECULARES UTILIZADOS NA IDENTIFICAÇÃO DO ICTIOPLÂNCTON

Daniel Fonseca Teixeira
Daniel Cardoso de Carvalho

7.1 Introdução

As técnicas moleculares vêm sendo empregadas no estudo do ictioplâncton para aumentar a resolução taxonômica e proporcionar mais assertividade nas identificações. A identificação molecular é realizada ao se comparar a sequência de um fragmento de DNA obtido a partir da amostra que se quer identificar com as sequências disponíveis em bancos de referência. Esses fragmentos são chamados de DNA *barcodes*, uma analogia aos códigos de barras, uma vez que eles permitem associar as sequências analisadas às de espécies previamente identificadas, conforme a similaridade genética entre elas (Hebert; Ratnasingham; DeWaard, 2003). Estudos demonstraram que a taxonomia molecular tem grande potencial para auxiliar estudos com identificação morfológica tradicional, possibilitando a individualização das espécies de alta similaridade morfológica e o aumento da precisão taxonômica para os menores níveis possíveis (Ko; Wang; Chiu; Lee; Leu; Chang; Chen; Shao, 2013; Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015).

Para a identificação molecular, é necessário que os bancos de referência possuam sequências de espécies cuja identificação morfológica tenha sido realizada por especialista e seja confiável. A partir do momento que os bancos já estejam bem constituídos, a utilização de técnicas moleculares independe de caracteres morfológicos, com destacada aplicação na identificação de organismos em estágios ontogênicos iniciais, como larval vitelino ou pré-flexão, quando as estruturas ainda estão pouco desenvolvidas ou o conhecimento e descrição delas ainda é incipiente. Nesses estágios, a identificação pode ser limitada ao nível de família ou, em alguns casos, de gênero (Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015). Nessas circunstâncias,

TEIXEIRA, Daniel Fonseca; CARVALHO, Daniel Cardoso de. Métodos moleculares utilizados na identificação do ictioplâncton. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 7, p. 113-119.

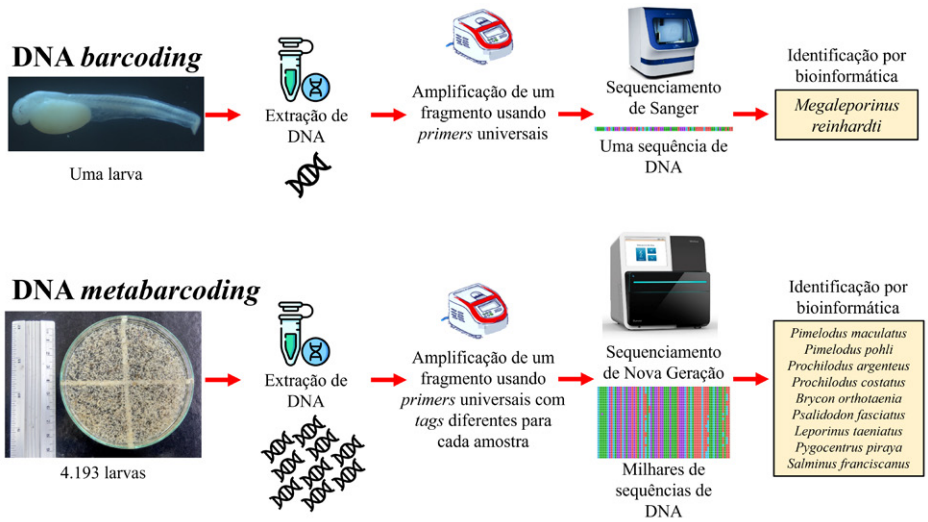
quando as larvas estão danificadas e os caracteres diagnósticos foram perdidos, os espécimes geralmente são descartados. Em todos esses casos, porém, ferramentas moleculares podem ser aplicadas para realizar a identificação ao nível de espécie (Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015).

Outro exemplo de aplicação bem-sucedida das ferramentas moleculares está associado à identificação de ovos, que comumente não são taxonomicamente reconhecidos nos estudos reprodutivos, devido ao reduzido número de caracteres morfológicos em comparação às larvas em estágios iniciais. No entanto, a identificação dos ovos é fundamental, pois permite avaliar com maior precisão as áreas de desova das diferentes espécies, em função da reduzida influência cumulativa do transporte (Lewis; Richardson; Zakharov; Hanner, 2016). Ademais, nem sempre em uma mesma amostra são encontrados ovos e larvas de uma mesma espécie, devido a diferenças temporais e espaciais no comportamento reprodutivo das espécies ou mesmo em função da variabilidade nas taxas de sobrevivência dos organismos nos diferentes períodos do desenvolvimento. Assim, a identificação molecular dos ovos possibilita ampliar o conhecimento sobre a diversidade e atividade reprodutiva da ictiofauna em uma determinada região (e.g. Frantine-Silva; Sofia; Orsi; Almeida, 2015).

7.2 Metodologia do DNA *barcoding* e *metabarcoding*

Diversos trabalhos foram realizados para a identificação do ictioplâncton utilizando a metodologia do DNA *barcoding* (Ko; Wang; Chiu; Lee; Leu; Chang; Chen; Shao, 2013; Becker; Sales; Santos, G.M.; Santos, G.B.; Carvalho, D.C., 2015; Frantine-Silva; Sofia; Orsi; Almeida, 2015). Para a sua aplicação, o DNA genômico é extraído a partir de uma amostra de tecido do indivíduo (podendo ser um ovo ou uma larva) utilizando *kits* comerciais ou técnicas de baixo custo, como a extração salina. Em seguida, o marcador de escolha é amplificado utilizando a reação da cadeia da polimerase (PCR), com *primers* (sequências iniciadoras) que permitem a criação de múltiplas cópias do fragmento de DNA-alvo. Para peixes, o marcador padronizado é um fragmento de aproximadamente 650 pares de base (pb) do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade I (COI) (Ward, R.D.; Zemlak; Innes; Last; Hebert, 2005), mas outros podem ser utilizados conforme os objetivos do estudo e da disponibilidade de bancos de referência. Por fim, o fragmento amplificado de cada amostra é sequenciado, utilizando o método de Sanger (Sanger; Nicklen; Coulson, 1977), e a sequência obtida é analisada para identificar o indivíduo de interesse (Figura 1).

Figura 1 – Comparação entre as etapas da taxonomia molecular realizada utilizando as metodologias de DNA *barcoding* e DNA *metabarcoding*



Fonte: Elaborado por Teixeira e Carvalho (2026).

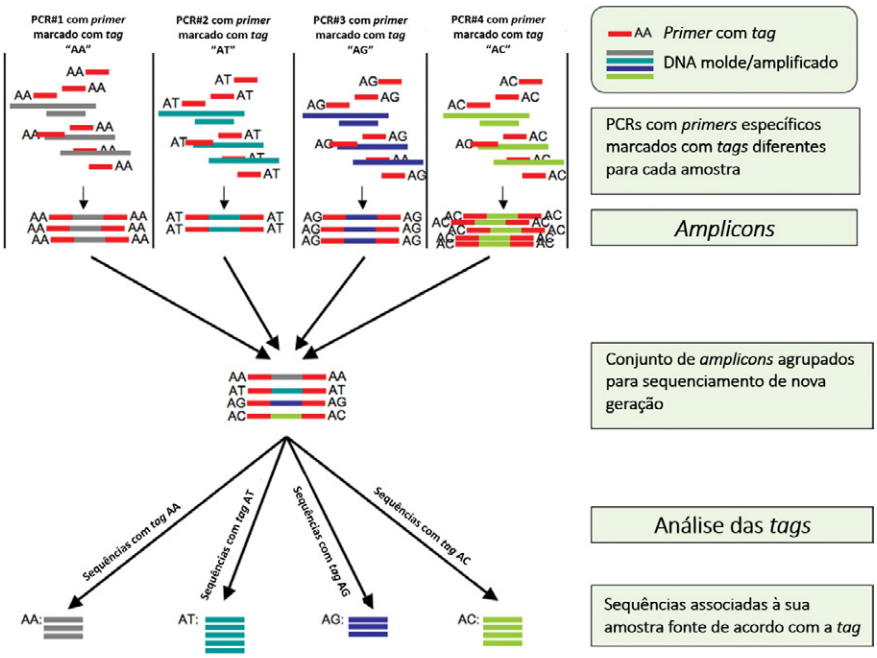
A utilização dessa ferramenta molecular facilita a exploração da composição taxonômica em biomas megadiversos como, por exemplo, a ictiofauna da região Neotropical. Em um trecho do rio Paranapanema altamente impactado por projetos hidrelétricos, Frantine-Silva, Sofia, Orsi e Almeida (2015) utilizaram o DNA *barcoding* para identificar ao nível de espécie mais de 99% das 536 amostras de ictioplâncton analisadas, incluindo amostras de ovos, que foram responsáveis por 30% da riqueza de espécies. Becker, Sales, Santos, G.M., Santos, G.B. e Carvalho, D.C. (2015) utilizaram a identificação morfológica e molecular conjuntamente para analisar o ictioplâncton do alto Paraná e do São Francisco e não encontraram resultados conflitantes entre as duas técnicas na identificação das larvas. No entanto, o DNA *barcoding* ajudou a aumentar a precisão taxonômica principalmente para indivíduos no estágio larval vitelino, que morfologicamente só puderam ser identificadas ao nível de família, e ovos, que haviam sido identificados previamente apenas como sendo de espécies migradoras ou não migradoras, utilizando o espaço perivitelino como caractere. Tanto nesses casos quanto para larvas danificadas que não puderam ser identificadas morfologicamente, essa ferramenta molecular possibilitou a identificação ao nível de espécie.

Apesar da sua boa resolução taxonômica, o DNA *barcoding* depende do processamento e sequenciamento individual de cada organismo. Por isso, ele acaba se tornando trabalhoso e caro para o inventariamento em larga escala (Taberlet; Coissac; Pompanon; Brochmann; Willerslev, 2012; Yu; Ji;

Emerson; Wang; Ye; Yang; Ding, 2012; Carvalho, D.C., 2022), como ocorre em estudos de ictioplâncton (Mariac; Vigouroux; Duponchelle; García-Dávila; Nuñez; Desmarais; Renno, 2018; Nobile, A.B.; Freitas-Souza; Ruiz-Ruano; Nobile, M.L.M.O.; Costa, G.O.; Lima, F.P.; Camacho; Foresti; Oliveira, C., 2019).

A abordagem de DNA *metabarcoding*, que propõe a utilização do sequenciamento de nova geração (NGS), vem ganhando destaque por permitir o acesso em massa à biodiversidade (Yu; Ji; Emerson; Wang; Ye; Yang; Ding, 2012). O método combina a identificação baseada em DNA *barcodes* e o sequenciamento de alta performance para analisar vários organismos simultaneamente (Figura 1). Para isso, todos os organismos (ou fragmentos teciduais deles) são misturados em uma mesma amostra, comumente chamada de *bulk* ou *pool*. Essa, por sua vez, passa, então, por uma etapa de homogeneização e extração de DNA genômico. Para a etapa de amplificação, os *primers* são modificados com a inclusão de uma cauda (*tag*) específica para cada amostra (Figura 2). Posteriormente, todas as amostras amplificadas com os *primers* marcados são agrupadas para a construção de uma biblioteca, preparada para o sequenciamento utilizando *kits* específicos. Em seguida, as amostras são sequenciadas em uma plataforma de NGS e, por último, as sequências de cada amostra são diferenciadas segundo a sua *tag* (Figura 2) e identificadas taxonomicamente utilizando análises de bioinformática (Figura 1).

Figura 2 – Utilização de iniciadores modificados para permitir a associação de cada sequência à sua amostra



Fonte: Adaptada do original de Binladen, Gilbert, Bollback, Panitz, Bendixen, Nielsen e Willerslev (2007).

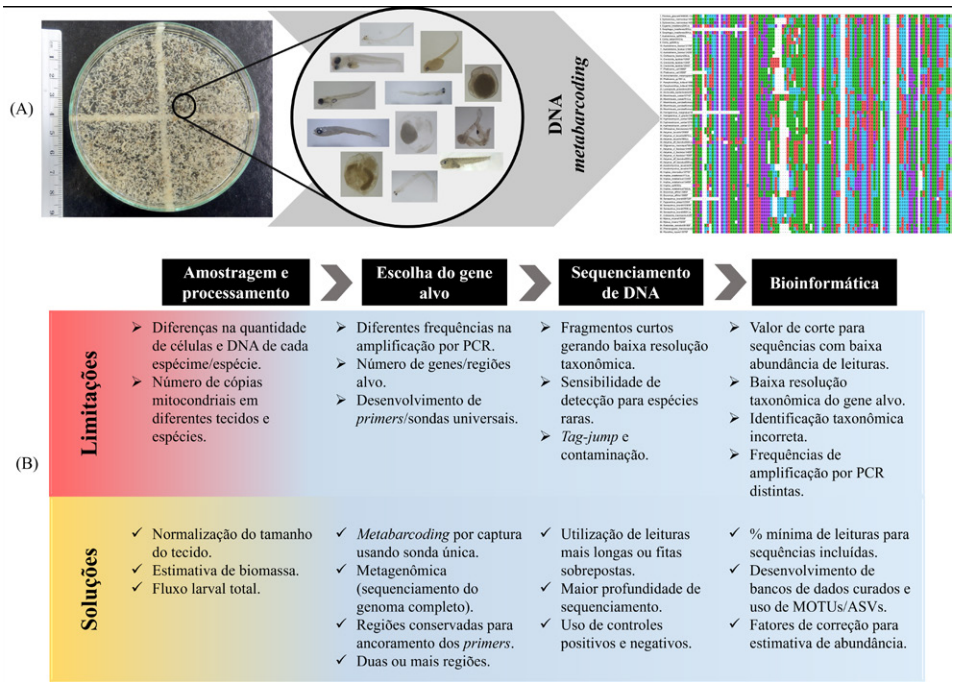
Dessa forma, as análises de *metabarcoding* são de rápida produção, abrangentes, pouco dependentes de perícia taxonômica e seus dados permanecem disponíveis para futuras verificações (Taberlet; Coissac; Pompanon; Brochmann; Willerslev, 2012; Yu; Ji; Emerson; Wang; Ye; Yang; Ding, 2012; Carvalho, D.C., 2022). Enquanto uma amostra contendo milhares de ovos teria seu custo final multiplicado pelo número de organismos para o DNA *barcoding*, o custo de uma análise de *metabarcoding* independe da quantidade de indivíduos que a compõe. Assim, essa abordagem tem permitido a detecção de um número maior de espécies que em estudos convencionais baseados em morfologia e DNA *barcoding* (Fonseca; Carvalho, G.R.; Sung; Johnson; Power; Neill; Packer; Blaxter; Lambshead; Thomas; Creer, 2010).

7.3 Eficiência e limitações

O *metabarcoding* tem se mostrado eficiente nos estudos de levantamento e monitoramento do ictioplâncton, permitindo identificar sua composição de maneira precisa e confiável, tanto em amostras controladas (Duke; Burton, 2020), quanto em aplicações práticas (Kimmerling; Zuqert; Amitai; Gurevich; Armoza-Zvuloni; Kolesnikov; Berenshtein; Melamed; Gilad; Benjamin; Rivlin; Ohavia; Paris; Holzman; Kiflawi; Sorek, 2018; Mariac; Vigouroux; Duponchelle; García-Dávila; Nuñez; Desmarais; Renno, 2018). Em um estuário da China, um estudo com 2.462 ovos e 27.676 larvas, Jiang, Lusana e Chen (2022) detectaram 121 espécies utilizando dois marcadores moleculares conjuntamente. Todavia, Kimmerling, Zuqert, Amitai, Gurevich, Armoza-Zvuloni, Kolesnikov, Berenshtein, Melamed, Gilad, Benjamin, Rivlin, Ohavia, Paris, Holzman, Kiflawi e Sorek (2018), estudando o Golfo de Aqaba, uma região habitada por mais de 500 espécies de peixes recifais, identificaram 278 espécies utilizando 383 amostras contendo 9.933 larvas.

No entanto, a técnica apresenta algumas limitações, que vão sendo superadas por novas soluções à medida que novos estudos e tecnologias são desenvolvidos (Figura 3). Uma das principais limitações está relacionada às análises quantitativas, que visam determinar a abundância de cada espécie por amostra, uma vez que a maioria dos estudos depende de uma etapa de amplificação por PCR (Fonseca, 2018; Carvalho, D.C., 2022).

Figura 3 – **A.** Identificação de milhares de organismos presentes em uma única amostra utilizando DNA *metabarcoding*; **B.** Limitações da técnica e possíveis soluções para sua aplicação adequada



Fonte: Adaptada do original de Carvalho, D.C. (2022).

A fim de evitar os vieses causados pela PCR, alguns autores têm optado por métodos que não utilizam a amplificação para a análise de abundância do ictioplâncton, como o sequenciamento por captura (Maggia; Vigouroux; Renno; Duponchelle; Desmarais; Nuñez; García-Dávila; Carvajal-Vallejos; Paradis; Martin; Mariac, 2017; Mariac; Vigouroux; Duponchelle; García-Dávila; Nuñez; Desmarais; Renno, 2018; Mariac; Renno; García-Dávila; Vigouroux; Mejia; Angulo; Ruiz; Estivals; Nolorbe; Vasquez; Nuñez; Cochonneau; Flores; Alvarado; Vertiz; Chota-Macuyama; Sánchez; Miranda; Duponchelle, 2022). Para essa técnica, normalmente são utilizadas sondas biotiniladas capazes de hibridizar com sequências homólogas presentes no preparo de biblioteca para o enriquecimento dessas sequências alvo. Através dessa abordagem, trabalhos anteriores conseguiram estimar com precisão a frequência de espécies em *mock samples* (amostras preparadas utilizando organismos já previamente identificados), com uma quantidade de leituras de sequenciamento proporcional à quantidade de organismos de cada espécie (Maggia; Vigouroux; Renno; Duponchelle; Desmarais; Nuñez; García-Dávila; Carvajal-Vallejos; Paradis; Martin; Mariac, 2017; Mariac; Vigouroux; Duponchelle; García-Dávila; Nuñez; Desmarais; Renno, 2018; Mariac; Renno; García-

-Dávila; Vigouroux; Mejia; Angulo; Ruiz; Estivals; Nolorbe; Vasquez; Nuñez; Cochonneau; Flores; Alvarado; Vertiz; Chota-Macuyama; Sánchez; Miranda; Duponchelle, 2022).

O sequenciamento de nova geração após amplificação por PCR ainda é o método mais acessível e, por isso, continua sendo utilizado rotineiramente para o DNA *metabarcoding* (Fonseca, 2018). Como alternativa visando desenvolver um protocolo de baixo custo que permita uma análise quali-quantitativa, Nobile, A.B., Freitas-Souza, Ruiz-Ruano, Nobile, M.L.M.O., Costa, G.O., Lima, F.P., Camacho, Foresti e Oliveira, C. (2019) utilizaram a amplificação por meio de PCR para o *metabarcoding* de *mock samples* de ictioplâncton. Eles encontraram uma correlação positiva entre a frequência de espécies detectada pelo NGS e o sequenciamento de Sanger, realizado previamente para identificar os organismos a serem utilizados nas *mock samples*. Em outro estudo, Ratcliffe, Webster, Rodriguez-Barreto, O'Rorke, Garcia de Leaniz e Consuegra (2021) analisaram larvas de peixes e também encontraram correlação positiva entre a abundância de famílias estimada utilizando DNA *metabarcoding* e o protocolo utilizando morfologia. Ainda assim, a abordagem quantitativa deve ser validada para amostras contendo um grande número de ovos e larvas em áreas com grandes diversidades, como nos rios brasileiros, a fim de ser empregada de forma confiável em estudos ecológicos.

Entretanto, sempre que possível, ferramentas moleculares podem ser utilizadas em conjunto com a identificação morfológica tradicional nos estudos do ictioplâncton, devido à sua alta complementariedade. Por exemplo, em estudos de inventariamento em larga escala, métodos tradicionais ajudam a validar análises quantitativas realizadas com o DNA *metabarcoding*, ou a segregar os organismos que serão identificados molecularmente de acordo com a ontogenia, permitindo a caracterização do hábitat utilizado em cada estágio. Em contrapartida, em estudos de ontogenia, o DNA *barcoding* auxilia a confirmação da identificação taxonômica dos indivíduos utilizados nas descrições morfológicas.

.

CAPÍTULO 8

METODOLOGIA PARA OS ESTUDOS DE ICTIOPLÂNCTON NA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Gustavo Ribeiro Rosa
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Mara Luiza de Almeida Santos
Guilherme Moreira Santos
Gilmar Bastos Santos
Bárbara de Oliveira Sanches Galhardo
Laura Corrêa Silva
Alyce Assis de Oliveira
Roberto Albergaria Alvizzi
Mariana Alves Ferreira Vieira
Rafael Parreira Rezende
Daniel Fonseca Teixeira
Júllia Marques Tôrres
Wellington Martins Ventura
Fernanda Keller Rocha Cabacinha
Andréa Bialetzki

8.1 Introdução

Os estudos sobre ovos e larvas de peixes na bacia do rio São Francisco ainda são incipientes. As primeiras pesquisas objetivaram a compreensão dos aspectos relacionados à reprodução e embriogênese, com ênfase nos processos de desova induzida e peixamento, conduzidos nas estações de piscicultura do Centro Integrado de Recursos Pesqueiros e Aquicultura de Três Marias da Compa-

---

ROSA, Gustavo Ribeiro; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; SANTOS, Mara Luiza de Almeida; SANTOS, Guilherme Moreira; SANTOS, Gilmar Bastos; GALHARDO, Bárbara de Oliveira Sanches; SILVA, Laura Corrêa; OLIVEIRA, Alyce Assis de; ALVIZZI, Roberto Albergaria; VIEIRA, Mariana Alves Ferreira; REZENDE, Rafael Parreira; TEIXEIRA, Daniel Fonseca; TÔRRES, Júllia Marques; VENTURA, Wellington Martins; CABACINHA, Fernanda Keller Rocha; BIALETZKI, Andréa. Metodologia para os estudos de ictioplâncton na bacia do rio São Francisco. *In:* ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 8, p. 121-140.

nhia de Desenvolvimento dos Vales do São Francisco e do Parnaíba (Codevasf). Essas pesquisas foram inicialmente fomentadas pelo Dr. Yoshimi Sato, em colaboração com a academia, representada pelos Professores Hugo Pereira Godinho, Nilo Bazzoli, José Enemir Santos e Elizete Rizzo.

Somente na última década, os estudos de ictioplâncton em ambientes naturais foram intensificados na bacia do rio São Francisco. Entretanto, a maioria dessas investigações se concentrou na avaliação da composição, distribuição espacial e temporal das espécies, bem como nas interações com as variáveis ambientais (ver Capítulo 4 desta obra). Por outro lado, pesquisas que abordam a descrição do desenvolvimento inicial dos peixes a partir de indivíduos coletados no ambiente natural são raras, sendo limitadas às pesquisas de Silva, A.C.G., Severi e Castro (2010) e Vieira (2022).

Para o total de 310 espécies registradas na bacia do rio São Francisco por Brito, Salvador, Alves, Santos, G.M., Rosa, Penido, Teixeira e Pessali (2026) (ver Capítulo 2 desta obra), o desenvolvimento inicial de apenas 55 espécies está parcial ou totalmente documentado (ver Capítulo 4 desta obra), representando pouco mais de 17% do total de espécies. Esse cenário motivou um esforço coletivo com o objetivo de identificar e descrever a ontogenia inicial do maior número possível de espécies, por meio do projeto de pesquisa P&D GT624[1], complementado pelo uso de acervos de diversas instituições de pesquisa que, ao longo dos anos, se dedicam ao estudo da história inicial de vida das espécies do Velho Chico.

Como resultado deste esforço, foi possível descrever a ontogenia inicial de 66 táxons, a maioria proveniente de ambientes naturais, dos quais 39 são apresentados pela primeira vez nesta obra. Embora esse número ainda seja considerado modesto, ele representa um acréscimo de cerca de 12% no conhecimento sobre o desenvolvimento inicial dos peixes na bacia. Nesse contexto, essa obra pretende contribuir de forma sólida para o avanço do conhecimento na área, servindo como referência para futuras pesquisas, especialmente aquelas voltadas à descrição da ontogenia, por meio de abordagens que integrem métodos tradicionais e técnicas modernas.

8.2 Ambientes estudados

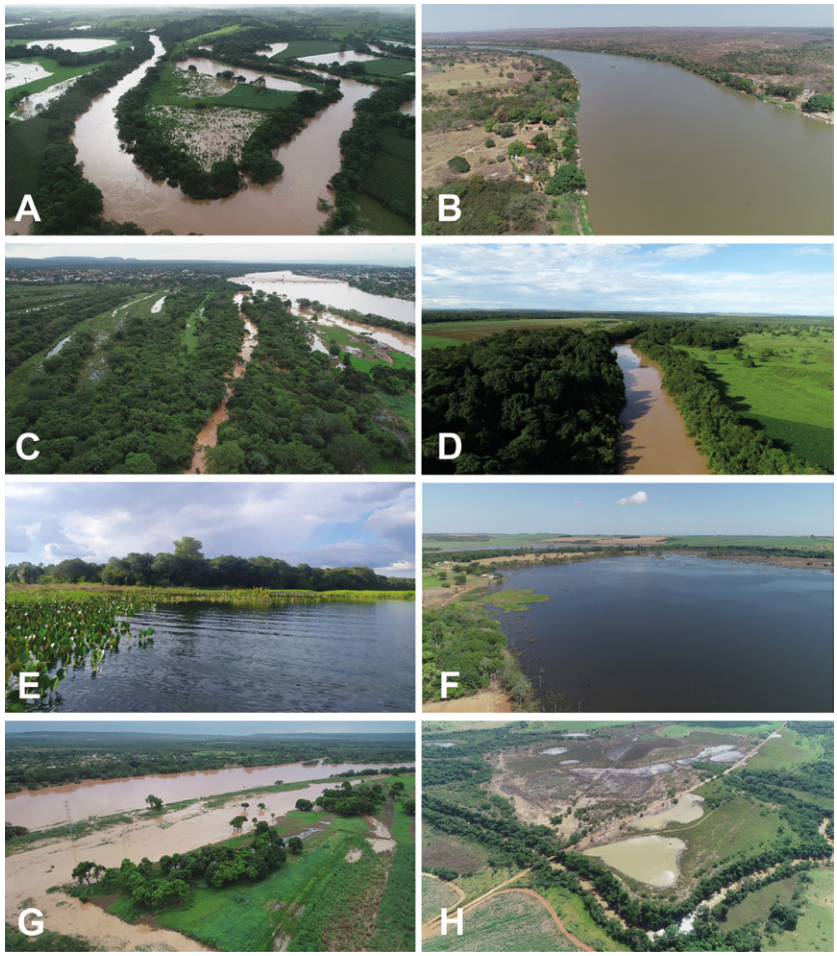
Os ambientes amostrados incluem tanto a região do alto quanto do médio curso da bacia do rio São Francisco, abrangendo sub-bacias importantes, como as dos rios Pará, Paraopeba, Samburá, Bambuí, Borrachudo, Paracatu, das Velhas, Paracatu e diversos outros afluentes de menor porte (Figura 1). A seleção desses locais foi orientada pelos objetivos específicos de cada estudo, com especial atenção para os tributários menores e às regiões de cabeceira dos rios principais, consideradas potenciais áreas de desova para espécies de peixes com reprodução sazonal e ovos livres em deriva.

No médio e baixo curso dos rios principais, foram amostradas áreas que atuam como zonas de deriva de ovos e larvas, além de zonas de retenção e berçário, localizadas tanto ao

[1] Projeto P&D GT624 - Diagnóstico das condições para a desova e o recrutamento das espécies de peixes migradores a montante e a jusante da UHE Três Marias. 2018-2022. Coordenador: Dr. Gilmar Bastos Santos.

longo da seção longitudinal dos rios quanto em trechos lênticos, como nas proximidades da foz de tributários (Figura 1). Nesses trechos, o aumento do nível do rio durante o período de cheia resulta na formação de barreiras temporárias ao fluxo unidirecional da água.

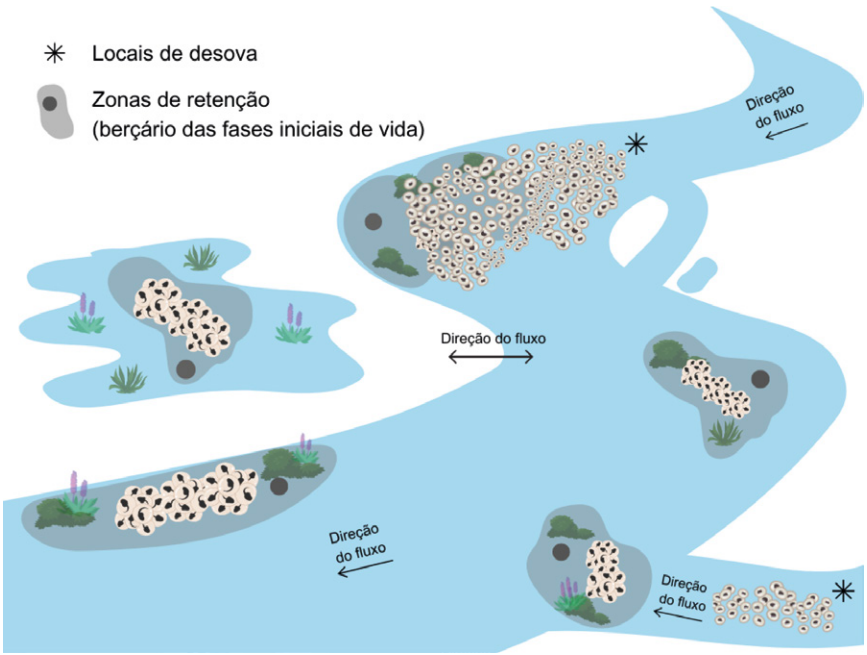
Figura 1 – Diferentes tipos de ambientes amostrados durante as coletas de ictioplâncton na bacia do rio São Francisco: **A.** Trecho do rio São Francisco no município de Iguatama (MG), em área de inundação próxima à lagoa de Inhuma; **B.** Trecho do rio São Francisco no município de São Romão (MG); **C.** Planície de inundação do rio São Francisco no município de Pirapora (MG); **D.** Trecho do rio Paracatu, localizado na região alta da bacia; **E.** Lagoa marginal do rio Paracatu, conhecida como lagoa Clara, no município de Santa Fé de Minas (MG); **F.** Lagoa marginal do rio São Francisco, conhecida como lagoa Saco de São Francisco, no município de São Romão (MG); **G.** Área alagada do rio São Francisco no município de Buritizeiro (MG); **H.** Planície de inundação do rio Bambuí



Fonte: Fotos **A-H** de Gustavo Ribeiro Rosa (2026).

As amostragens também abrangeram praias, remansos, várzeas e regiões onde a geomorfologia fluvial favorece a formação de planícies. Essas áreas adjacentes aos rios, que se conectam durante eventos de inundação e transbordamento do leito, incluem lagoas marginais e planícies de inundação. Tais regiões são reconhecidas como importantes berçários, onde, sazonalmente, surgem condições propícias para o crescimento e desenvolvimento dos peixes nas fases iniciais da vida (Figura 2).

Figura 2 – Representação da diversidade de ambientes amostrados nesta obra, incluindo áreas de desova, deriva natural do ictioplâncton, zonas de retenção ao longo da seção longitudinal do rio, além de ambientes marginais formados pela geomorfologia fluvial e pelas inundações, como lagoas marginais e planícies alagáveis



Fonte: Elaborado por Mara Luiza de Almeida Santos e Gustavo Ribeiro Rosa (2026).

8.3 Metodologias utilizadas

Para o desenvolvimento desta obra, foram utilizados materiais provenientes de (i) coletas de material biológico diretamente do ambiente natural e (ii) reprodução induzida de matrizes oriundas da bacia do São Francisco, conforme descrito a seguir.

8.3.1 Material oriundo de coletas no ambiente natural

As amostras coletadas no ambiente natural foram obtidas em projetos desenvolvidos por diversas instituições de pesquisa e consultorias nos diferentes trechos do rio São Francisco e seus tributários, compreendendo diferentes hábitats (ver seção 8.2).

De maneira geral, as amostragens foram feitas na superfície e no fundo utilizando redes de plâncton cônico-cilíndricas, com malha de 0,5 mm. Coletas esporádicas adicionais foram realizadas utilizando peneirão e armadilha luminosa.

Todos os materiais obtidos passaram pelo processo de eutanásia, fixação em solução de formol comercial diluído a 4% e tamponado com carbonato de cálcio, acondicionamento, triagem, separação e identificação dos organismos.

8.3.2 Material oriundo de reprodução induzida

As amostras provenientes das estações de piscicultura foram obtidas durante os procedimentos de desova e larvicultura como parte dos programas de produção de alevinos nas estações: Centro Integrado de Recursos Pesqueiros e Aquicultura de Itiúba - 5ª Superintendência Regional da Codevasf; Estação de Hidrobiologia e Piscicultura de Três Marias – Codevasf; Estação de Piscicultura de Paulo Afonso – Companhia Hidro Elétrica do São Francisco (Chesf); e Estação de Piscicultura de Volta Grande – Cemig.

Essas amostras foram coletadas em diferentes intervalos de tempo, a partir da fecundação, e preservadas utilizando a mesma metodologia adotada para as larvas de ambiente natural. A periodicidade na obtenção das amostras seguiu, em geral, o esquema abaixo:

a) ovos - foram coletados imediatamente após a hidratação e a intervalos de uma hora até a eclosão;

b) larvas - foram coletadas desde a eclosão até a completa absorção do saco vitelino a intervalos de 2 a 6 horas;

c) pós-larvas - foram coletadas a intervalos de 12 horas até o período juvenil;

d) juvenis - foram coletados a intervalos irregulares, porém conhecidos.

8.4 Identificação morfológica

A identificação das larvas e juvenis coletados em ambiente natural foi baseada, principalmente, na técnica de sequência regressiva de desenvolvimento, conforme descrito por Ahlstrom e Moser (1976) e Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001). Essa técnica consiste na identificação a partir de uma amostra com diferentes estágios de

desenvolvimento, desde o adulto até a larva recém-eclodida, utilizando como base as características morfológicas e de pigmentação. Dentre essas características, destacam-se forma do corpo, presença de barbilhões, sequência de formação e posição das nadadeiras, presença de espinhos e posição da abertura anal em relação ao corpo. Dados merísticos, como número de miômeros e de raios das nadadeiras (quando presentes), também foram considerados.

Para as formas iniciais de desenvolvimento provenientes das estações de piscicultura, a identificação específica foi baseada naquela utilizada no local de origem, onde as matrizes progenitoras foram coletadas.

8.5 Elaboração das descrições da ontogenia inicial

As descrições foram realizadas apenas para os táxons com pelo menos um indivíduo em algum estágio/período de desenvolvimento. Portanto, algumas descrições podem estar baseadas em um único exemplar, seja na forma larval ou juvenil. Essa realidade reflete a grande dificuldade de obter amostras provenientes de ambientes naturais, onde nem sempre é possível capturar indivíduos em diferentes estágios/períodos de desenvolvimento em número suficiente para a análise. Ainda assim, esses resultados não devem ser subestimados, pois fornecem uma base valiosa para estudos futuros e ampliam o conhecimento sobre o ciclo de vida das espécies.

8.5.1 Terminologia adotada

Nesta obra adotamos a terminologia de períodos definida por Fuiman (2002) e os estágios de desenvolvimento estabelecidos por Ahlstrom, Butler e Sumida (1976), modificado por Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001), que ampliaram o conjunto de características consideradas para o enquadramento. Assim, temos a seguinte classificação (Figura 3).

Período embrionário – Período de desenvolvimento que se estende desde a fecundação à eclosão.

Estágios:

- Clivagem inicial – Estágio em que ocorre a formação celular (incluindo mórula, blástula e gástrula);
- Embrião inicial – Estágio onde se observa a diferenciação do embrião (eixo embrionário);
- Cauda livre – Estágio onde a cauda do embrião se separa do vitelo;
- Embrião final – Estágio onde o embrião encontra-se completamente formado e pronto para a eclosão.

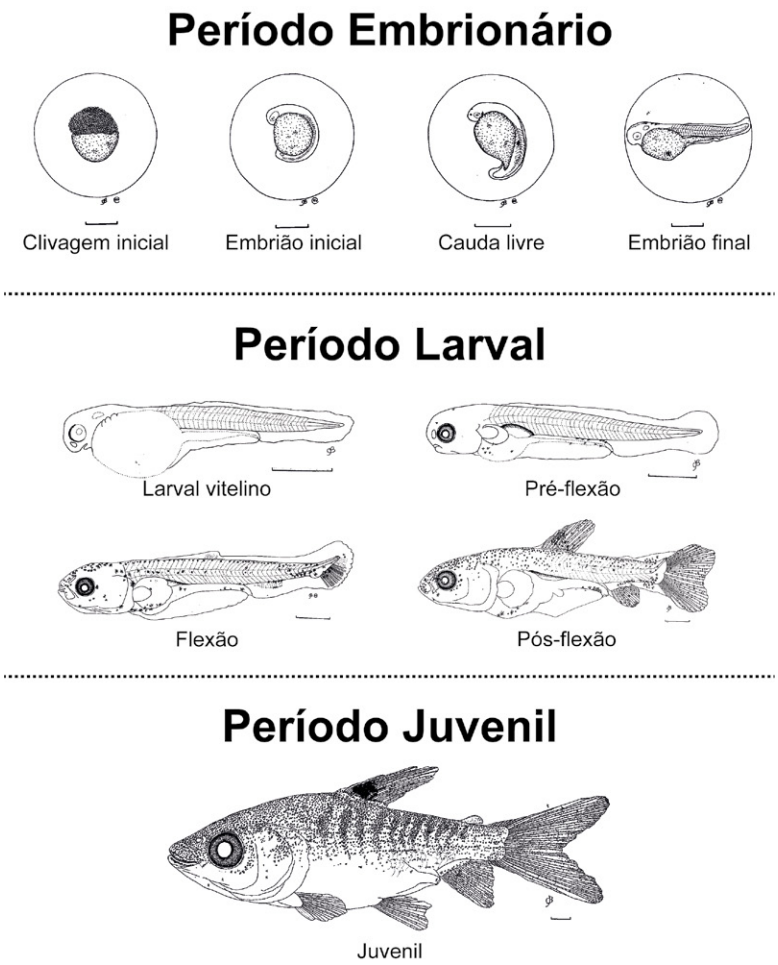
Período larval – Período de desenvolvimento compreendido entre a eclosão e a completa formação das nadadeiras.

Estágios:

- Larval vitelino – Estágio de desenvolvimento entre a eclosão e a primeira alimentação exógena, incluindo a abertura da boca e do ânus e a pigmentação completa ou parcial do olho;
- Pré-flexão – Estágio que compreende o início da alimentação exógena (a abertura da boca e do ânus e a pigmentação completa ou parcial do olho) até o aparecimento dos elementos de suporte da nadadeira caudal;
- Flexão – Estágio larval que se caracteriza pelo aparecimento dos elementos de suporte da nadadeira caudal até a completa flexão da notocorda, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e o aparecimento dos raios das nadadeiras dorsal e anal;
- Pós-flexão – Estágio de desenvolvimento larval compreendido entre a completa flexão da notocorda, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e o aparecimento dos raios das nadadeiras dorsal e anal até a completa formação (segmentação) dos raios das nadadeiras e absorção total da membrana embrionária.

Período juvenil – Período de desenvolvimento caracterizado pela completa formação das nadadeiras, inclusive com a segmentação dos raios até a maturação sexual.

Figura 3 – Desenvolvimento inicial de *Prochilodus brevis* (curimatá-comum) (Escala = 1 mm)



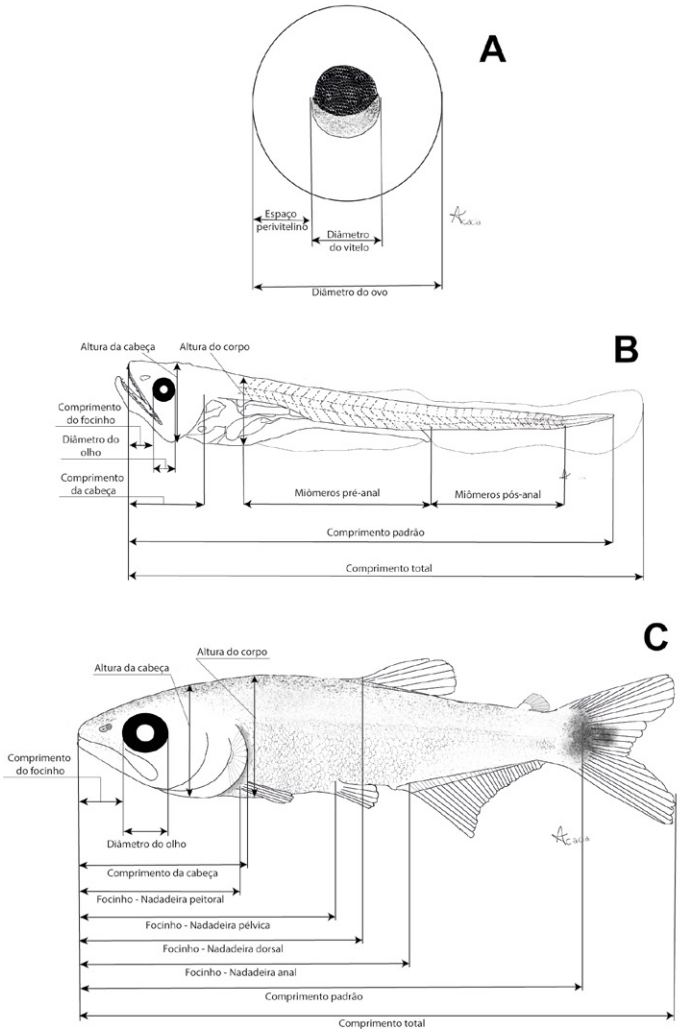
Fonte: Elaborada por Jaime Luis Lopes Pereira (2026), e adaptada do original de Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

8.5.2 Obtenção de variáveis morfométricas e merísticas

As medidas morfométricas foram obtidas utilizando um estereomicroscópio Zeiss Discovery V8, acoplado a uma câmera Axiocam 305 color, e processadas com o software Zeiss Zen Blue, versão 3.7. Todas as medidas foram expressas em milímetros (mm) (Figura 4). O protocolo de

medição seguiu as diretrizes de Ahlstrom, Butler e Sumida (1976), com modificações de Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Figura 4 – Desenho esquemático mostrando as variáveis morfométricas e merísticas obtidas em **A.** Ovos, **B.** Larvas e **C.** Juvenis de peixes



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026)[2].

[2] Aluna de graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Sergipe (UFS).

Para os ovos, foram consideradas as seguintes variáveis morfométricas:

Diâmetro do ovo (DO): Diâmetro da membrana externa do ovo;

Diâmetro do vitelo (DV): Diâmetro do vitelo que dará origem ao embrião;

Espaço perivitelino (EP): Espaço entre o vitelo e a membrana do ovo (córion).

Para as larvas e juvenis foram obtidas as seguintes variáveis:

Comprimento total (CT): Distância entre a extremidade anterior do focinho e o final da nadadeira embrionária ou caudal;

Comprimento padrão (CP): Distância entre a extremidade anterior do focinho e o final da notocorda (larvas em estágios de larval vitelino, pré-flexão e flexão) ou dos ossos hipurais (pós-flexão e juvenil);

Comprimento do focinho (CF): Distância entre a extremidade anterior do focinho e a margem anterior do olho;

Diâmetro do olho (DO): Diâmetro da área pigmentada (larva e juvenil) ou da órbita excluindo a membrana (adulto) medida longitudinalmente;

Comprimento da cabeça (CC): Distância entre a extremidade anterior do focinho e a porção posterior da cápsula auditiva (estágio larval-vitelino), membrana opercular (estágios de pré-flexão, flexão e pós-flexão) e opérculo (juvenil/adulto);

Altura da cabeça (AC): Distância dorsoventral perpendicular máxima na cabeça ao eixo longitudinal do corpo;

Altura do corpo (ACO): Distância máxima entre o perfil dorsal e ventral do corpo (incluindo o saco vitelino nas larvas);

Distância do focinho – nadadeira peitoral (FNP): (Distância pré-peitoral) Distância entre a extremidade anterior do focinho e a inserção da nadadeira peitoral;

Distância do focinho – nadadeira pélvica (FNV): (distância pré-pélvica) Distância entre a extremidade anterior do focinho e a inserção da nadadeira pélvica;

Distância do focinho – nadadeira dorsal (FND): (Distância pré-dorsal) Distância entre a extremidade anterior do focinho e a inserção da nadadeira dorsal;

Distância do focinho – nadadeira anal (FNA): (Distância pré-anal) Distância entre a extremidade anterior do focinho e a inserção da nadadeira anal.

Para a caracterização merística, foram contados, sempre que possível, o número de **miômeros total, pré e pós-anal** e os **raios das nadadeiras peitoral (P), pélvica (L), dorsal (D) e anal (A)**.

Os dados morfométricos referentes a cada táxon foram analisados de forma sistemática, resultando nas tabelas apresentadas em suas respectivas descrições. Para larvas e juvenis, são fornecidos os valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas em cada estágio/período de desenvolvimento, acompanhados das médias e desvios-padrão. Já os dados merísticos são apresentados pelos valores mínimo e máximo, seguidos da moda e do número de ocorrências observadas na amostra.

8.5.3 Ilustrações

As ilustrações científicas de ovos e larvas de peixes são um componente indispensável de qualquer trabalho descritivo, fornecendo uma referência visual da forma e estrutura, a qual não é possível ser expressa por meio de texto descritivo e variáveis morfométricas (Sumida; Washington; Laroche, c1984).

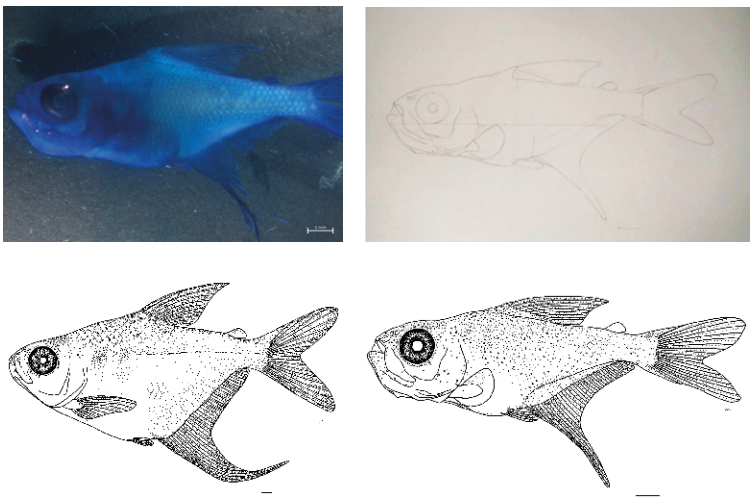
As primeiras ilustrações científicas do desenvolvimento inicial foram apresentadas por Mark Elieser Bloch (prancha 19 da obra *Oeconomische Naturgeschichte der Fische Deutschlands*; 1782-1784)[3], (Shibatta, 2017), enquanto no Brasil, Azevedo e Gomes, A.L. (1942) apresentam alguns detalhes ilustrados do desenvolvimento de *Hoplias malabarica* (=*Hoplias malabaricus*). No início dos anos 2000, houve um crescimento nas publicações e, consequentemente, nas ilustrações, contemplando o desenvolvimento inicial (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001). A descrição das técnicas utilizadas para a ilustração de ovos e larvas de peixes podem ser consultadas em Sumida, Washington e Laroche (c1984), Trnski e Leis (1992) e Shibatta (2017). Recentemente, além das ilustrações, os trabalhos descritivos têm incorporado pranchas com fotografias, motivados pelos avanços da microscopia e equipamentos de captura de imagens (ver exemplos em: Andrade, F.F.; Makrakis, M.C.; Lima, A.F.; Assumpção; Makrakis, S.; Pini, 2014; Oliveira, R.S.F.; Coroa; Gomes, M.V.T.; Marinho; Santos, J.E.; Brito, 2020; Cajado; Silva, F.K.S.; Oliveira, L.S.; Santos, Z.; Bialetzki; Zacardi, 2023; Souza, M.B.V.; Tondato-Carvalho; Gimênes Junior; Bialetzki, 2023).

Para demostrar o desenvolvimento inicial dos peixes do São Francisco, optou-se por utilizar somente as ilustrações. Estas foram realizadas a partir de indivíduos representativos de cada período ou estágio de desenvolvimento por táxon. O processo começou com a captura de duas fotografias por espécime: uma sem corante, preservando a pigmentação original, e outra com o espécime corado em solução de azul de metileno. Esse procedimento permite visualizar estruturas ósseas, escamas e miômeros com maior detalhamento na imagem corada. A partir dessas fotografias, foram realizadas medições mantendo as proporções da imagem em um desenho de 27 cm de largura.

[3] Disponível em: https://bibliodyssey.blogspot.com/2011/05/bloch-fish.html. Acesso em: 27 nov. 2025.

O esboço inicial foi feito a lápis e, em seguida, finalizado com canetas nanquim de diferentes espessuras de traço. Canetas de ponta mais fina foram utilizadas para detalhes sutis, enquanto canetas de ponta grossa definiram contornos e áreas mais escuras, como a pigmentação dos olhos (Figura 5). Todas as ilustrações foram realizadas em papel Bristol no formato A3, escaneadas e tratadas digitalmente para garantir alta qualidade na impressão da imagem.

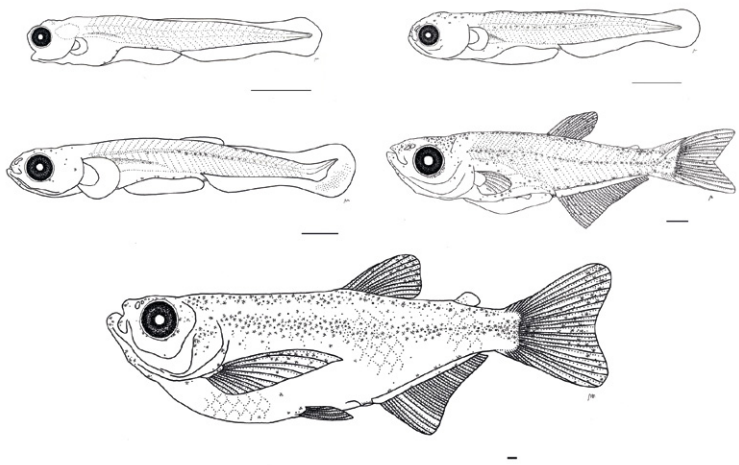
Figura 5 – Imagens mostrando os passos da ilustração científica desde a fotografia até o produto final



Fonte: Elaborado por Mariane Olimpio Farias (2026).

Nessas ilustrações, ocorre uma abstração da imagem real, utilizando uma série de ícones (pontos, linhas, formas) que representam características essenciais ao desenvolvimento larval. Contornos, membranas e estruturas ósseas que formam o crânio e a porção final da notocorda são representados por traços contínuos. Estruturas internas, como a notocorda, miômeros (identificados nos estágios iniciais) e escamas, são indicadas por pontilhados. A pigmentação corporal é representada por pontos e formas dendríticas. No estágio larval vitelino, os olhos quando ainda não pigmentados, são indicados apenas por pontilhados. Após a pigmentação, os olhos são representados por uma série de pontos em degradê, partindo das extremidades da íris em direção ao centro. À medida que as nadadeiras se desenvolvem, seus raios são representados por traços pontilhados enquanto incompletos, e por linhas contínuas seguidas de pontilhados após a completa formação (Figura 6).

Figura 6 – Ilustração científica mostrando o desenvolvimento larval da espécie *Triportheus guentheri*



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

8.5.4 Formato das descrições

As descrições seguem um padrão uniforme para todos os táxons contemplados nesta obra, com ênfase em caracteres que auxiliem a identificação. As informações foram obtidas a partir da análise de ovos, larvas e juvenis, sempre que disponíveis. Adicionalmente, quando possível, foram incluídos dados complementares provenientes da literatura.

8.5.4.1 Adultos

Informações básicas sobre as ordens são apresentadas juntamente com uma breve descrição das características gerais das famílias incluídas. Para embasar essas descrições, foram utilizadas diferentes fontes bibliográficas, que antecedem a apresentação dos táxons pertencentes a cada família.

Quando disponíveis, são apresentadas para cada táxon informações sobre origem, biologia e reprodução, resumidas por meio de ícones (Quadro 1). Na ausência dessas informações, foram utilizados dados de espécies congêneres, extraídos de diferentes fontes bibliográficas, conforme apresentado no Apêndice A, neste capítulo. Também é apresentada uma foto do exemplar adulto, *in vivo* (Apêndice B, neste capítulo).

Quadro 1 – Descrição dos ícones sobre origem, biologia e reprodução utilizados para as espécies da bacia do rio São Francisco

Informação	Ícone	Descrição
Origem	N	Espécie nativa da bacia do rio São Francisco
	E	Espécie exótica na bacia do rio São Francisco
Porte		Espécie de pequeno porte (até 15 cm)
		Espécie de médio porte (16 cm a 40 cm)
		Espécie de grande porte (acima de 40 cm)
Migração		Não migradora
		Migradora
Fertilização		Externa
		Interna
Tipo de desova		Parcelada
		Total
Tipo de ovos		Livres
		Adesivos
Cuidado parental		Ausente
		Presente

Fonte: Elaborado por Rosa, Brito, Santos, M.L.A., Santos, G.M., Santos, G.B., Galhardo, Silva, L.C., Oliveira, Alvizzi, Vieira, Rezende, Teixeira, Tôrres, Ventura, Cabacinha e Bialetzki (2026).

8.5.4.2 Ovos, larvas e juvenis

Em seguida é apresentada a descrição morfológica, morfométrica e merística dos diferentes períodos do desenvolvimento inicial (embrionário, larval e juvenil). Abaixo está a descrição dos itens analisados e que compõem a descrição de cada táxon.

	Período embrionário
Medidas morfométricas:	*Diâmetro do ovo, diâmetro do vitelo* e *espaço perivitelino* (valores mínimos e máximos; mm). O tamanho do espaço perivitelino pode ser categorizado conforme sua participação no volume total do ovo (% EP/DO): restrito (0 a 9,90%), moderado (10 a 19,90%), amplo (20 a 29,90%) e muito amplo (≥ 30%) (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001).
Morfologia:	*Tipos de ovos*: livres ou adesivos; *Gotículas de óleo*: presentes ou ausentes; *Superfície do córion*: lisa ou ornamentada; *Pigmentos*: ausentes ou presentes; *Forma:* esférico ou oval; *Coloração*: cor preponderante no vitelo; *Tempo de incubação*: tempo de incubação do ovo até a eclosão em determinada temperatura.
	Período larval
Medidas morfométricas:	*Comprimento padrão (CP, mm)* - valores mínimo e máximo; *Tamanho à eclosão (mm)*; *Forma do corpo*: As relações para definir a forma do corpo foram categorizados por Leis e Trnski (c1989), para as seguintes variáveis morfométricas: • A Altura do corpo (ACO) em relação ao Comprimento padrão (CP) Muito longo - ACO < 10% CP Longo - ACO 10-20% CP Moderado - ACO 20-40% CP Alto - ACO 40-70% CP Muito alto - ACO > 70% CP • O Comprimento da cabeça (CC) em relação ao Comprimento padrão (CP) Cabeça pequena - CC < 20% CP Cabeça moderada - CC 20-33% CP Cabeça grande - CC > 33% CP • O Diâmetro do olho (DO) em relação ao Comprimento da cabeça (CC) Olho pequeno - DO < 25% CC Olho moderado - DO 25-33% CC Olho grande - DO > 33% CC.
Morfologia	*Tamanho (CP, mm) em que ocorrem os principais eventos ontogênicos:* absorção do saco vitelino, flexão da notocorda, pigmentação dos olhos, enchimento da bexiga natatória, aparecimento de escamas; *órgão adesivo*: ausente ou presente e localização; *Forma do olho:* esférico ou oval; *Posição da boca; Localização da abertura anal*.
Pigmentação	*Descrição sucinta da pigmentação*: tipo (dendrítica ou puntiforme) e localização.
Desenvolvimento das nadadeiras	*Presentes à eclosão*; *Início e término da formação (CP, mm)*; *Absorção da "finfold" (CP, mm); Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*.
Merística	*Número de miômeros (moda e frequência):* total, pré e pós-anal; *Número de raios (moda e frequência):* das nadadeiras dorsal, anal, pélvica e peitoral.
Caracteres específicos	Indicação de caracteres específicos que podem auxiliar na identificação, como por exemplo, presença de quilhas, espinhos nas nadadeiras e pré-operculares, barbilhões etc.

Período Juvenil	
Medidas morfométricas:	*Comprimento padrão (CP, mm):* valores mínimo e máximo; *Forma do corpo*: de acordo com Leis e Trnski (c1989).
Morfologia	*Posição da boca; Localização da abertura anal*.
Pigmentação	Descrição sucinta da pigmentação: tipo (dendrítica ou puntiforme) e localização.
Desenvolvimento das nadadeiras	*Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*.
Merística	*Número de raios:* (moda e frequência) das nadadeiras dorsal, anal, pélvica e peitoral.
Caracteres específicos	Indicação de caracteres específicos que podem auxiliar na identificação, como por exemplo, presença de quilhas, espinhos nas nadadeiras e pré-operculares, barbilhões etc.

Apêndice A – Base bibliográfica de referências utilizada para a definição dos ícones da biologia descritiva das espécies da bacia do rio São Francisco, quanto à sua ontogenia inicial

Informação	Referências
Origem	Alves, Vieira e Pompeu (2011), Barbosa, Soares, Cintra, Hermann e Araújo, A.R.R. (2017), Bueno, Magalhães, A.L.B., Andrade Neto, Alves, Rosa, Junqueira, Pessali, Pompeu e Zenni (2021), Ferreira, K.M., Menezes e Quagio-Grassioto (2011), Loeb e Figueiredo (2014), Peixoto, L.A.W. e Wosiacki (2016), Roxo, Silva, G.S.C. e Oliveira, C. (2015), Sarmento-Soares e Buckup (2005) e Silva, G.S.C., Melo, B.F., Oliveira, C. e Benine (2016).
Porte	Froese e Pauly (2024).
Migração	Andrade Neto (2008), Araújo-Lima e Ruffino (c2003), Dourado (1981), Godinho, A.L. e Kynard (2006), Godinho, A.L., Kynard e Godinho, H.P. (2007), Gurgel, Verani e Chellappa, S. (2012), Lopes, Alves, Peressin e Pompeu (2018), Lopes, Alves, Peressin e Pompeu (2019), Lopes, Pompeu, Alves, Peressin, Prado, Suzuki, Facchin e Kalapothakis (2019), Murgas, Alves, Carneiro, Felizardo, Mello, Machado, Andrade, E.S. e Pompeu (2019), Paiva e Bastos (1982), Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014), Resende, Catella, Nascimento, Palmeira, Pereira, R.A.C., Lima, M.S. e Almeida (1995), Rodrigues, A.C., Granzotti, Santos, N.C.L., Bini, Severi e Gomes, L.C. (2022), Sato e Godinho, H.P. (c2003), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003), Schmidt, Pereira, V.B., Antunes, Bernardes, Santana e Dei Tos (2021) e Suzuki, Agostinho e Winemiller (2000).
Fertilização	Alves, Silva, M.F.M., Molina, Gavilan, Costa, L. e Nascimento (2016), Amorim, Gomes, B. V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009), Arantes, Borçato, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Calegari, Vari e Reis (2019), Çelik, P. e Cirik (2020), Chacon e Mendes Filho (1972), Chiarini-Garcia, Vieira e Godinho, H.P. (2014), Costa, D.C., Silva, W.S., Melillo Filho, Miranda Filho, Santos, J.C.E. e Luz, R.K. (2015), Cruz, A.L. e Langeani (2000), Dourado (1981), Ferreira, K.M., Menezes e Quagio-Grassioto (2011), Gomes, L.C., Golombieski, Gomes, A.R.C e Baldisserotto (2000), Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015), Hostache e Mol (1998), Jalabert e Zohar (1982), Jesus, Souza, R.A.L., Matos, Rodrigues, L.F.S. e Costa, C.A.C. (1984), Kirschbaum e Schugardt (2002), Lima, A.F., Moro, Kirschnik e Barroso (2013), Loro e Luz, R.K. (2020), Magalhães, A.L.B., Andrade, R.F., Gomes,

Informação	Referências
Fertilização	B.V.C., Perini, Rizzo e Bazzoli (2011), Melo, R.M.C., Ferreira, C.M., Luz, R.K., Sato, Rizzo e Bazzoli (2011), Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020), Pachla, Hartmann, Massaro, Bastian, Pelicice e Reynalte-Tataje (2020), Paiva e Nepomuceno (1989), Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Prado, Gomiero e Froelich (2006), Rizzo, Sato, Barreto e Godinho, H.P. (2002), Rodrigues, A.C., Granzotti, Santos, N.C.L., Bini, Severi e Gomes, L.C. (2022), Roriz Lemes, Vizioli, Marcon e Bazzoli (2017), Sampaio, E.V. e Sato (2006), Santos, E. (1981), Santos, H.B., Arantes, Sampaio, E.V. e Sato (2013), Santos, H.B., Sampaio, E.V., Arantes e Sato (2013), Sato, Cardoso, E.L., Godinho, A.L. e Godinho, H.P. (1996c), Sato, Fenerich-Verani, Verani, Godinho, H.P. e Sampaio, E.V. (1999), Sato, Fenerich-Verani, Verani, Vieira e Godinho, H.P. (2000), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003), Sato, Sampaio, E.V., Fenerich-Verani e Verani (2006), Sawaya e Maranhão (1946), Sazima (1980), Schmidt, Pereira, V.B., Antunes, Bernardes, Santana e Dei Tos (2021), Taylor, M. (1913) e Weber, Arantes, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).
Tipo de desova	Alvarenga, Bazzoli, Santos, G.B. e Rizzo (2006), Andrade, R.F., Sato, Rizzo, Ferreira, R.M.A. e Bazzoli (1996), Assis, Dias-Filho, Magalhães, A.L.B. e Brito (2017), Barbieri, G. (1989), Barbieri, M.C. e Barbieri, G. (1985), Barbieri, G., Giamas, Teixeira Filho, Campos e Vermulm (2000), Bazzoli e Godinho, H.P. (1991), Bazzoli, Cangussu, Rizzo e Santos, G.B. (1997), Bazzoli, Sato, Santos, J.E., Cruz, A.M.G., Cangussu, Pimenta e Ribeiro (1997), Bazzoli, Silva, V.E.S., Marcon, Santiago, Santos, J.E. e Rizzo (2019), Boncompagni-Júnior, Normando, Brito e Bazzoli (2013), Brandão, Nascimento, Marcon, Santos, J.E., Santiago, Rizzo e Bazzoli (2017), Brito e Bazzoli (2003), Campos Filho, Marcon, Santos, J.E., Santiago, Rizzo e Bazzoli (2022), Carvalho, P.A., Paschoalini, Santos, G.B., Rizzo e Bazzoli (2009), Ceneviva-Bastos, Taboga e Casatti (2015), Cognato e Fialho (2006), Costa, D.C., Silva, W.S., Melillo Filho, Miranda Filho, Santos, J.C.E. e Luz, R.K. (2015), Cruz, A.L. e Langeani (2000), Diniz, Marcon, Ervilha, Santos, J.E., Rizzo e Bazzoli (2023), Dourado (1981), Ferreira, R.M.A. e Godinho, H.P. (1990), Ferreira, R.M.A., Bazzoli, Rizzo e Sato (1996), Freitas, Prado, Arantes, Santiago, Sato, Bazzoli e Rizzo (2013), Galvão, Silva, A.L.B., Cardoso, A.S., Santos, H.S., Pereira, P.A.N. e Ribeiro (2016), Godinho, A.L. (1994), Gomes, I.D., Araújo, F.G., Albieri e Uehara (2012), Gomes, L.C., Golombieski, Gomes, A.R.C e Baldisserotto (2000), Gomiero e Braga (2007), Gomiero, Souza, U.P. e Braga (2007), Gomiero, Villares Junior e Naous (2009), Gonçalves, Bazzoli e Brito (2006), Honorato-Sampaio, Santos, G.B., Bazzoli e Rizzo (2009), Kirschbaum e Schugardt (2002), Lampert, Azevedo e Fialho (2007); Lima, A.F., Moro, Kirschnik e Barroso (2013), Magalhães, A.C. (1931), Mazzoni e Iglesias-Rios (2002), Melo, R.M.C., Ferreira, C.M., Luz, R.K., Sato, Rizzo e Bazzoli (2011), Nascimento, M.M., Nascimento, W.S., Chellappa, N.T. e Chellappa, S. (2012), Normando, Arantes, Luz, R.K., Thomé, Rizzo, Sato e Bazzoli (2009), Normando, Santiago, Gomes, M.V.T., Rizzo e Bazzoli (2014), Nunes, Magalhães, A.L.B., Weber, Gomes, R.Z., Normando, Santiago, Rizzo e Bazzoli (2015), Paiva e Nepomuceno (1989), Ravaglia e Maggese (2002), Resende, Catella, Nascimento, Palmeira, Pereira, R.A.C., Lima, M.S. e Almeida (1995), Ricardo, Rizzo, Sato e Bazzoli (1998), Rodrigues, A.C., Granzotti, Santos, N.C.L., Bini, Severi e Gomes, L.C. (2022), Roriz Lemes, Vizioli, Marcon e Bazzoli (2017), Oliveira, J.C.S. e Chellappa, S. (2002), Santana, Tondato e Súarez (2019), Santiago (2006), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003), Schmidt, Pereira, V.B., Antunes, Bernardes, Santana e Dei Tos (2021), Silvano, Oliveira, C.L.C., Fialho e Gurgel (2003), Suzuki, Agostinho e Winemiller (2000), Teles e Godinho, H.P. (1997), Thomé, Bazzoli, Rizzo, Santos, G.B. e Ratton (2005), Thomé, Cardoso, I.C.O., Oliveira, S.E. e Santos, H.B. (2018) e Vieira, Isaac e Fabré (1999).

Informação	Referências
Tipos de ovos	Alves, Silva, M.F.M., Molina, Gavilan, Costa, L. e Nascimento (2016), Amorim, Gomes, B.V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009), Arantes, Borçato, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Çelik, P. e Cirik (2020), Costa, D.C., Silva, W.S., Melillo Filho, Miranda Filho, Santos, J.C.E. e Luz, R.K. (2015), Cruz, A.L. e Langeani (2000), Dourado (1981), Godinho, A.L. (1994), Gomes, I.D., Araújo, F.G., Albieri e Uehara (2012), Gomes, L.C., Golombieski, Gomes, A.R.C e Baldisserotto (2000), Gomes, B.V.C., Scarpelli, Arantes, Sato, Bazzoli e Rizzo (2007), Honorato-Sampaio, Santos, G.B., Bazzoli e Rizzo (2009), Honorato-Sampaio, Prado, Sato, Bazzoli e Rizzo (2015), Hostache e Mol (1998), Jalabert e Zohar (1982), Jesus, Souza, R.A.L., Matos, Rodrigues, L.F.S. e Costa, C.A.C. (1984), Kirschbaum e Schugardt (2002), Loro e Luz, R.K. (2020), Magalhães, A.C. (1931), Melo, R.M.C., Ferreira, C.M., Luz, R.K., Sato, Rizzo e Bazzoli (2011), Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020), Paiva e Nepomuceno (1989), Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010), Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013), Prado, Gomiero e Froelich (2006), Ravaglia e Maggese (2002), Rizzo e Godinho, H.P. (c2003), Rizzo, Sato, Barreto e Godinho, H.P. (2002), Sampaio, E.V. e Sato (2006), Santos, E. (1981), Santos, H.B., Arantes, Sampaio, E.V. e Sato (2013), Santos, H.B., Sampaio, E.V., Arantes e Sato (2013), Sato, Cardoso, E.L., Godinho, A.L. e Godinho, H.P. (1996c), Sato, Fenerich-Verani, Verani, Godinho, H.P. e Sampaio, E.V. (1998), Sato, Fenerich-Verani, Verani, Godinho, H.P. e Sampaio, E.V. (1999), Sato, Fenerich-Verani, Verani, Vieira e Godinho, H.P. (2000), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003), Sato, Sampaio, E.V., Fenerich-Verani e Verani (2006), Sawaya e Maranhão (1946), Sazima (1980), Schmidt, Pereira, V.B., Antunes, Bernardes, Santana e Dei Tos (2021), Vazzoler (1996) e Weber, Arantes, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).
Cuidado parental	Alves, Silva, M.F.M., Molina, Gavilan, Costa, L. e Nascimento (2016), Araújo-Lima e Ruffino (c2003), Araújo, R.B. e Langeani (2020), Çelik, P. e Cirik (2020), Costa, D.C., Silva, W.S., Melillo Filho, Miranda Filho, Santos, J.C.E. e Luz, R.K. (2015), Cruz, A.L. e Langeani (2000), Dourado (1981), Ferreira, K.M., Menezes e Quagio-Grassioto (2011), Gomes, L.C., Golombieski, Gomes, A.R.C e Baldisserotto (2000), Gomiero e Braga (2007), Jalabert e Zohar (1982), Jesus, Souza, R.A.L., Matos, Rodrigues, L.F.S. e Costa, C.A.C. (1984), Hostache e Mol (1998), Kirschbaum e Schugardt (2002), Lima, A.F., Moro, Kirschnik e Barroso (2013), Loro e Luz, R.K. (2020), Magalhães, A.C. (1931), Melo, R.M.C., Ferreira, C.M., Luz, R.K., Sato, Rizzo e Bazzoli (2011), Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020), Pachla, Hartmann, Massaro, Bastian, Pelicice e Reynalte-Tataje (2020), Paiva e Nepomuceno (1989), Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014), Prado, Gomiero e Froelich (2006), Resende, Catella, Nascimento, Palmeira, Pereira, R.A.C., Lima, M.S. e Almeida (1995), Rodrigues, A.C., Granzotti, Santos, N.C.L., Bini, Severi e Gomes, L.C. (2022), Santos, E. (1981), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003), Sawaya e Maranhão (1946), Sazima (1980), Suzuki, Agostinho e Winemiller (2000) e Taylor, M. (1913).

Fonte: Elaborado por Rosa, Brito, Santos, M.L.A., Santos, G.M., Santos, G.B., Galhardo, Silva, L.C., Oliveira, Alvizzi, Vieira, Rezende, Teixeira, Tôrres, Ventura, Cabacinha e Bialetzki (2026).

Apêndice B – Lista das espécies e respectivos autores das fotografias utilizadas nas descrições da ontogenia inicial

Espécie	Autor
Anchoviella vaillanti	Giancarlo Arraes Galvão
Characidium gr. *zebra*	Gilberto Nepomuceno Salvador
Hoplias intermedius	Gilberto Nepomuceno Salvador
Hoplias gr. *malabaricus*	Gilberto Nepomuceno Salvador
Apareiodon hasemani	Mirgon Conde Outeiral
Apareiodon piracicabae	José Luiz Olivan Birindelli
Apareiodon sp.	Tiago Casarim Pessali
Colossoma macropomum	Gilberto Nepomuceno Salvador
Metynnis lippincottianus	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Myleus micans	Gilberto Nepomuceno Salvador
Pygocentrus piraya	Gilberto Nepomuceno Salvador
Serrasalmus brandtii	Gilberto Nepomuceno Salvador
Leporinus taeniatus	Tiago Casarim Pessali
Megaleporinus obtusidens	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Schizodon knerii	Tiago Casarim Pessali
Curimatella lepidura	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Steindachnerina elegans	Gilberto Nepomuceno Salvador
Prochilodus argenteus	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Prochilodus brevis	Giancarlo Arraes Galvão
Prochilodus costatus	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Triportheus guentheri	Gilberto Nepomuceno Salvador
Brycon orthotaenia	Tiago Casarim Pessali
Salminus franciscanus	Tiago Casarim Pessali
Salminus hilarii	Gilberto Nepomuceno Salvador
Acestrorhynchus lacustris	Tiago Casarim Pessali
Astyanax lacustris	Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Hemigrammus marginatus	Gilberto Nepomuceno Salvador
Hyphessobrycon eques	Gilberto Nepomuceno Salvador
Knodus moenkhausii	Gilberto Nepomuceno Salvador
Lepidocharax burnsi	Tiago Casarim Pessali
Moenkhausia costae	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Orthospinus franciscensis	Gilberto Nepomuceno Salvador
Phenacogaster franciscoensis	Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Piabarchus stramineus	Tiago Casarim Pessali
Piabina argentea	Gilberto Nepomuceno Salvador
Psalidodon fasciatus	Gilberto Nepomuceno Salvador
Psellogrammus kennedyi	Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Roeboides xenodon	Gilberto Nepomuceno Salvador
Serrapinnus heterodon	Gilberto Nepomuceno Salvador
Serrapinnus piaba	Augusto Luís Bentinho Silva
Tetragonopterus franciscoensis	Gilberto Nepomuceno Salvador
Eigenmannia besouro	Tiago Casarim Pessali
Eigenmannia microstoma	Tiago Casarim Pessali
Sternopygus macrurus	Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito

Espécie	Autor
Gymnotus spp.	Giancarlo Arraes Galvão
Hoplosternum littorale	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Hisonotus vespuccii	Tiago Casarim Pessali
Pterygoplichthys ambrosettii	Tiago Casarim Pessali
Rhinelepis aspera	Gilberto Nepomuceno Salvador
Glanidium albescens	Cecília Leal
Tatia bockmanni	Gustavo Ribeiro Rosa
Trachelyopterus galeatus	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Cetopsorhamdia iheringi	Gilberto Nepomuceno Salvador
Rhamdia quelen	Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Pimelodus maculatus	Tiago Casarim Pessali
Pseudoplatystoma corruscans	Tiago Casarim Pessali
Lophiosilurus alexandri	Gilberto Nepomuceno Salvador
Lophiosilurus fowleri	Gustavo Ribeiro Rosa
Synbranchus sp.	Gilberto Nepomuceno Salvador
Astronotus crassipinnis	Daniel Álvares Silveira Assis
Cichla kelberi	Tiago Casarim Pessali
Cichlasoma sanctifranciscense	Gilberto Nepomuceno Salvador
Geophagus brasiliensis	Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Saxatilia lepidota	Gilberto Nepomuceno Salvador
Pachyurus squamipennis	Gilberto Nepomuceno Salvador

Fonte: Elaborado por Rosa, Brito, Santos, M.L.A., Santos, G.M., Santos, G.B., Galhardo, Silva, L.C., Oliveira, Alvizzi, Vieira, Rezende, Teixeira, Tôrres, Ventura, Cabacinha e Bialetzki (2026).

Parte 3

HISTÓRIA INICIAL DE VIDA



CAPÍTULO 9

ONTOGENIA INICIAL DAS ESPÉCIES DA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Gustavo Ribeiro Rosa
Mara Luiza de Almeida Santos
Gilmar Bastos Santos
Gilberto Nepomuceno Salvador
Acácia Santos Silva
Victor Garcia Sales Santos
William Severi
Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Andréa Bialetzki

9.1 Introdução

Nesta obra são apresentadas as descrições da ontogenia inicial de 66 táxons, pertencentes a 23 famílias e sete ordens. A relação das espécies é apresentada abaixo e a classificação segue Fricke, Eschmeyer e Van der Laan (2024).

CLUPEIFORMES

Engraulidae

Anchoviella vaillanti (Steindachner, 1908)

CHARACIFORMES

Crenuchidae

Characidium gr. *zebra* Eigenmann, 1909

ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Mara Luiza de Almeida; SANTOS, Gilmar Bastos; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; SILVA, Acácia Santos; SANTOS, Victor Garcia Sales; SEVERI, William; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa. Ontogenia inicial das espécies da bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 9, p. 145-449.

Erythrinidae

Hoplias intermedius (Günther, 1864)
Hoplias gr. *malabaricus* (Bloch, 1794)

Parodontidae

Apareiodon hasemani Eigenmann, 1916
Apareiodon piracicabae (Eigenmann, 1907)
Apareiodon sp.

Serrasalmidae

Colossoma macropomum (Cuvier, 1816)
Metynnis lippincottianus (Cope, 1870)
Myleus micans (Lütken, 1875)
Pygocentrus piraya (Cuvier, 1819)
Serrasalmus brandtii Lütken, 1875

Anostomidae

Leporinus taeniatus Lütken, 1875
Megaleporinus obtusidens (Valenciennes, 1837)
Schizodon knerii (Steindachner, 1875)

Curimatidae

Curimatella lepidura (Eigenmann & Eigenmann, 1889)
Steindachnerina elegans (Steindachner, 1875)

Prochilodontidae

Prochilodus argenteus Spix & Agassiz, 1829
Prochilodus brevis Steindachner, 1875
Prochilodus costatus Valenciennes, 1850

Triportheidae

Triportheus guentheri (Garman, 1890)

Bryconidae

Brycon orthotaenia Günther, 1864
Salminus franciscanus Lima & Britski, 2007
Salminus hilarii Valenciennes, 1850

Acestrorhynchidae

Acestrorhynchus lacustris (Lütken, 1875)

Characidae

Astyanax lacustris (Lütken, 1875)
Hemigrammus marginatus Ellis, 1911

Hyphessobrycon eques (Steindachner, 1882)
Knodus moenkhausii (Eigenmann & Kennedy, 1903)
Lepidocharax burnsi Ferreira, Menezes & Quagio-Grassiotto, 2011
Moenkhausia costae (Steindachner, 1907)
Orthospinus franciscensis (Eigenmann, 1914)
Phenacogaster franciscoensis Eigenmann, 1911
Piabarchus stramineus (Eigenmann, 1908)
Piabina argentea Reinhardt, 1867
Psalidodon fasciatus (Cuvier, 1819)
Psellogrammus kennedyi (Eigenmann, 1903)
Roeboides xenodon (Reinhardt, 1851)
Serrapinnus heterodon (Eigenmann, 1915)
Serrapinnus piaba (Lütken, 1875)
Tetragonopterus franciscoensis Silva, Melo, Oliveira & Benine, 2016

GYMNOTIFORMES

Sternopygidae
Eigenmannia besouro Peixoto & Wosiacki, 2016
Eigenmannia microstoma (Reinhardt, 1852)
Sternopygus macrurus (Bloch & Schneider, 1801)

Gymnotidae
Gymnotus spp.

SILURIFORMES

Callichthyidae
Hoplosternum littorale (Hancock, 1828)

Loricariidae
Hisonotus vespuccii Roxo, Silva & Oliveira, 2015
Pterygoplichthys ambrosettii (Holmberg, 1893)
Rhinelepis aspera Spix & Agassiz, 1829

Auchenipteridae
Glanidium albescens Lütken, 1874
Tatia bockmanni (Sarmento-Soares & Buckup, 2005)
Trachelyopterus galeatus (Linnaeus, 1766)

Heptapteridae

Cetopsorhamdia iheringi Schubart & Gomes, 1959

Rhamdia gr. *quelen* (Quoy & Gaimard, 1824)

Pimelodidae

Pimelodus maculatus Lacepède, 1803

Pseudoplatystoma corruscans (Spix & Agassiz, 1829)

Pseudopimelodidae

Lophiosilurus alexandri Steindachner, 1876

Lophiosilurus fowleri (Haseman, 1911)

SYNBRANCHIFORMES

Synbranchidae

Synbranchus sp.

CICHLIFORMES

Cichlidae

Astronotus crassipinnis (Heckel, 1840)

Cichla kelberi Kullander & Ferreira, 2006

Cichlasoma sanctifranciscense Kullander, 1983

Geophagus brasiliensis (Quoy & Gaimard, 1824)

Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758)

Saxatilia lepidota Heckel, 1840

ACANTHURIFORMES

Sciaenidae

Pachyurus squamipennis Agassiz, 1831

CLUPEIFORMES

9.2 Clupeiformes (Segundo Nelson; Grande; Wilson, c2016)

Os peixes da ordem Clupeiformes são conhecidos como sardinhas, apapás ou manjubas. São facilmente reconhecidos por possuírem corpo comprimido, apenas uma nadadeira dorsal sem espinho, nadadeira caudal fortemente furcada, abertura bucal ampla e uma estrutura complexa, o *recessus lateralis*, um espaço intracraniano na região ótica. São espécies predominantemente filtradoras, refletindo na morfologia do aparelho branquial, com rastros branquiais longos, com algumas espécies piscívoras de grande porte. Os representantes da ordem habitam água doce, estuário e água salgada. Na bacia do rio São Francisco, esta ordem é representada por uma espécie da família Engraulidae, exclusiva de água doce.

Engraulidae (Segundo Whitehead; Nelson; Wongratana, 1988; Kullander; Ferraris, Jr., 2003)

Essa família é composta por espécies de pequeno a médio porte, caracterizadas por possuírem boca grande e inferior, e focinho proeminente. Os dentes da mandíbula podem ser bem desenvolvidos ou ausentes, e os rastros branquiais variam de 10 a 50 no ramo inferior do primeiro arco. Possuem de 7 a 19 raios branquiostegais, corpo translúcido com uma faixa prateada nos flancos, e são cobertos por escamas moderadas, que se perdem facilmente. As nadadeiras são desprovidas de espinhos: a dorsal possui uma base curta e está geralmente posicionada no meio do corpo, enquanto a pélvica está localizada na região abdominal. Um escudo pélvico singular está presente e, em espécies fora da região Neotropical, é comum encontrar escudos abdominais adicionais. Alimentam-se majoritariamente de zooplâncton por filtragem, com algumas espécies piscívoras. São comercialmente importantes como alimento, para produção de farinha de peixe e como isca. Distribuem-se nos oceanos Atlântico, Índico e Pacífico, em águas costeiras rasas e estuários de regiões tropicais e temperadas, com algumas espécies em água doce. A família é representada por *Anchoviella vaillanti*, espécie endêmica da bacia do rio São Francisco, descrita nesta obra quanto ao seu desenvolvimento inicial.

9.2.1 *Anchoviella vaillanti*

Engraulidae	*Anchoviella vaillanti* (Steindachner, 1908)	Manjuba / Pilombeta

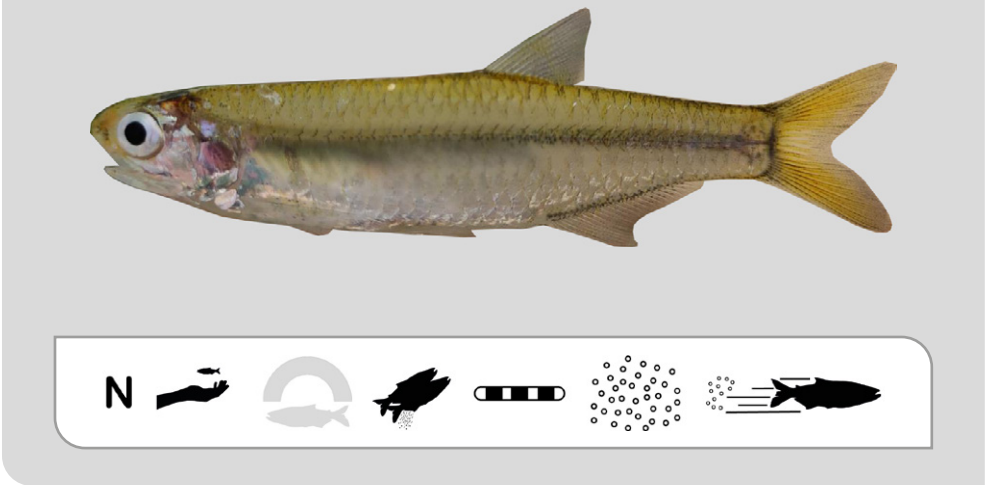


Figura 1, Tabela 1

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: PF, FL e FP.
Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas de Silva, A.C.G., Severi e Castro (2010).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,19 - 19,12 mm.
Tamanho à eclosão*: Cerca de 1,30 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de muito longo a longo, a cabeça de pequena a moderada e o diâmetro do olho de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 2,80 mm.
Órgão adesivo – Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 2,19 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 4,93 mm.
Posição da boca: Boca inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 3,00 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 16,94 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, os cromatóforos são escassos e

localizam-se na cabeça e acima do intestino. A partir do estágio de pós-flexão, tornam-se mais intensos e passam a ser observados também na base das nadadeiras caudal e anal, além da região próxima ao opérculo.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 7,44 mm, apresenta os primeiros raios; com 12,54 mm, todos estão formados.
- **Anal:** Com 7,66 mm, apresenta os primeiros raios; com 12,84 mm, todos estão formados.
- **Pélvica:** Com 9,32 mm, apresenta os primeiros raios; com 13,45 mm, todos estão formados.
- **Peitoral:** Com 13,89 mm, apresenta os primeiros raios; com 15,00 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 19,20 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 20 - 29 (Mo = 26)
- **Pós-anal:** 13 - 19 (Mo = 15)
- **Total:** 35 - 46 (Mo = 40)

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 11 - 13 (Mo = 12)
- **Anal:** 19 - 24 (Mo = 20)
- **Pélvica:** 06 - 07 (Mo = 06)
- **Peitoral:** 10 - 12 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *A. vaillanti* são delgadas e apresentam intestino longo e estriado. As nadadeiras dorsal e anal são posicionadas posteriormente, sendo a origem da nadadeira anal atrás da base do último raio da nadadeira dorsal. A bexiga natatória está situada na região mediana do corpo, acima do intestino.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 18,91 – 44,60 mm.

Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.

Posição da boca: Boca inferior.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Pigmentos são observados na cabeça e região próxima ao opérculo. Os cromatóforos dendríticos tornam-se mais intensos na base das nadadeiras dorsal e anal, estendendo-se dessas regiões, após a inserção das nadadeiras, até o pedúnculo caudal. Vários pigmentos são encontrados entre os raios da nadadeira caudal.

MERÍSTICA

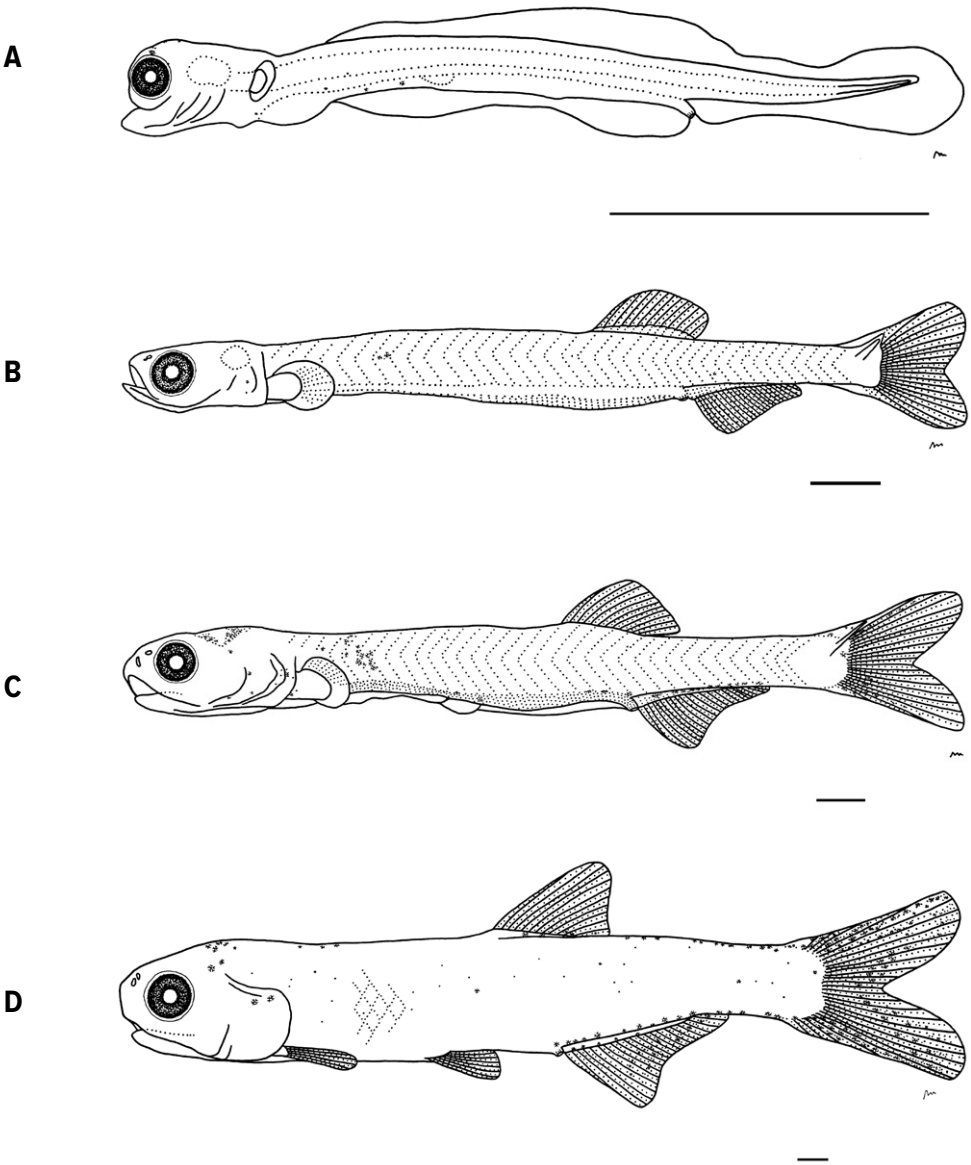
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 11 - 13 (Mo = 12)
- **Anal:** 22 - 24 (Mo = 22)
- **Pélvica:** 11 - 13 (Mo = 12)
- **Peitoral:** 06 - 07 (Mo = 07)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam o corpo fusiforme e o focinho proeminente. As nadadeiras dorsal e anal são posicionadas posteriormente, sendo a origem da nadadeira anal atrás da base do último raio da nadadeira dorsal.

Figura 1 – Desenvolvimento inicial de *Anchoviella vaillanti*. Larvas: **A.** Pré-flexão (2,80 mm CP); **B.** Flexão (10,61 mm CP); **C.** Pós-Flexão (15,02 mm CP); e **D.** Juvenil (21,95 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 1 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Anchoviella vaillanti*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 13)		FL (N = 27)		FP (N = 23)		J (N = 23)	
	Min–Max	X–DP	Min–Max	X–DP	Min–Max	X–DP	Min–Max	X–DP	Min–Max	X–DP
CT	-	-	2,70-6,04	3,74±1,04	5,15-14,08	10,01±2,89	14,16-22,55	18,86±2,14	22,76-54,17	30,47±8,80
CP	-	-	2,19-5,87	3,73±1,26	4,93-12,66	9,24±2,32	12,47-19,12	16,22±1,60	18,91-44,60	25,58±7,12
CF	-	-	0,05-0,09	0,07±0,02	0,17-0,51	0,33±0,10	0,45-0,79	0,60±0,10	0,84-2,48	1,24±0,44
DOL	-	-	0,12-0,21	0,16±0,03	0,20-0,64	0,41±0,13	0,58-1,29	0,93±0,20	1,24-3,80	1,91±0,70
CC	-	-	0,43-1,01	0,59±0,21	0,73-2,56	1,70±0,56	2,53-4,90	3,66±0,61	4,92-11,40	6,68±1,78
AC	-	-	0,26-0,43	0,36±0,06	0,48-1,40	0,93±0,27	1,26-2,93	2,00±0,43	2,98-7,16	4,21±1,19
ACO	-	-	0,19-0,42	0,26±0,07	0,33-1,14	0,74±0,25	1,10-2,87	1,90±0,49	2,92-8,17	4,54±1,42
FND	-	-	-	-	4,08-7,74	6,02±1,18	7,61-10,55	9,24±0,67	10,44-23,77	13,72±3,81
FNA	-	-	-	-	4,76-9,40	7,21±1,45	8,88-12,46	11,02±0,84	12,4-28,74	16,35±4,54
FNL	-	-	-	-	-	-	5,85-8,56	7,07±0,81	8,53-20,33	11,70±3,63
FNP	-	-	0,40-1,05	0,57±0,19	0,79-2,61	1,73±0,57	2,53-4,95	3,69±0,62	4,93-11,76	6,56±1,87
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	42,57-86,96	68,06±18,69	45,79-69,81	56,07±6,88	49,30-64,75	54,36±3,73	54,66-71,28	62,85±4,53
CF/CC	-	-	11,63-13,85	12,74±1,57	15,07-23,15	18,88±1,86	14,29-21,74	16,55±1,78	15,44-23,38	18,28±1,69
DOL/CC	-	-	20,79-30,23	27,42±3,83	20,70-28,77	24,83±2,25	19,23-28,68	25,18±2,08	25,20-35,22	28,10±2,52
CC/CP	-	-	10,77-17,21	14,35±2,12	14,30-21,12	18,05±2,04	20,17-26,83	22,42±1,78	24,26-28,44	26,20±1,13
ACO/CP	-	-	5,89-9,14	7,49±1,16	5,73-9,44	7,95±1,01	8,14-15,72	11,59±1,96	14,75-19,75	17,60±1,41
FND/CP	-	-	-	-	59,91-65,61	62,83±1,47	53,29-61,03	57,17±2,13	50,87-56,12	53,65±1,35
FNA/CP	-	-	-	-	73,18-77,84	75,17±1,21	63,34-72,05	68,11±2,44	58,35-67,72	63,98±2,19
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	40,10-45,29	43,04±1,50	40,19-60,92	45,69±3,94
FNP/CP	-	-	12,38-17,89	14,99±2,17	12,47-21,16	18,41±2,04	20,17-26,19	22,62±1,78	20,30-30,24	25,69±1,78
Miômeros										
Pré-anal	-	-	25-29	26 (N=04)	23-28	25 (N=08)	20-24	21 (N=04)	-	-
Pós-anal	-	-	16-19	18 (N=04)	13-18	13 (N=08)	13-16	15 (N=06)	-	-
Total	-	-	42-46	46 (N=03)	37-46	40 (N=09)	35-39	36 (N=06)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	11-13	12 (N=06)	11-13	12 (N=16)	11-13	12 (N=12)
Anal	-	-	-	-	19-23	20 (N=04)	20-24	23 (N=06)	22-24	22 (N=14)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06-07	06 (N=17)	06-07	07 (N=20)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	10-12	12 (N=03)	11-13	12 (N=17)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

CHARACIFORMES

9.3 Characiformes (Segundo Nelson; Grande; Wilson, c2016)

Os peixes da ordem Characiformes são facilmente reconhecidos por apresentarem corpo coberto por escamas, com exceção da cabeça. As nadadeiras são formadas por raios moles, sem espinhos. Possuem apenas uma nadadeira dorsal, nadadeiras pélvicas posicionadas ventralmente, geralmente na mesma linha da nadadeira dorsal e nadadeira adiposa, com exceção de algumas espécies, localizada entre a dorsal e caudal. Dentes nos ossos da boca ou nos lábios (família Prochilodontidae), com exceção de exemplares adultos das espécies da família Curimatidae. Barbilhões ausentes, linha lateral curvada pra baixo em sua porção anterior, podendo ser incompleta em espécies da família Characidae. A ordem apresenta grande diversidade morfológica, ressaltando-se o padrão de colorido, o comportamento alimentar, modos reprodutivos e o tamanho, variando de 11 milímetros a mais de um metro de comprimento padrão. As espécies da ordem são exclusivamente de água doce, e estão distribuídas na região neotropical (sul da América do Norte, América Central e América do Sul) e na África. Nesta obra, estão descritas espécies pertencentes às seguintes famílias:

Crenuchidae (Segundo Buckup, 2003; Nelson, c2006; Nelson; Grande; Wilson, c2016)

Os peixes da família Crenuchidae são relativamente pequenos (geralmente com menos de 10 cm de comprimento padrão, sendo diagnosticados pela presença de forames pares localizados nos ossos frontais, póstero-dorsalmente às órbitas. Crenuquídeos estão presentes na maioria das drenagens de água doce em áreas tropicais e subtropicais da região Neotropical, desde o leste do Panamá e América do Sul. Na bacia do rio São Francisco, são descritas oito espécies do gênero *Characidium*, incluindo *Characidium* gr. *zebra*, para a qual é apresentada a ontogenia inicial.

Erythrinidae (Segundo Oyakawa, 2003; Nelson; Grande; Wilson, c2016)

Os peixes da família Erythrinidae distinguem-se por seu corpo cilíndrico, abertura da boca ultrapassando a margem anterior da órbita e numerosos dentes no palato. A nadadeira peitoral possui entre 9 e 14 raios, enquanto a nadadeira dorsal tem entre 8 e 15 raios, mais 3 raios vestigiais. A origem da nadadeira dorsal é anterior à anal, geralmente localizada acima das nadadeiras pélvicas. A nadadeira anal possui entre 10 e 12 raios, e não possuem nadadeira adiposa. A nadadeira caudal é arredondada, e o corpo é revestido por escamas relativamente grandes, com a linha lateral apresentando de 34 a 47 escamas.

Caracteres exclusivos desta família incluem: cinco raios branquiostegais, um supraopérculo lamelar, extremidade anterior do primeiro infraorbital bifurcada e ausência do antorbi-

tal. Algumas espécies são predadoras e algumas têm a capacidade de respirar ar e se deslocar por terra para outros corpos d'água. Esses peixes constroem ninhos, apresentam cuidado parental e podem alcançar cerca de um metro de comprimento, sendo exclusivos da América do Sul. Na bacia do rio São Francisco, são registradas três espécies de dois gêneros, sendo *Hoplias intermedius* e *Hoplias* gr. *malabaricus* descritas com relação à ontogenia inicial.

Parodontidae (Segundo Pavanelli, 2003)

Apresentam corpo fusiforme, sem fontanela e boca inferior com lábio superior pouco desenvolvido ou ausente. Comumente apresentam quatro (raramente dois) dentes pré-maxilares espatulados, com borda de corte reta ou com cúspides. Algumas espécies possuem dentes na mandíbula e no maxilar. As membranas branquiais são unidas e livres do istmo escamoso. A maioria das espécies não ultrapassa 15 cm de comprimento e são frequentemente encontrados em águas correntes, exibindo nadadeiras pélvicas bem desenvolvidas, que permitem uma excelente fixação ao substrato (principalmente pedregoso), onde geralmente se alimentam raspando o perifíton. Distribuem-se por toda a América do Sul e parte do Panamá, exceto em algumas bacias costeiras, Patagônia e no canal do rio Amazonas. Na bacia do rio São Francisco, são encontradas cinco espécies, sendo quatro do gênero *Apareiodon* e uma do gênero *Parodon*. Nesta obra, são descritos o desenvolvimento inicial de *Apareiodon hasemani, Apareiodon piracicabae* e a espécie nova, *Apareiodon* sp.

Serrasalmidae (Segundo Jégu, 2003)

Conhecidos popularmente como pacus, piranhas e tambaqui, têm ocorrência estritamente neotropical. Apresentam um corpo profundo e comprimido lateralmente com uma série de espinhos abdominais médio-ventrais e, exceto em *Colossoma, Piaractus* e *Mylossoma*, um espinho direcionado anteriormente logo antes da nadadeira dorsal. Algumas espécies possuem apenas uma fileira de dentes em cada mandíbula. Esses dentes são interligados, afiados e pontiagudos. Oito espécies de seis gêneros são registradas na bacia do rio São Francisco, dentre elas, são descritos o desenvolvimento inicial de *Colossoma macropomum, Metynnis lippincottianus, Pygocentrus piraya* e *Serrasalmus brandtii.*

Anostomidae (Segundo Garavello; Britski, 2003)

Os anostomídeos são peixes de corpo fusiforme, que variam de 10 cm (pequenas espécies dos tributários superiores dos sistemas Orinoco e Amazonas) a 80 cm de comprimento padrão (espécies grandes dos principais tributários do rio Paraná e do Pantanal de Mato Grosso), além de um grande número de espécies de tamanho corporal intermediário. Apresentam boca terminal

ou subinferior. Série de ossos circumorbitais completa e com um osso supraorbital. Mandíbula relativamente curta, com uma única fileira de dentes em cada ramo premaxilar e mandibular, com 3 ou 4 dentes dispostos em forma de degraus de escada. Dentição faríngea superior e inferior aumentada, com dois ou mais cúspides em todos os dentes faríngeos. Osso maxilar pequeno e excluído da abertura da boca. Boca pequena e muito distante da borda anterior da órbita. Abertura branquial pequena, com membranas firmemente unidas ao istmo. Linha lateral completa, com 33 a 44 escamas perfuradas. Nadadeira adiposa sempre presente; nadadeira dorsal com 1 espinho e 11 raios; nadadeira anal com 1 espinho e 9 raios; nadadeira pélvica com 1 espinho e 8-9 raios. Muitas espécies nadam em uma posição oblíqua, com a cabeça inclinada para baixo. A maioria das espécies é herbívora ou detritívora. As espécies ocorrem em quase toda a América do Sul, exceto ao leste dos Andes. Na bacia do rio São Francisco, são registradas onze espécies desta família, pertencentes a quatro gêneros. As espécies *Leporinus taeniatus, Megaleporinus obtusidens* e *Schizodon knerii* são descritas quanto ao desenvolvimento inicial.

Curimatidae (Segundo Britski; Silimon; Lopes, 2007)

Os representantes dessa família são de pequeno porte, em geral, entre 8 e 15 cm de comprimento, alcançando alguns até mais de 20 cm. Não possuem dentes nas maxilas e, geralmente, não possuem rastros branquiais. A linha lateral é comumente completa e as escamas são cicloides, podendo ter borda posterior lisa, crenulada ou denteada. Cinco espécies de três gêneros têm ocorrência na bacia do rio São Francisco, mas apenas as descrições do desenvolvimento inicial de *Curimatella lepidura* e *Steindachnerina elegans* são apresentadas nesta obra.

Prochilodontidae (Segundo Castro; Vari, 2003)

Podem ser facilmente distinguidos de outros peixes por seus lábios volumosos com duas séries de numerosos dentes relativamente pequenos, falciformes ou em forma de espátula, que estão presos de forma móvel aos lábios. Quando projetados, esses lábios formam um disco oral circundado por dentes. As duas fileiras de dentes em cada maxila estão variavelmente separadas uma da outra perto da sínfise, mas convergem em direção às margens laterais de cada maxila. Os proquilodontídeos são peixes robustos de tamanho moderado a grande, com escamas relativamente grandes. A nadadeira dorsal é precedida por um espinho proeminente bifurcado ou pontudo na parte anterior. Sua ocorrência é limitada a América do Sul e, na bacia do rio São Francisco, são registradas cinco espécies, todas do gênero *Prochilodus*, sendo *Prochilodus argenteus, Prochilodus brevis* e *Prochilodus costatus*, descritas quanto à sua ontogenia inicial.

Triportheidae (Segundo Lopes; Gimênes Junior; Rech, 2022; Lopes, 2024)

Os peixes da família Triportheidae podem ser reconhecidos por possuírem corpo de pequeno a médio porte, lateralmente comprimido e pelo menos duas vezes e meia mais longos do que altos. Também podem ser reconhecidos por uma série de modificações dos ossos da cintura peitoral, que incluem a expansão (mas não fusão) sagital dos coracoides, formando uma quilha torácica não serrilhada, nadadeira peitoral distintamente longa, normalmente alcançando metade do comprimento da nadadeira pélvica e pós-cleitros 2 e 3 ausentes. Adicionalmente, os triporteídeos podem ser reconhecidos pela nadadeira dorsal na metade ou porção posterior do corpo, anteriorização dos ossos intermusculares, boca normalmente em posição superior, série circumorbital completa e presença de ossos pélvicos articulados através de ligamentos. Na bacia do rio São Francisco, duas espécies de *Triportheus* são registradas e, para *Triportheus guentheri,* é apresentada a descrição da ontogenia inicial.

Bryconidae (Segundo Britski; Silimon; Lopes, 2007; Vieira; Gomes, J.P.C.; Maia; Silva, L.G.M., 2015; Froese; Pauly, 2024)

A família Bryconidae é composta por peixes de água doce que ocorrem em diversos rios e lagos da região neotropical, sendo conhecidos como matrinchã, piabanha e dourado no Brasil. São nadadores ativos, apresentam corpo fusiforme, olhos grandes e nadadeira adiposa. Também são reconhecidos pelos tipos de dentes. No gênero *Brycon* os dentes são multicuspidados e estão dispostos em três séries no pré-maxilar e duas no dentário, sendo a série interna representada por dois dentes cônicos junto à sínfise. Em *Salminus*, existem duas fileiras de dentes cônicos no pré-maxilar e no dentário. O maxilar possui muitos dentes em ambos os gêneros. Atualmente a família é composta por quatro gêneros e 49 espécies válidas, com distribuição desde o sul do México até as Américas Central e do Sul. Cinco espécies dos gêneros *Brycon* e *Salminus* são encontradas na bacia do rio São Francisco. Nesta obra são descritos o desenvolvimento inicial de *Brycon ortothaenia, Salminus franciscanus* e *Salminus hilarii*.

Acestrorhynchidae (Segundo Menezes, 2003; Britski; Silimon; Lopes, 2007)

Peixes desta família são caracterizados por corpos muito alongados cobertos por escamas relativamente pequenas. Todos os dentes são cônicos, e os caninos estão presentes na pré-maxila, parte anterior da maxila e dentário. Pequenos dentes cônicos estão presentes no ectopterigoide e dentes cônicos muito pequenos são observados no mesopterigoide de algumas espécies. O primeiro infraorbital cobre quase completamente a maxila quando a boca está fechada; ramo do canal laterossensorial na pré-maxila; e osso rinosfenoide em contato próximo com o paraesfenoide. Representados unicamente por peixes do gênero *Acestrorhynchus,* com distribuição exclusiva na América do Sul, encontram sua maior diversidade nas bacias do Amazonas e Orinoco.

Apresentam hábitos carnívoros, predadores, ocupando ambientes de águas paradas ou pouco correntes. Na bacia do rio São Francisco, duas espécies de *Acestrorhynchus* são registradas e, para *Acestrorhynchus lacustris,* é apresentada a descrição da ontogenia inicial.

Characidae (Segundo Mirande, 2010)

Os peixes da família Characidae são de pequeno porte, e podem ser reconhecidos pela ausência do osso supraorbital, e do ramo posterior do canal latero-sensorial pós-temporal. A família Characidae abriga grande parte da diversidade da ordem Characiformes, razão pela qual seus representantes apresentam uma grande diversidade de formas, cores e histórias de vida. Esta família é constituída basicamente pelos peixes que apresentam características que os definem popularmente como piabas, lambaris e tetras. Quarenta espécies de vinte e cinco gêneros são registradas para a bacia do rio São Francisco, sendo apresentadas aqui a ontogenia inicial de: *Astyanax lacustris, Hemigrammus marginatus, Hyphessobrycon eques, Knodus moenkhausii, Lepidocharax burnsi, Moenkhausia costae, Orthospinus franciscensis, Phenacogaster franciscoensis, Piabarchus stramineus, Piabina argentea, Psalidodon fasciatus, Psellogrammus kennedyi, Roeboides xenodon, Serrapinnus heterodon, Serrapinnus piaba* e *Tetragonopterus franciscoensis.*

9.3.1 *Characidium* gr. *zebra*

Crenuchidae	*Characidium* gr. *zebra* Eigenmann, 1909	Charutinho / Mocinha



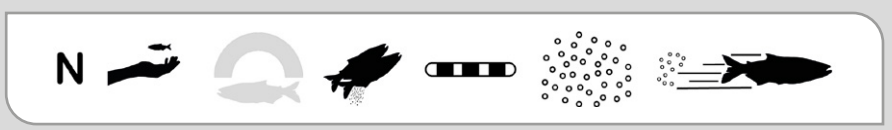


Figura 2, Tabela 2

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,14 – 22,64 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça e o diâmetro do olho são moderados.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Cromatóforos puntiformes estão distribuídos por todo o corpo, formando faixas verticais distintas. Pigmentos também são observados na cabeça e no focinho. As nadadeiras dorsal e caudal apresentam pigmentação ao longo dos raios, enquanto nas demais nadadeiras, os pigmentos são escassos e distribuídos de forma irregular. Uma pequena mancha está presente na porção mediana da base da nadadeira caudal, e uma

faixa de pigmentos bem definida estende-se longitudinalmente ao longo do corpo.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

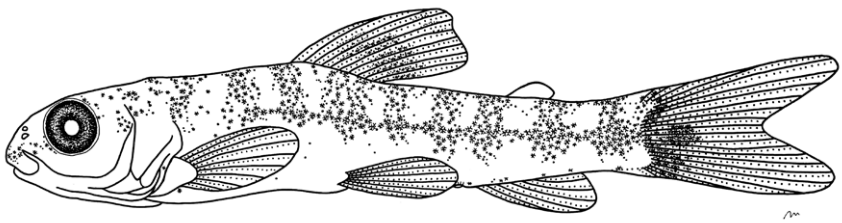
Dorsal: 11
Anal: 07
Pélvica: 08 – 09 (Mo = 09)
Peitoral: 11 – 12 (Mo = 11)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis de *C.* gr. *zebra* apresentam características semelhantes àquelas encontradas nos adultos, como morfologia, escamas no istmo e padrão de pigmentação (Malabarba; Carvalho Neto; Bertaco; Carvalho, T.P.; Santos, J.F.; Artioli, 2013).

Figura 2 – Desenvolvimento inicial de *Characidium* gr. *zebra*. **A**. Juvenil (22,64 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 2 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Characidium* gr. *zebra*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 05)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	24,14-27,84	25,82±1,66
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	20,14-22,64	21,41±1,02
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,23-1,62	1,39±0,16
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,62-1,99	1,81±0,16
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	5,73-6,73	6,21±0,47
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	2,50-3,72	2,98±0,57
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	3,27-4,74	4,02±0,65
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	9,03-10,55	9,83±0,73
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	13,72-16,57	15,13±1,14
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	10,40-11,43	10,71±0,41
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,63-6,57	5,39±0,76
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	42,09-55,28	47,76±5,78
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	18,72-24,36	22,43±2,43
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	28,72-29,93	29,11±0,75
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	27,82-30,45	28,97±1,11
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	15,87-20,94	18,71±2,22
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	43,98-48,30	45,88±1,75
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	68,12-73,19	70,57±2,23
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	48,49-52,14	50,07±1,48
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	22,48-30,08	25,11±2,90
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	11	11 (N=05)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	07	07 (N=05)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=03)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-12	11 (N=03)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.2 *Hoplias intermedius*

Erythrinidae	*Hoplias intermedius* (Günther, 1864)	Trairão





Figura 3, Tabela 3

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Souza, M.B.V., Volpato e Bialetzki (Em preparação)[1] .

Diâmetro do ovo: 2,11 – 2,71 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,79 – 2,57 mm.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 66h (28,0°C).

LARVA

Estágios de referência: FL e FP.
Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Souza, M.B.V., Volpato e Bialetzki (Em preparação)[1].

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 7,65 – 31,56 mm.
Tamanho à eclosão*: Cerca de 5,84 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de grande a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 8,59 mm.

[1] Publicação na forma de artigo científico.

Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 7,65 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 7,65 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 7,65 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 30,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

Possui cromatóforos puntiformes espalhados por todo o copo e nas nadadeiras dorsal e caudal, bem como na membrana embrionária. A partir de pós-flexão, a pigmentação passa a ficar conspícua formando várias máculas em todo o corpo, incluindo a cabeça, o focinho e nas nadadeiras pélvica, anal, dorsal e caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 10,83 mm, alguns raios são visíveis; com 31,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 10,83 mm, alguns raios são visíveis; com 31,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 31,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 31,56 mm, apresenta alguns raios.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 12,24 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 27 – 30 (Mo = 30)
- **Pós-anal:** 13 – 17 (Mo = 16)
- **Total:** 42 - 46 (Mo = 43)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11 – 14 (Mo = 14)
- **Anal:** 06 – 10 (Mo = 09)
- **Pélvica:** 08 – 09 (Mo = 09)
- **Peitoral:** 07 – 12

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas do gênero *Hoplias* são frequentemente confundidas com as da família Serrasalmidae, mas diferenciam-se pelo padrão de pigmentação mais conspícuo e pelo intestino alongado, que se estende além da linha vertical que atravessa a região mediana do corpo. Larvas de *H. intermedius* e *Hoplias* gr. *malabaricus* também apresentam grande semelhança entre si, distinguindo-se pelo número total de miômeros, e em indivíduos maiores, pela borda inferior do dentário (Britski; Sato; Rosa, 1988; Souza, M.B.V., Volpato e Bialetzki (Em preparação)[1]).

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 50,47-99,59 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Possui diversas máculas amarronzadas ao longo do corpo, cabeça e focinho, inclusive na região ventral. Nas nadadeiras dorsal, anal,

pélvica, peitoral e caudal as manchas seguem o comprimento dos raios de forma alternada.

MERÍSTICA

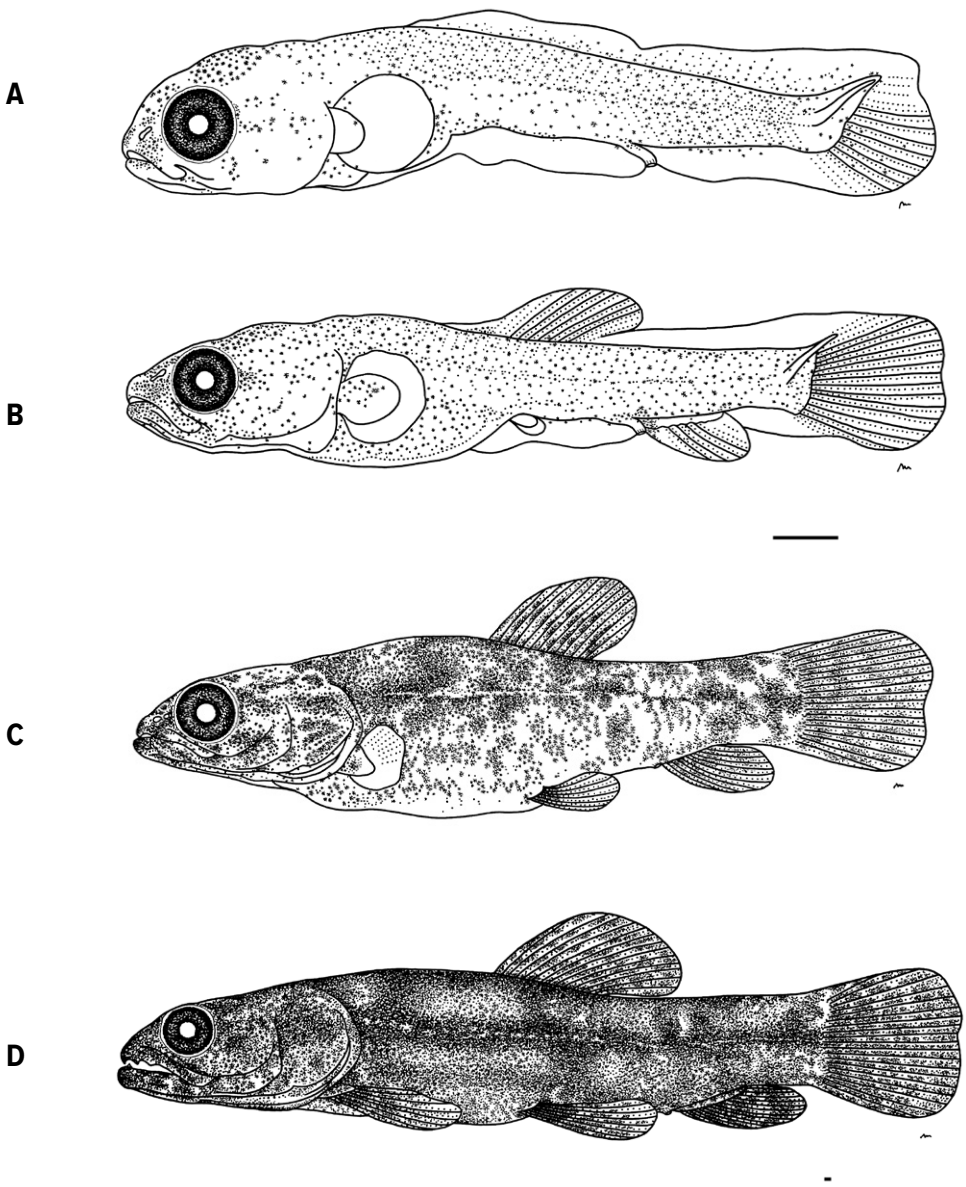
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 13 – 14 (Mo = 14)
Anal: 10 - 12 (Mo = 10)
Pélvica: 08 – 09 (Mo = 09)
Peitoral: 12 – 15 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes àquelas encontradas nos adultos. Em vista ventral, a margem inferior do dentário é quase paralela, enquanto em *H.* gr. *malabaricus* converge em direção à sínfise, formando um "V" (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 3 – Desenvolvimento inicial de *Hoplias intermedius*. Larvas: **A.** Flexão (9,55 mm CP); **B.** e **C.** Pós-flexão (10,83 mm CP; 30,53 mm CP); e **D.** Juvenil (99,59 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 3 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Hoplias intermedius*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 12)		FP (N = 08)		J (N = 04)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	8,01-10,31	9,80±0,65	10,57-39,05	24,10±11,14	61,65-121,00	84,72±27,85
CP	-	-	-	-	7,65-9,93	9,27±0,62	8,98-31,56	19,96±9,24	50,47-99,59	68,83±22,98
CF	-	-	-	-	0,31-0,53	0,44±0,06	0,44-4,93	1,95±1,49	4,11-7,83	5,54±1,73
DOL	-	-	-	-	0,75-0,91	0,84±0,05	0,84-4,05	2,03±1,08	4,25-7,07	5,24±1,28
CC	-	-	-	-	1,97-2,72	2,44±0,23	2,61-12,58	7,33±3,97	17,52-33,09	23,38±7,32
AC	-	-	-	-	1,25-1,84	1,59±0,17	1,71-7,59	3,98±2,09	7,90-13,41	10,56±2,74
ACO	-	-	-	-	1,38-1,86	1,64±0,16	1,78-7,20	4,43±2,25	11,99-18,09	14,46±2,88
FND	-	-	-	-	3,94-3,99	3,97±0,04	5,71-16,22	11,25±4,36	26,51-50,40	35,40±11,32
FNA	-	-	-	-	-	-	8,28-24,92	16,88±6,89	40,25-74,99	53,64±16,74
FNL	-	-	-	-	-	-	6,03-17,10	13,02±4,64	28,63-52,98	37,52±11,37
FNP	-	-	-	-	2,18-2,71	2,54±0,20	2,55-11,09	6,76±3,32	15,78-29,97	21,10±6,71
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	60,00-71,37	65,07±3,24	44,12-65,52	55,79±6,73	40,53-49,58	45,73±3,93
CF/CC	-	-	-	-	13,66-20,08	18,15±1,68	16,86-39,19	24,22±6,59	22,91-24,54	23,72±0,67
DOL/CC	-	-	-	-	32,35-38,07	34,54±1,48	21,19-33,09	28,85±4,55	20,72-24,92	22,82±2,08
CC/CP	-	-	-	-	23,74-27,86	26,28±1,18	29,06-43,73	35,37±4,73	33,23-35,55	34,13±1,01
ACO/CP	-	-	-	-	15,60-19,27	17,72±1,05	19,82-24,04	21,65±1,59	18,16-24,37	21,66±2,70
FND/CP	-	-	-	-	40,18-40,83	40,51±0,46	49,47-55,88	52,67±1,99	50,61-52,53	51,59±0,79
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	76,45-80,15	78,33±1,40	75,30-80,51	78,27±2,41
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	53,74-58,30	56,59±1,77	53,20-58,11	54,95±2,26
FNP/CP	-	-	-	-	24,18-28,50	27,42±1,15	28,40-40,28	33,38±3,75	30,09-31,72	30,76±0,73
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	28-30	30 (N=05)	27	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	13-17	16 (N=05)	16	-	-	-
Total	-	-	-	-	42-46	44 (N=03)	43	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11-14	14 (N=04)	13-14	14 (N=02)
Anal	-	-	-	-	-	-	06-10	09 (N=03)	10-12	10 (N=03)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=04)	08-09	09 (N=03)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	07-12	-	12-15	12 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.3 *Hoplias* gr. *malabaricus*

Erythrinidae	*Hoplias* gr. *malabaricus* (Bloch, 1794)	Traíra



Figura 4, Tabela 4

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Azevedo e Gomes, A.L. (1942).

Diâmetro do ovo: 1,80 mm.
Diâmetro do vitelo: Sem informação.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Não absolutamente esférico.
Coloração: Amarelo-alaranjada.
Tempo de incubação: 52h (21,5ºC).

LARVA

Estágio de referência: FL.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Azevedo e Gomes, A.L. (1942) e Bialetzki, Nakatani, Sanches, Baumgartner, G., Makrakis, M.C. e Taguti (2008).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 7,23 - 9,40 mm.
Tamanho à eclosão*: 1,50 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Absorção do saco vitelino*: Com cerca de 7,50 mm.
Órgão adesivo*: Forma de um capuz semi-lunar, de perfil, sobreposto à ponta do focinho e absorvido com cerca de 7,50 mm.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 7,23 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 7,23 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória*: Inflada com cerca de 7,50 mm.
Escamas*: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, o corpo, o intestino e a "finfold" apresentam cromatóforos dendríticos distribuídos uniformemente, enquanto a cabeça, o focinho e a boca concentram cromatóforos puntiformes. Com o aparecimento dos primeiros raios, a pigmentação começa a se incorporar a essas estruturas.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 7,90 mm, alguns raios são visíveis; com 13,71 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 7,90 mm, alguns raios são visíveis; com 13,71 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 8,20 mm, alguns raios são visíveis; com 12,00 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Sem informações.

Absorção completa da "finfold"*: Absorvida com cerca de 11,00 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros
- **Pré-anal:** 22 – 28 (Mo = 24)
- **Pós-anal:** 13 – 16 (Mo = 14)
- **Total:** 38 – 42 (Mo = 38)

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas do gênero *Hoplias* são frequentemente confundidas com as da família Serrasalmidae, mas diferenciam-se pelo padrão de pigmentação mais conspícuo e pelo intestino alongado, que se estende além da linha vertical que atravessa a região mediana do corpo. Larvas de *H.* gr. *malabaricus* e *H. intermedius* também apresentam grande semelhança entre si, distinguindo-se pelo número total de miômeros e, em indivíduos maiores, pela borda inferior do dentário (Britski; Sato; Rosa, 1988).

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 32,14 – 70,47 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação está presente nas escamas distribuídas por todo o corpo, assim como na cabeça, boca, dentário e região opercular. Uma faixa

conspícua de pigmentos pode ser observada, estendendo-se da boca, atravessando a região opercular e seguindo ao longo da linha lateral até a nadadeira caudal. Cromatóforos puntiformes estão distribuídos ao longo dos raios de todas as nadadeiras, formando faixas transversais.

MERÍSTICA

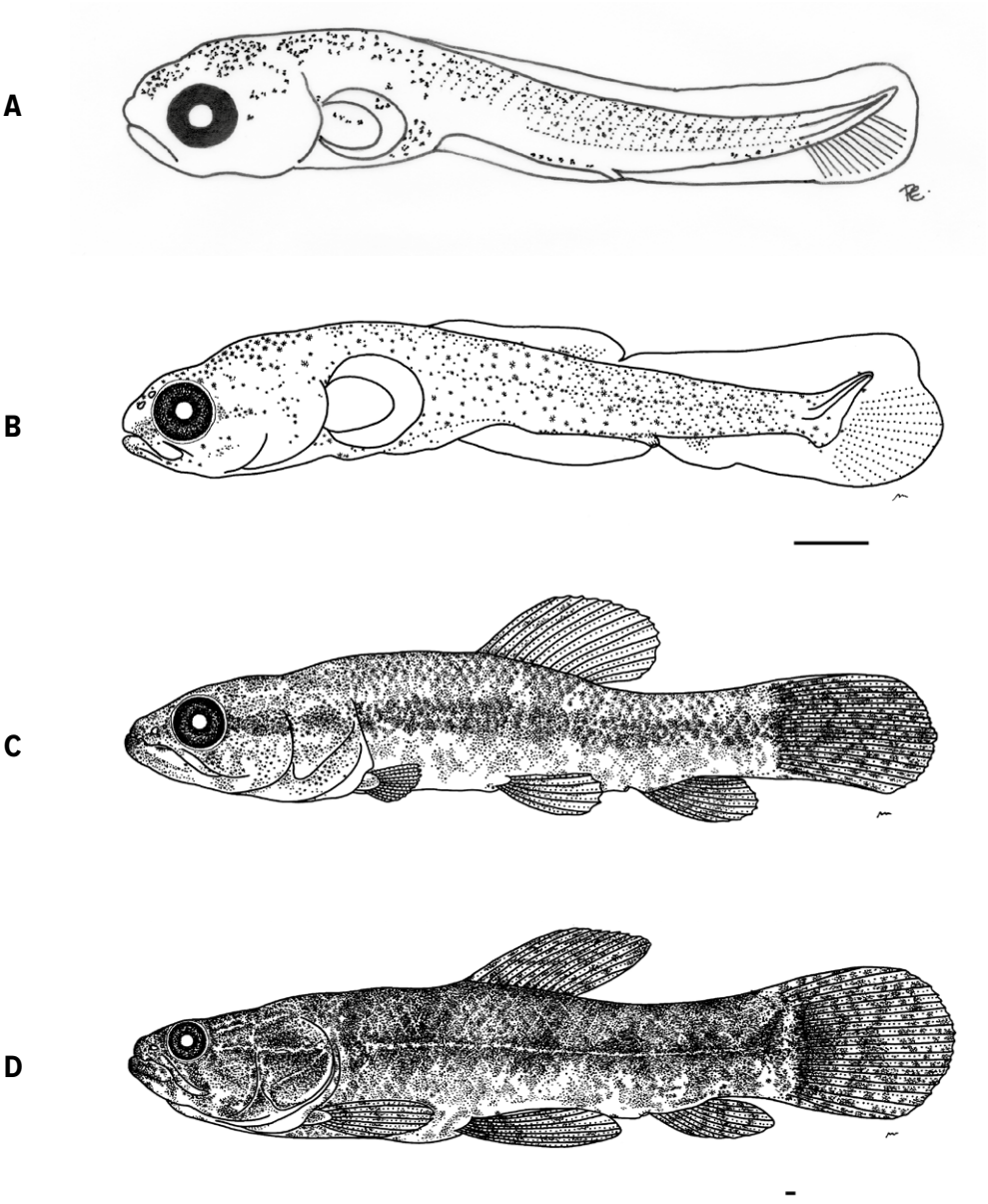
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 14
Anal: 10
Pélvica: 08
Peitoral: 12 – 15 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes àquelas encontradas nos adultos. A margem inferior do dentário converge em direção à sínfise, formando um "V", enquanto em *H. intermedius* é quase paralela, quando observada em vista ventral (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 4 – Desenvolvimento inicial de *Hoplias* gr. *malabaricus*. **A.** e **B.** Larvas em flexão (7,76 mm CP; 9,40 mm CP); e **C.** e **D.** Juvenil (32,14 mm CP; 70,47 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustrações **A** de Paula Cabral Eterovick (2026) e **B-D** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 4 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Hoplias* gr. *malabaricus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 06)		FP (N = 0)		J (N = 05)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	7,85-11,04	8,61±1,36	-	-	39,69-88,64	60,32±22,61
CP	-	-	-	-	7,23-9,40	7,87±0,79	-	-	32,14-70,47	48,74±18,01
CF	-	-	-	-	0,30-0,44	0,37±0,05	-	-	3,07-6,94	4,55±1,89
DOL	-	-	-	-	0,63-0,87	0,73±0,08	-	-	2,81-5,02	3,84±0,92
CC	-	-	-	-	1,85-2,69	2,10±0,30	-	-	12,66-26,72	18,53±6,76
AC	-	-	-	-	1,10-1,70	1,36±0,20	-	-	5,15-11,99	8,38±3,14
ACO	-	-	-	-	1,22-1,76	1,45±0,19	-	-	6,16-16,11	11,05±4,65
FND	-	-	-	-	3,95	-	-	-	16,88-35,47	25,07±8,76
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	25,54-55,01	38,67±14,51
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	17,36-38,42	26,64±9,93
FNP	-	-	-	-	2,01-2,56	2,17±0,20	-	-	11,08-23,34	16,02±5,82
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	59,46-69,95	64,67±3,70	-	-	39,40-48,17	45,14±3,91
CF/CC	-	-	-	-	14,49-23,78	17,63±3,30	-	-	20,09-25,97	24,33±2,41
DOL/CC	-	-	-	-	32,34-36,89	34,77±1,51	-	-	17,14-26,90	21,60±3,81
CC/CP	-	-	-	-	24,97-28,62	26,57±1,30	-	-	34,94-40,67	38,17±2,08
ACO/CP	-	-	-	-	16,46-20,86	18,36±1,49	-	-	19,17-24,83	22,30±2,20
FND/CP	-	-	-	-	42,02	-	-	-	48,69-56,69	51,85±2,99
FNA/CP	-	-	-	-		-	-	-	77,38-82,06	79,22±1,86
FNL/CP	-	-	-	-		-	-	-	53,33-56,50	54,63±1,35
FNP/CP	-	-	-	-	27,06-28,86	27,64±0,65	-	-	30,46-34,75	33,02±1,65
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	22-28	24 (N=02)	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	13-16	14 (N=04)	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	38-42	38 (N=03)	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	14	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-15	12 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.4 *Apareiodon hasemani*

Parodontidae	*Apareiodon hasemani* Eigenmann, 1916	Canivete

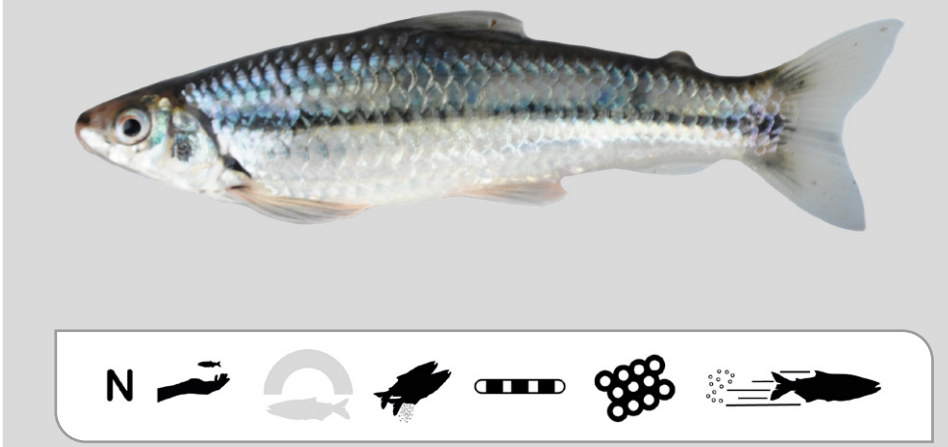


Figura 5, Tabela 5

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,47 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho é grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,47 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Apresenta pigmentação puntiforme na região dorsal da cabeça e em três faixas longitudinais: uma que se estende da base da nadadeira dorsal até a base da nadadeira caudal, outra ao longo da linha lateral na região mediana do corpo,

e a terceira na região ventral, desde o istmo até o início da nadadeira caudal. A base dos raios da nadadeira caudal é pigmentada, enquanto as demais nadadeiras e a "finfold" não possuem pigmentação.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 10,47 mm, alguns raios são visíveis.

Anal: Com 10,47 mm, alguns raios são visíveis.

Pélvica: Com 10,47 mm, ainda não apresenta raios.

Peitoral: Com 10,47 mm, ainda não apresenta raios.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 27

Pós-anal: 10

Total: 37

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 09

Pélvica: -

Peitoral:-

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas apresentam um padrão de pigmentação característico, composto por três linhas longitudinais de pigmentos, conforme descrição acima. Esse padrão é semelhante ao observado em *Triportheus guentheri* e pode estar presente em outras espécies da família Characidae. No entanto, as larvas da família Parodontidae se diferenciam pela posição do ânus, que se localiza posteriormente à região mediana do corpo, e pelo formato mais alongado das larvas.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 21,81 – 44,45 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho é moderado.

Posição da boca: Boca subterminal.

Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam uma faixa longitudinal conspícua que se estende do opérculo até o final da nadadeira caudal. Pigmentos dendríticos e puntiformes são encontrados na região da cabeça, incluindo o opérculo e o focinho. A região dorsal é pigmentada ao longo de todo o corpo.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11 – 12 (Mo = 12)

Anal: 08 – 09 (Mo = 08)

Pélvica: 08 – 09 (Mo = 08)

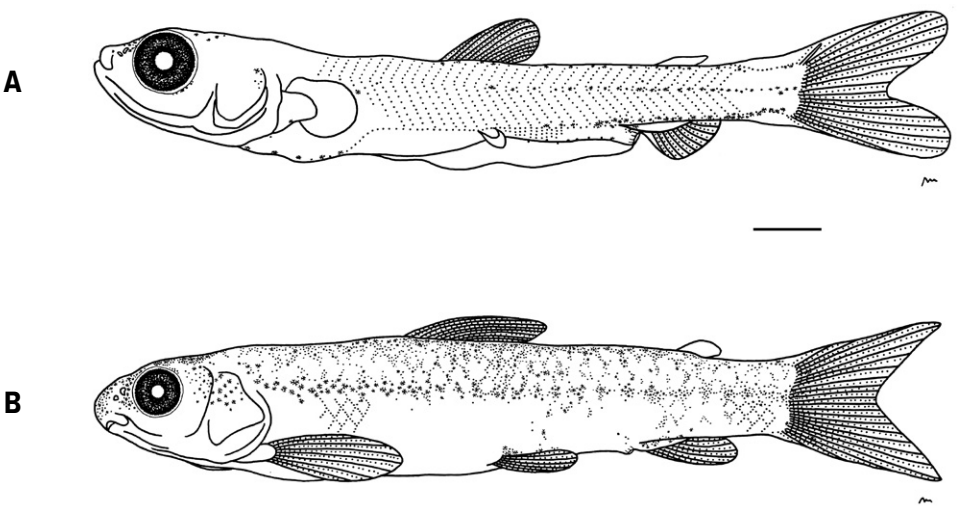
Peitoral: 12 – 15 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

O principal caractere que diferencia *A. hasemani* de *Apareiodon piracicabae* e *Apareiodon* sp. é o padrão de pigmentação. As três espécies apresentam uma faixa longitudinal conspícua que se estende do opérculo até o final da nadadeira caudal. Entretanto, em *A. piracicabae* essa faixa é mais evidente, e a região dorsal apresenta uma pigmentação mais densa,

formando faixas longitudinais em paralelo. Máculas aleatórias também são observadas principalmente acima da linha lateral. Em *Apareiodon* sp., observa-se a presença de uma mancha na região do pedúnculo caudal, além de um focinho mais curto. Outra distinção de *A. piracicabae* é o diâmetro do olho, que é levemente maior.

Figura 5 – Desenvolvimento inicial de *Apareiodon hasemani*. **A.** Larva em pós-flexão (10,47 mm CP) e **B.** Juvenil (29,00 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 5 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Apareiodon hasemani*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 01)		J (N = 14)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	12,41	-	26,15-54,62	36,36±10,56
CP	-	-	-	-	-	-	10,47	-	21,81-44,45	30,34±8,68
CF	-	-	-	-	-	-	0,52	-	1,53-2,97	2,07±0,54
DOL	-	-	-	-	-	-	0,91	-	1,64-2,89	2,10±0,45
CC	-	-	-	-	-	-	2,46	-	6,29-9,97	7,75±1,45
AC	-	-	-	-	-	-	1,49	-	3,66-6,36	4,64±1,05
ACO	-	-	-	-	-	-	1,46	-	4,30-9,00	5,77±1,67
FND	-	-	-	-	-	-	5,08	-	10,12-18,57	13,60±3,15
FNA	-	-	-	-	-	-	8,13	-	17,61-35,86	23,98±6,88
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	12,44-23,74	16,53±4,12
FNP	-	-	-	-	-	-	2,75	-	5,65-9,53	7,23±1,55
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	60,57	-	49,15-64,87	59,60±4,15
CF/CC	-	-	-	-	-	-	21,14	-	23,73-31,56	26,48±2,22
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	36,99	-	25,55-30,37	27,06±1,37
CC/CP	-	-	-	-	-	-	23,50	-	20,74-29,44	26,15±2,53
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	13,94	-	18,66-20,43	19,66±0,52
FND/CP	-	-	-	-	-	-	48,52	-	40,66-54,79	45,45±3,41
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	77,65	-	76,68-81,22	79,05±1,37
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	51,36-59,26	54,99±2,34
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	26,27	-	20,83-26,12	24,23±1,73
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	27	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	10	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	37	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11-12	12 (N=13)
Anal	-	-	-	-	-	-	09	-	08-09	08 (N=12)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08-09	08 (N=09)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-15	13 (N=09)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.5 *Apareiodon piracicabae*

Parodontidae	*Apareiodon piracicabae* (Eigenmann, 1907)	Canivete



Figura 6, Tabela 6

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 41,25 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, e a cabeça e o diâmetro do olho são moderados.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam uma faixa ao longo da linha lateral que se estendem desde o focinho, passando pela cabeça e pelo opérculo, até o final da nadadeira caudal. A região dorsal é intensamente pigmentada ao longo de todo o corpo e uma faixa longitudinal no meio do corpo é visível. Também é possível observar manchas irregulares, especialmente acima da linha lateral. Pigmentos puntiformes estão presentes apenas ao longo dos raios da nadadeira dorsal.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

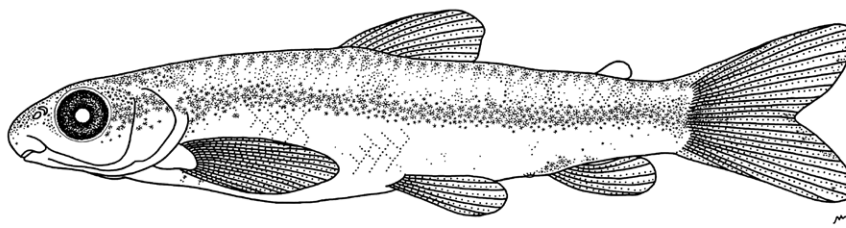
Dorsal: 12
Anal: 07
Pélvica: 08
Peitoral: 13

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apareiodon piracicabae diferencia-se das demais espécies do gênero pelo padrão de coloração. Em *A. piracicabae*, a mancha ao longo da linha lateral é mais evidente, enquanto a região dorsal exibe pigmentação densa, formando faixas longitudinais. Máculas aleatórias estão presentes, especialmente acima da linha lateral. *Apareiodon* sp., por sua vez, apresenta uma mancha distintiva no pedúnculo caudal e um focinho relativamente mais curto. Outro caráter distintivo de *A. piracicabae* é o diâmetro do olho, ligeiramente maior em comparação às demais espécies.

Figura 6 – Desenvolvimento inicial de *Apareiodon piracicabae*. **A.** Juvenil (41,25 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 6 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenil de *Apareiodon piracicabae*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	49,94	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	41,25	-
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	3,16	-
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	3,10	-
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	10,87	-
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	6,56	-
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	8,25	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	17,49	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	29,34	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	21,03	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	9,79	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	60,35	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	29,07	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	28,52	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,35	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	20,00	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	42,40	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	71,13	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	50,98	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,73	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	12	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.6 *Apareiodon* sp.

Parodontidae	*Apareiodon* sp.	Canivete





Figura 7, Tabela 7

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,77 a 14,17 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de muito longo a longo, a cabeça de pequena a moderada e o diâmetro do olho de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 5,59 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 3,77 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 5,65 mm.
Posição da boca: Inicialmente superior e passa a terminal em pós-flexão.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 3,77 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 12,14 mm.

PIGMENTAÇÃO

Nos estágios de pré-flexão e flexão, apresenta pigmentação puntiforme distribuída em três faixas longitudinais: dorsal, da cabeça à base da nadadeira caudal; mediana, ao longo da linha lateral; e ventral, do istmo ao início da nadadeira caudal, que vão se tornando menos conspícuas nos estágios mais avançados. Em larvas em pós-flexão, há pigmentos ao longo dos raios das nadadeiras caudal e dorsal, enquanto as demais nadadeiras e a "finfold" não possuem pigmentação. Cromatóforos dendríticos concentram-se no pedúnculo caudal, formando uma mácula.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 9,41 mm, alguns raios são visíveis; com 10,70 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 9,41 mm, alguns raios são visíveis; com 10,94 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 10,70 mm, alguns raios são visíveis; com 11,29 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 10,19 mm, alguns raios são visíveis; com 14,71 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 12,64 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 22 -25 (Mo = 23)

Pós-anal: 11 – 14 (Mo = 12)

Total: 34 – 38 (Mo = 36)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 09 – 13 (Mo = 12)

Anal: 07 – 10 (Mo = 09)

Pélvica: 05 – 09 (Mo = 08)

Peitoral: 09 – 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas apresentam um padrão de pigmentação característico, composto por três linhas longitudinais de pigmentos, conforme descrição acima. Esse padrão é semelhante ao observado em *Triportheus guentheri* e pode estar presente em outras espécies da família Characidae. No entanto, as larvas da família Parodontidae se diferenciam pela posição do ânus, que ultrapassa a região mediana do corpo, e pelo formato mais alongado. Larvas de *Apareiodon* sp. em estágio de pós-flexão podem ser diferenciadas de *A. hasemani* e *A. piracicabae* pela presença de uma mancha na região do pedúnculo caudal e pelo focinho ligeiramente mais curto.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 15,53 a 17,40 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Posição da boca: Boca subterminal.

Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam uma faixa longitudinal conspícua do opérculo à extremidade da nadadeira caudal. Pigmentos dendríticos e puntiformes estão presentes na cabeça, incluindo opérculo e focinho, enquanto a região dorsal é uniformemente pigmentada. Há pigmentação

puntiforme nos raios das nadadeiras anal, dorsal e caudal. Nos estágios mais avançados, cromatóforos dendríticos concentram-se no pedúnculo caudal, formando uma mácula.

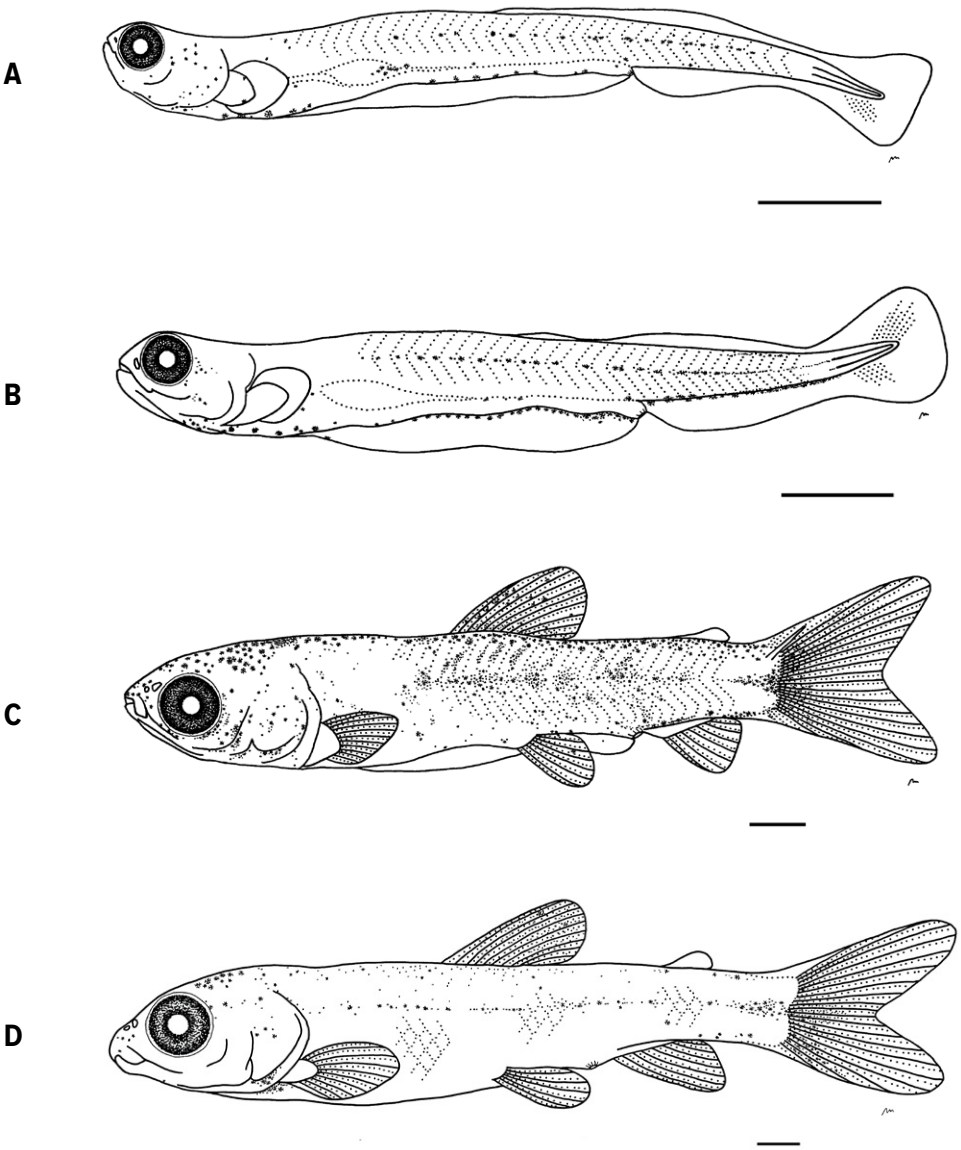
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11 – 12 (Mo = 12)
Anal: 08 – 09 (Mo = 09)
Pélvica: 08 – 09
Peitoral: 13 – 15

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apareiodon sp. se diferencia de *A. piracicabae* e *A. hasemani* por apresentar uma mancha na região do pedúnculo caudal, além de um focinho mais curto.

Figura 7 – Desenvolvimento inicial de *Apareiodon* sp. Larvas: **A.** Pré-flexão (6,25 mm CP); **B.** Flexão (6,94 mm CP); **C.** Pós-flexão (11,83 mm CP); e **D.** Juvenil (15,53 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 7 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Apareiodon* sp. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 07)		FL (N = 10)		FP (N = 23)		J (N = 03)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	4,06-6,56	5,27±0,84	5,79-11,06	8,22±1,77	10,56-16,94	13,94±1,41	18,53-20,04	19,47±0,82
CP	-	-	3,77-6,25	5,20±0,88	5,65-9,41	7,61±1,28	9,07-14,17	11,60±1,14	15,53-17,40	16,73±1,04
CF	-	-	0,08-0,36	0,19±0,10	0,14-0,60	0,33±0,15	0,29-0,84	0,67±0,13	1,02-1,07	1,05±0,03
DOL	-	-	0,23-0,34	0,27±0,04	0,37-0,75	0,54±0,14	0,60-1,35	1,01±0,17	1,36-1,70	1,53±0,17
CC	-	-	0,74-1,22	0,93±0,18	0,91-2,28	1,48±0,49	1,78-3,94	3,11±0,55	4,36-5,04	4,66±0,35
AC	-	-	0,43-0,65	0,53±0,08	0,58-1,43	0,91±0,31	1,02-2,59	1,86±0,35	3,86-3,13	3,00±0,14
ACO	-	-	0,44-0,65	0,52±0,08	0,57-1,35	0,88±0,27	1,15-2,83	1,91±0,42	3,30-3,63	3,50±0,18
FND	-	-	-	-	4,81	-	4,23-6,56	5,53±0,51	7,28-8,08	7,72±0,41
FNA	-	-	-	-	7,41	-	8,12-12,59	9,26±1,03	11,55-12,77	12,22±0,62
FNL	-	-	-	-	-	-	5,54-7,82	6,67±0,55	8,57-9,53	9,07±0,48
FNP	-	-	0,69-0,90	0,84±0,10	1,07-2,57	1,61±0,52	2,27-3,75	3,15±0,42	4,36-4,51	4,45±0,08
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	52,25-66,22	57,52±5,15	55,77-69,39	61,62±4,09	52,82-69,07	59,65±3,61	62,10-69,27	64,60±4,04
CF/CC	-	-	10,81-31,18	20,27±8,26	14,29-28,99	21,65±4,60	16,29-28,96	21,56±2,60	21,23-23,39	22,66±1,24
DOL/CC	-	-	26,88-33,78	31,31±2,58	32,89-46,15	37,19±4,50	26,51-36,84	31,89±2,54	29,69-38,99	32,95±5,24
CC/CP	-	-	14,68-19,89	17,84±1,90	11,77-24,27	19,14±3,74	21,86-30,20	27,25±2,16	25,06-29,49	27,91±2,48
ACO/CP	-	-	9,44-11,67	10,11±0,78	7,37-15,83	11,44±2,15	12,18-19,97	16,60±1,99	20,52-21,25	20,93±0,37
FND/CP	-	-	-	-	51,12	-	44,68-50,32	47,75±1,21	44,83-46,88	46,16±1,16
FNA/CP	-	-	-	-	78,75	-	74,39-102,19	79,10±5,58	71,45-74,37	73,07±1,49
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	53,12-58,46	56,21±1,28	52,36-55,18	54,24±1,63
FNP/CP	-	-	15,74-19,61	17,83±1,61	16,43-27,31	20,60±3,56	23,91-30,47	27,14±1,77	25,06-28,78	26,65±1,92
Miômeros										
Pré-anal	-	-	22-23	22 (N=03)	23-24	24 (N=04)	22-25	23 (N=06)	-	-
Pós-anal	-	-	12-14	12 (N=02)	12-14	12 (N=03)	11-13	12 (N=05)	-	-
Total	-	-	34-36	36 (N=02)	35-38	37 (N=02)	34-38	34 (N=04)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	10	-	09-13	12 (N=08)	11-12	12 (N=02)
Anal	-	-	-	-	07	-	07-10	09 (N=08)	08-09	09 (N=02)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05-09	08 (N=07)	08-09	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	09-13	12 (N=07)	13-15	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.7 *Colossoma macropomum*

Serrasalmidae	*Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)	Tambaqui

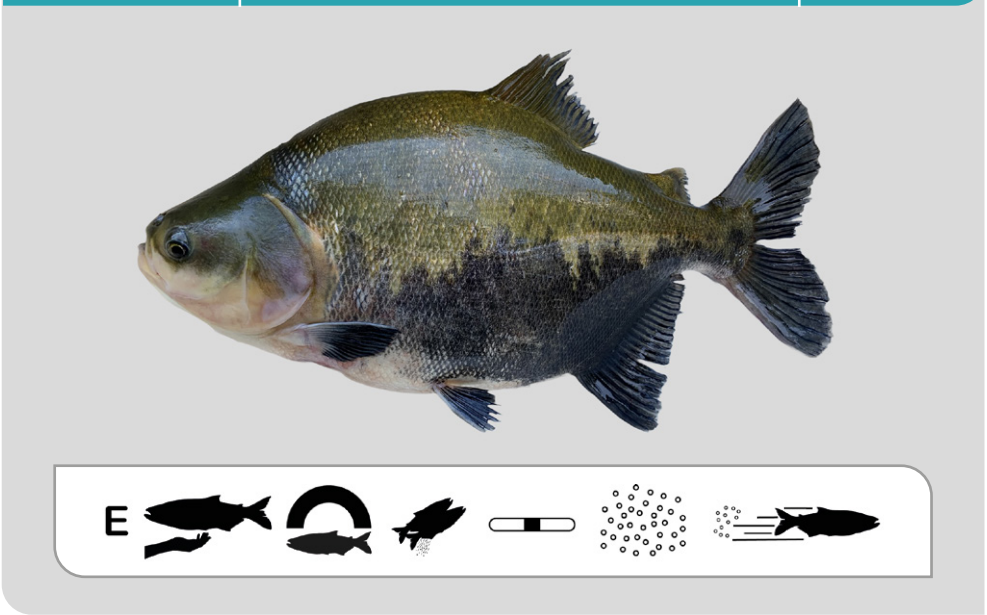


Figura 8, Tabela 8

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Diâmetro do ovo: 3,89 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,43 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Sem informações.
Tempo de incubação: 19h40min (26,7°C).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,20 – 11,10 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 4,20 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a alto, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho de moderado a grande.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 5,75 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e pigmentados com cerca de 5,79 mm.

Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Inicialmente subterminal, passando a terminal no estágio de pós-flexão.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 6,05 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Ausente até o final da pré-flexão. Em pós-flexão, pigmentos dendríticos e puntiformes distribuem-se pelo corpo, concentrando-se na região dorsal, cabeça, focinho e dentário, além de estarem presentes nos raios das nadadeiras anal e dorsal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 10,37 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 10,37 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 11,10 mm, alguns raios são visíveis.
- **Peitoral:** Com 13,40 mm, ainda não apresenta raios.

Absorção completa da "finfold": Com 11,10 mm, ainda apresenta "finfold" na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 15 - 19 (Mo = 19)
- **Pós-anal:** 14 - 18 (Mo = 18)
- **Total:** 30 - 35 (Mo = 33)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 15 - 16
- **Anal:** 21 - 23
- **Pélvica:** -
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais assemelham-se às de Anostomidae e *Piaractus* spp., compartilhando a pigmentação na cabeça. Diferenciam-se pela posição do ânus, mais próximo ao meio do corpo que em Anostomidae, e pelo número total de miômeros (30-35), distinto de *Piaractus brachypomus* (39-41) e *Piaractus mesopotamicus* (38-41) (Nakatani; Agostinho; Baumgartner, G.; Bialetzki; Sanches; Makrakis, M.C.; Pavanelli, 2001; Santos, Z.; Oliveira, L.S.; Cajado; Silva, F.K.S.; Silva, L.V.F.; Zacardi, 2023).

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 15,41 – 18,31 mm
Forma do corpo: O corpo é alto, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Sem informações.

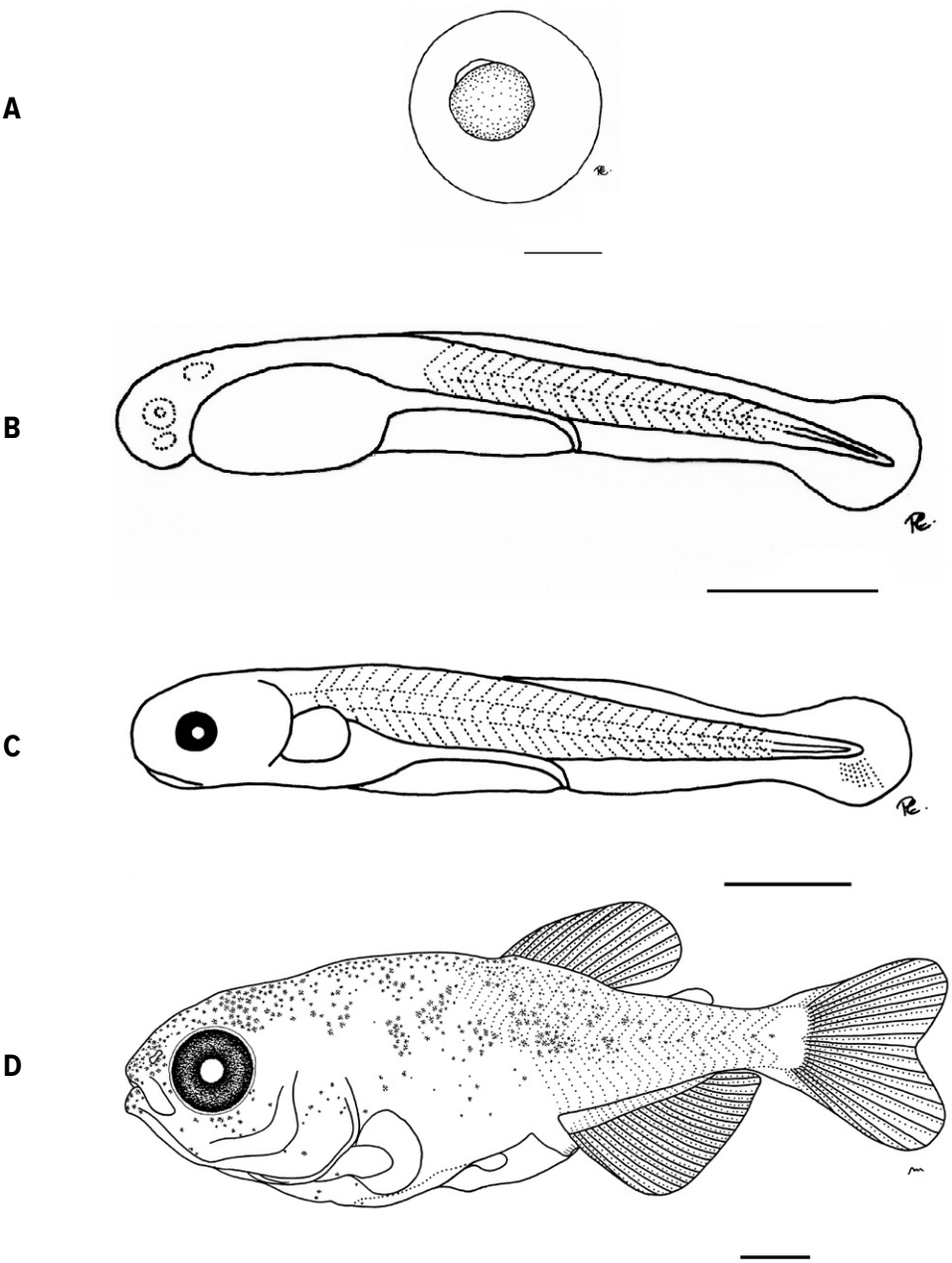
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 15
Anal: 22 - 24
Pélvica: 07
Peitoral: -

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis são semelhantes aos adultos, apresentando o corpo alto e ovalado.

Figura 8 – Desenvolvimento inicial de *Colossoma macropomum*. Ovo: **A.** Clivagem inicial (2,25 mm DO); Larvas: **B.** Larval vitelino (4,20 mm CP); **C.** Pré-flexão (5,79 mm CP); e **D.** Pós-Flexão (10,37 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustrações **A-C** de Paula Cabral Eterovick (2026) e **D** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 8 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Colossoma macropomum*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil; Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 14)		PF (N = 04)		FL (N = 0)		FP (N = 02)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,55-5,3	4,92±0,31	6,05-6,37	6,18±0,14	-	-	12,74-13,41	13,08±0,47	-	-
CP	4,20-5,04	4,59±0,37	5,75-6,05	5,87±0,13	-	-	10,37-11,10	10,74±0,52	-	-
CF	-	-	0,24-0,34	0,30±0,04	-	-	0,71-0,90	0,81±0,13	-	-
DOL	-	-	0,31-0,43	0,35±0,06	-	-	1,16-1,28	1,22±0,08	-	-
CC	-	-	1,12-1,26	1,18±0,06	-	-	3,75-4,09	3,92±0,24	-	-
AC	0,50-0,68	0,61±0,06	0,80-0,88	0,84±0,04	-	-	3,01-3,18	3,10±0,12	-	-
ACO	0,84-1,09	0,96±0,07	0,96-1,03	0,99±0,03	-	-	3,91-4,76	4,34±0,60	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	5,53-6,03	5,78±0,35	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	7,18-7,69	7,44±0,36	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	6,10	-	-	-
FNP	-	-	1,21-1,29	1,25±0,04	-	-	3,21-3,60	3,41±0,28	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	63,49-77,68	71,65±3,77	-	-	77,75-80,27	79,01±1,78	-	-
CF/CC	-	-	19,04-29,57	25,13±4,40	-	-	18,93-22,00	20,47±2,17	-	-
DOL/CC	-	-	26,96-34,13	29,12±3,35	-	-	30,93-31,30	31,11±0,26	-	-
CC/CP	-	-	19,34-20,83	20,08±0,61	-	-	36,16-36,85	36,50±0,48	-	-
ACO/CP	-	-	16,27-17,91	16,87±0,75	-	-	37,70-42,88	40,29±3,66	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	53,33-54,32	53,83±0,71	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	69,24-69,28	69,26±0,03	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	54,95	-	-	-
FNP/CP	-	-	20,68-22,09	21,24±0,62	-	-	30,95-32,43	31,69±1,04	-	-
Miômeros										
Pré-anal	15-19	19 (N=04)	15-16	15 (N=03)	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	14-17	17 (N=03)	18	18 (N=04)	-	-	-	-	-	-
Total	30-35	33 (N=05)	33-34	33 (N=03)	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	15-16	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	21-23	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.8 *Metynnis lippincottianus*

Serrasalmidae	*Metynnis lippincottianus* (Cope, 1870)	Pacu CD

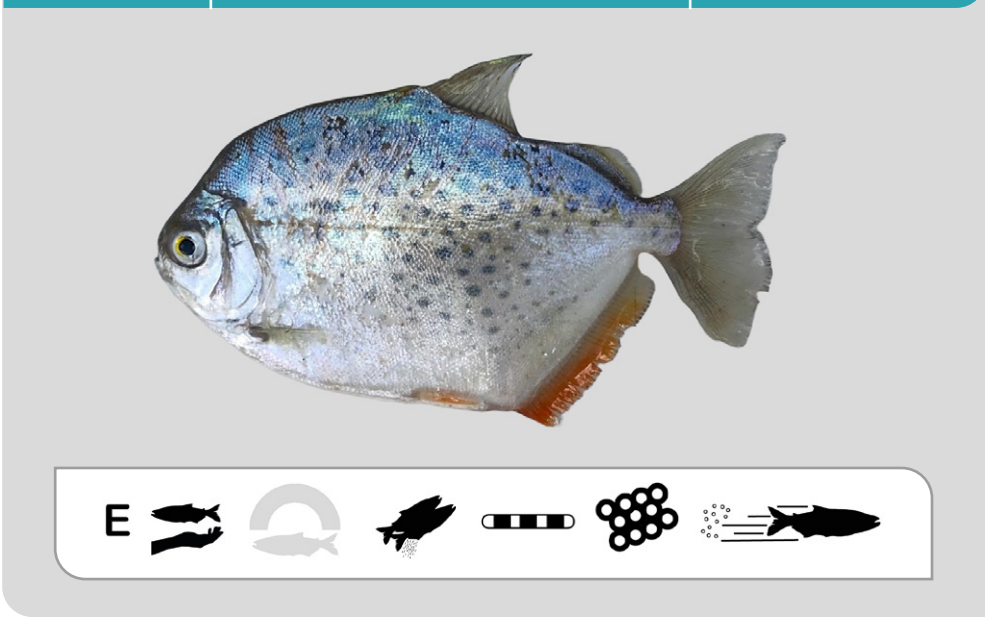


Figura 9, Tabela 9

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,56 – 18,51 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,56 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 10,56 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação é puntiforme e dendrítica, distribuída por todo o corpo. A concentração é maior nas regiões dorsal, da cabeça e focinho, enquanto é mais escassa na região do trato digestório. Posteriormente, a pigmentação ao longo do corpo torna-se mais conspícua, formando pequenas máculas. Nos exemplares analisados, ainda não há formação de mancha

umeral. A pigmentação está presente ao longo de todos os raios das nadadeiras pélvica, dorsal, anal e caudal, além de pigmentos dendríticos na nadadeira adiposa a partir de 31,83 mm.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 10,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 11,35 mm, alguns raios são visíveis.
- **Pélvica:** Com 13,44 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 17,80 mm, começa a apresentar raios.

Absorção completa da "finfold": Com cerca de 18,51 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 13 -14 (Mo = 14)
- **Pós-anal:** 17
- **Total:** 30 – 31 (Mo = 31)

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 15 – 18 (Mo = 16)
- **Anal:** 30 – 41 (Mo = 37)
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 09 - 12

CARACTERES ESPECÍFICOS

Até o estágio de pós-flexão, as larvas são semelhantes às de *Serrasalmus brandtii* e *Pygocentrus piraya*, diferenciando-se pelo número de raios na nadadeira anal. Com o desenvolvimento da nadadeira adiposa, a espécie pode ser distinguida de *Myleus micans*, *S. brandtii* e *P. piraya*, devido ao formato mais alongado dessa estrutura.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 31,83 – 73,93 mm.

Forma do corpo: O corpo é alto, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano no corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam máculas conspícuas ao longo de todo o corpo, com uma mancha umeral bem definida. Cromatóforos puntiformes e dendríticos estão distribuídos por todo o corpo, com maior concentração nas regiões dorsal, da cabeça e do focinho, enquanto são mais escassos no trato digestório. A pigmentação está presente em todos os raios das nadadeiras pélvica, dorsal, anal e caudal, sendo mais concentrada nas pontas dos raios em indivíduos maiores. Cromatóforos dendríticos também são observados na nadadeira adiposa.

MERÍSTICA

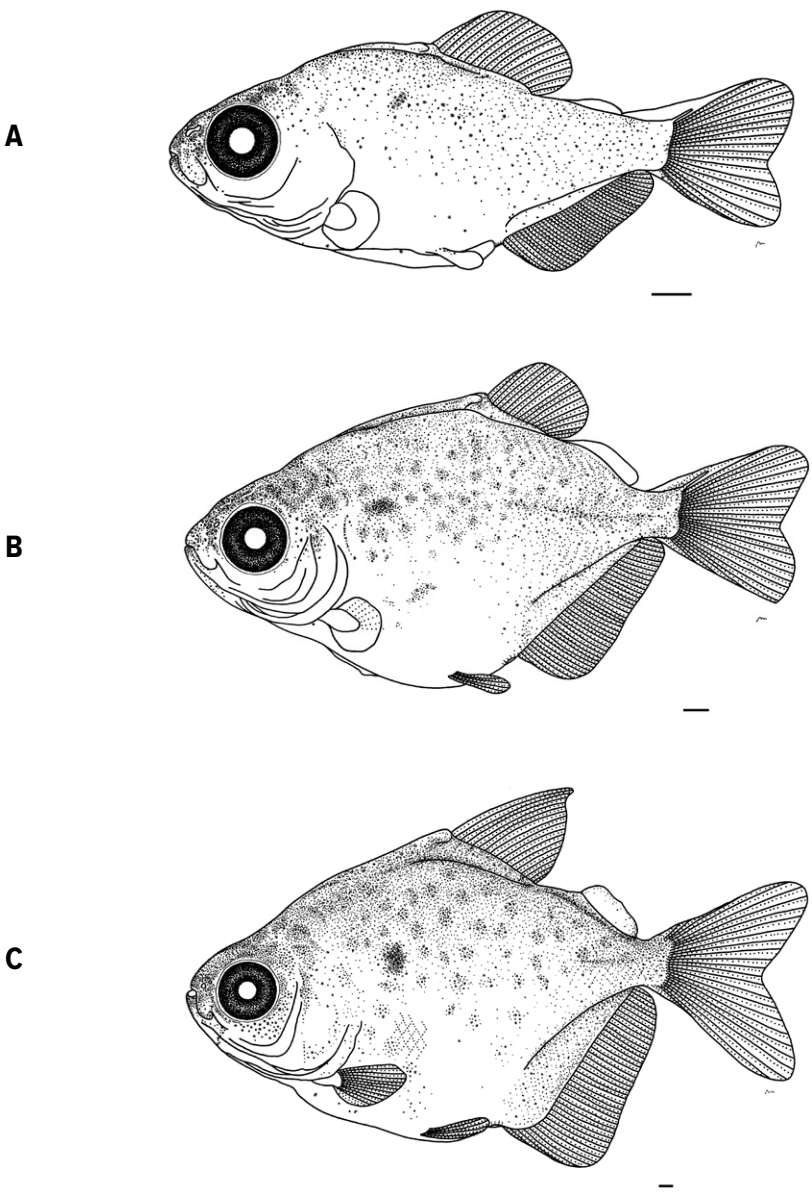
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 17
- **Anal:** 39
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 15 - 17

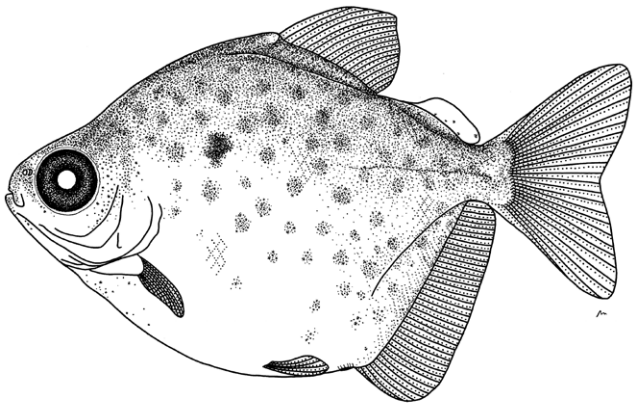
CARACTERES ESPECÍFICOS

Juvenis de *M. lippincottianus* possuem a nadadeira adiposa mais alongada, o que os diferencia de *M. micans*.

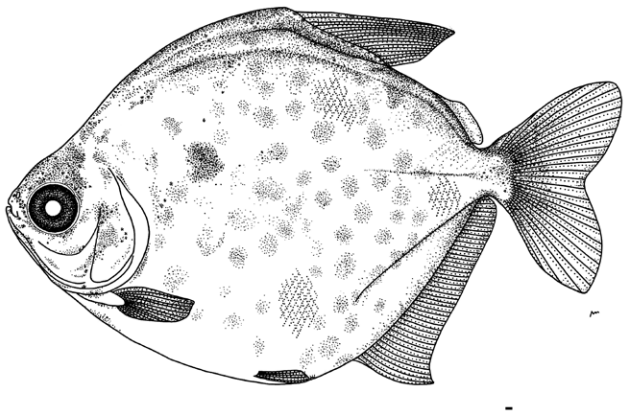
Figura 9 – Desenvolvimento inicial de *Metynnis lippincottianus*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (12,66 mm CP; 18,51 mm CP); e **C.**, **D.** e **E.** Juvenil (31,83 mm CP; 37,02 mm CP; 73,93 mm CP) Escala = 1 mm



D



E



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 9 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Metynnis lippincottianus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 12)		J (N = 03)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	12,35-23,42	16,54±4,07	41,67-91,75	60,21±27,45
CP	-	-	-	-	-	-	10,56-18,51	13,49±2,86	31,83-73,93	47,59±22,95
CF	-	-	-	-	-	-	0,63-1,66	1,10±0,36	3,05-5,33	3,90±1,24
DOL	-	-	-	-	-	-	1,29-2,63	1,73±0,49	3,78-7,00	5,11±1,67
CC	-	-	-	-	-	-	2,35-7,06	4,79±1,29	10,73-22,13	14,90±6,28
AC	-	-	-	-	-	-	2,76-7,67	4,42±1,70	7,14-19,19	11,99±6,35
ACO	-	-	-	-	-	-	3,40-10,50	5,77±2,55	15,68-40,36	24,79±13,54
FND	-	-	-	-	-	-	5,68-10,14	7,38±1,68	17,70-47,90	28,42±16,89
FNA	-	-	-	-	-	-	6,85-12,62	8,88±2,08	18,59-58,06	33,20±21,63
FNL	-	-	-	-	-	-	5,60-10,64	7,68±1,84	15,34-46,03	26,80±16,75
FNP	-	-	-	-	-	-	3,61-6,02	4,42±0,89	9,15-19,81	13,16±5,79
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	80,89-116,92	90,02±10,68	66,54-86,71	78,25±10,74
CF/CC	-	-	-	-	-	-	16,71-27,38	22,64±2,77	24,08-28,42	26,88±2,42
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	33,25-40,09	36,12±2,34	31,63-38,51	35,12±3,44
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,72-38,14	35,18±2,17	29,93-33,71	31,88±1,89
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	31,90-58,99	41,13±9,19	49,26-54,59	51,12±3,01
FND/CP	-	-	-	-	-	-	51,20-57,31	54,62±1,99	53,16-64,79	57,85±6,13
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	62,61-68,65	65,60±2,07	58,40-78,53	66,31±10,74
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	49,34-57,48	53,51±2,35	48,19-62,26	53,97±7,36
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	30,99-34,27	32,87±1,00	26,80-28,75	27,99±1,04
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	13-14	14 (N=02)	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	17		-	-
Total	-	-	-	-	-	-	30-31	31 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	15-18	16 (N=05)	17	-
Anal	-	-	-	-	-	-	30-41	37 (N=04)	39	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	09-12	-	15-17	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.9 *Myleus micans*

Serrasalmidae	*Myleus micans* (Lütken, 1875)	Pacu

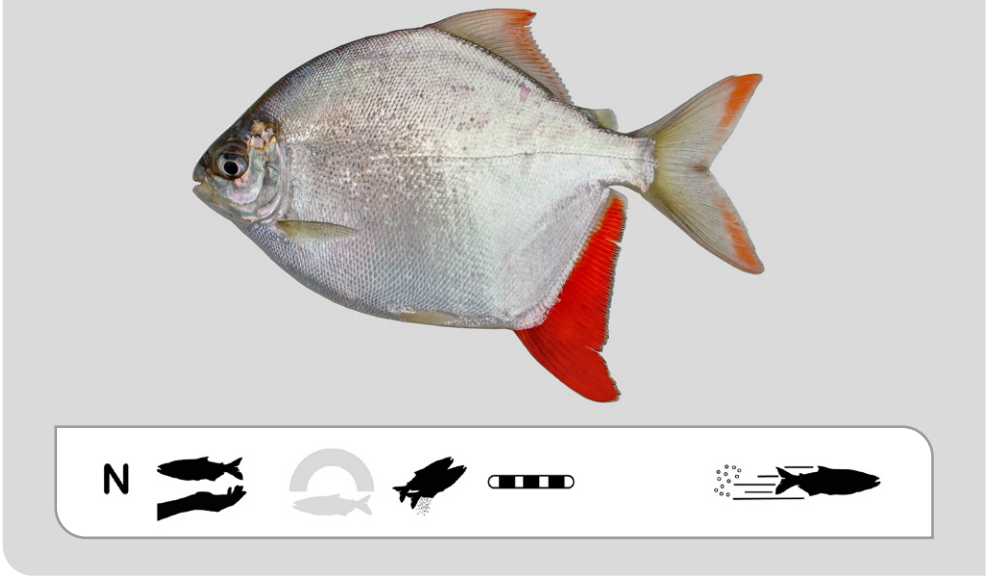


Figura 10, Tabela 10

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações

LARVA

Estágios de referência: FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 9,45 – 24,56 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a alto, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho de moderado a grande.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 9,80 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 9,45 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 9,45 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 9,45 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 24,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação inicial é escassa, concentrando-se na região da bexiga natatória. Com o desenvolvimento, surge uma pigmentação característica ao longo da linha lateral, mais evidente da abertura anal aos elementos de suporte da

nadadeira caudal. Ao final da flexão, pigmentos se concentram na cabeça, formando uma faixa, entre a boca e o olho, e se intensificam entre os raios da nadadeira caudal até o estágio de pós-flexão. Nesse estágio, máculas assimétricas e achatadas verticalmente aparecem ao longo do corpo, especialmente na região posterior.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 11,32 mm, alguns raios são visíveis; com 13,48 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 11,32 mm alguns raios são visíveis; com 14,22 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 14,22 mm, alguns raios são visíveis; com 17,12 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 17,12 mm, alguns raios são visíveis; com 25,51 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com aproximadamente 17,00 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 18 - 22 (Mo = 20)

Pós-anal: 17 - 21 (Mo = 18)

Total: 36 - 41 (Mo = 39)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 22 - 27 (Mo = 24)

Anal: 33 - 41 (Mo = 36)

Pélvica: 06 – 08 (Mo = 07)

Peitoral: 13 - 16 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

O padrão de pigmentação característico da espécie é mantido até o período juvenil, sendo o principal traço distintivo em relação às demais espécies da família Serrasalmidae registradas na bacia.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 25,51 – 47,07 mm.

Forma do corpo: O corpo é alto, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho de moderado a grande.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é conspícua, com faixas assimétricas ao longo do corpo, mais concentradas na região dorsal. A cabeça, o focinho e o dentário são pigmentados. Ao longo do desenvolvimento, a pigmentação do corpo torna-se mais escassa e forma uma mancha umeral arredondada.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 23 - 26 (Mo = 24)

Anal: 34 - 39 (Mo = 35)

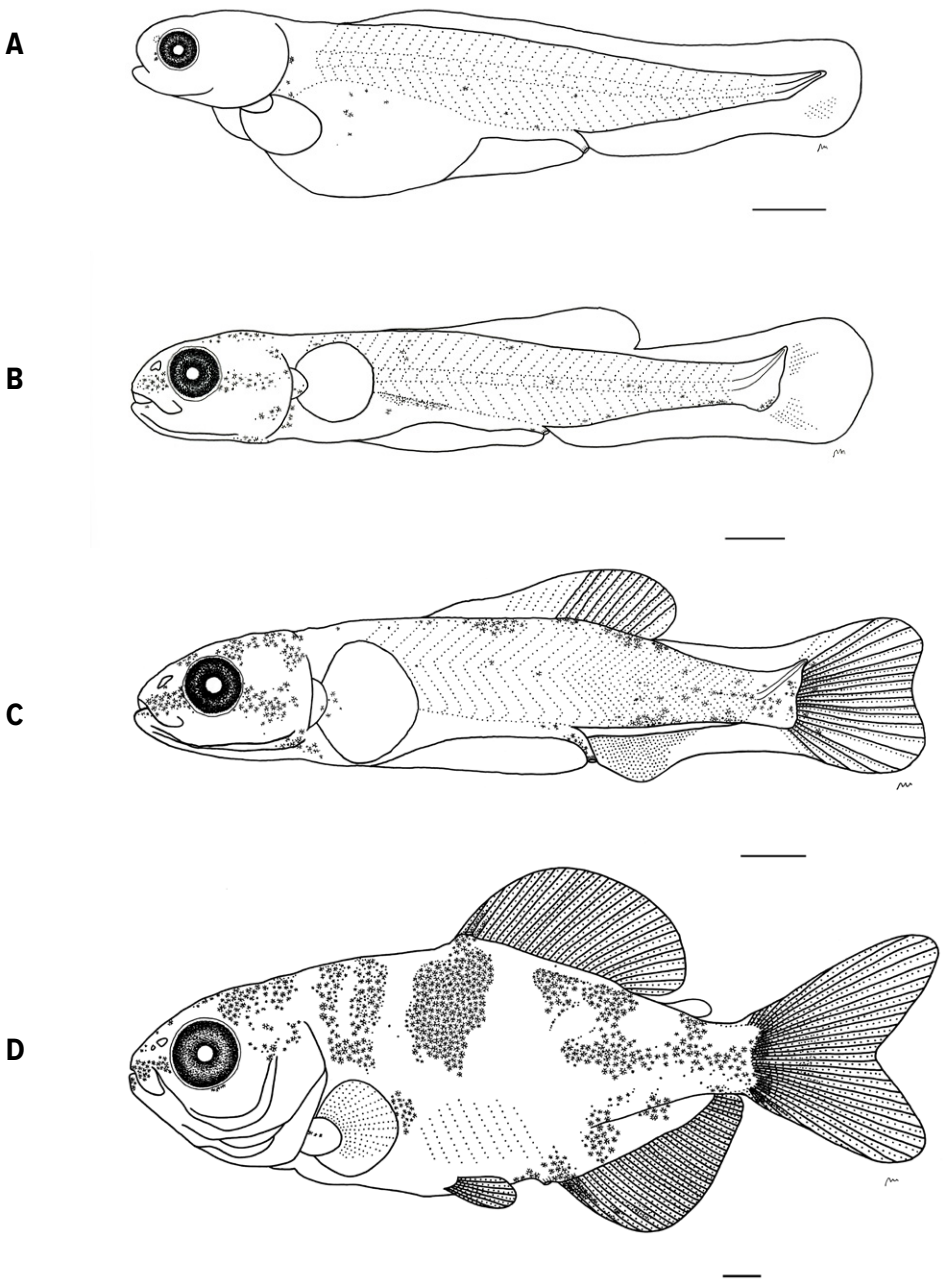
Pélvica: 07 – 08 (Mo = 08)

Peitoral: 14 - 17 (Mo = 16)

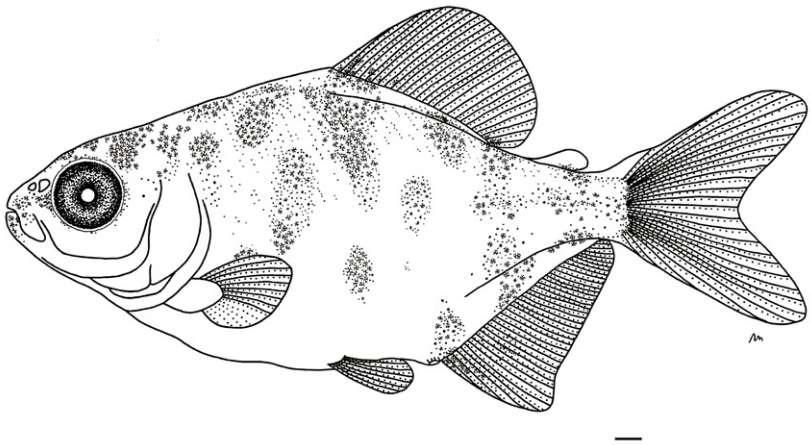
CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis de *M. micans* apresentam a nadadeira adiposa mais curta, o que os diferencia de *M. lippincottianus*.

Figura 10 – Desenvolvimento inicial de *Myleus micans*. Larvas: **A.**, **B.** e **C.** Flexão (9,45 mm CP; 9,82 mm CP; 11,32 mm CP); **D.** e **E.** Pós-flexão (18,38 mm CP; 21,80 mm CP). Escala = 1 mm



E



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 10 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Myleus micans*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 31)		FP (N = 26)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	9,95-13,56	12,05±0,79	14,05-30,58	22,32±5,22	32,19-57,75	40,91±6,72
CP	-	-	-	-	9,45-11,57	10,49±0,59	11,53-24,56	18,12±4,21	25,51-47,07	32,89±5,40
CF	-	-	-	-	0,37-0,88	0,65±0,11	0,66-2,31	1,52±0,46	2,22-3,78	2,90±0,42
DOL	-	-	-	-	0,54-1,08	0,85±0,11	1,08-2,77	1,98±0,50	2,84-5,21	3,53±0,65
CC	-	-	-	-	1,78-3,54	2,78±0,36	3,44-8,39	6,03±1,51	8,73-14,60	10,58±1,54
AC	-	-	-	-	1,26-2,21	1,73±0,23	2,25-8,40	5,18±1,71	7,12-13,94	9,48±1,86
ACO	-	-	-	-	1,52-2,55	1,86±0,30	2,60-11,43	7,11±2,79	12,12-31,23	18,12±4,57
FND	-	-	-	-	3,89-6,41	5,53±0,64	6,33-14,20	9,64±2,54	14,61-29,57	19,07±3,68
FNA	-	-	-	-	7,00-8,01	7,58±0,45	8,02-16,11	12,30±2,71	17,86-36,62	23,88±4,60
FNL	-	-	-	-	-	-	6,81-12,13	9,44±1,69	11,73-24,06	15,47±3,16
FNP	-	-	-	-	2,18-3,32	2,66±0,26	3,97-7,66	5,61±1,15	6,83-12,18	8,79±1,33
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	52,57-89,74	62,94±7,24	65,41-100,12	84,12±8,61	75,35-103,29	89,32±8,46
CF/CC	-	-	-	-	16,67-29,06	23,13±2,82	19,19-28,45	24,96±2,17	21,44-32,73	27,53±2,38
DOL/CC	-	-	-	-	27,00-34,75	30,77±1,99	30,51-36,16	32,85±1,33	30,72-37,40	33,29±1,88
CC/CP	-	-	-	-	18,84-31,30	26,37±2,72	27,08-36,86	33,19±2,11	27,45-34,54	32,29±1,57
ACO/CP	-	-	-	-	14,21-22,37	17,67±2,20	22,55-48,35	37,80±7,19	46,04-66,35	54,45±4,73
FND/CP	-	-	-	-	39,43-59,15	51,68±4,98	49,49-57,82	52,92±2,41	54,96-62,82	57,77±1,96
FNA/CP	-	-	-	-	67,76-71,39	69,22±1,37	60,77-71,03	68,12±2,35	69,18-77,80	72,33±2,32
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	43,57-56,78	51,15±3,31	43,00-52,58	46,85±2,54
FNP/CP	-	-	-	-	20,76-29,35	25,36±1,75	24,27-46,23	31,31±3,49	24,16-29,41	26,81±1,38
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	18-22	20 (N=07)	18-20	20 (N=03)	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	17-21	18 (N=11)	18-20	19 (N=05)	-	-
Total	-	-	-	-	36-41	39 (N=07)	36-39	39 (N=04)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	23-24	-	22-27	24 (N=12)	23-26	24 (N=11)
Anal	-	-	-	-	-	-	33-41	36 (N=06)	34-39	35 (N=11)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06-08	07 (N=07)	07-08	08 (N=19)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	13-16	15 (N=06)	14-17	16 (N=08)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.10 *Pygocentrus piraya*

Serrasalmidae	*Pygocentrus piraya* (Cuvier, 1819)	Piranha-preta / Rodoleira Piranha-amarela

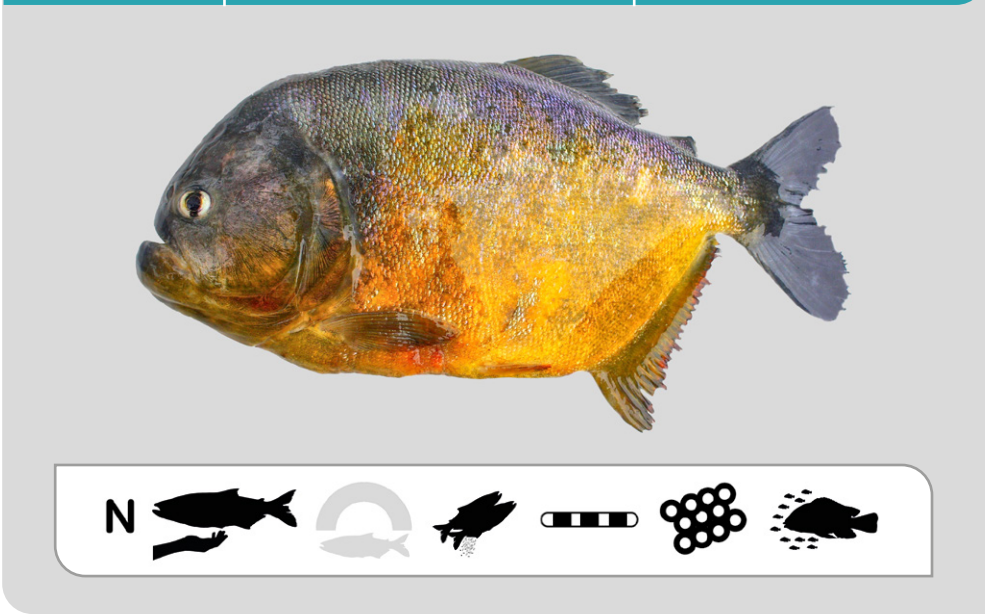


Figura 11, Tabela 11

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 11,81 – 35,13 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 11,81 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca inicialmente terminal com mandíbula prognata em pós-flexão final.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 11,81 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 24,73 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, os pigmentos são puntiformes e distribuídos aleatoriamente por todo o corpo e cabeça. Com o desenvolvimento, passam a formar máculas conspícuas distribuídas no corpo. Uma mancha no pedúnculo caudal se desenvolve gradualmente, com os pigmentos se estendendo até a base dos raios da nadadeira caudal.

Nas demais nadadeiras, a pigmentação começa de forma dispersa e se concentra progressivamente nas extremidades.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 11,81 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 24,73 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 24,73 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 35,13 não apresenta todos os raios formados.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 16
- **Pós-anal:** 21
- **Total:** 37

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 17 – 18 (Mo = 17)
- **Anal:** 30
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 15

CARACTERES ESPECÍFICOS

Até o estágio de pós-flexão inicial, essa espécie é muito semelhante a *S. brandtii*, diferenciando-se pelo número de raios da nadadeira anal quando completamente desenvolvida. Ao final da pós-flexão, destaca-se pelo formato mais arredondado da cabeça e pela pigmentação mais evidente, caracterizada por máculas distribuídas por todo o corpo.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 42,48 - 55,01 mm.

Forma do corpo: O corpo é alto, a cabeça é grande e o diâmetro do olho varia de pequeno a moderado.

Posição da boca: Boca terminal com mandíbula prognata.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam máculas conspícuas distribuídas por todo o corpo, exceto na região da cabeça e opérculo, que possuem pigmentação puntiforme e dendrítica, aleatória e esparsa. Observa-se uma mancha no pedúnculo caudal, com pigmentação que se estende até a base dos raios da nadadeira caudal. As nadadeiras peitoral, caudal e anal apresentam pigmentação mais concentrada nas extremidades dos raios. Na nadadeira adiposa, os cromatóforos dendríticos estão distribuídos aleatoriamente e são pouco visíveis.

MERÍSTICA

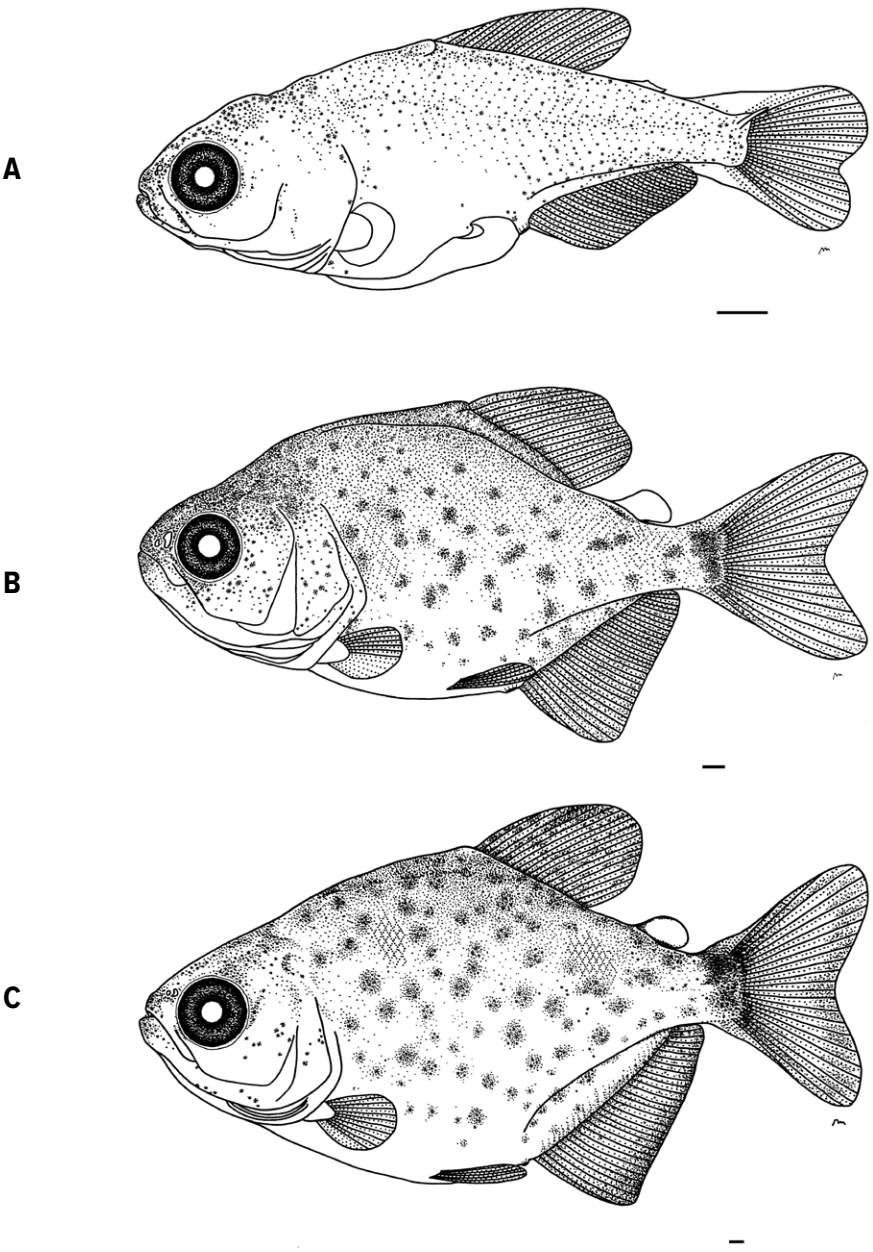
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 17 – 19 (Mo = 19)
- **Anal:** 30
- **Pélvica:** 06 – 07 (Mo = 06)
- **Peitoral:** 15 – 17 (Mo = 17)

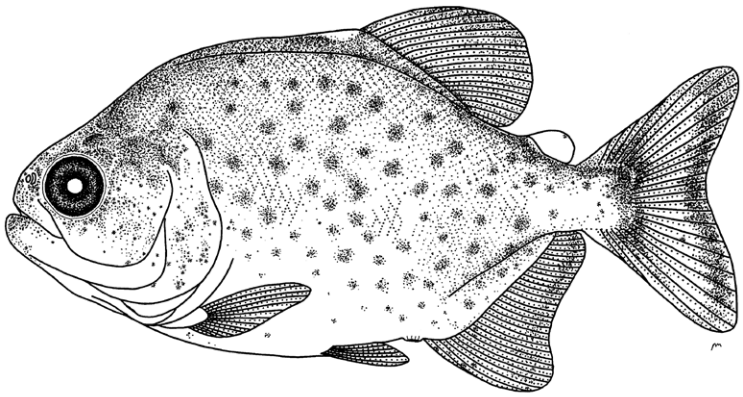
CARACTERES ESPECÍFICOS

O formato arredondado da cabeça, o padrão de pigmentação e o número de raios da nadadeira anal são as principais características que distinguem essa espécie de *S. brandtii*.

Figura 11 – Desenvolvimento inicial de *Pygocentrus piraya*. **A.**, **B.** e **C.** Larvas em pós-flexão (11,81 mm CP; 24,73 mm CP; 35,13mm CP); e **D.** Juvenil (55,01 mm CP). Escala = 1 mm



D



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 11 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Pygocentrus piraya*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 03)		J (N = 03)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	14,03-42,34	29,96±11,74	51,36-67,47	56,80±9,24
CP	-	-	-	-	-	-	11,81-35,13	24,46±9,61	42,48-55,01	46,80±7,12
CF	-	-	-	-	-	-	0,72-2,65	1,99±0,89	3,95-6,99	5,08±1,67
DOL	-	-	-	-	-	-	1,33-4,08	2,87±1,16	3,78-5,99	4,69±1,15
CC	-	-	-	-	-	-	4,14-12,83	9,15±3,63	17,06-23,10	19,10±3,46
AC	-	-	-	-	-	-	3,21-10,72	7,34±3,11	10,92-14,36	12,68±1,72
ACO	-	-	-	-	-	-	4,21-18,79	12,22±6,04	20,65-26,36	22,91±3,04
FND	-	-	-	-	-	-	6,18-18,74	13,48±5,27	22,63-35,42	27,33±7,04
FNA	-	-	-	-	-	-	7,60-23,52	15,94±6,57	27,90-36,92	31,40±4,84
FNL	-	-	-	-	-	-	11,98-17,80	14,53±2,97	21,41-29,71	24,47±4,56
FNP	-	-	-	-	-	-	3,77-11,22	8,07±3,11	14,06-18,15	15,60±2,23
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	76,20-83,55	79,58±3,34	62,16-74,74	66,86±6,86
CF/CC	-	-	-	-	-	-	17,39-25,37	21,21±3,28	23,03-30,26	26,15±3,72
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	29,11-32,77	31,45±1,61	22,16-25,93	24,41±1,99
CC/CP	-	-	-	-	-	-	35,06-38,90	37,18±1,73	39,98-41,99	40,71±1,11
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	35,65-53,49	47,69±8,20	47,92-50,63	49,05±1,41
FND/CP	-	-	-	-	-	-	52,33-57,10	54,91±2,43	53,27-64,39	57,82±5,83
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	61,83-66,95	64,86±2,30	65,03-69,14	67,10±2,05
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	48,44-52,79	50,63±2,17	49,91-54,01	52,13±2,07
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	31,92-34,53	32,95±1,27	32,77-34,32	33,36±0,84
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	16	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	21	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	37	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	17-18	17 (N=02)	17-19	19 (N=02)
Anal	-	-	-	-	-	-	30	-	30	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	-	06-07	06 (N=02)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	15	-	15-17	17 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.11 *Serrasalmus brandtii*

Serrasalmidae	*Serrasalmus brandtii* Lütken, 1875	Pirambeba

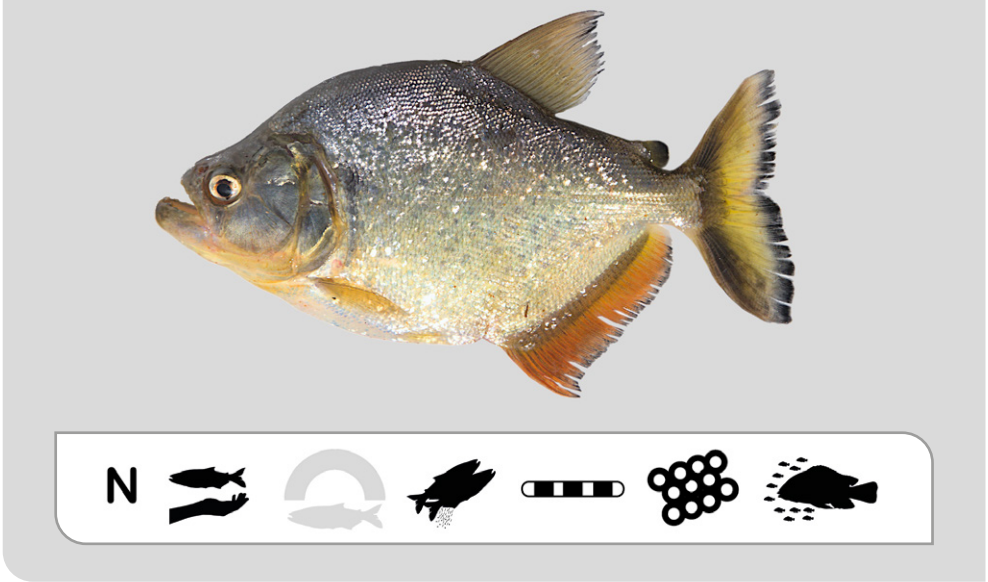


Figura 12, Tabela 12

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,61 a 24,10 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,61 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal com mandíbula prognata.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 10,61 mm.
Escamas: Presentes com 18,74 mm.

PIGMENTAÇÃO

Apresenta cromatóforos dendríticos distribuídos por todo o corpo, cabeça e dentário. Possui uma mancha cobrindo todo o pedúnculo caudal. Os raios das nadadeiras caudal, anal, dorsal e pélvica são pigmentados.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 10,61 mm, todos raios estão formados.

Anal: Com 10,61 mm, todos raios estão formados.

Pélvica: Com 12,02 mm, todos raios estão formados.

Peitoral: Com 17,56 mm, alguns raios são visíveis; com 24,10 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Com 13,44 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 18

Pós-anal: 18 – 20 (Mo = 20)

Total: 36 – 38 (Mo = 38)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 15 – 17 (Mo = 16)

Anal: 31 – 36 (Mo = 35)

Pélvica: 06 – 08 (Mo = 06)

Peitoral: 13 - 16

CARACTERES ESPECÍFICOS

Essa espécie é muito semelhante a *P. piraya*, diferenciando-se pelo número de raios da nadadeira anal quando completamente desenvolvida. Ao longo do desenvolvimento larval, distingue-se pelo formato da cabeça.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 27,34 – 83,03 mm.

Forma do corpo: O corpo é alto, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.

Posição da boca: Boca terminal com mandíbula prognata.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, os cromatóforos tornam-se conspícuos, formando várias máculas distribuídas por todo o corpo. Posteriormente, essas máculas começam a se tornar escassas na região do trato digestório, até se restringirem apenas acima da linha lateral. Uma mancha cobre todo o pedúnculo caudal, desaparecendo com aproximadamente 30 mm. Os pigmentos surgem inicialmente ao longo dos raios das nadadeiras dorsal, caudal e anal, mas depois concentram-se apenas nas extremidades. A nadadeira adiposa também é pigmentada com cromatóforos dendríticos, que, posteriormente, se concentram somente nas extremidades.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 15 – 17 (Mo = 17)

Anal: 32 – 36 (Mo = 35)

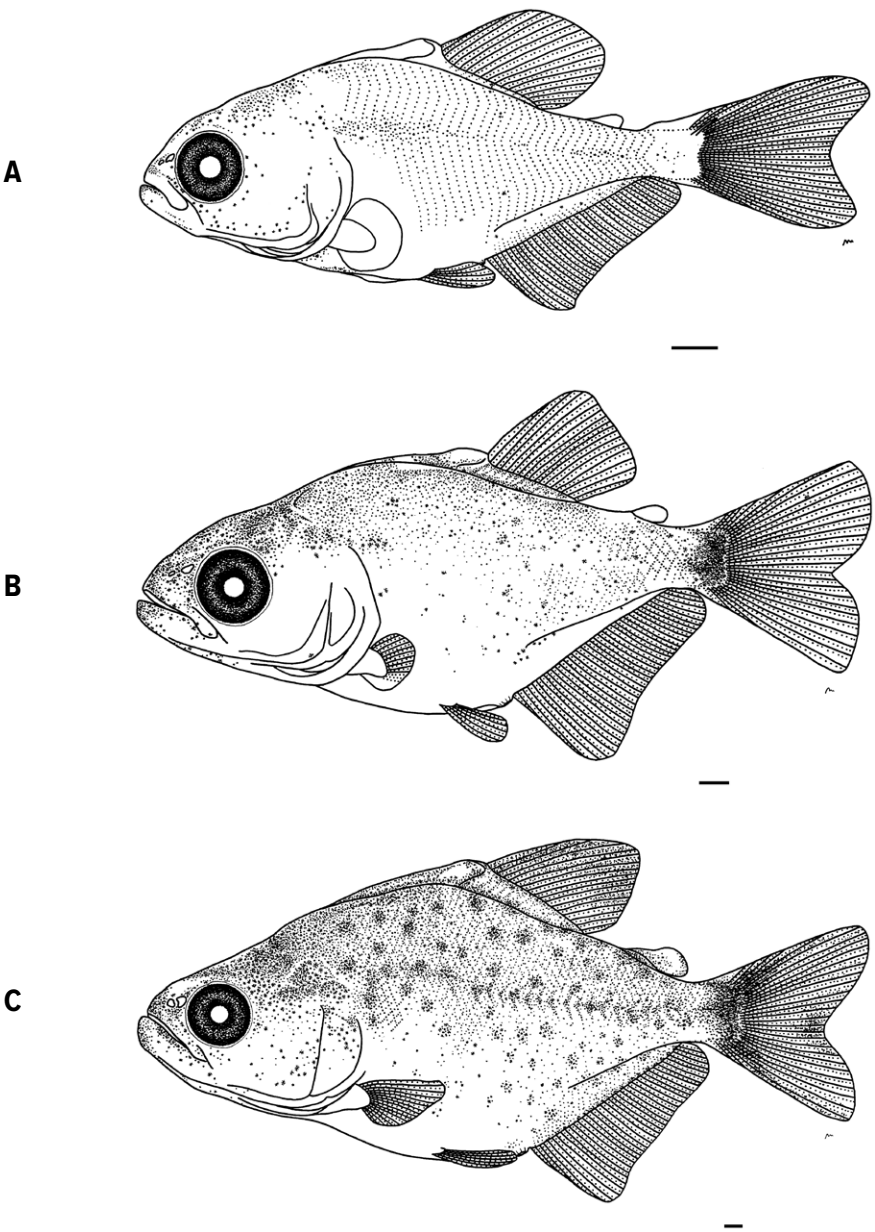
Pélvica: 06 – 07 (Mo = 06)

Peitoral: 12 - 15 (Mo = 13)

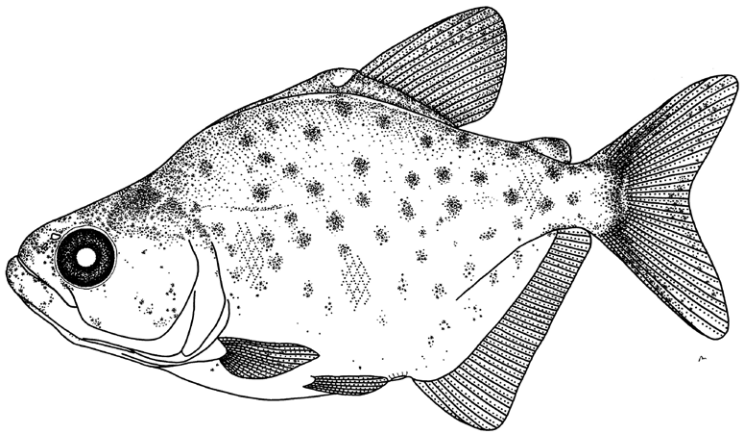
CARACTERES ESPECÍFICOS

O formato da cabeça, o padrão de pigmentação e o número de raios da nadadeira anal são as principais características que distinguem essa espécie de *P. piraya*.

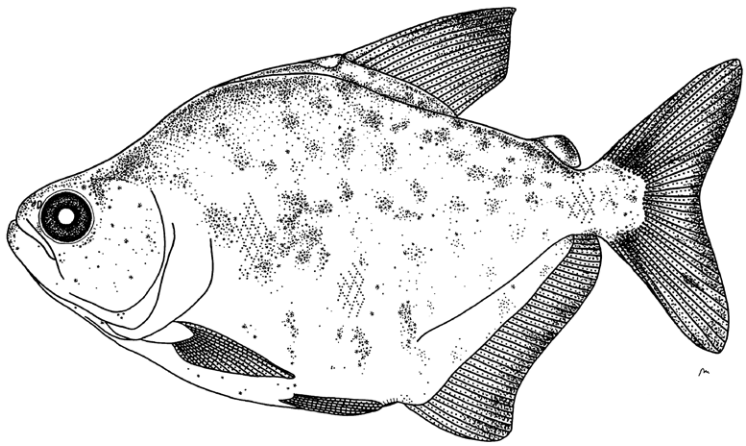
Figura 12 – Desenvolvimento inicial de *Serrassalmus brandtii*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (13,44 mm CP; 18,74 mm CP); e **C.**, **D**. e **E.** Juvenil (29,85 mm CP; 52,18 mm CP; 83,03 mm CP). Escala = 1 mm



D



E



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 12 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Serrasalmus brandtii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 08)		J (N = 09)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	12,59-30,21	20,43±6,49	32,37-97,02	47,70±20,95
CP	-	-	-	-	-	-	10,61-24,10	16,54±4,95	27,34-83,03	40,30±17,95
CF	-	-	-	-	-	-	0,70-2,34	1,41±0,64	2,59-7,23	3,89±1,58
DOL	-	-	-	-	-	-	1,19-2,76	2,00±0,60	2,91-7,92	4,23±1,59
CC	-	-	-	-	-	-	3,38-9,37	6,10±2,30	10,61-28,64	14,89±5,82
AC	-	-	-	-	-	-	2,80-7,62	5,11±1,78	6,20-16,99	10,03±3,19
ACO	-	-	-	-	-	-	3,02-12,15	6,79±3,33	13,38-41,40	20,13±9,52
FND	-	-	-	-	-	-	5,17-13,43	8,82±3,13	14,85-51,16	23,39±11,94
FNA	-	-	-	-	-	-	6,62-16,16	10,73±3,60	18,73-55,25	26,83±11,93
FNL	-	-	-	-	-	-	5,86-13,00	9,27±2,99	14,70-45,44	21,71±9,96
FNP	-	-	-	-	-	-	3,57-9,08	5,83±1,98	9,49-25,87	13,69±5,32
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	77,80-96,30	84,63±5,71	49,92-87,08	69,23±12,68
CF/CC	-	-	-	-	-	-	18,52-26,20	22,44±2,51	23,67-29,23	25,97±2,01
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	29,46-36,81	33,64±2,74	26,70-30,54	28,48±1,31
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,86-39,92	36,12±3,28	34,40-41,61	37,59±2,50
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	28,46-50,41	39,01±8,10	42,41-50,92	47,73±2,91
FND/CP	-	-	-	-	-	-	43,01-57,40	52,57±4,39	50,71-63,42	57,04±4,71
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	61,13-67,95	64,27±2,68	64,22-68,54	66,63±1,57
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	48,75-58,07	52,65±3,43	50,59-56,35	53,68±1,89
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	32,07-37,68	34,92±1,75	31,16-36,24	34,43±1,56
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	18	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	18-20	20 (N=02)	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	36-38	38 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	15-17	16 (N=05)	15-17	17 (N=04)
Anal	-	-	-	-	-	-	31-36	35 (N=04)	32-36	35 (N=04)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06-08	06 (N=04)	06-07	06 (N=07)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	13-16	-	12-15	13 (N=03)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.12 *Leporinus taeniatus*

Anostomidae	*Leporinus taeniatus* Lütken, 1875	Piau-jejo / Timburé



Figura 13, Tabela 13

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato (1999) e Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003).
Diâmetro do ovo: 3,00 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,92 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 17,34 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo, a cabeça e o diâmetro do olho são moderados.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 17,34 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.

Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 17,34 mm.
Escamas: Presentes.

PIGMENTAÇÃO

Apresentam cromatóforos dendríticos distribuídos ao longo do corpo, dando origem a formação de uma faixa longitudinal. As nadadeiras permanecem sem nenhuma pigmentação.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 17,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 17,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 17,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 17,34 mm, apresenta alguns raios.

Absorção completa da "finfold": Com 17,34 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 22
- **Pós-anal:** 19
- **Total:** 41

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 13
- **Anal:** 11
- **Pélvica:** 09
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

Larvas iniciais (larval vitelino e pré-flexão) assemelham-se às de *Piaractus* spp., compartilhando a pigmentação na cabeça. No entanto, diferenciam-se pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, enquanto em *Piaractus* spp. está no terço mediano. Também podem ser confundidas com larvas de *Prochilodus* spp. e *Apareiodon* spp., que, por sua vez, não apresentam pigmentação na cabeça. No estágio de pós-flexão, *L. taeniatus* distingue-se de *Megaleporinus obtusidens* e *Schizodon knerii* pela presença de cromatóforos dendríticos distribuídos ao longo do corpo, formando uma faixa longitudinal. Difere de *M. obtusidens* pelo número de miômeros pós-anal. Outra característica distintiva é a ausência de pigmentação nos raios das nadadeiras dorsal e anal, bem como na nadadeira adiposa, o que contrasta com *M. obtusidens*. Neste estágio é possível também contar o número de dentes, sendo três no pré-maxilar e quatro, ou excepcionalmente três, no dentário (Britski; Sato; Rosa, 1988).

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 18,87 – 80,13 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho de moderado a pequeno.
Posição da boca: Boca terminal
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A presença de cromatóforos, predominantemente puntiformes e alguns dendríticos resulta na formação de várias máculas distribuídas longitudinalmente ao longo do corpo. Com o avanço do

desenvolvimento, essas máculas gradualmente se fundem, formando uma única faixa longitudinal contínua. Na região dorsal, observam-se manchas alongadas dispostas em faixas transversais ao corpo. A pigmentação estende-se ao longo dos raios da nadadeira dorsal, enquanto a nadadeira anal apresenta uma pigmentação densa e conspícua. A extremidade da nadadeira adiposa também apresenta uma alta densidade de cromatóforos puntiformes.

MERÍSTICA

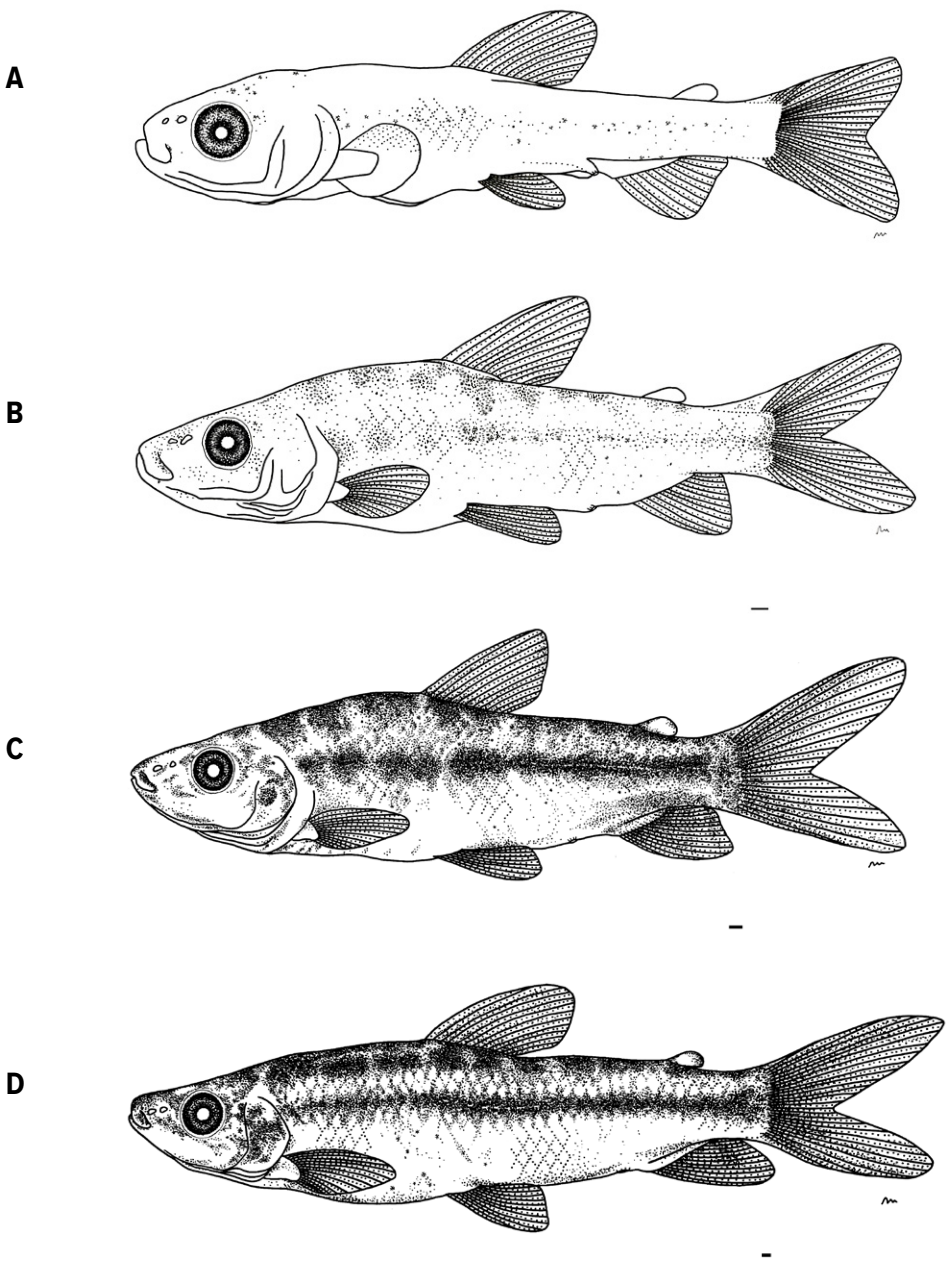
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11 - 13 (Mo = 12)
Anal: 10 – 12 (Mo = 11)
Pélvica: 09 – 10 (Mo = 09)
Peitoral: 14 – 16 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta máculas que se unem, formando uma faixa longitudinal de pigmentos ao longo do corpo. Distingue-se de *S. knerii* pelo formato e comprimento da cabeça, além de uma faixa de pigmentos, que em *S. knerii* pode alcançar os raios centrais da nadadeira caudal, enquanto nesta espécie alcança o pedúnculo caudal. Distingue-se de *M. obtusidens* por apresentar um padrão de pigmentação longitudinal, ao passo que *M. obtusidens* exibe faixas transversais. Possui três dentes no pré-maxilar e quatro, ou excepcionalmente três, no dentário (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 13 – Desenvolvimento inicial de *Leporinus taeniatus*. **A.** Larva em pós-flexão (17,34 mm CP); e **B.**, **C.** e **D.** Juvenil (47,81 mm CP; 53,20 mm CP; 80,13 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 13 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larva e juvenis de *Leporinus taeniatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 01)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	21,12	-	24,42-99,66	43,52±19,56
CP	-	-	-	-	-	-	17,34	-	18,87-80,13	35,20±15,61
CF	-	-	-	-	-	-	1,85	-	2,43-8,83	4,03±1,60
DOL	-	-	-	-	-	-	1,44	-	1,83-5,83	2,98±0,95
CC	-	-	-	-	-	-	5,65	-	6,67-20,45	10,78±3,59
AC	-	-	-	-	-	-	3,53	-	3,59-13,13	6,29±2,09
ACO	-	-	-	-	-	-	3,68	-	4,41-20,27	8,85±3,71
FND	-	-	-	-	-	-	8,40	-	9,64-36,03	16,64±6,77
FNA	-	-	-	-	-	-	12,87	-	15,98-65,44	27,47±12,61
FNL	-	-	-	-	-	-	9,21	-	11,89-39,56	18,70±7,32
FNP	-	-	-	-	-	-	5,57	-	6,30-20,56	10,65±3,61
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	62,48	-	50,65-68,05	58,67±5,03
CF/CC	-	-	-	-	-	-	32,74	-	29,64-43,18	36,85±2,86
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	25,49	-	20,09-32,44	27,91±2,55
CC/CP	-	-	-	-	-	-	32,58	-	24,70-35,35	31,54±2,57
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	21,22	-	21,80-31,05	25,25±1,76
FND/CP	-	-	-	-	-	-	48,44	-	43,74-52,09	47,74±1,62
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	74,22	-	72,60-84,68	77,90±2,48
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	53,11	-	48,83-56,86	52,73±2,40
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	32,12	-	25,06-34,57	31,07±2,42
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	22	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	19	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	41	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	13	-	11-13	12 (N=21)
Anal	-	-	-	-	-	-	11	-	10-12	11 (N=11)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	09	-	09-10	09 (N=14)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	14-16	15 (N=14)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.13 *Megaleporinus obtusidens*

Anostomidae	*Megaleporinus obtusidens* (Valenciennes, 1837)	Piau-verdadeiro

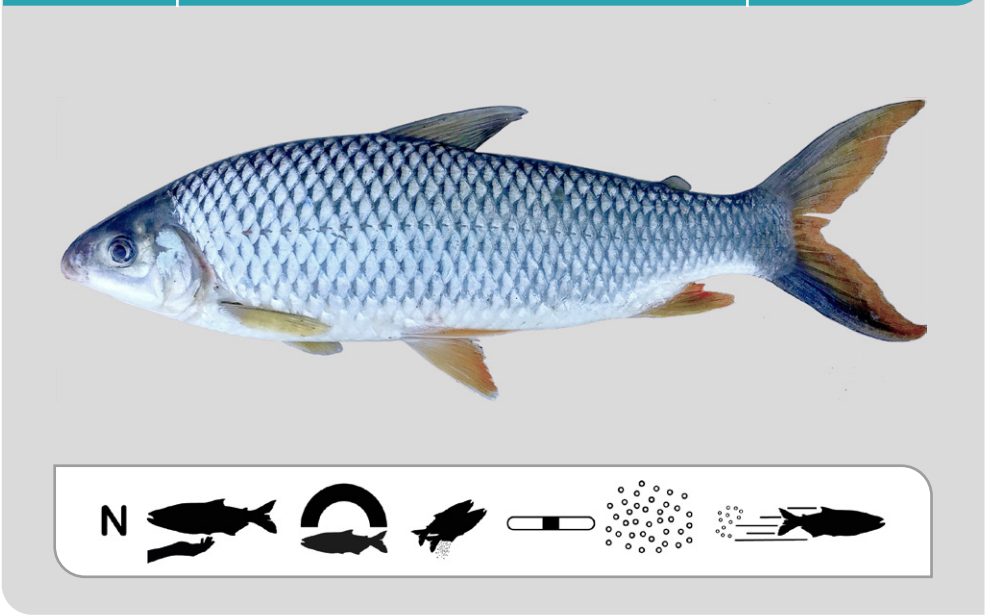


Figura 14, Tabela 14

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003), Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003) e Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Diâmetro do ovo: 2,60 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,84 mm.
Espaço perivitelino: Amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: 19h (25,5ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,63 – 19,55 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 2,63 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça de moderada a grande, e o diâmetro do olho de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com aproximadamente 4,10 mm.

Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 3,75 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 6,00 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com aproximadamente 4,30 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 16,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação é formada por apenas um ou dois pigmentos puntiformes na região da cabeça. No estágio de pré-flexão, cromatóforos dendríticos formam duas faixas longitudinais: uma ventral, do istmo à abertura anal, e outra do focinho até o pedúnculo caudal. Durante a flexão, apenas a segunda faixa permanece, enquanto em pós-flexão, cromatóforos, predominantemente puntiformes, formam faixas transversais ao longo do corpo, com uma mácula próxima à base dos raios da nadadeira dorsal, intensa pigmentação na nadadeira anal, e alta densidade de cromatóforos puntiformes na extremidade da nadadeira adiposa.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: A "finfold" e o botão da peitoral.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 9,85 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 9,85 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 11,52 mm, alguns raios são visíveis.
- **Peitoral:** Com 16,20 mm, apresenta os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Com aproximadamente 17,60 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 17 – 24 (Mo = 23)
- **Pós-anal:** 11 – 16 (Mo = 13)
- **Total:** 28 – 38 (Mo = 31)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 12
- **Anal:** 11
- **Pélvica:** 08 – 09 (Mo = 08)
- **Peitoral:** 09 - 12

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais (larval vitelino e pré-flexão) assemelham-se às de *Piaractus* spp., compartilhando a pigmentação na cabeça. No entanto, diferenciam-se pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, enquanto em *Piaractus* spp. está no terço mediano. Também podem ser confundidas com larvas de *Prochilodus* spp. e *Apareiodon* spp., que, por sua vez, não apresentam pigmentação na cabeça. Nos estágios de flexão e pós-flexão, diferencia-se de *L. taeniatus* e *S. knerii* pela presença de faixas transversais ao longo do corpo, sem a formação de uma faixa longitudinal.

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 22,00 – 40,00 mm
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande, e o diâmetro do olho de pequeno a moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é intensamente distribuída pelo corpo, cabeça e entre os raios das nadadeiras. Oito faixas transversais são visíveis no corpo, sendo que algumas são bipartidas no dorso. Possuem duas máculas nos flancos, uma abaixo da dorsal e outra entre a dorsal e a adiposa. Pigmentos estão presentes na base dos raios da caudal e na borda superior da adiposa.

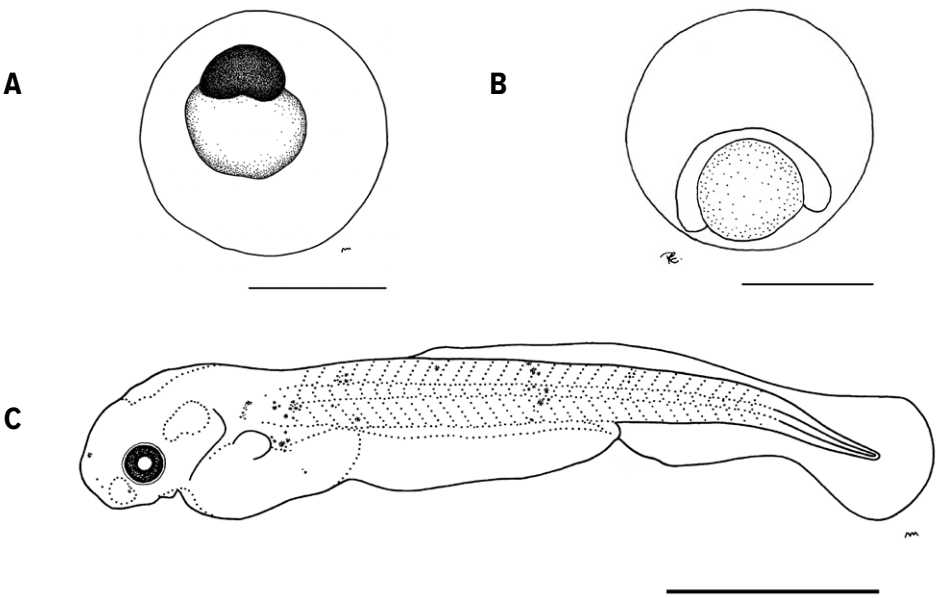
MERÍSTICA

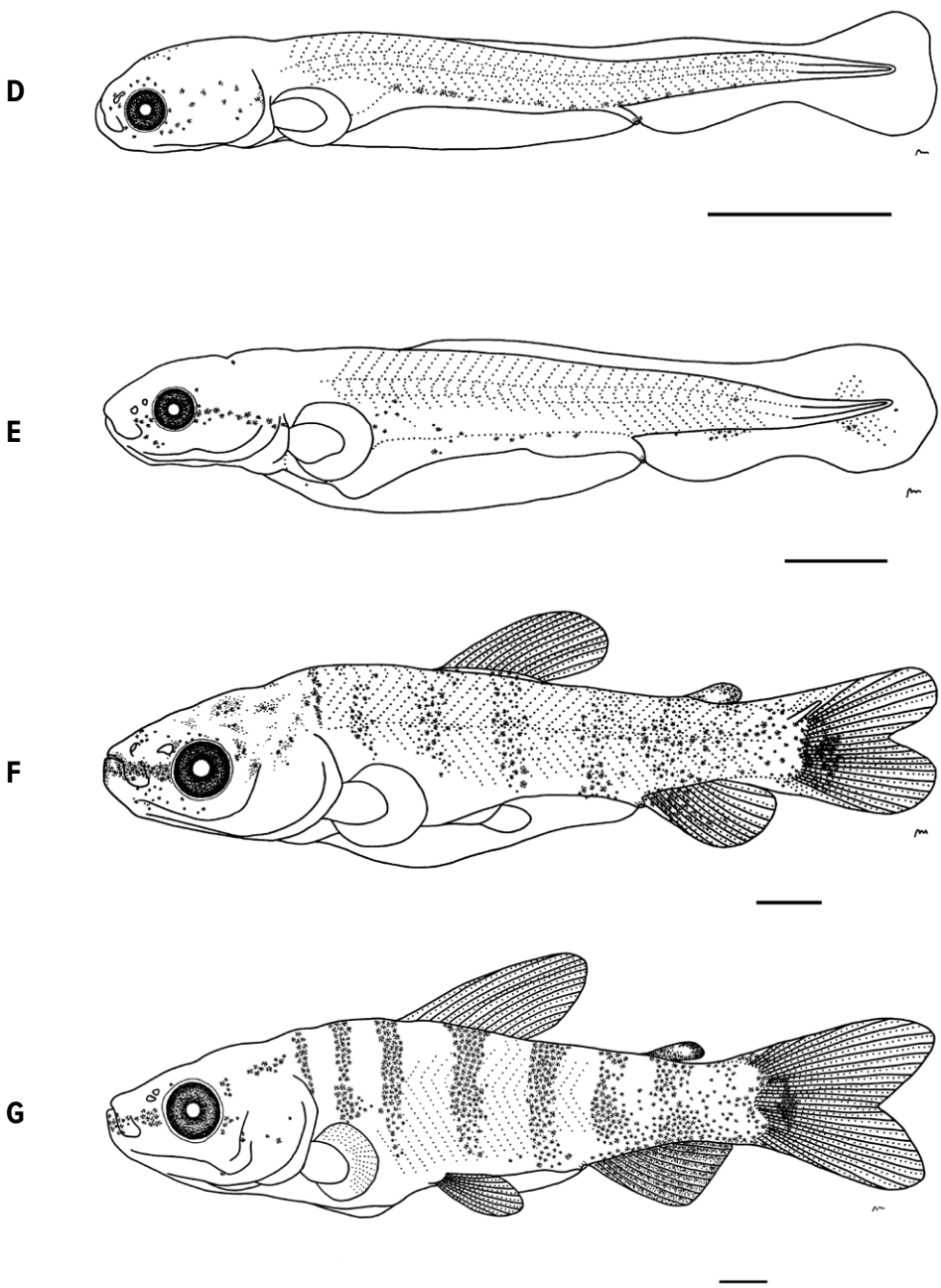
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11 - 12
Anal: 11 - 13
Pélvica: 08 - 10
Peitoral: 12 – 16

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes àquelas encontradas nos adultos. Se diferenciam das demais espécies da família por apresentarem três dentes no pré-maxilar e três no dentário (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 14 – Desenvolvimento inicial de *Megaleporinus obtusidens*. Ovos: **A.** Clivagem inicial (1,78 mm DO); **B.** Embrião inicial (1,87 mm DO); Larvas: **C.** Larval vitelino (3,69 mm CP), **D.** Pré-flexão (4,29 mm CP), **E.** Flexão (6,15 mm CP); e **F.** e **G.** Pós-flexão (10,90 mm CP; 17,63 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustrações **A**, **C-G** de Mariane Olimpio Farias (2026) e **B** de Paula Cabral Eterovick (2026).

Tabela 14 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Megaleporinus obtusidens*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 31)		PF (N = 27)		FL (N = 03)		FP (N = 10)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	2,38-5,04	3,62 ± 0,48	4,39-4,85	4,59±0,10	6,44-6,67	6,55±0,12	11,38-24,30	17,80±4,96	-	-
CP	2,63-4,73	3,41 ± 0,42	4,09-4,45	4,32±0,10	6,06-6,22	6,14±0,08	9,85-19,55	14,65±3,86	-	-
CF	0,17-0,35	0,22 ± 0,06	0,13-0,25	0,20±0,04	0,32-0,42	0,36±0,06	0,91-2,37	1,66±0,54	-	-
DOL	0,16-0,27	0,20 ± 0,04	0,19-0,26	0,21±0,01	0,31-0,34	0,32±0,02	0,68-1,82	1,29±0,43	-	-
CC	-	-	0,68-0,91	0,81±0,05	1,29-1,40	1,35±0,06	2,96-7,37	5,19±1,65	-	-
AC	0,32-0,72	0,48 ± 0,07	0,44-0,59	0,54±0,03	0,75-0,84	0,81±0,05	1,86-4,98	3,42±1,23	-	-
ACO	0,63-0,94	0,73 ± 0,05	0,47-0,63	0,56±0,04	1,03-1,19	1,11±0,08	2,24-6,07	4,26±1,38	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	4,70-10,20	7,36±2,16	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	7,67-15,84	11,39±3,07	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	5,22-11,20	8,48±2,21	-	-
FNP	-	-	0,79-0,98	0,90±0,05	1,39-1,47	1,43±0,04	3,17-7,07	4,97±1,49	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	53,38-75,00	67,57±5,90	58,14-61,03	59,72±1,46	57,19-69,47	65,02±3,70	-	-
CF/CC	-	-	15,29-31,65	24,24±4,50	23,53-30,00	26,37±3,31	30,74-33,50	31,95±0,83	-	-
DOL/CC	-	-	23,26-28,57	25,40±1,31	22,14-25,00	23,72±1,45	22,97-27,68	24,59±1,37	-	-
CC/CP	-	-	16,39-20,45	18,70±0,89	21,29-22,76	21,97±0,74	29,93-37,70	34,93±2,64	-	-
ACO/CP	16,58-27,00	21,52±2,73	10,61-15,40	13,02±0,92	17,00-19,35	18,12±1,18	22,65-32,12	28,63±2,85	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	47,52-53,10	49,85±1,81	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	74,97-81,02	77,66±1,63	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	52,99-60,62	55,61±2,25	-	-
FNP/CP	-	-	18,72-23,13	20,83±0,93	22,83-23,90	23,22±0,59	31,75-36,91	33,66±1,97	-	-
Miômeros										
Pré-anal	17-23	18 (N=05)	17-24	22 (N=07)	23	-	22-24	23 (N=03)	-	-
Pós-anal	11-15	13 (N=07)	11-16	12 (N=09)	11-13	-	11-13	11 (N=02)	-	-
Total	28-37	31 (N=06)	30-38	34 (N=05)	35-38	-	33-37	35 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	12	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	11	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-09	08 (N=04)	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	09-12	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.14 *Schizodon knerii*

Anostomidae	*Schizodon knerii* (Steindachner, 1875)	Piau-branco / Piau-canudo

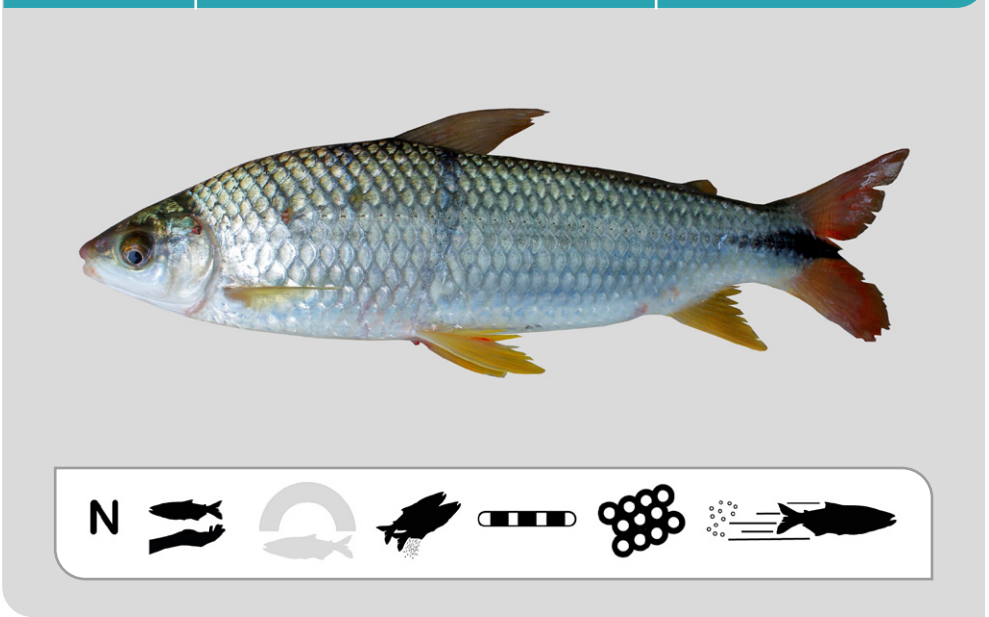


Figura 15, Tabela 15

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações do desenvolvimento embrionário obtidas em Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003) e Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003).

Diâmetro do ovo: 1,40 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,82 mm.
Espaço perivitelino: Amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: 21h (23,9ºC).

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,28 – 30,88 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande, e o diâmetro do olho de grande a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 14,28 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.

Posição da boca: A boca é inicialmente terminal e passa a superior com cerca de 17,48 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 14,28 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 15,74 mm.

PIGMENTAÇÃO

Os cromatóforos, predominantemente puntiformes, com alguns dendríticos, formam faixas transversais ao longo do corpo. Uma mácula é visível próxima à base dos raios da nadadeira dorsal, enquanto a nadadeira anal apresenta pigmentação intensa e conspícua. A extremidade da nadadeira adiposa possui alta concentração de cromatóforos puntiformes. Uma mácula, característica da espécie, surge na base dos raios centrais da nadadeira caudal, tornando-se menos evidente a partir de 16 mm.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 14,28 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 14,28 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 14,28 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 23,82 mm, alguns raios são visíveis; com 32,20 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Com cerca de 14,28 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 12
- **Anal:** 11
- **Pélvica:** 09
- **Peitoral:** 15-17 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais (larval vitelino e pré-flexão) assemelham-se às de *Piaractus* spp., compartilhando a pigmentação na cabeça. No entanto, diferenciam-se pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, enquanto em *Piaractus* spp. está no terço mediano. Também podem ser confundidas com larvas de *Prochilodus* spp. e *Apareiodon* spp., que, por sua vez, não apresentam pigmentação na cabeça. As larvas em início de pós-flexão diferenciam-se das de *M. obtusidens* por apresentarem um corpo mais baixo, apesar do padrão de pigmentação semelhante. No final de pós-flexão, é possível contar oito dentes em cada maxila, além de observar o formato côncavo da cabeça e a boca voltada para cima (Britski; Sato; Rosa, 1988).

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 26,86 – 38,77 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada, e o diâmetro do olho de moderado a grande.
Posição da boca: Boca superior.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A presença de cromatóforos, predominantemente puntiformes e alguns dendríticos forma uma faixa longitudinal que se estende do focinho ao pedúnculo caudal. Manchas alongadas na região

dorsal organizam-se em faixas transversais ao longo do corpo. A pigmentação é observada também entre os raios das nadadeiras dorsal e anal, enquanto a extremidade da nadadeira adiposa apresenta uma alta concentração de cromatóforos puntiformes. Nas nadadeiras pélvica e peitoral, a pigmentação é escassa.

MERÍSTICA

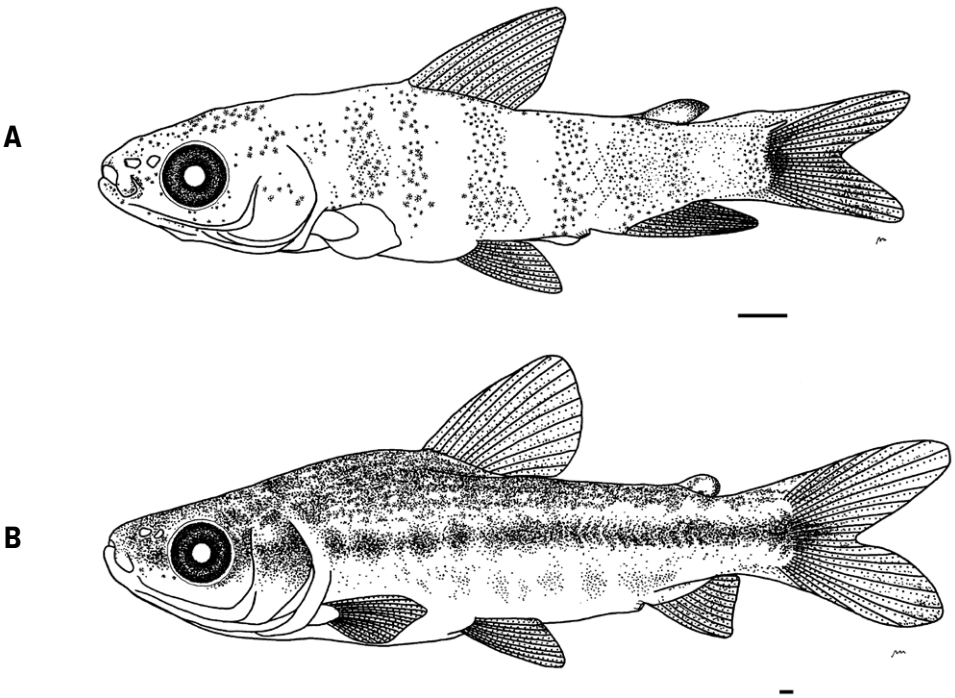
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 12
Anal: 11
Pélvica: 09
Peitoral: 15 – 17 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se das demais espécies da família Anostomidae pela pigmentação que forma uma faixa longitudinal ao longo do corpo e faixas transversais mais concentradas na região dorsal. Também apresenta boca voltada para cima e cabeça com formato côncavo.

Figura 15 – Desenvolvimento inicial de *Schizodon knerii*. **A.** Larva em Pós-flexão (14,28 mm CP) e **B.** Juvenil (45,68 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 15 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Schizodon knerii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 13)		J (N = 08)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	17,02-35,84	27,90±6,41	33,00-47,25	39,71±4,13
CP	-	-	-	-	-	-	14,28-30,88	23,67±5,55	26,86-38,77	33,37±3,46
CF	-	-	-	-	-	-	1,37-3,54	2,60±0,79	3,83-4,70	4,27±0,32
DOL	-	-	-	-	-	-	1,38-2,65	2,11±0,41	2,54-4,04	3,42±0,50
CC	-	-	-	-	-	-	4,75-10,23	7,98±2,04	8,98-12,67	11,39±1,17
AC	-	-	-	-	-	-	3,34-6,79	5,32±1,10	6,08-7,18	6,69±0,40
ACO	-	-	-	-	-	-	3,71-7,17	5,48±1,09	7,67-8,87	8,22±0,48
FND	-	-	-	-	-	-	6,62-14,45	11,08±2,56	12,36-16,99	15,63±1,44
FNA	-	-	-	-	-	-	10,71-24,14	19,02±4,11	25,38-30,74	27,10±1,87
FNL	-	-	-	-	-	-	7,42-16,53	12,48±2,82	16,28-20,56	17,70±1,39
FNP	-	-	-	-	-	-	4,39-10,74	7,78±2,18	10,68-12,05	11,44±0,48
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	59,56-79,35	67,78±6,44	54,22-60,18	57,09±1,98
CF/CC	-	-	-	-	-	-	26,25-35,26	32,25±3,09	32,10-39,44	36,45±2,45
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	24,67-33,33	26,98±2,57	25,83-33,86	29,99±2,83
CC/CP	-	-	-	-	-	-	29,24-36,37	33,56±1,92	30,77-36,23	34,16±1,75
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	20,30-26,05	23,46±2,01	22,72-25,99	24,00±1,12
FND/CP	-	-	-	-	-	-	44,79-48,72	46,88±1,21	43,82-48,87	46,88±1,63
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	75,00-85,64	78,81±2,71	76,99-80,33	79,01±1,06
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	50,30-57,38	52,83±1,73	49,61-53,03	51,59±1,52
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	27,68-35,25	32,51±2,22	28,48-36,04	33,48±2,45
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	12	-	12	-
Anal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	09	-	09	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	15-17	15 (N=04)	15-17	15 (N=04)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.15 *Curimatella lepidura*

Curimatidae	*Curimatella lepidura* (Eigenmann & Eigenmann, 1889)	Manjuba Branquinha

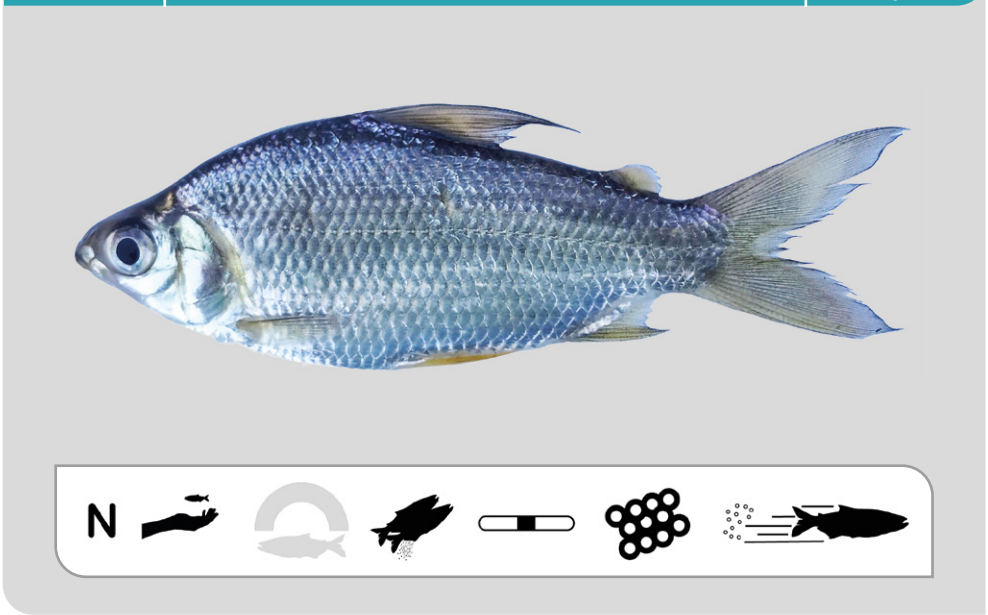


Figura 16, Tabela 16

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).

Diâmetro do ovo: 1,95 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,68 mm.
Espaço perivitelino: Sem informações.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 25h30min (24ºC).

LARVA

Estágios de referência: FP.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,81 - 26,00 mm.
Tamanho à eclosão*: 2,90 mm (comprimento total).
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada, e o diâmetro do olho de pequeno a grande.

Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 14,81 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 14,81 mm.
Escamas: Presentes com aproximadamente 19,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

Cromatóforos puntiformes e dendríticos estão distribuídos de forma aleatória por todo o corpo, incluindo a cabeça, focinho, região do opérculo e todas as nadadeiras. Na região ventral e ao longo do trato digestório, a pigmentação é escassa. Com o avanço do desenvolvimento, a pigmentação torna-se progressivamente mais densa.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 14,81 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 14,81 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 14,81 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 21,53 mm, os primeiros raios são visíveis; com cerca de 25,74 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11 – 12 (Mo = 11)
- **Anal:** 10 – 11 (Mo = 10)
- **Pélvica:** 09 – 10 (Mo = 11)
- **Peitoral:** 14 -16 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais se assemelham às de Anostomidae, devido à pigmentação na cabeça, e às de *Prochilodus* spp. pelo formato do corpo e padrão de pigmentação. No entanto, diferenciam-se de ambas pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, porém mais distante do pedúnculo caudal. Também se diferenciam de *Steindachnerina elegans* por exibirem uma pigmentação difusa pelo corpo, em vez de conspícua.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 25,74 – 35,90 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça de grande a moderada e o diâmetro do olho é moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação observada em juvenis é semelhante àquela encontrada nas larvas em pós-flexão.

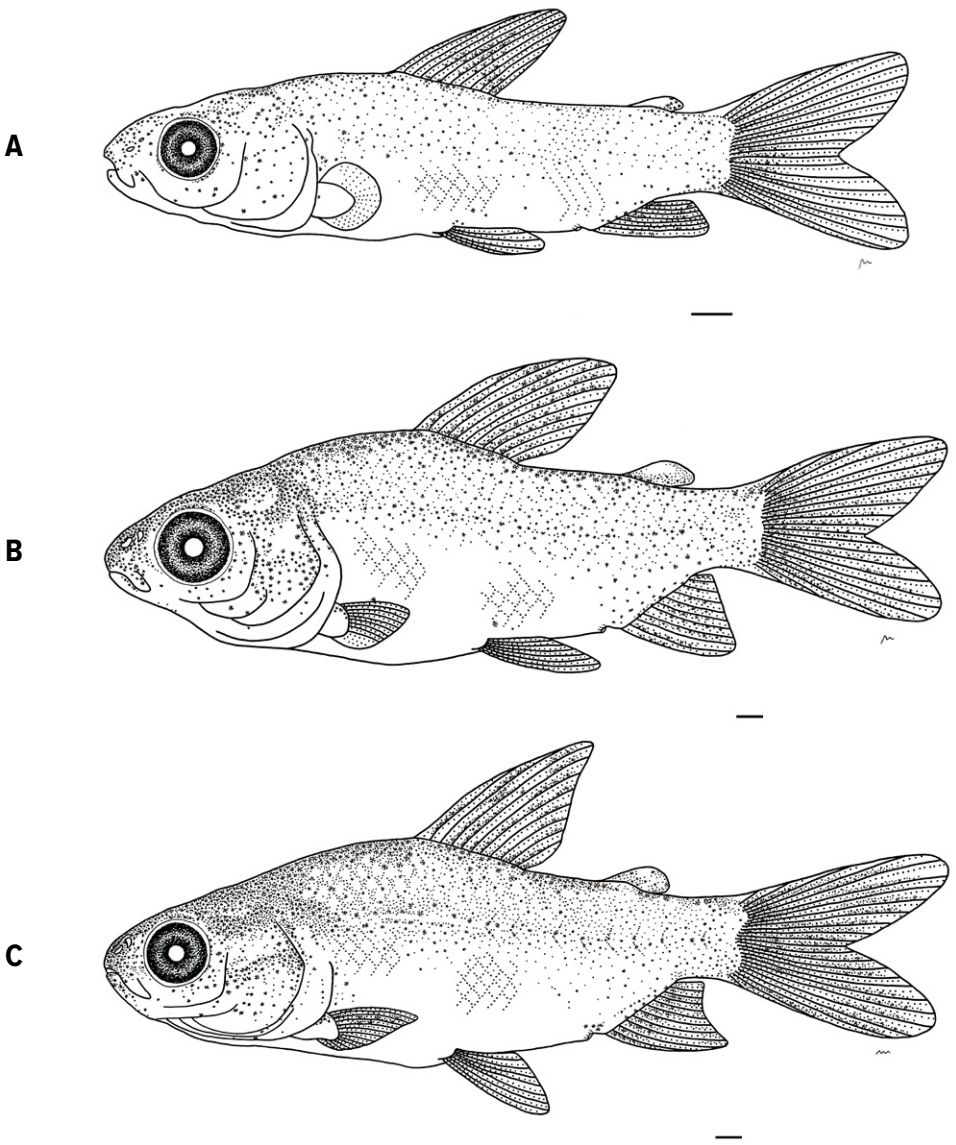
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11 – 12 (Mo = 11)
Anal: 10
Pélvica: 09 – 10 (Mo = 09)
Peitoral: 14 -16 (Mo = 15)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pigmentação distribuída por todo o corpo e nas nadadeiras, sendo mais escassa na região ventral. Diferencia-se de *S. elegans* por apresentar escamas cobrindo os lobos da nadadeira caudal (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 16 – Desenvolvimento inicial de *Curimatella lepidura*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (14,81 mm CP; 23,22 mm CP); e **C.** Juvenil (27,74 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 16 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Curimatella lepidura*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 17)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	18,80-33,57	26,98±3,73	31,07-47,23	39,17±4,07
CP	-	-	-	-	-	-	14,81-26,00	21,05±2,87	25,74-35,90	30,94±2,94
CF	-	-	-	-	-	-	1,11-2,85	2,17±0,40	2,36-4,00	3,17±0,42
DOL	-	-	-	-	-	-	1,50-2,59	2,07±0,34	2,60-3,56	3,04±0,26
CC	-	-	-	-	-	-	5,03-8,69	7,37±0,89	8,94-12,87	10,73±1,18
AC	-	-	-	-	-	-	3,44-6,68	5,48±0,84	6,24-10,29	8,16±0,86
ACO	-	-	-	-	-	-	4,14-8,79	7,11±1,19	8,65-13,16	10,72±1,39
FND	-	-	-	-	-	-	7,20-12,70	10,08±1,24	12,38-18,18	14,94±1,54
FNA	-	-	-	-	-	-	11,77-20,55	16,65±2,52	18,73-28,49	23,61±2,59
FNL	-	-	-	-	-	-	8,45-14,61	11,60±1,70	12,45-19,07	16,70±1,59
FNP	-	-	-	-	-	-	4,58-9,05	7,21±1,01	8,35-11,51	10,21±0,90
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	66,84-82,77	74,19±5,41	66,40-89,24	76,00±6,11
CF/CC	-	-	-	-	-	-	22,07-35,82	29,24±3,40	23,34-38,59	29,49±3,36
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	22,82-34,56	28,07±2,97	25,68-32,63	28,46±1,93
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,19-39,28	35,17±2,47	29,29-38,77	34,79±2,20
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	27,72-37,31	33,72±2,91	31,37-37,23	34,62±1,59
FND/CP	-	-	-	-	-	-	43,74-53,79	48,03±2,49	43,48-51,59	48,34±2,13
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	74,57-85,36	78,95±2,48	72,82-80,33	76,35±2,44
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	50,17-58,10	55,30±2,40	50,65-57,47	54,07±2,27
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	30,93-38,02	34,25±1,81	30,43-36,04	33,03±1,54
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11-12	11 (N=09)	11-12	11 (N=24)
Anal	-	-	-	-	-	-	10-11	10 (N=14)	10	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	09-10	09 (N=08)	09-10	09 (N=23)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	14-16	15 (N=02)	14-16	15 (N=13)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.16 *Steindachnerina elegans*

Curimatidae	*Steindachnerina elegans* (Steindachner, 1875)	Saguiru

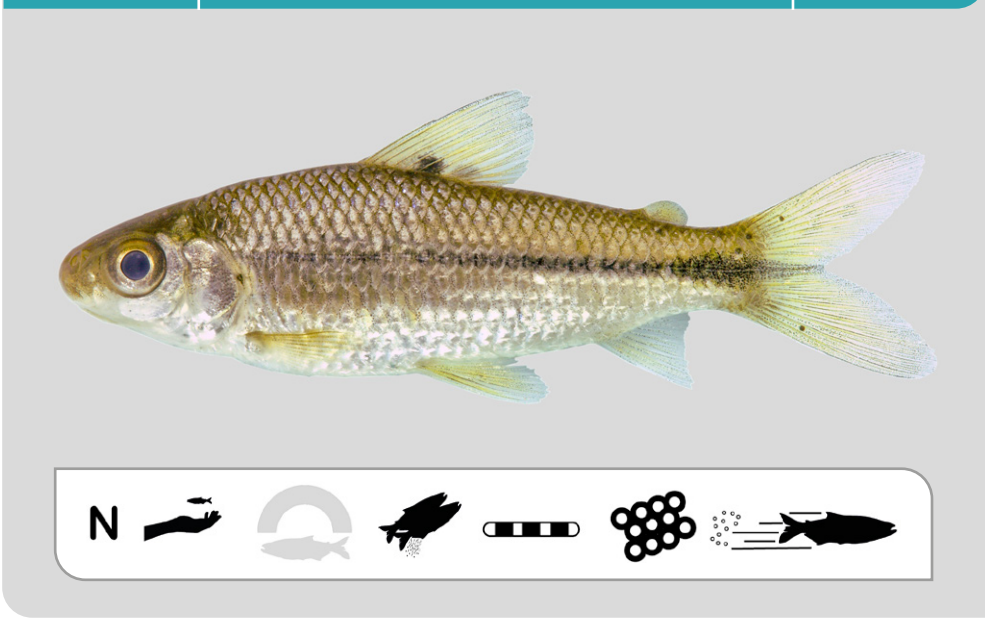


Figura 17, Tabela 17

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações do desenvolvimento embrionário foram obtidas em Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).

Diâmetro do ovo: 1,64 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,64 mm.
Espaço perivitelino: Sem informações.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 20h (24ºC).

LARVA

Estágio de referência: FP.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003) e Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2013).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 12,34 – 26,91 mm.
Tamanho à eclosão*: 2,50 mm (comprimento total).
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho é moderado.

Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo*: Presente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 12,34 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 12,34 mm.
Escamas: Presentes com 12,34 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, apresenta pigmentação puntiforme, com alguns pigmentos dendríticos, distribuídos aleatoriamente por todo o corpo, com maior concentração na região dorsal, boca, cabeça e opérculo. Com o desenvolvimento, a pigmentação se intensifica, formando uma linha distinta na região medial posterior, além de uma mácula no pedúnculo caudal e outra na região mediana da nadadeira caudal. A nadadeira dorsal apresenta pigmentação conspícua, com uma mácula evidente na base dos raios, além de pigmentos dispersos nas nadadeiras dorsal, peitoral, pélvica, anal e adiposa.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 12,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 12,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 12,34 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 24,70 mm, os primeiros raios são visíveis; com 29,29 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Completamente absorvida com 13,91 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 10 – 11 (Mo = 10)
- **Pélvica:** 09
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais assemelham-se às de Anostomidae, compartilhando a pigmentação na cabeça, e às de *Prochilodus* spp., devido ao formato do corpo e à pigmentação. No entanto, diferenciam-se de ambas pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, porém mais distante do pedúnculo caudal. As larvas em pós-flexão diferenciam-se de *C. lepidura* pela presença de uma mancha na nadadeira dorsal e no pedúnculo caudal, além do desenvolvimento de uma faixa de pigmentos longitudinal ao longo do corpo, que se estende até os raios medianos da nadadeira caudal.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 24,70- 42,54 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Apresenta uma mácula característica na nadadeira dorsal. Inicialmente, a pigmentação é distribuída aleatoriamente por todo o corpo. Com o desenvolvimento, essa pigmentação se concentra predominantemente na região dorsal, formando uma faixa lateral conspícua que se estende da abertura do opérculo até a extremidade da nadadeira caudal. As nadadeiras dorsal e anal exibem pigmentação dispersa, com maior concentração nas extremidades, enquanto as demais nadadeiras possuem pouca ou nenhuma pigmentação.

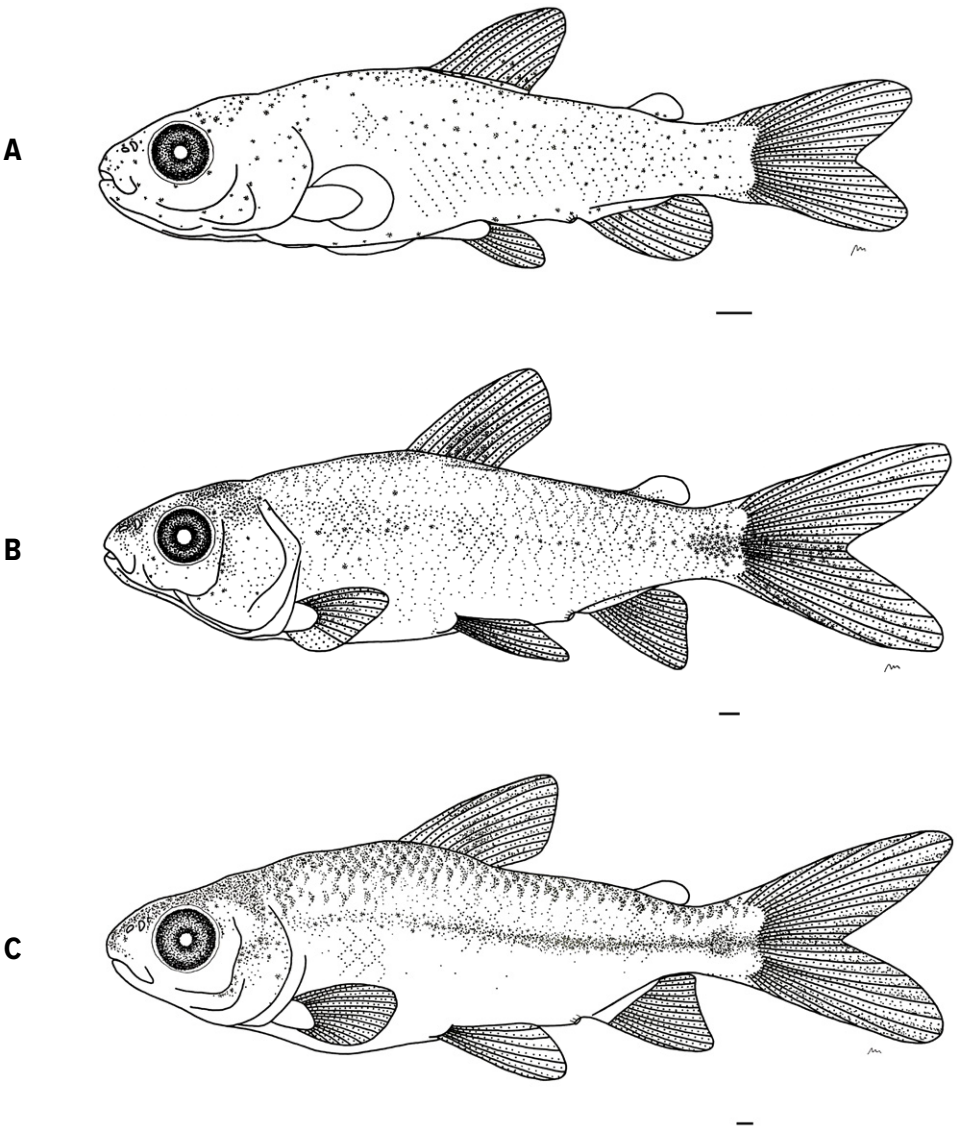
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11
Anal: 09 – 10 (Mo = 10)
Pélvica: 09
Peitoral: 14 – 17 (Mo = 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam mancha conspícua na nadadeira dorsal e no pedúnculo caudal, além de uma faixa de pigmentos ao longo da linha lateral, que se estende até os raios caudais medianos. O corpo é mais baixo e mais alongado do que *C. lepidura*, e não apresenta escamas na cauda.

Figura 17 – Desenvolvimento inicial de *Steindachnerina elegans*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (12,34 mm CP; 24,70 mm CP); e **C.** Juvenil (29,29 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 17 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Steindachnerina elegans*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 03)		J (N = 18)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	15,51-33,55	22,22±9,87	30,17-53,33	43,47±7,05
CP	-	-	-	-	-	-	12,34-26,91	17,72±8,00	24,70-42,54	34,72±5,58
CF	-	-	-	-	-	-	0,85-2,80	1,65±1,02	2,40-4,10	3,28±0,51
DOL	-	-	-	-	-	-	1,13-2,33	1,59±0,65	2,30-4,10	3,32±0,51
CC	-	-	-	-	-	-	4,05-8,81	5,87±2,57	7,52-12,48	10,45±1,53
AC	-	-	-	-	-	-	2,92-5,97	4,11±1,63	4,44-7,80	6,62±0,97
ACO	-	-	-	-	-	-	3,49-7,31	4,94±2,07	6,72-11,36	9,42±1,40
FND	-	-	-	-	-	-	6,16-11,88	8,24±3,16	10,47-18,79	15,16±2,52
FNA	-	-	-	-	-	-	9,39-20,43	13,62±5,95	18,37-31,56	25,58±4,30
FNL	-	-	-	-	-	-	6,86-14,31	9,73±4,01	11,88-21,60	16,99±2,99
FNP	-	-	-	-	-	-	3,83-8,51	5,71±2,47	7,41-11,99	10,22±1,50
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	67,76-72,78	70,88±2,72	59,04-69,02	63,27±3,05
CF/CC	-	-	-	-	-	-	20,99-31,78	26,66±5,42	29,04-34,38	31,51±1,55
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	26,45-27,90	27,33±0,77	27,72-35,60	31,50±1,90
CC/CP	-	-	-	-	-	-	32,74-34,08	33,21±0,75	25,95-32,26	30,21±1,42
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	27,16-28,90	28,12±0,88	21,82-29,61	27,20±1,61
FND/CP	-	-	-	-	-	-	44,15-49,92	47,36±2,94	41,65-46,05	43,62±1,22
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	75,92-79,44	77,15±1,98	69,37-78,39	73,71±1,74
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	53,18-57,66	55,48±2,24	45,36-51,42	48,83±1,50
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	31,04-34,44	32,37±1,82	27,61-31,72	29,70±1,08
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	10-11	10 (N=02)	09-10	10 (N=17)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	09	-	09	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	14-17	14 (N=06)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.17 *Prochilodus argenteus*

Prochilodontidae	*Prochilodus argenteus* Spix & Agassiz, 1829	Curimatá-pacu / Xira



Figura 18, Tabela 18

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações do desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato (1999), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003) e Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003).

Diâmetro do ovo: 3,90 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,25 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: 19h (24ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,35 – 18,46 mm.
Tamanho à eclosão: Com aproximadamente 4,35 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho varia de grande a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 5,96 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e

pigmentados com aproximadamente 6,32 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 6,73 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 6,32 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

No estágio de larval vitelino, não há pigmentação evidente. Os primeiros pigmentos dendríticos surgem no final de pré-flexão e durante a flexão, distribuindo-se aleatoriamente pelo corpo e pela cabeça. Em pós-flexão, tanto os pigmentos puntiformes quanto os dendríticos, inicialmente dispersos, começam a se organizar em listras verticais ao longo do corpo e tornam-se mais intensos na região da cabeça. Uma mácula conspícua se forma na base da nadadeira dorsal, enquanto nas nadadeiras anal e caudal os pigmentos se distribuem ao longo dos raios. A nadadeira pélvica permanece despigmentada.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold" e o botão da peitoral.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 11,67 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 11,67 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 14,93 mm, alguns raios são visíveis.
- **Peitoral:** Com 17,07 mm, alguns raios são visíveis.

Absorção completa da "finfold": Com 18,46 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 24 – 29 (Mo = 25)
- **Pós-anal:** 13 – 18 (Mo = 15)
- **Total:** 40 – 45 (Mo = 42)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11 – 12 (Mo = 11)
- **Anal:** 10 – 11 (Mo = 11)
- **Pélvica:** 08 – 11 (Mo = 09)
- **Peitoral:** 08 – 12

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais assemelham-se às de Anostomidae, mas diferem por não apresentarem pigmentação na cabeça. Também podem ser confundidas com as de Curimatidae, porém distinguem-se pela posição do ânus, que está no terço distal do corpo, próximo ao pedúnculo caudal. São altamente similares às outras espécies do gênero *Prochilodus* e, até o momento, não foram identificados caracteres específicos que permitam diferenciá-las de outras espécies do gênero antes do período juvenil.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 54,48 mm
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam listras verticais pelo corpo

e estão distribuídos aleatoriamente pela cabeça. A nadadeira dorsal apresenta cromatóforos formando pequenas máculas em uma disposição quadriculada. As nadadeiras peitoral, anal e caudal apresentam pigmentos distribuídos ao longo dos raios e a nadadeira pélvica é despigmentada.

MERÍSTICA

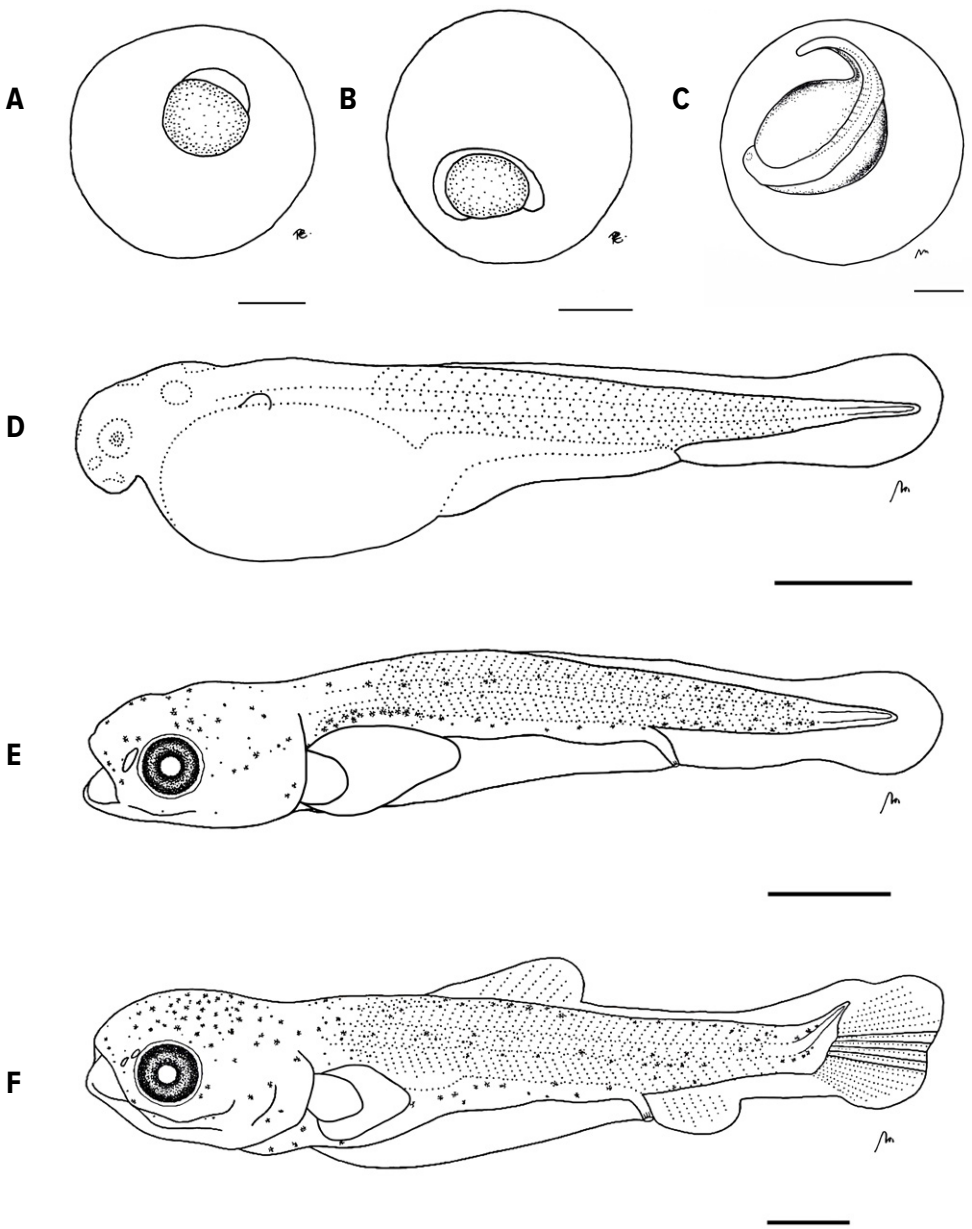
Raios das nadadeiras:

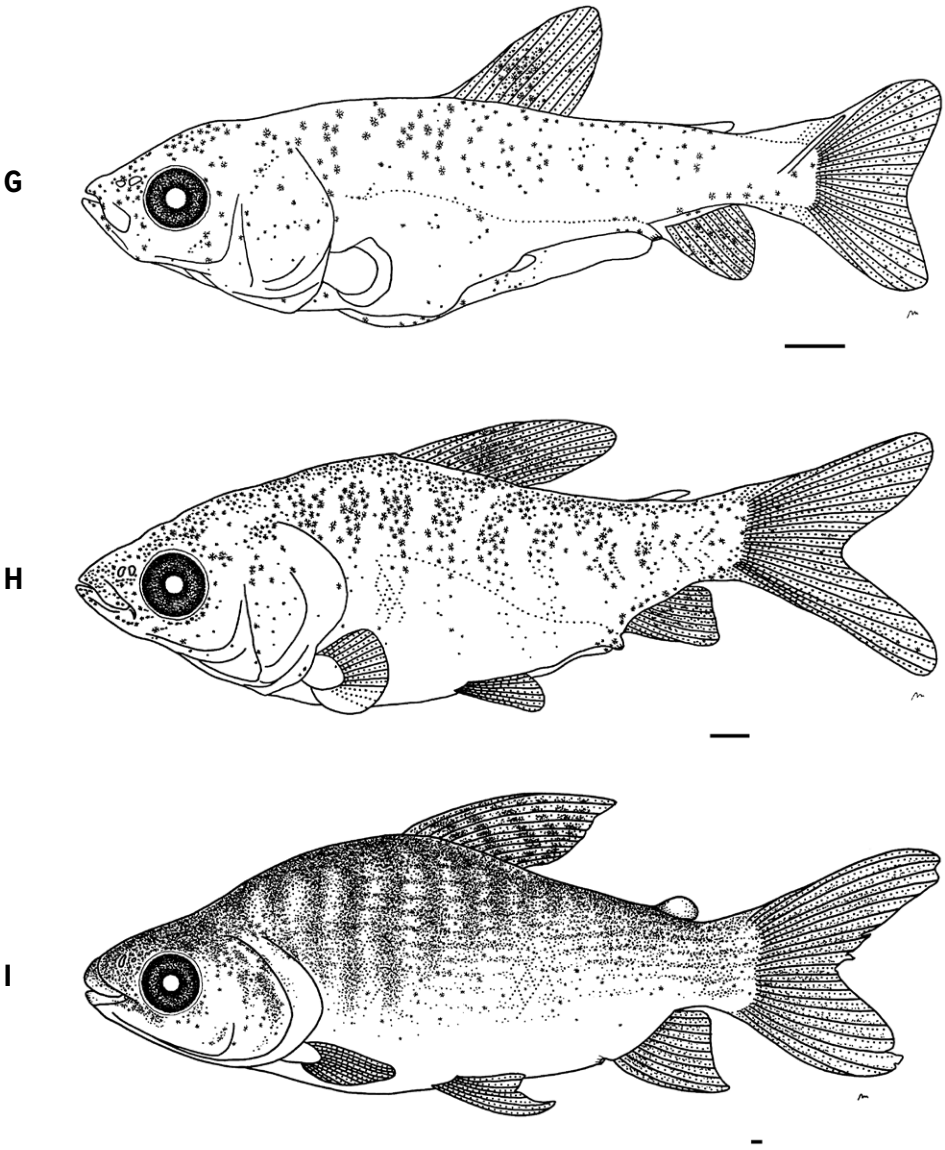
Dorsal: 11
Anal: 11
Pélvica: 09
Peitoral: 14

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes às dos adultos. Diferenciam-se de *Prochilodus costatus* e *Prochilodus brevis* pelo número de escamas acima da linha lateral, variando de 10,5 a 11,5, enquanto *P. costatus* possui de 7 a 8 escamas e *P. brevis*, de 8 a 8,5 (Britski; Sato; Rosa, 1988; Castro; Vari, 2004).

Figura 18 – Desenvolvimento inicial de *Prochilodus argenteus*. Ovos: **A.** Clivagem inicial (3,79 mm DO); **B.** Embrião Inicial (3,44 mm DO); **C.** Cauda livre (2,94 mm DO); Larvas: **D.** Larval vitelino (4,68 mm CP); **E.** Pré-flexão (6,32 mm CP); **F.** Flexão (6,73 mm CP); **G.** e **H.** Pós-flexão (11,67 mm CP; 17,21 mm CP); e **I.** Juvenil (54,48 mm CP) Escala = 1 mm





Fonte: Ilustrações **A-B** de Paula Cabral Eterovick (2026) e **C-I** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 18 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Prochilodus argenteus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 25)		PF (N = 19)		FL (N = 01)		FP (N = 10)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,58-6,60	5,66±0,54	5,97-6,64	6,28±0,14	7,04	-	14,42-24,29	19,98±3,27	69,56	-
CP	4,35-6,31	5,32±0,51	5,56-6,32	5,99±0,18	6,73	-	11,67-18,46	15,52±2,21	54,48	-
CF	0,15-0,38	0,27±0,06	0,21-0,38	0,29±0,04	0,50	-	1,06-2,35	1,87±0,44	7,65	-
DOL	0,15-0,31	0,23±0,04	0,26-0,33	0,30±0,02	0,43	-	0,96-1,80	1,43±0,29	5,78	-
CC	0,51-1,09	0,81±0,16	0,97-1,29	1,19±0,07	1,57	-	4,24-8,09	6,35±1,26	19,86	-
AC	0,52-0,99	0,74±0,11	0,74-0,88	0,79±0,03	1,12	-	2,67-5,11	4,25±0,92	10,54	-
ACO	0,75-1,11	0,87±0,07	0,75-0,98	0,85±0,05	1,38	-	3,45-6,75	5,45±1,20	20,48	-
FND	-	-	-	-	-	-	5,58-9,09	7,61±1,11	27,61	-
FNA	-	-	-	-	-	-	9,27-15,54	12,36±2,00	44,15	-
FNL	-	-	-	-	-	-	6,62-10,94	8,76±1,36	28,72	-
FNP	0,92-1,22	1,10±0,09	0,85-1,35	1,25±0,11	1,53	-	3,89-6,45	5,29±0,83	17,11	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	78,95-115,09	94,03±10,55	57,36-79,38	66,69±4,52	71,34	-	60,84-71,51	66,60±3,64	53,07	-
CF/CC	19,27-40,26	33,98±4,68	18,26-30,40	24,15±2,54	31,85	-	23,14-34,04	29,39±3,55	38,52	-
DOL/CC	23,66-39,22	29,54±3,57	23,26-26,80	25,00±1,04	27,39	-	21,79-24,59	22,58±0,83	29,10	-
CC/CP	10,84-17,94	14,98±1,91	16,28-21,86	19,96±1,09	23,33	-	36,33-44,45	40,62±2,83	36,45	-
ACO/CP	14,57-18,16	16,44±0,97	12,71-16,44	14,19±0,75	20,51	-	28,80-38,58	34,71±3,33	37,59	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	47,81-50,15	49,01±0,86	50,68	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	76,49-84,18	79,51±2,54	81,04	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	53,82-59,26	56,41±1,41	52,72	
FNP/CP	17,94-22,99	20,73±1,19	14,26-22,45	20,96±1,84	22,73	-	31,95-35,33	34,03±1,06	31,41	-
Miômeros										
Pré-anal	24-27	25 (N=12)	27-29	28 (N=11)	25	-	27	-	-	-
Pós-anal	14-18	15 (N=07)	13-17	15 (N=08)	17	-	15	-	-	-
Total	40-44	40 (N=08)	41-45	43 (N=06)	42	-	42	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11-12	11 (N=05)	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	10-11	11 (N=09)	11	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-11	09 (N=05)	09	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	08-12	-	14	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.18 *Prochilodus brevis*

Prochilodontidae	*Prochilodus brevis* Steindachner, 1875	Curimatá-comum

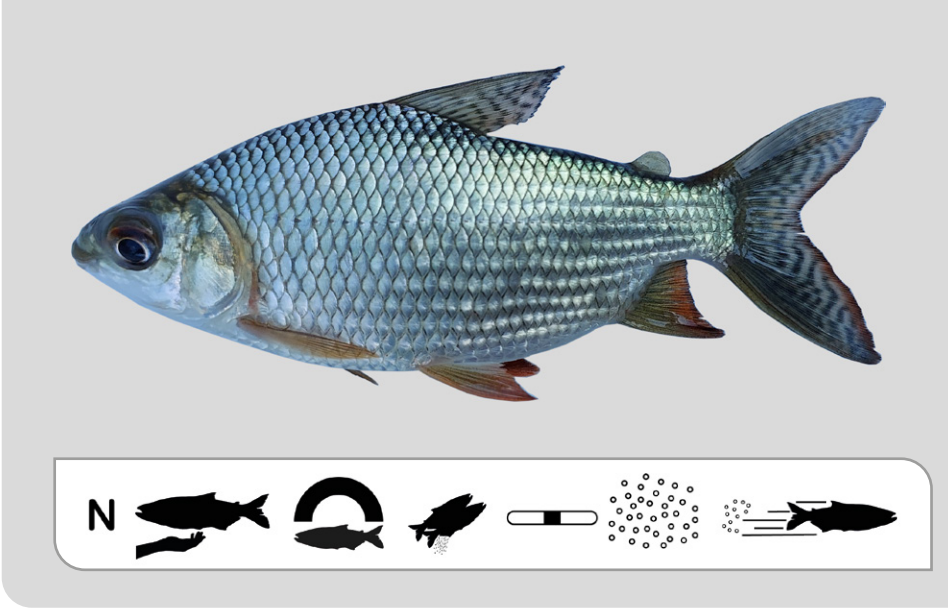


Figura 19, Tabela 19

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações do desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Nascimento, M.M., Nascimento, W.S., Chellappa, N.T. e Chellappa, S. (2012).

Diâmetro do ovo: 3,62 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,34 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: 25h20min (24,8ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.
Informações adicionais* foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,37 – 15,42 mm.
Tamanho à eclosão: Aproximadamente 4,37 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 5,80 mm.
Órgão adesivo: Ausente.

Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,52 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 6,98 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 5,72 mm.
Escamas*: Presentes com aproximadamente 12,64 mm.

PIGMENTAÇÃO

Nos estágios larval vitelino e pré-flexão, não há pigmentação. Em flexão, surgem os primeiros pigmentos dendríticos, concentrados na região da cabeça, enquanto em pós-flexão, a pigmentação inicialmente dispersa pelo corpo começa a se organizar em listras verticais. Uma mácula conspícua se forma na base da nadadeira dorsal, enquanto nas nadadeiras anal e caudal os pigmentos se distribuem ao longo dos raios. A nadadeira pélvica permanece despigmentada.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 10,81 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 10,81 mm, alguns raios são visíveis; com 11,58 mm, todos estão formados.
- **Pélvica:** Com 12,31 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Sem informações.

Absorção completa da "finfold"*: Com cerca de 14,28 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Dorsal, anal, pélvicas e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 23 – 27 (Mo = 25)
- **Pós-anal:** 15 – 16 (Mo = 16)
- **Total:** 39 – 42 (Mo = 41)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 09 – 10 (Mo = 10)
- **Pélvica:** 08
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais assemelham-se às de Anostomidae, mas diferem por não apresentarem pigmentação na cabeça. Também podem ser confundidas com as de Curimatidae, porém distinguem-se pela posição do ânus, que está no terço distal do corpo, próximo ao pedúnculo caudal. São altamente similares às outras espécies do gênero *Prochilodus* e, até o momento, não foram identificados caracteres específicos que permitam diferenciá-las de outras espécies do gênero antes do período juvenil.

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,70 – 21,22 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é intensamente distribuída na cabeça e ao longo do corpo, onde se observam algumas faixas transversais e listras longitudinais. Pigmentos também são observados entre os raios das nadadeiras, com maior concentração na dorsal, onde há formação de uma mácula.

MERÍSTICA

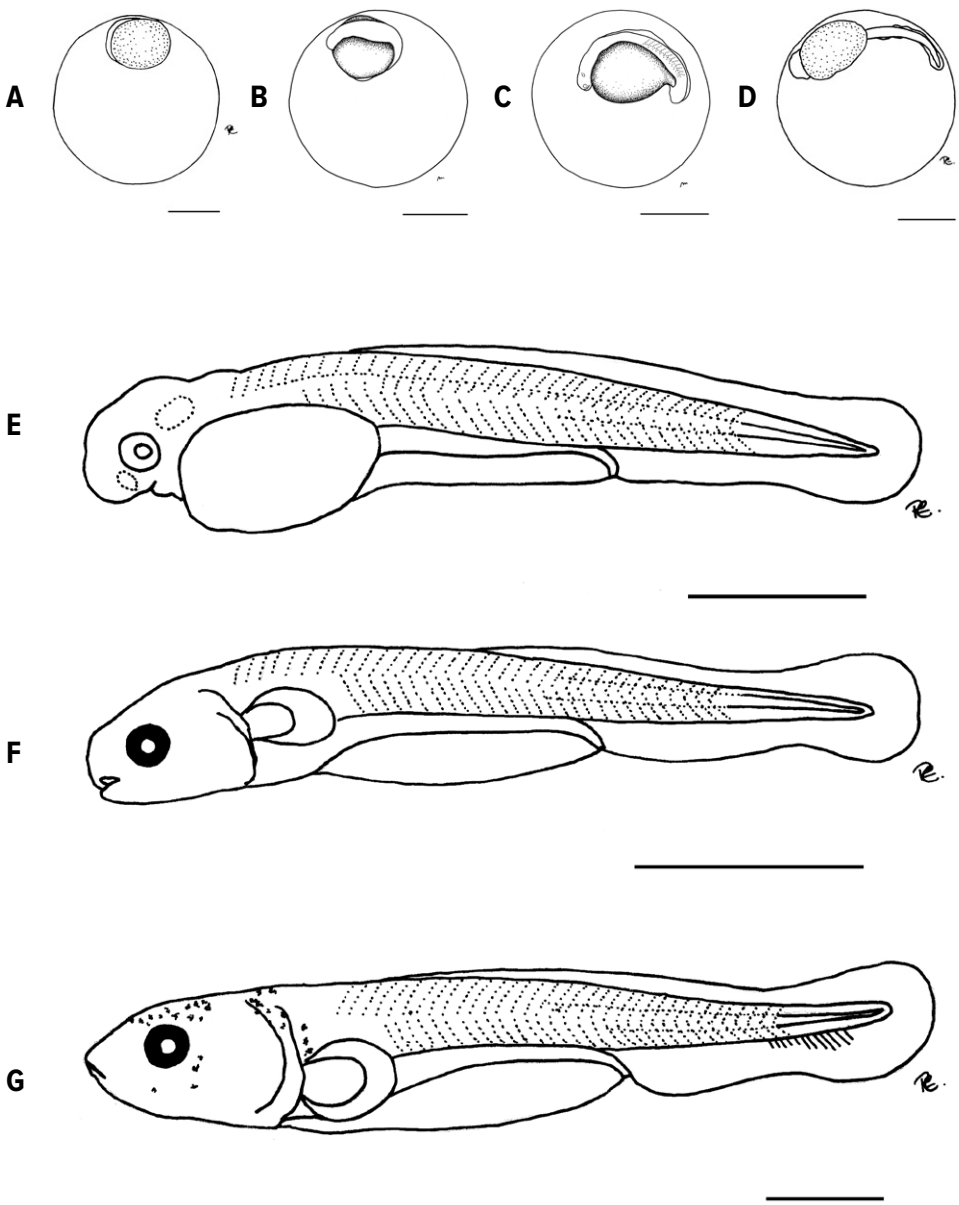
Raios das nadadeiras:

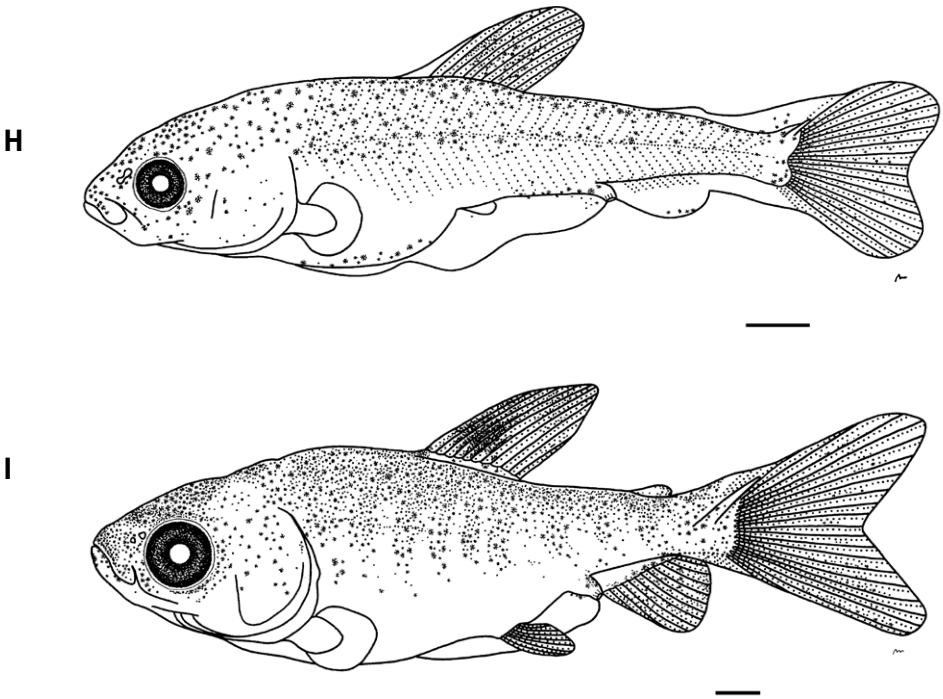
Dorsal: 11
Anal: 11
Pélvica: 07
Peitoral: 15

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes às dos adultos. Diferenciam-se de *P. costatus* e *P. argenteus* pelo número de escamas acima da linha lateral, variando de 8 a 8,5, enquanto *P. costatus* possui de 7 a 8 escamas e *P. argenteus*, de 10,5 a 11,5 (Britski; Sato; Rosa, 1988; Castro; Vari, 2004).

Figura 19 – Desenvolvimento inicial de *Prochilodus brevis*. Ovos: **A.** Clivagem Inicial (2,91 mm DO), **B.** Embrião Inicial (2,69 mm DO), **C.** Cauda livre (2,57 mm DO); **D.** Embrião final (3,2 mm DO); Larvas: **E.** Larval vitelino (4,37 mm CP), **F.** Pré-flexão (5,52 mm CP), **G.** Flexão (6,98 mm CP), **H.** e **I.** Pós-flexão (10,81 mm CP; 13,58 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustrações **A, D-G** de Paula Cabral Eterovick (2025) e **B-C, H-I** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 19 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Prochilodus brevis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 03)		PF (N = 03)		FL (N = 01)		FP (N = 05)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,64-5,03	4,85±0,20	5,82-6,20	6,07±0,22	7,29	-	13,12-19,18	16,03±2,44	-	-
CP	4,37-4,75	4,57±0,19	5,52-5,82	5,70±0,16	6,98	-	10,81-15,42	12,74±1,81	-	-
CF	0,20-0,27	0,23±0,04	0,30-0,35	0,32±0,03	0,56	-	0,75-1,86	1,39±0,43	-	-
DOL	0,17-0,28	0,23±0,06	0,31-0,35	0,33±0,02	0,41	-	0,79-1,54	1,18±0,31	-	-
CC	-	-	1,17-1,25	1,22±0,04	1,85	-	3,08-6,41	4,82±1,29	-	-
AC	0,73-0,85	0,79±0,06	0,86-1,04	0,96±0,09	1,17	-	2,37-4,63	3,45±0,87	-	-
ACO	0,98-1,00	0,99±0,01	0,90-1,12	1,04±0,12	1,27	-	3,25-5,26	4,11±0,85	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	5,19-7,79	6,27±1,04	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	8,18-12,20	9,85±1,63	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	5,89-9,46	7,50±1,47	-	-
FNP	-	-	1,21-1,24	1,23±0,02	1,93	-	3,12-4,99	4,05±0,76	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	73,50-84,55	78,55±5,59	63,24	-	67,95-76,95	72,16±3,31	-	-
CF/CC	-	-	24,00-28,46	26,32±2,23	30,27	-	24,35-30,39	28,57±2,44	-	-
DOL/CC	-	-	25,60-28,46	26,85±1,46	22,16	-	22,79-25,65	24,52±1,18	-	-
CC/CP	-	-	21,20-21,48	21,32±0,14	26,50	-	28,49-41,57	37,29±5,52	-	-
ACO/CP	21,05-22,65	21,70±0,84	16,30-19,38	18,14±1,62	18,19	-	30,06-34,61	32,04±2,18	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	47,93-50,52	49,12±1,16	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	75,30-79,16	77,12±1,88	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	54,49-62,22	58,51±3,50	-	-
FNP/CP	-	-	21,31-21,92	21,61±0,43	27,65	-	28,86-33,63	31,62±2,07	-	-
Miômeros										
Pré-anal	25-27	25 (N=02)	25-26	25 (N=02)	23	-	25	-	-	-
Pós-anal	15-16	15 (N=02)	16	-	16	-	15-16	16 (N=03)	-	-
Total	40-42	-	41-42	41 (N=02)	39	-	40-41	41 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	09-10	10 (N=04)	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.19 *Prochilodus costatus*

Prochilodontidae	*Prochilodus costatus* Valenciennes, 1850	Curimatá-pioa

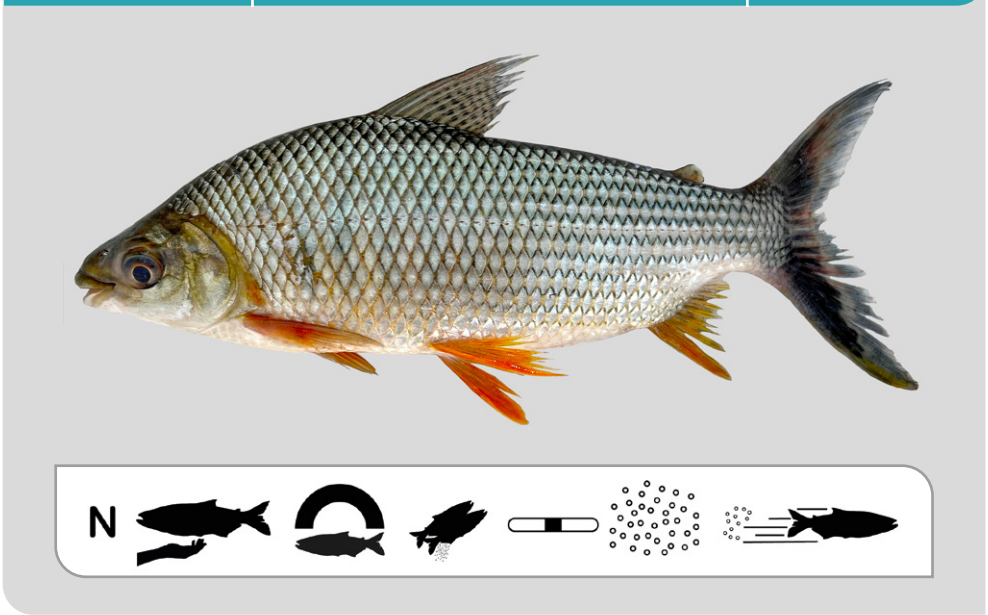


Figura 20, Tabela 20

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações do desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003).

Diâmetro do ovo: 4,19 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,36 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Cinza.
Tempo de incubação: 19h. (24,8ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.
Informações adicionais* foram obtidas em Santos, J.E., Sales, Santos, M.L., Arantes e Godinho, H.P. (2016).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,50 – 12,71 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 4,50 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 6,10 mm.
Órgão adesivo: Ausente.

Forma e pigmentação dos olhos*: Esféricos e completamente pigmentados, com cerca de 5,90 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 7,70 mm.
Posição da boca: Terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória*: Inflada com aproximadamente 4,20 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Nos estágios larval vitelino e pré-flexão, não há pigmentação. Os primeiros pigmentos surgem no estágio de flexão, distribuindo-se aleatoriamente, com maior concentração na região da cabeça. Em pós-flexão, os pigmentos puntiformes e dendríticos formam faixas verticais intercaladas, seguindo o padrão em "V" dos miômeros. Pigmentos puntiformes ocorrem aleatoriamente nas nadadeiras anal e caudal. Na nadadeira dorsal, uma mácula torna-se progressivamente mais conspícua próxima à base, enquanto pigmentos dispersos estão presentes na extremidade.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 11,44 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 11,44 mm, apresenta os primeiros raios.
- **Pélvica:** -
- **Peitoral:** -

Absorção completa da "finfold"*: Com cerca de 14,12 mm, ainda há resquícios na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 25 – 28 (Mo = 25)
- **Pós-anal:** 15
- **Total:** 40 – 43 (Mo = 40)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 10
- **Pélvica:** -
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas iniciais assemelham-se às de Anostomidae, mas diferem por não apresentarem pigmentação na cabeça. Também podem ser confundidas com as de Curimatidae, porém distinguem-se pela posição do ânus, que está no terço distal do corpo, próximo ao pedúnculo caudal. São altamente similares às outras espécies do gênero *Prochilodus* e, até o momento, não foram identificados caracteres específicos que permitam diferenciá-las de outras espécies do gênero antes do período juvenil.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 31,10 a 61,66 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos formam faixas verticais irregulares no corpo do peixe. A nadadeira dorsal apresenta

cromatóforos formando pequenas máculas em uma disposição quadriculada. Nas nadadeiras anal e caudal, os pigmentos são distribuídos linearmente entre os raios e nas nadadeiras peitoral e pélvica os pigmentos são distribuídos aleatoriamente.

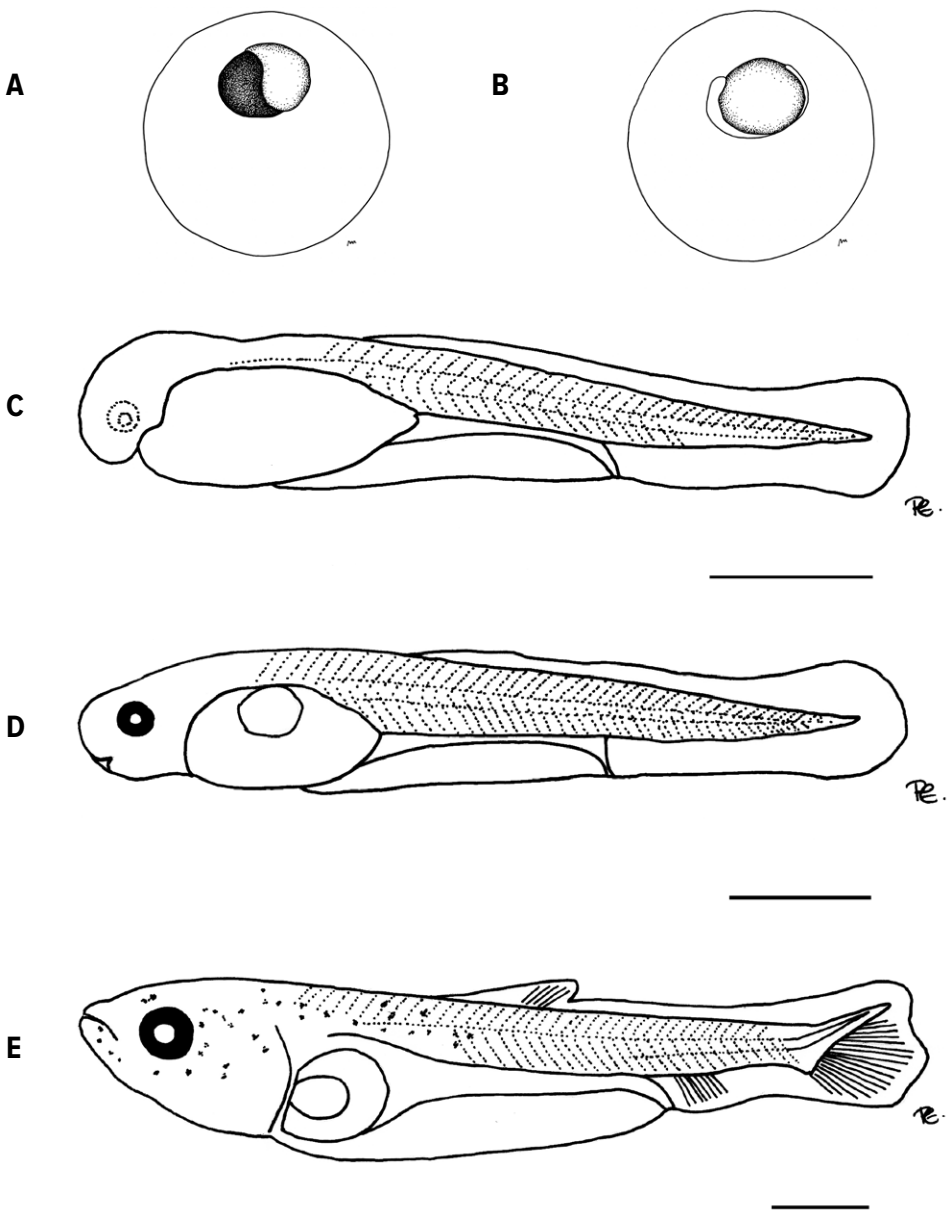
MERÍSTICA

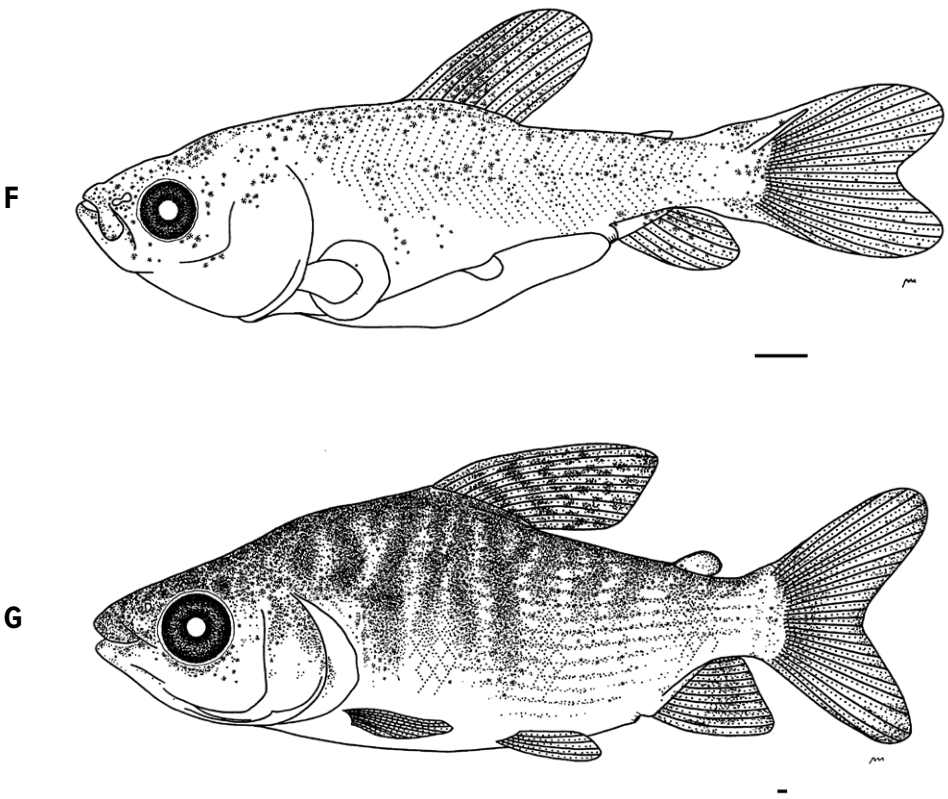
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11
Anal: 11
Pélvica: 09
Peitoral: 14

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes às dos adultos. Diferenciam-se de *P. brevis* e *P. argenteus* pelo número de escamas acima da linha lateral, variando de 7 a 8, enquanto *P. brevis* possui de 8 a 8,5 escamas e *P. argenteus* de 10,5 a 11,5 (Britski; Sato; Rosa, 1988; Castro; Vari, 2004).

Figura 20 – Desenvolvimento inicial de *Prochilodus costatus*. Ovos: **A.** Embrião Inicial (3,16 mm DO); **B.** Clivagem inicial (3,31 mm CP); Larvas: **C.** Larval vitelino (4,65 mm CP); **D.** Pré-flexão (5,45 mm CP); **E.** Flexão (8,10 mm CP); **F.** Pós-flexão (11,44 mm CP); e **G.** Juvenil (61,66 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustrações **A-B, F-G** de Mariane Olimpio Farias (2026) e **C-E** de Paula Cabral Eterovick (2026).

Tabela 20 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Prochilodus costatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados, traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 14)		PF (N = 14)		FL (N = 02)		FP (N = 02)		J (N = 02)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,82-6,07	5,14±0,37	5,70-6,32	6,03±0,17	8,13-8,63	8,38±0,35	13,60-15,61	14,61±1,42	38,53-76,47	57,50±26,83
CP	4,50-5,70	4,83±0,38	5,25-5,89	5,68±0,18	7,77-8,10	7,94±0,23	11,44-12,71	12,08±0,90	31,10-61,66	46,38±21,61
CF	0,12-0,35	0,19±0,07	0,24-0,31	0,27±0,02	0,60-0,66	0,63-0,04	0,86-1,24	1,05±0,27	3,82-5,95	4,89±1,51
DOL	0,20-0,27	0,23±0,02	0,25-0,29	0,27±0,01	0,48-0,53	0,51±0,04	0,85-1,14	1,00±0,21	3,59-5,91	4,75±1,64
CC	0,77-1,11	0,96±0,16	0,98-1,15	1,07±0,04	2,09-2,36	2,23±0,19	3,43-4,57	4,00±0,81	12,68-20,38	16,53±5,44
AC	0,74-0,87	0,79±0,03	0,77-0,89	0,83±0,03	1,35-1,44	1,40±0,06	2,70-3,50	3,10±0,57	7,55-13,01	10,28±3,86
ACO	0,85-0,98	0,93±0,04	0,86-1,17	0,99±0,07	1,30-1,51	1,41±0,15	3,21-4,04	3,63±0,59	10,57-22,31	16,44±8,30
FND	-	-	-	-	3,88	-	5,52-6,24	5,88±0,51	15,46-29,45	22,46±9,89
FNA	-	-	-	-	6,03	-	8,72-9,85	9,29±0,80	23,99-49,06	36,53±17,73
FNL	-	-	-	-	-	-	5,94-6,97	6,46±0,73	15,91-33,61	24,76±12,52
FNP	0,84-1,16	1,04±0,17	1,05-1,22	1,13±0,04	2,04-2,22	2,13±0,13	3,15-3,87	3,51±0,51	10,54-19,72	15,13±6,49
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	74,77-103,90	84,47±13,73	70,00-90,82	77,20±5,10	61,02-64,59	62,81±2,53	76,59-78,72	77,65±1,51	59,54-63,84	61,69±3,04
CF/CC	24,30-31,53	28,28±3,18	20,87-28,97	25,50±2,37	27,97-28,71	28,34±0,52	25,07-27,13	26,10±1,46	29,20-30,13	29,66±0,66
DOL/CC	23,42-31,17	27,18±3,50	23,36-27,18	25,42±1,42	22,46-22,97	22,71±0,36	24,78-24,95	24,86±0,12	28,31-29,00	28,66±0,49
CC/CP	16,18-19,72	18,22±1,50	17,19-20,38	18,86±0,96	26,90-29,14	28,02±1,58	29,98-35,96	32,97±4,22	33,05-40,77	36,91±5,46
ACO/CP	16,87-21,18	19,44±1,43	15,11-20,57	17,49±1,63	16,73-18,64	17,69±1,35	28,06-31,79	29,92±2,64	36,18-33,99	35,08±1,55
FND/CP	-	-	-	-	44,94-49,55	47,24±3,26	48,25-49,10	48,67±0,60	47,76-49,71	48,74±1,38
FNA/CP	-	-	-	-	78,76	-	76,22-77,50	76,86±0,90	77,14-79,57	78,35±1,72
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	51,92-54,84	53,38±2,06	51,16-54,51	52,83±2,37
FNP/CP	17,65-20,60	19,24±1,49	18,42-21,71	19,88±0,99	26,25-27,41	26,83±0,81	27,53-30,45	28,99±2,06	31,98-33,89	32,94±1,35±
Miômeros										
Pré-anal	25-28	27 (N=02)	25-28	25 (N=05)	25	-	25-28	-	-	-
Pós-anal	15-17	15 (N=03)	15-18	15 (N=03)	15	-	15	-	-	-
Total	40-45	40 (N=05)	40-45	40 (N=04)	40	-	40-43	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	09	-	11	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	09	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	14	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.20 *Triportheus guentheri*

Triportheidae	*Triportheus guentheri* (Garman, 1890)	Sardinha Piaba / Piaba-facão

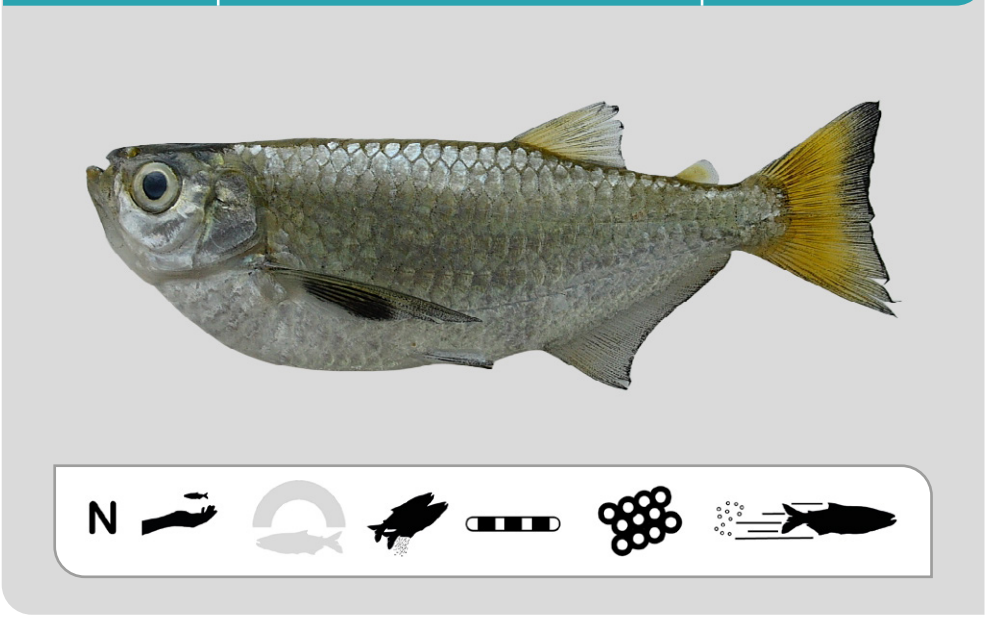


Figura 21, Tabela 21

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.
Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Vieira (2022).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,66 – 15,99 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 4,66 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça varia de pequena a moderada e o diâmetro do olho de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 5,50 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados, com cerca de 6,45 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 10,00 mm.
Posição da boca: Inicialmente subterminal, passando para superior com cerca de 12,50 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço mediana do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 6,98 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 14,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente é escassa, se intensificando a partir da pré-flexão, concentrando-se na região ventral e na cabeça, além de três faixas longitudinais. A partir da pós-flexão, estas faixas se tornam conspícuas: uma ventral, que se estende da mandíbula ao pedúnculo caudal, com interrupção na abertura anal e continuação até a base da nadadeira anal; outra dorsal, indo do focinho até o pedúnculo caudal; e a terceira, uma linha de cromatóforos ao longo da linha lateral. Pigmentos dispersos são verificados na cabeça e entre os raios das nadadeiras.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: A "finfold" e o botão da nadadeira peitoral.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 7,44 mm, os primeiros raios são visíveis; com 12,54 mm, todos estão formados.

Anal: Com 7,66 mm, os primeiros raios são visíveis; com 12,84 mm, todos estão formados.

Pélvica: Com 9,32 mm, os primeiros raios são visíveis; com 13,45 mm, todos estão formados.

Peitoral: Com 13,89 mm, os primeiros raios são visíveis; com 15,00 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com aproximadamente 14,39 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 13 – 17 (Mo = 15)

Pós-anal: 16 – 21 (Mo = 19)

Total: 31 – 36 (Mo = 35)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: ii, 09 - 11

Anal: iii, 30 – 32 (Mo = iii, 31)

Pélvica: -

Peitoral: i, 09 - 11

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas apresentam um padrão de pigmentação característico, composto por três linhas longitudinais de pigmentos, conforme descrição acima. Esse padrão é semelhante ao observado em larvas de Parodontidae e pode estar presente em outras espécies da família Characidae. No entanto, as larvas da família Parodontidae se diferenciam pela posição do ânus, localizado no terço distal do corpo, e pelo formato mais alongado. Adicionalmente, larvas de *T. guentheri* apresentam formação de quilha ventral ao final do desenvolvimento larval.

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidas em Vieira (2022).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,90 – 60,14 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grande a moderado.

Posição da boca: Boca superior.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Cromatóforos puntiformes se distribuem por todo o corpo, enquanto cromatóforos dendríticos estão espalhados pela boca, dentário e na região

opercular. As nadadeiras apresentam pigmentação aleatória, concentrada principalmente nas bases e pontas. Duas faixas de pigmentação bem definidas são visíveis: uma na região dorsal e outra ao longo da linha lateral, intensificando-se à medida que se aproximam da nadadeira caudal.

MERÍSTICA

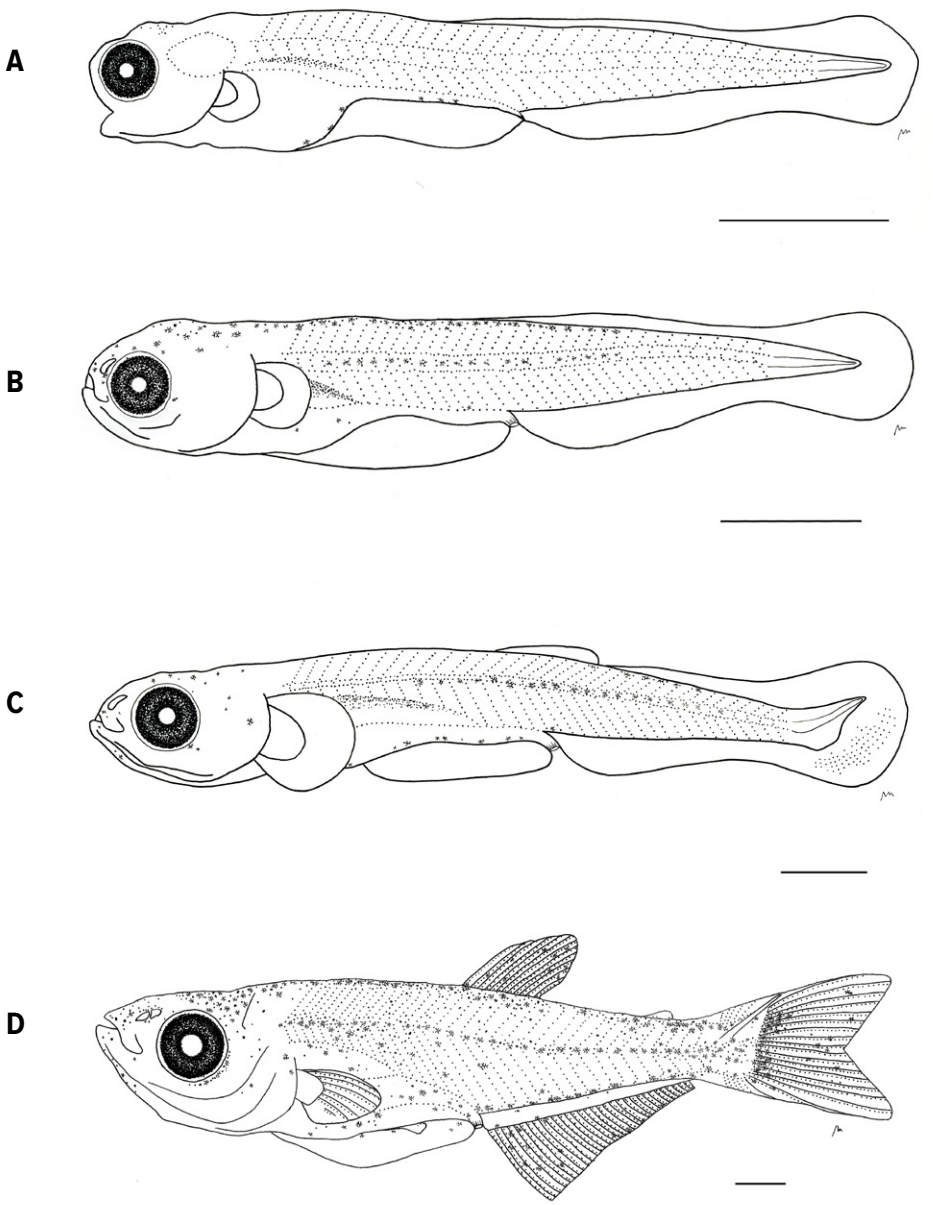
Raios das nadadeiras:

Dorsal: ii, 09
Anal: iii, 29 – 32 (Mo = iii, 30)
Pélvica: i, 06
Peitoral: i, 10 - 11

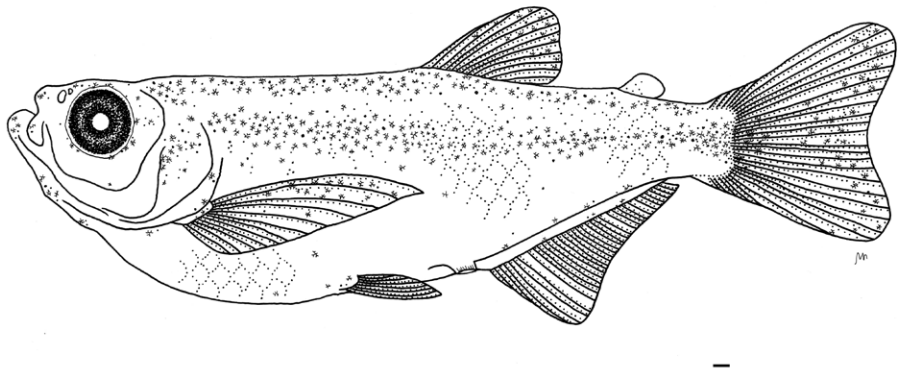
CARACTERES ESPECÍFICOS

Podem ser facilmente reconhecidos por apresentarem o peito expandido e comprimido, formando uma quilha ventral desde o istmo até a nadadeira anal, e pela nadadeira peitoral que é muito longa (Britski; Sato; Rosa, 1988). A margem do focinho se apresenta reta.

Figura 21 – Desenvolvimento inicial de *Triportheus guentheri*. Larvas: **A.** Larval vitelino (4,66 mm CP); **B.** Pré-flexão (5,63 mm CP); **C.** Flexão (8,65 mm CP); **D.** Pós-flexão (13,56 mm CP); e **E**. Juvenil (25,61 mm CP). Escala = 1 mm



E



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 21 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Triportheus guentheri*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X =média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 01)		PF (N = 24)		FL (N = 08)		FP (N = 04)		J (N = 30)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,90	-	5,32-7,03	5,86±0,47	8,64-11,11	10,11±0,94	14,79-19,72	16,78±2,13	17,99-72,64	44,66±16,18
CP	4,66	-	4,89-6,78	5,53±0,46	8,11-9,59	9,00±0,49	11,88-15,99	13,46±1,83	14,90-60,14	36,09±12,88
CF	0,11	-	0,07-0,24	0,13±0,04	0,22-0,40	0,32±0,07	0,59-0,93	0,71±0,15	0,96-3,88	2,53±0,84
DOL	0,31	-	0,31-0,58	0,40±0,06	0,64-0,88	0,75±0,09	1,14-1,57	1,32±0,18	1,43-5,19	3,43±1,13
CC	0,86	-	0,85-1,38	1,02±0,14	1,65-2,50	2,07±0,29	3,34-4,41	3,75±0,47	4,46-17,16	10,55±3,64
AC	0,70	-	0,70-0,99	0,79±0,08	1,21-1,94	1,54±0,28	2,59-3,84	3,09±0,53	3,24-15,60	7,99±3,29
ACO	0,76	-	0,68-1,04	0,79±0,08	1,26-2,02	1,58±0,31	2,98-4,60	3,50±0,74	3,70-21,66	11,00±4,96
FND	-	-	-	-	4,44-5,90	5,12±0,49	7,04-10,46	8,25±1,54	8,62-35,62	21,86±8,02
FNA	-	-	-	-	5,21-6,48	5,72±0,43	7,56-11,10	8,86±1,57	9,42-40,63	24,39 ± 9,12
FNL	-	-	-	-	-	-	5,99-8,67	7,00±1,45	7,60-30,84	19,35±6,94
FNP	0,86	-	0,99-1,46	1,12±0,13	1,71-2,64	2,21±0,33	3,39-4,53	3,85±0,50	4,56-17,08	10,59±3,56
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	81,40	-	68,12-94,44	78,09±6,64	64.35-83,08	73,98±6,23	77,39-87,07	82,14±5,39	58,40-91,90	74,67±7,85
CF/CC	12,79	-	7,29-24,71	12,74±4,60	10,95-23,03	15,59±3,69	16,91-21,09	18,73±1,74	19,67-30,36	24,05±2,35
DOL/CC	36,05	-	32,29-47,06	39,36±3,59	34,22-38,79	36,25±1,44	33,51-37,25	35,12±1,67	27,43-37,34	32,59±2,26
CC/CP	18,45	-	15,60-20,65	18,50±1,55	20,35-26,07	22,95±2,06	27,58-28,15	27,89±0,28	26,57-33,38	29,37±1,26
ACO/CP	16,31	-	12,98-16,02	14,32±0,90	14,32-21,06	17,48±2,78	23,67-28,77	25,85±2,15	24,27-36,02	29,45±3,40
FND/CP	-	-	-	-	53,29-61,52	56,73±2,64	59,26-65,42	61,00±2,96	57,44-63,21	60,28±1,48
FNA/CP	-	-	-	-	59,20-67,57	62,54±2,60	63,64-69,42	65,55±2,63	61,06-71,06	67,05±2,38
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	50,42-54,22	51,95±2,01	47,62-56-88	52,90±1,90
FNP/CP	18,45	-	17,86-22,15	20,21±1,24	21,09-27,54	24,42±2,40	28,33-28,87	28,62±0,24	27,54-31,78	29,58±1,16
Miômeros										
Pré-anal	15	-	13-16	15 (N=11)	15-17	16,13±0,83	14-16	14 (N=14)	-	-
Pós-anal	17	-	17-21	19 (N=12)	16-20	18,13±1,36	18-19	19 (N=02)	-	-
Total	32	-	31-36	35 (N=08)	33-36	34,25±1,16	32-35	32 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-		-	-	-	-	ii,09-11		ii, 09	
Anal	-		-	-	-	-	iii, 30-32	iii, 31 (N=02)	iii, 29-32	iii, 30 (N=11)
Pélvica	-		-	-	-	-	-		i, 06	
Peitoral	-		-	-	-	-	i, 09-11		i, 10-11	i, 11 (N=24)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.21 *Brycon orthotaenia*

Bryconidae	*Brycon orthotaenia* Günther, 1864	Matrinchã

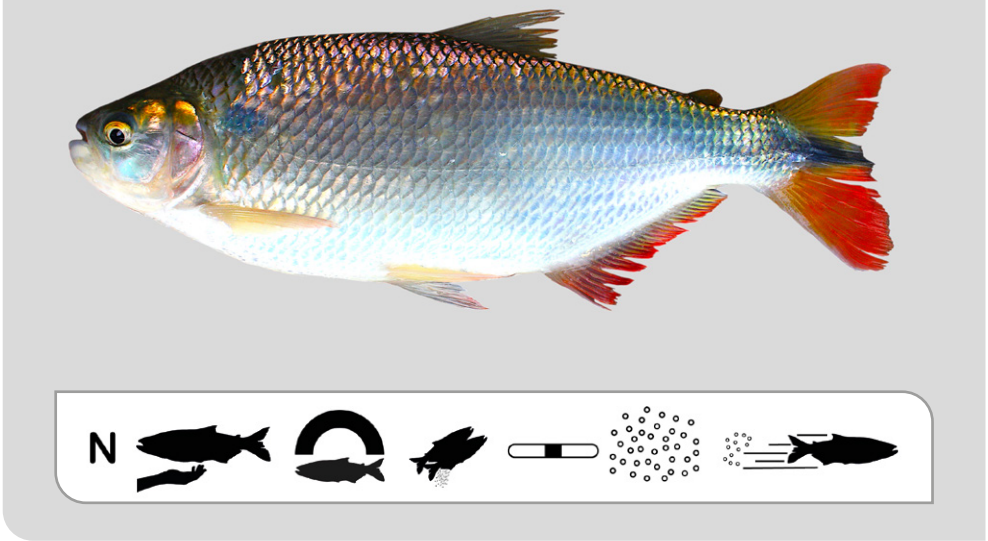


Figura 22, Tabela 22

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato (1999), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003); Sato, Fenerich-Verani e Godinho, H.P. (c2003) e Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020).

Diâmetro do ovo: 3,10 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,14 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Verde-escura, lilás.
Tempo de incubação: 15h (27°C) e 22h (23,4°C).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.
Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Oliveira, R.S.F., Coroa, Gomes, M.V.T., Marinho, Santos, J.E. e Brito (2020).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,06 – 19,58 mm.
Tamanho à eclosão: Aproximadamente 3,06 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho varia de pequeno a moderado.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 7,26 mm.
Órgão adesivo*: Presente no topo da cabeça

e completamente absorvido com aproximadamente 9,69 mm.

Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,57 mm.

Flexão da notocorda*: Flexionada com cerca de 7,01 mm.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

Bexiga natatória: Inflada com aproximadamente 6,92 mm.

Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Durante o estágio larval vitelino, a pigmentação é escassa e, quando presente, é distribuída aleatoriamente na região ventral. Em pré-flexão, os pigmentos se espalham na região da cabeça e no opérculo, enquanto em flexão, a pigmentação se torna mais evidente e se distribuí ao longo do corpo, formando pequenas manchas concentradas na parte da região dorsal da cabeça e ao redor da boca. As nadadeiras permanecem sem pigmentação ao longo desses estágios. Em pós-flexão, a pigmentação se concentra na região dorsal, na cabeça e no dentário, com distribuição irregular ao longo do corpo. Observa-se uma pequena mancha umeral e uma mácula no pedúnculo caudal, que se estende até a extremidade dos raios medianos da nadadeira caudal. Também se forma uma linha de pigmentos na região mediana do corpo, com pigmentação distribuída de forma irregular em todas as nadadeiras.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: A "finfold" e o botão da nadadeira peitoral.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 8,32 mm, os primeiros raios são visíveis; com 19,58 mm, todos estão formados.

Anal: Com 8,32 mm, os primeiros raios são visíveis; com 19,58 mm, todos estão formados.

Pélvica: Com 19,58 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: -

Absorção completa da "finfold": Com cerca de 19,58 mm, ainda apresentam resquícios na região ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 20 - 25 (Mo = 23)

Pós-anal: 17 – 22 (Mo = 20)

Total: 40 – 46 (Mo = 43)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 09

Anal: 31

Pélvica: 05

Peitoral: -

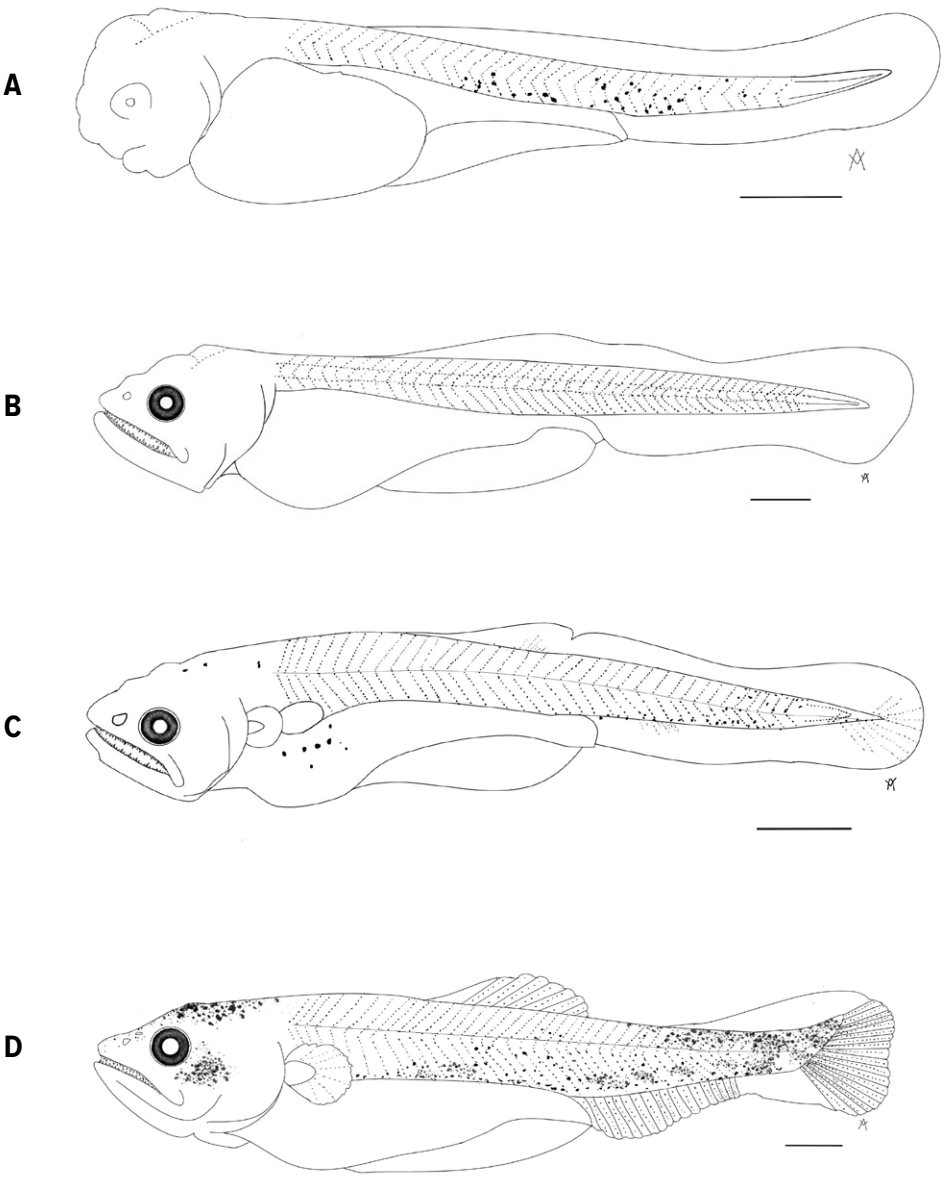
CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam boca ampla e dentes presentes a partir do estágio de pré-flexão. As larvas desta espécie são semelhantes às de *Salminus*, porém o número de miômeros pós-anal (17-22 *vs.* 24-28, em *Salminus franciscanus* e 18-23 em *Salminus hilarii*), o padrão de pigmentação e a morfologia da boca são caracteres que podem ser utilizados na separação dos táxons.

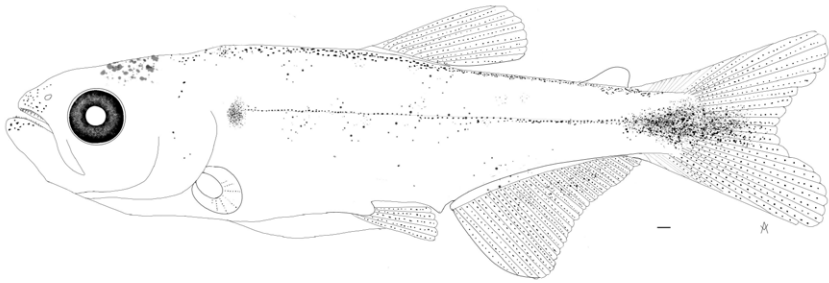
JUVENIL

Sem informações.

Figura 22 – Desenvolvimento inicial de *Brycon orthotaenia*. Larvas: **A.** Larval vitelino (4,10 mm CP); **B**. Pré-flexão (6,49 mm CP); **C.** e **D.** Flexão (8,32 mm CP; 12,30 mm CP); e **E.** Pós-flexão (19,58 mm CP). Escala = 1 mm



E



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 22 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Brycon orthotaenia*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 26)		PF (N = 16)		FL (N = 25)		FP (N = 01)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	3,17-4,66	3,78±0,52	5,95-7,34	6,73±0,50	7,86-15,10	9,56±1,89	23,46	-	-	-
CP	3,06-4,34	3,56±0,40	5,57-6,92	6,35±0,50	7,50-13,49	9,02±1,57	19,58	-	-	-
CF	0,11-0,18	0,15±0,03	0,30-0,51	0,39±0,07	0,43-1,19	0,62±0,18	1,65	-	-	-
DOL	0,18-0,27	0,22±0,02	0,26-0,40	0,33±0,04	0,40-0,87	0,50±0,11	1,66	-	-	-
CC	-	-	1,22-1,72	1,51±0,14	1,76-3,89	2,23±0,51	5,87	-	-	-
AC	0,57-0,88	0,75±0,09	0,99-1,34	1,14±0,10	1,30-2,83	1,65±0,36	4,68	-	-	-
ACO	0,77-1,01	0,89±0,05	1,12-1,61	1,33±0,12	1,48-3,54	2,09±0,51	4,10	-	-	-
FND	-	-	-	-	3,60-7,04	4,64±0,92	10,34	-	-	-
FNA	-	-	-	-	5,18-9,33	6,34±1,17	12,01	-	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	9,86	-	-	-
FNP	-	-	1,22-1,82	1,49±0,18	1,78-3,89	2,24±0,51	6,53	-	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	68,28-87,70	76,00±5,99	67,36-80,68	73,77±2,99	79,73	-	-	-
CF/CC	-	-	20,69-31,85	25,88±2,97	24,39-32,38	27,76±2,19	28,11	-	-	-
DOL/CC	-	-	20,69-25,35	22,17±1,22	20,48-25,57	22,52±1,18	28,28	-	-	-
CC/CP	-	-	21,90-25,40	23,57±1,16	22,03-28,84	24,57±1,46	29,98	-	-	-
ACO/CP	20,93-28,93	25,08±2,34	17,69-23,70	21,01±1,77	19,42-26,49	23,01±1,95	20,94	-	-	-
FND/CP	-	-	-	-	45,42-52,19	48,69±1,95	52,81	-	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	63,78-69,26	66,46±1,60	61,34	-	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	50,36	-	-	-
FNP/CP	-	-	20,30-26,42	23,49±1,62	22,53-28,84	24,64±1,33	33,35	-	-	-
Miômeros										
Pré-anal	21-24	21 (N=03)	22-24	23 (N=06)	20-25	23 (N=11)	21	-	-	-
Pós-anal	17-21	20 (N=03)	17-22	20 (N=05)	17-22	20 (N=10)	18	-	-	-
Total	40-45	42 (N=03)	40-46	43 (N=05)	41-46	43 (N=07)	39	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	10	-	09	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	31	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.22 *Salminus franciscanus*

Bryconidae	*Salminus franciscanus* Lima & Britski, 2007	Dourado

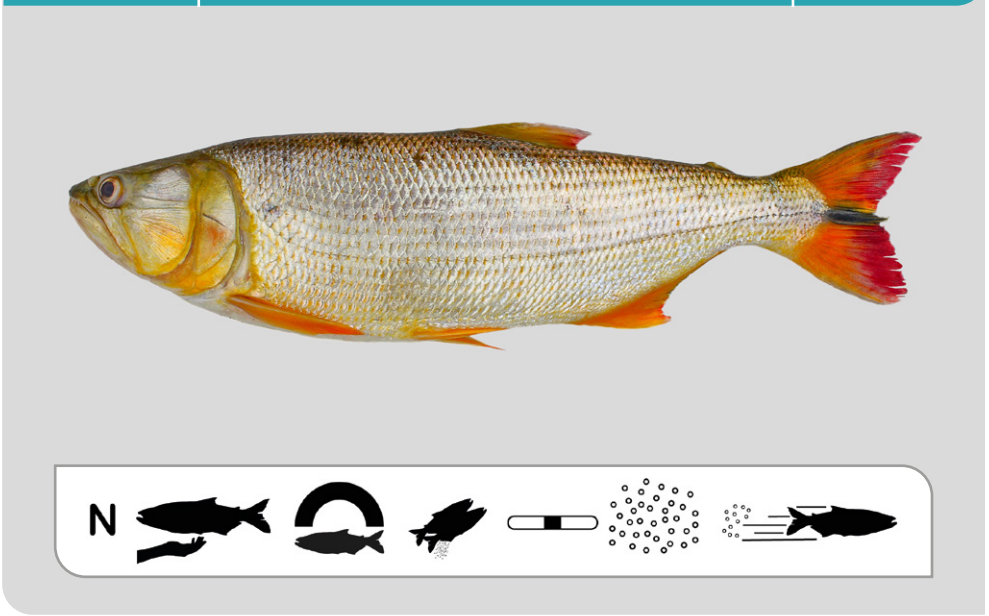


Figura 23, Tabela 23

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001), Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003) e Paschoalini, Eloi, Santos, J.E., Santos, J.C.E., Rizzo e Bazzoli (2021).

Diâmetro do ovo: 3,54 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,41 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Verde-escura, marrom.
Tempo de incubação: 20h (24,3ºC).

LARVA

Estágio de referência: LV.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão*: 4,18 – 26,62 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 4,18 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça é pequena e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 8,00 mm.
Órgão adesivo*: Presente na região frontal da cabeça e absorvido com aproximadamente 6,40 mm.
Forma e pigmentação dos olhos*: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 7,50 mm.
Flexão da notocorda*: Flexionada com cerca de 11,50 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Não se encontra inflada no estágio de larval vitelino.
Escamas*: Presentes com cerca de 25,00 mm.

PIGMENTAÇÃO*

Em larval vitelino, a pigmentação é quase inexistente, e somente alguns pigmentos puntiformes estão distribuídos aleatoriamente, mas intensifica-se posteriormente, principalmente na região dorsal e na cabeça. No estágio de pós-flexão, a pigmentação aumenta, cobrindo todo o corpo, entre os raios das nadadeiras (dorsal, anal e caudal) e sobre o pedúnculo caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: A "finfold" e o botão da nadadeira peitoral.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold"*: Com cerca de 25,00 mm, ainda apresentam resquício na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvicas e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
Pré-anal: 25 - 27 (Mo = 26)
Pós-anal: 24 – 28 (Mo = 27)
Total: 49 – 55 (Mo = 54)
Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam boca ampla e dentes a partir do estágio de pré-flexão. As larvas desta espécie são semelhantes às de *B. orthotaenia* e *S. hilarii*, porém o número de miômeros pós-anal (24-28 *vs.* 17-22 em *B. orthotaenia* e 18-23 em *S. hilarii)* pode separar as espécies.

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: Atingem este período com cerca de 25,00 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é distribuída por todo o corpo e entre os raios das nadadeiras dorsal e anal. Apresentam uma mancha no pedúnculo caudal que se prolonga entre os raios dessa nadadeira.

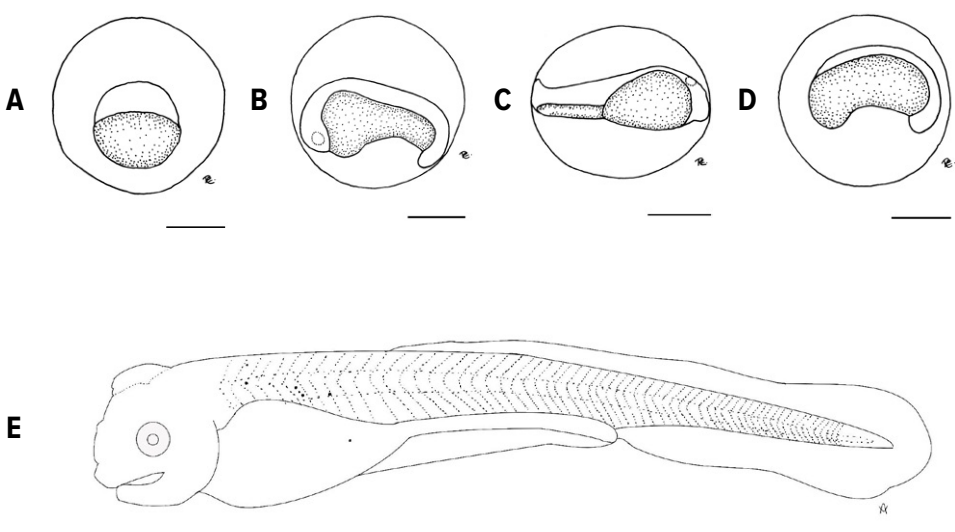
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11
Anal: 27 - 29
Pélvica: 06 - 08
Peitoral: 12 -13

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis de *S. franciscanus* se diferenciam de *Salminus hilarii* por apresentarem um par de caninos maiores e mais evidentes, principalmente em indivíduos maiores. A linha lateral possui 75-85 *vs.* 63-72 *vs.* 51-54 escamas de *S. hilarii* e *B. orthotaenia*, respectivamente. Ademais, somente *B. orthotaenia* apresenta mancha umeral (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 23 – Desenvolvimento inicial de *Salminus franciscanus*. Ovos: **A.** Clivagem Inicial (2,68 mm DO); **B.** Embrião Inicial (2,55 mm DO); **C.** Cauda livre (2,99 mm DO), **D.** Embrião final (2,70 mm DO); e **E.** Larva em larval vitelino (5,13 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustrações **A-D** de Paula Cabral Eterovick (2026) e **E** de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 23 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Salminus franciscanus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 14)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	4,36-5,82	5,18±0,51	-	-	-	-	-	-	-	-
CP	4,18-5,32	4,87±0,43	-	-	-	-	-	-	-	-
CF	0,15-0,32	0,22±0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
DOL	0,19-0,27	0,24±0,02	-	-	-	-	-	-	-	-
CC	0,79-0,99	0,91±0,07	-	-	-	-	-	-	-	-
AC	0,62-1,03	0,91±0,13	-	-	-	-	-	-	-	-
ACO	0,92-1,06	0,99±0,04	-	-	-	-	-	-	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNP	1,07-1,16	1,10±0,03	-	-	-	-	-	-	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	95,74-119,05	105,98±7,33	-	-	-	-	-	-	-	-
CF/CC	20,20-34,41	24,68±4,57	-	-	-	-	-	-	-	-
DOL/CC	24,21-32,14	26,51±2,63	-	-	-	-	-	-	-	-
CC/CP	16,01-19,32	17,80±1,13	-	-	-	-	-	-	-	-
ACO/CP	17,79-25,06	20,50±2,19	-	-	-	-	-	-	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNP/CP	20,60-22,44	21,30±0,66	-	-	-	-	-	-	-	-
Miômeros										
Pré-anal	25-27	26 (N=05)	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	24-28	27 (N=03)	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	49-55	54 (N=03)	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.23 *Salminus hilarii*

Bryconidae	*Salminus hilarii* Valenciennes, 1850	Tabarana Dourado-branco

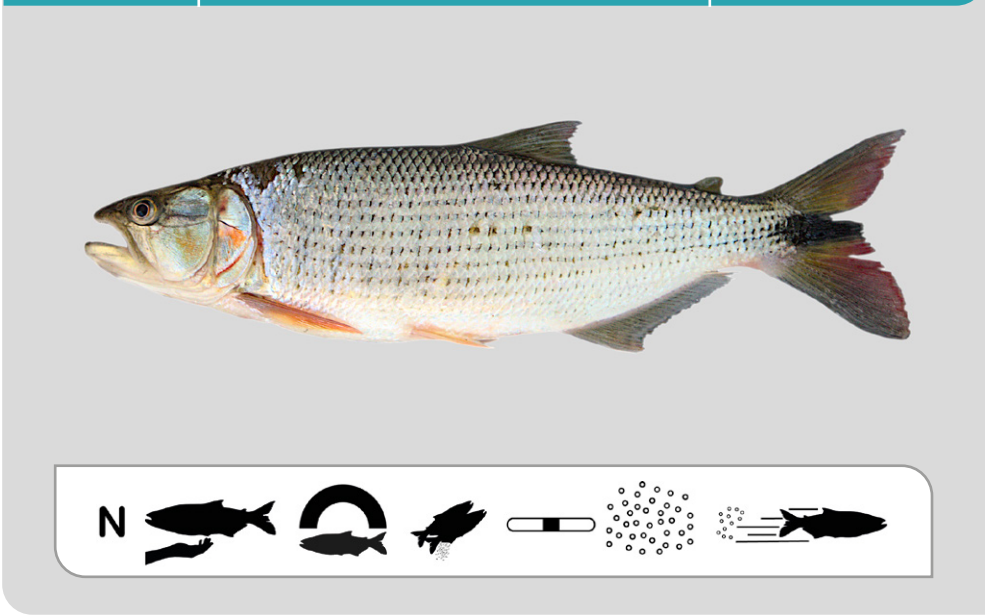


Figura 24, Tabela 24

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato (1999), Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003).

Diâmetro do ovo: 3,30 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,47 mm.
Espaço perivitelino: Muito amplo.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Verde-escura, marrom.
Tempo de incubação: 26h40min (25,0ºC).

LARVA

Estágio de referência: PF, FL e FP.
Informações adicionais* foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 7,98 - 28,59 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 3,87 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de muito longo a moderado, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho varia de pequeno a moderado.

Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 7,98 mm.
Órgão adesivo*: Presentes na região frontal da cabeça e absorvido com cerca de 6,36 mm.
Forma e pigmentação dos olhos*: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 6,36 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 7,98 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 7,98 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação é composta por cromatóforos dendríticos, limitada ao pedúnculo caudal. Posteriormente, cromatóforos dendríticos e puntiformes distribuem-se por todo o corpo, com maior concentração no topo da cabeça, ao redor da boca e na região dorsal do corpo, bem como no pedúnculo e na base da nadadeira caudal, onde há formação de uma mácula.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 8,98 mm, os primeiros raios são visíveis; com 28,59 mm, estão todos formados.
- **Anal:** Com 8,98 mm, os primeiros raios são visíveis; com 28,59 mm, estão todos formados.
- **Pélvica:** Com 28,59 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 28,59 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 28,59 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros
- **Pré-anal:** 21 – 27 (Mo = 24)
- **Pós-anal:** 18 – 23 (Mo = 20)
- **Total:** 41 – 45 (Mo = 44)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 07-12 (Mo = 09)
- **Anal:** 28-30 (Mo = 28)
- **Pélvica:** 05
- **Peitoral:** 05

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam boca ampla e a presença de dentes a partir do estágio de pré-flexão. As larvas são semelhantes às de *B. orthotaenia* e *S. franciscanus*, porém o número de miômeros pós-anal (18-23 *vs.* 17-22 em *B. orthotaenia* e 24-28 em *S. franciscanus*) pode separá-las.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 36,56 mm.
Forma do corpo: O corpo, a cabeça e o diâmetro do olho são moderados.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é composta por cromatóforos dendríticos e puntiformes que estão distribuídos irregularmente por todo o corpo, com maior concentração no topo da cabeça, ao redor da boca e na região dorsal do corpo, bem como no

pedúnculo e na base dos raios caudais medianos, onde há a formação de uma mácula.

MERÍSTICA

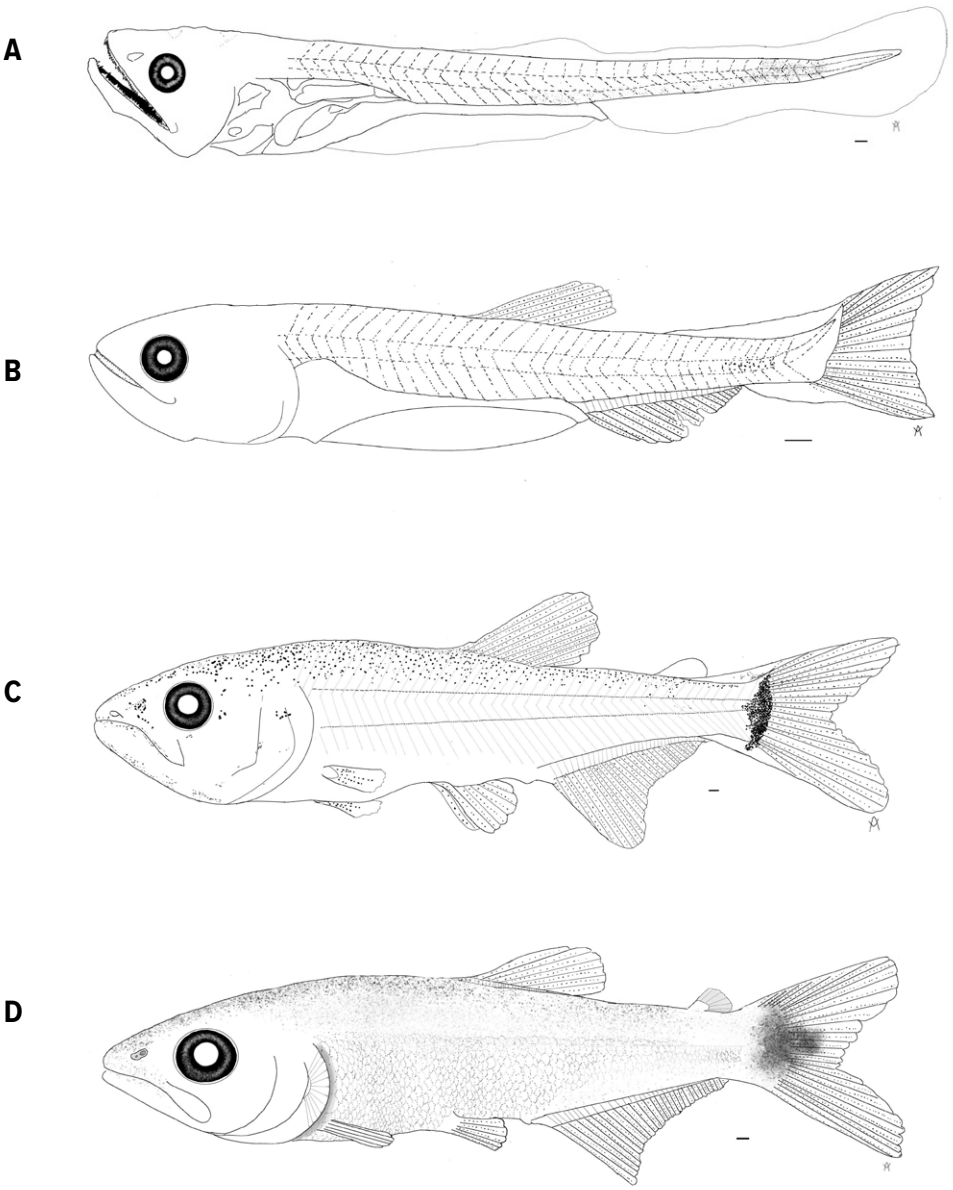
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11
Anal: 28
Pélvica: 05
Peitoral: 05

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os jovens de *S. hilarii* se diferenciam de *S. franciscanus* por apresentar um par de caninos menores e menos evidentes, principalmente em indivíduos maiores. A linha lateral possui 63-72 *vs.* 75-85 *vs.* 51-54 escamas de *S. franciscanus* e *B. orthotaenia*, respectivamente. Ademais, somente *B. orthotaenia* apresenta mancha umeral (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 24 – Desenvolvimento inicial de *Salminus hilarii.* Larvas: **A.** Pré-flexão (8,98 mm CP); **B.** Flexão (11,42 mm CP); **C.** Pós-flexão (26,97 mm CP); e **D.** Juvenil (36,56 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 24 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenil de *Salminus hilarii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 01)		FL (N = 55)		FP (N = 21)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	9,39	-	8,47-13,54	10,84±1,18	12,51-33,63	18,07±5,95	42,07	-
CP	-	-	8,98	-	7,98-12,13	9,96±0,95	11,16-28,59	15,69±4,91	36,56	-
CF	-	-	0,62	-	0,46-1,06	0,75±0,13	0,71-2,79	1,29±0,57	3,03	-
DOL	-	-	0,41	-	0,37-0,86	0,56±0,09	0,70-2,53	1,21±0,51	3,18	-
CC	-	-	2,11	-	1,94-3,24	2,58±0,29	2,96-9,87	4,63±1,92	12,02	-
AC	-	-	1,33	-	1,14-2,29	1,63±0,23	1,99-6,98	3,18±1,31	8,20	-
ACO	-	-	1,28	-	0,91-2,12	1,49±0,24	1,88-7,01	3,22±1,37	8,36	-
FND	-	-	-	-	4,57-6,51	5,61±0,48	5,91-16,35	8,61±2,85	19,97	-
FNA	-	-	-	-	5,62-8,11	6,88±0,60	7,26-19,28	10,40±3,38	23,86	-
FNL	-	-	-	-	2,53	-	4,45-14,93	8,99±3,29	18,31	-
FNP	-	-	-	-	2,25-3,20	2,84±0,27	3,40-9,67	5,36±1,91	11,63	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	62,77	-	50,21-87,94	63,15±6,10	62,48-75,76	68,86±3,53	68,18	-
CF/CC	-	-	29,23	-	21,91-43,67	29,13±4,75	23,90-34,64	27,70±2,58	25,22	-
DOL/CC	-	-	19,19	-	17,33-27,77	21,64±2,28	22,25-29,81	25,97±2,00	26,45	-
CC/CP	-	-	23,52	-	19,83-29,11	25,96±1,69	25,83-34,54	28,82±2,50	32,88	-
ACO/CP	-	-	14,25	-	9,92-17,47	14,94±1,57	16,75-24,51	20,03±2,11	22,87	-
FND/CP	-	-	-	-	49,02-58,84	55,21±2,28	52,60-57,20	54,65±1,34	54,62	-
FNA/CP	-	-	-	-	64,30-72,89	67,98±2,13	64,53-68,27	66,14±1,14	65,27	-
FNL/CP	-	-	-	-	29,33	-	31,32-53,88	47,94±7,46	50,08	-
FNP/CP	-	-	-	-	26,28-30,91	28,18±1,48	28,02-34,89	30,75±2,39	31,82	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	27	-	22-26	24 (N=18)	21-24	24 (N=09)	-	-
Pós-anal	-	-	18	-	18-22	20 (N=21)	19-23	21 (N=06)	-	-
Total	-	-	45	-	41-45	44 (N=19)	42-45	45 (N=11)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	07-12	09 (N=06)	-	-	11	-
Anal	-	-	-	-	28-30	28 (N=11)	-	-	28	-
Pélvica	-	-	-	-	05	-	-	-	05	-
Peitoral	-	-	-	-	05	-	-	-	05	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.24 *Acestrorhynchus lacustris*

Acestrorhynchidae	*Acestrorhynchus lacustris* (Lütken, 1875)	Peixe-cachorro

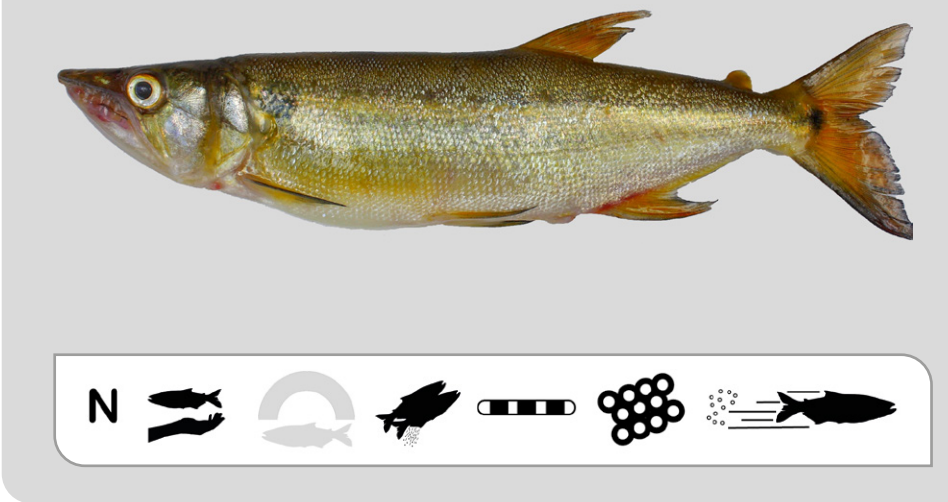


Figura 25, Tabela 25

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 9,00 – 38,90 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 9,00 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 9,00 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço distal do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 9,00 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Pigmentos puntiformes e dendríticos se concentram mais intensamente na região dorsal e no pedúnculo caudal, estendendo-se até a abertura

anal. A região do trato digestório e a área opercular apresentam pouca ou nenhuma pigmentação. A cabeça, o focinho e a região do dentário são densamente pigmentados. A pigmentação conspícua forma uma mancha umeral que se torna mais evidente à medida que o tamanho do espécime aumenta. As nadadeiras pélvicas, peitorais e adiposa têm pouca ou nenhuma pigmentação, enquanto as nadadeiras dorsal, anal e caudal são pigmentadas ao longo dos raios.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 13,70 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 14,39 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 32,11 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 32,11 mm, apresenta os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Com cerca de 32,24 mm, ainda apresenta resquícios na região ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 25

Pós-anal: 18

Total: 43

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11 - 12 (Mo = 11)

Anal: 28 - 33 (Mo = 30)

Pélvica: 08 - 09 (Mo = 09)

Peitoral: 18 - 20 (Mo = 19)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Larvas em pós-flexão já possuem o focinho proeminente, característico da espécie. Apresentam maxila com dentes caninos separados por séries de dentes cônicos. A abertura anal está localizada no terço posterior do corpo. Distingue-se de *Acestrorhynchus britskii* pela presença de uma mancha na região umeral, visível no estágio de pós-flexão.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 43,85 - 70,23 mm.

Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço posterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação puntiforme e dendrítica é mais intensa na região dorsal e no pedúnculo caudal, estendendo-se até a abertura anal. A região ventral e a área opercular têm pouca ou nenhuma pigmentação. A cabeça, o focinho e o dentário são densamente pigmentados. Apresenta mancha umeral e mancha no pedúnculo caudal, que se torna mais conspícua, centralizada e ovalada nos indivíduos maiores. As nadadeiras pélvicas e peitorais têm poucos pigmentos, enquanto a adiposa apresenta pigmentação densa. A dorsal, a caudal e a anal são intensamente pigmentadas nas extremidades.

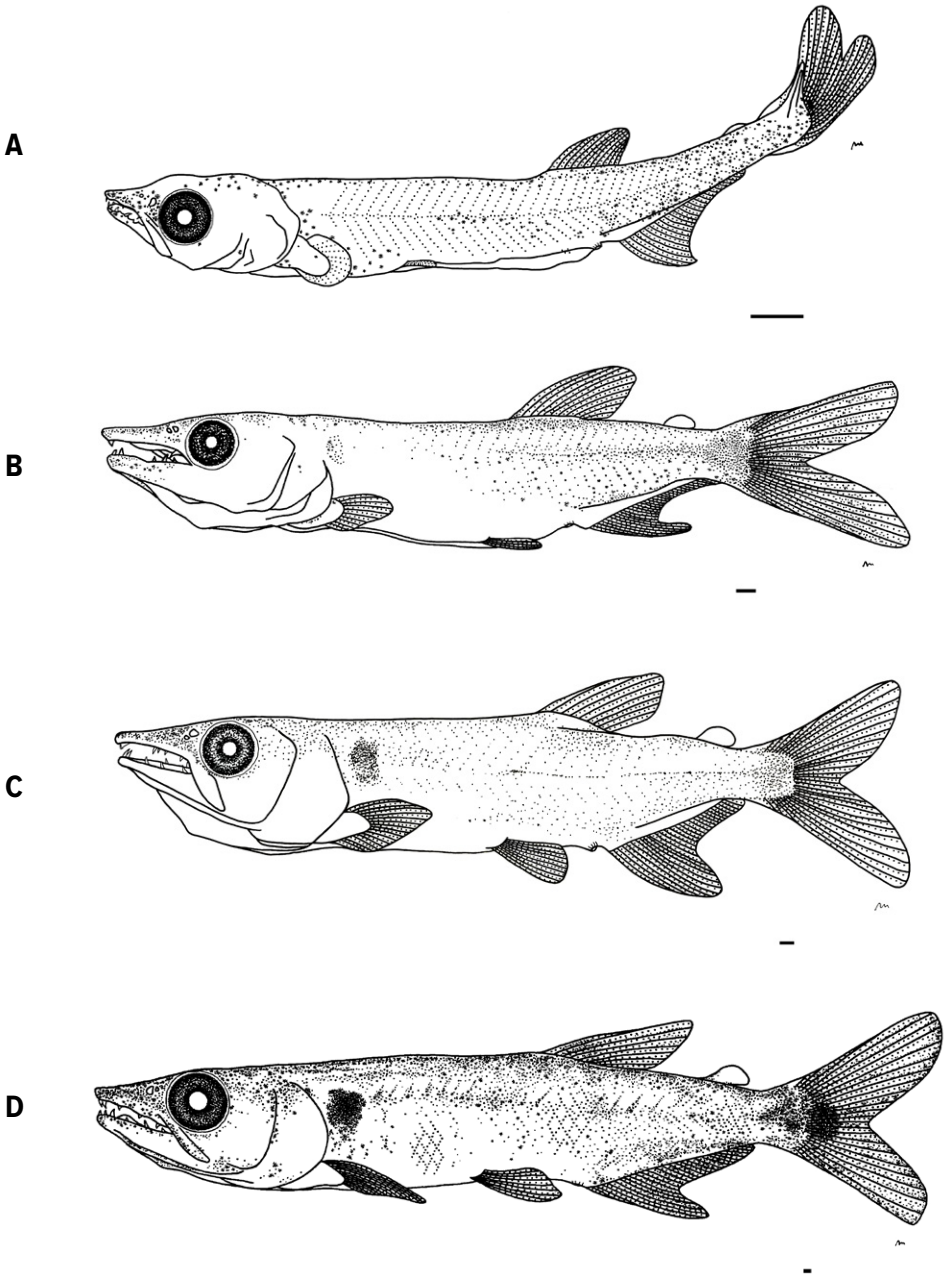
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 11
Anal: 25 - 33
Pélvica: 08 - 09 (Mo = 09)
Peitoral: 14 - 18 (Mo = 18)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta maxila com dentes caninos separados por séries de dentes cônicos. A abertura anal está localizada no terço posterior do corpo. Distingue-se de *A. britskii* pela presença de uma mancha na região umeral e outra no pedúnculo caudal, ambas bem conspícuas.

Figura 25 – Desenvolvimento inicial de *Acestrorhynchus lacustris*. Larvas: **A.** Flexão (14,39 mm CP); **B.** Pós-flexão (32,24 mm CP); e **C.** e **D.** Juvenil (42,07 mm CP; 70,23 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 25 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Acestrorhynchus lacustris*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 02)		FP (N = 11)		J (N = 06)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	16,34	-	14,25-46,30	36,06±10,91	52,06-83,27	69,74±12,41
CP	-	-	-	-	9,00-14,39	11,70±3,81	13,70-38,90	30,52±8,42	43,85-70,23	58,60±10,52
CF	-	-	-	-	0,41-1,29	0,85±0,62	1,05-5,69	4,17±1,55	6,38-8,40	7,41±0,99
DOL	-	-	-	-	0,62-1,02	0,82±0,28	1,12-3,20	2,38±0,68	3,07-5,48	4,31±0,84
CC	-	-	-	-	1,90-3,84	2,87±1,37	3,42-13,28	10,42±3,33	14,12-21,56	18,91±2,96
AC	-	-	-	-	1,44-1,90	1,67±0,33	1,80-6,17	4,71±1,42	5,98-11,31	9,26±1,96
ACO	-	-	-	-	1,18-1,84	1,51±0,47	1,91-6,73	5,05±1,59	7,01-12,86	10,71±2,29
FND	-	-	-	-	9,18	-	8,32-24-96	19,48±5,66	27,53-43,13	36,19±6,34
FNA	-	-	-	-	10,52	-	9,18-27,59	22,32±6,40	31,98-49,07	41,61±6,70
FNL	-	-	-	-	-	-	18,69-22,23	19,93±1,26	24,89-36,38	31,47±4,50
FNP	-	-	-	-	2,01-3,84	2,93±1,29	3,28-13,74	10,53±3,41	14,61-22,18	18,80±3,05
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	49,48-75,79	62,63±18,60	40,21-54,27	46,14±5,39	42,35-52,46	48,55±3,43
CF/CC	-	-	-	-	21,58-33,59	27,59±8,50	30,70-46,52	38,85±4,48	36,62-45,68	39,42±3,29
DOL/CC	-	-	-	-	26,56-32,63	29,60±4,29	18,83-32,75	23,74±3,87	20,16-25,42	22,73±1,86
CC/CP	-	-	-	-	21,11-26,69	23,90±3,94	23,17-35,79	33,46±3,62	30,70-34,00	32,39±1,43
ACO/CP	-	-	-	-	12,79-13,11	12,95±0,23	12,94-20,11	16,35±1,77	15,99-19,75	18,17±1,30
FND/CP	-	-	-	-	63,79	-	58,74-66,18	63,39±2,25	61,05-62,78	61,81±0,63
FNA/CP	-	-	-	-	73,11	-	67,01-76,67	72,66±3,06	68,02-73,67	71,22±2,20
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	55,89-61,06	58,47±1,52	50,52-56,76	54,02±2,37
FNP/CP	-	-	-	-	22,33-26,69	24,51±3,08	22,22-37,16	33,80±4,10	30,81-33,45	32,18±1,21
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	25	-	25	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	18	-	18	-	-	-
Total	-	-	-	-	43	-	43	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	11	-	11-12	11 (N=10)	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	28-33	30 (N=04)	25-33	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=08)	08-09	09 (N=05)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	18-20	19 (N=03)	14-18	18 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.25 *Astyanax lacustris*

Characidae	*Astyanax lacustris* (Lütken, 1875)	Lambari-do-rabo-amarelo

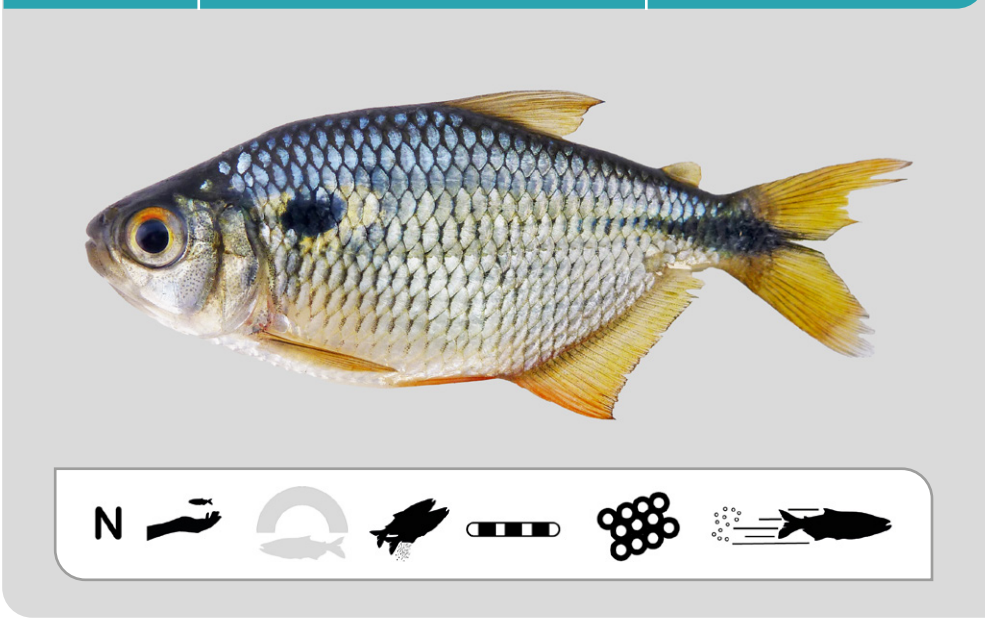


Figura 26, Tabela 26

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato, Fenerich-Verani, Nuñer, Godinho, H.P. e Verani (c2003) e Santos, J.A., Soares e Bialetzki (2020).

Diâmetro do ovo: 0,80 – 1,17 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,48 – 0,84 mm.
Espaço perivitelino: Moderado.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada, parda.
Tempo de incubação: 19h (26ºC).

LARVA

Estágio de referência: FP.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Santos, J.A., Soares e Bialetzki (2020).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 12,03 – 18,66 mm.
Tamanho à eclosão*: 2,37 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo*: Presente no topo da cabeça e absorvido com cerca de 3,06 mm.

Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 12,03 mm.
Flexão da notocorda*: Flexionada com cerca de 4,17 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória*: Inflada com aproximadamente 3,06 mm.
Escamas: Presentes com aproximadamente 12,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação dendrítica está distribuída por todo o corpo, incluindo a cabeça, focinho e dentário. A região ventral apresenta pouca ou nenhuma pigmentação. Uma mancha umeral conspícua começa a se formar com aproximadamente 13 mm de CP, tornando-se mais evidente e ovalada com o desenvolvimento dos indivíduos. As nadadeiras pélvicas e peitorais possuem poucos pigmentos, enquanto as nadadeiras dorsal, caudal e anal apresentam pigmentação ao longo dos raios. Uma mancha conspícua cobre o pedúnculo caudal, estendendo-se até a base dos raios centrais da nadadeira caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold"*: Absorvida completamente com cerca de 12,03 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 13
- **Pós-anal:** 20
- **Total:** 33

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 10 - 11 (Mo = 11)
- **Anal:** 25 - 29 (Mo = 27)
- **Pélvica:** 08 - 09 (Mo = 08)
- **Peitoral:** 11 - 13 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *Astyanax* podem ser facilmente confundidas com as de outros gêneros, como *Moenkhausia, Hyphessobrycon, Psalidodon* e *Hemigrammus*, devido às semelhanças morfológicas. No entanto, a combinação de caracteres morfológicos, merísticos e morfométricos poderá ajudar a diferenciá-las ao menos nos estágios mais avançados. Em pós-flexão, as larvas de *A. lacustris* apresentam características semelhantes às do indivíduo adulto, como o corpo alto, porém a mancha umeral ainda não apresenta seu formato evidente.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 18,33 – 32,87 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de grande a moderada e o diâmetro do olho de moderado a grande.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação dendrítica está distribuída por todo o corpo, incluindo a cabeça, o focinho e o dentário. A região ventral apresenta pouca

ou nenhuma pigmentação. Nesse período, as manchas umeral e do pedúnculo caudal, que se estende até os raios centrais da nadadeira caudal, tornam-se mais ovaladas e evidentes. Uma linha longitudinal que se estende do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal também é observada. As nadadeiras pélvicas e peitorais possuem apenas alguns pigmentos, enquanto as nadadeiras dorsal, caudal e anal apresentam pigmentação ao longo dos raios.

MERÍSTICA

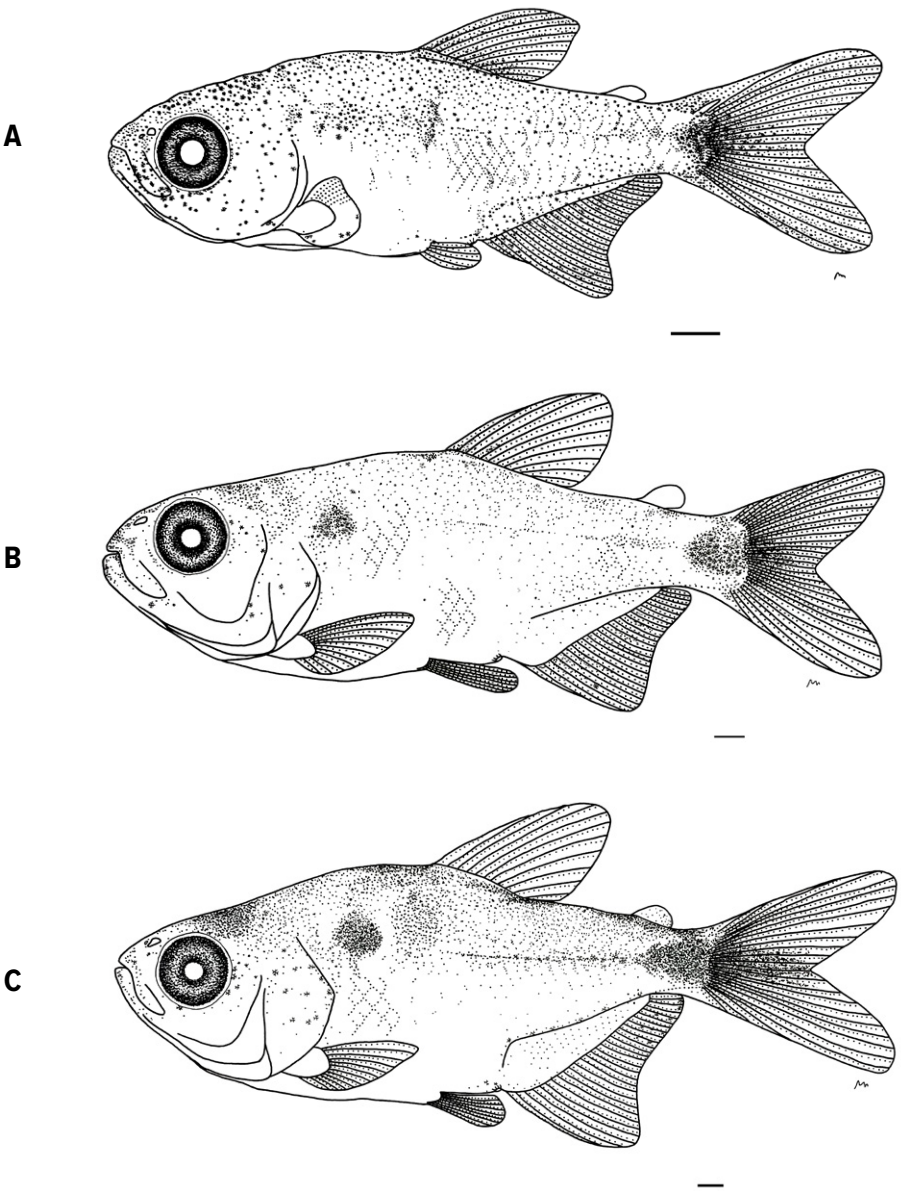
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 10 - 12 (Mo = 11)
Anal: 23 - 30 (Mo = 28)
Pélvica: 07 - 09 (Mo = 08)
Peitoral: 11 - 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta uma mancha ovalada na região umeral e uma mancha alongada no pedúnculo caudal que se estende até a ponta dos raios medianos na nadadeira caudal (Vieira; Gomes, J.P.C.; Maia; Silva, L.G.M., 2015).

Figura 26 – Desenvolvimento inicial de *Astyanax lacustris*. **A.** Larva em pós-flexão (12,18 mm CP); e **B.** e **C.** Juvenil (19,80 mm CP; 22,70 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 26 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Astyanax lacustris*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 11)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	15,34-22,75	18,73±2,58	23,62-41,28	34,17±5,08
CP	-	-	-	-	-	-	12,03-18,66	14,73±2,10	18,33-32,87	27,26±4,38
CF	-	-	-	-	-	-	1,01-1,57	1,27±0,17	1,42-2,94	2,30±0,47
DOL	-	-	-	-	-	-	1,49-2,20	1,81±0,25	2,07-3,95	3,33±0,55
CC	-	-	-	-	-	-	3,92-6,21	5,17±0,77	6,31-10,58	8,81±1,14
AC	-	-	-	-	-	-	3,51-5,15	4,23±0,53	5,24-9,54	6,63±1,03
ACO	-	-	-	-	-	-	4,09-6,12	4,93±0,69	6,09-13,24	10,22±2,02
FND	-	-	-	-	-	-	6,09-9,11	7,79±1,02	9,27-17,81	14,67±2,47
FNA	-	-	-	-	-	-	7,65-11,08	9,37±1,28	11,50-21,37	17,55±2,93
FNL	-	-	-	-	-	-	6,20-8,75	7,50±0,84	8,76-16,81	13,30±2,07
FNP	-	-	-	-	-	-	3,76-5,87	4,75±0,66	5,91-10,49	8,32±1,20
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	74,51-93,37	82,22±5,15	60,72-96,98	75,67±9,66
CF/CC	-	-	-	-	-	-	22,22-30,10	24,79±2,17	14,56-32,45	26,03±3,69
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	32,37-38,23	35,11±1,93	30,92-41,89	37,64±3,13
CC/CP	-	-	-	-	-	-	32,18-38,02	35,07±2,01	28,15-37,57	32,54±2,00
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	29,85-36,30	33,51±2,18	33,21-41,06	37,28±2,10
FND/CP	-	-	-	-	-	-	48,55-57,04	53,00±2,41	50,57-56,61	53,75±1,54
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	55,64-67,47	63,73±3,48	61,10-67,54	64,34±1,54
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	46,89-55,42	51,09±2,30	46,04-53,72	48,99±1,64
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	30,32-35,27	32,25±1,49	27,93-34,46	30,67±1,58
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	13	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	20	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	33	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	10-11	11 (N=08)	10-12	11 (N=11)
Anal	-	-	-	-	-	-	25-29	27 (N=03)	23-30	28 (N=06)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-09	08 (N=07)	07-09	08 (N=12)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	11-13	13 (N=03)	11-13	12 (N=13)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.26 *Hemigrammus marginatus*

Characidae	*Hemigrammus marginatus* Ellis, 1911	Piaba

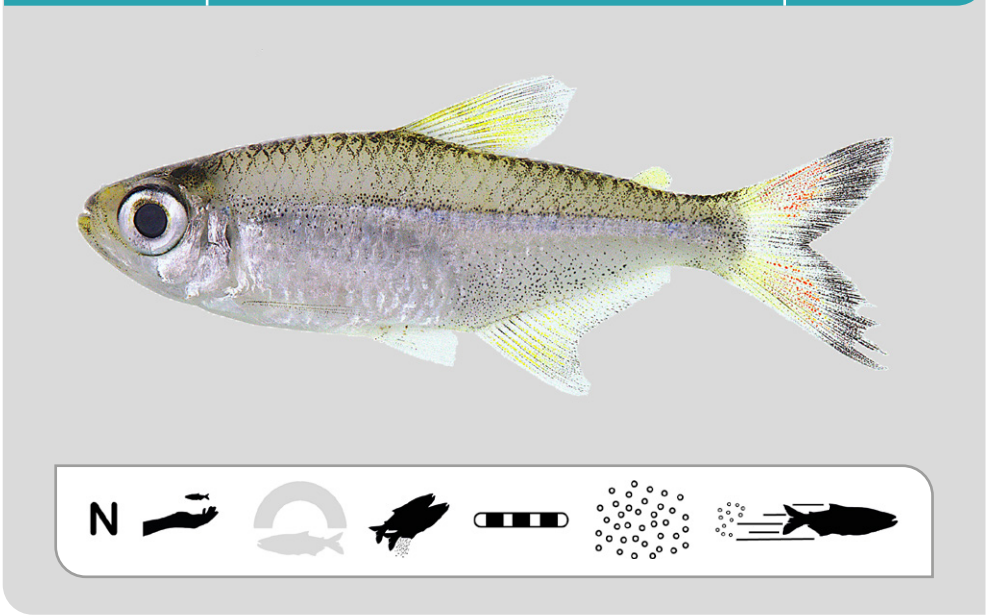


Figura 27, Tabela 27

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 8,87 – 14,39 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande o diâmetro do olho é grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 8,87 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 8,87 mm CP.
Escamas: Presentes com aproximadamente 10,00 mm.

PIGMENTAÇÃO

Pigmentos dendríticos e alguns puntiformes estão distribuídos por todo o corpo. Uma linha longitudinal de pigmentos se estende do terço

mediano do corpo até o pedúnculo caudal. A presença de pigmentação entre os raios das nadadeiras dorsal e anal é notável, enquanto as extremidades dos raios da nadadeira caudal exibem um padrão de pigmentação característico da espécie.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 8,87 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 8,87 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 10,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 14,57 mm, todos os raios estão formados.
- **Absorção completa da "finfold":** Absorvida com cerca de 10,56 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 09 – 11 (Mo = 09)
- **Pós-anal:** 17 – 19 (Mo = 19)
- **Total:** 27 – 30 (Mo = 28)

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 09 – 12 (Mo = 11)
- **Anal:** 18 – 27 (Mo = 22)
- **Pélvica:** 06 – 08 (Mo = 08)
- **Peitoral:** 03 – 12

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *Hemigrammus* podem ser facilmente confundidas com as de outros gêneros, como *Astyanax, Moenkhausia, Hyphessobrycon* e *Psalidodon*, devido às semelhanças morfológicas. No entanto, a combinação de caracteres morfológicos, merísticos e morfométricos poderá ajudar a diferenciá-las ao menos nos estágios mais avançados. Em pós-flexão, as larvas de *H. marginatus* se assemelham aos indivíduos adultos e se distinguem das demais espécies da família pela coloração nos lobos da nadadeira caudal.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,57 – 21,35 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grandes a moderados.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

O padrão de pigmentação é semelhante ao período larval, porém mais conspícuo. Pigmentos dendríticos e puntiformes estão distribuídos por todo o corpo. Uma linha longitudinal de pigmentos se estende do terço anterior do corpo até o pedúnculo caudal. A presença de pigmentação entre os raios das nadadeiras dorsal e anal é notável, enquanto as extremidades dos raios da nadadeira caudal exibem um padrão de pigmentação característico da espécie.

MERÍSTICA

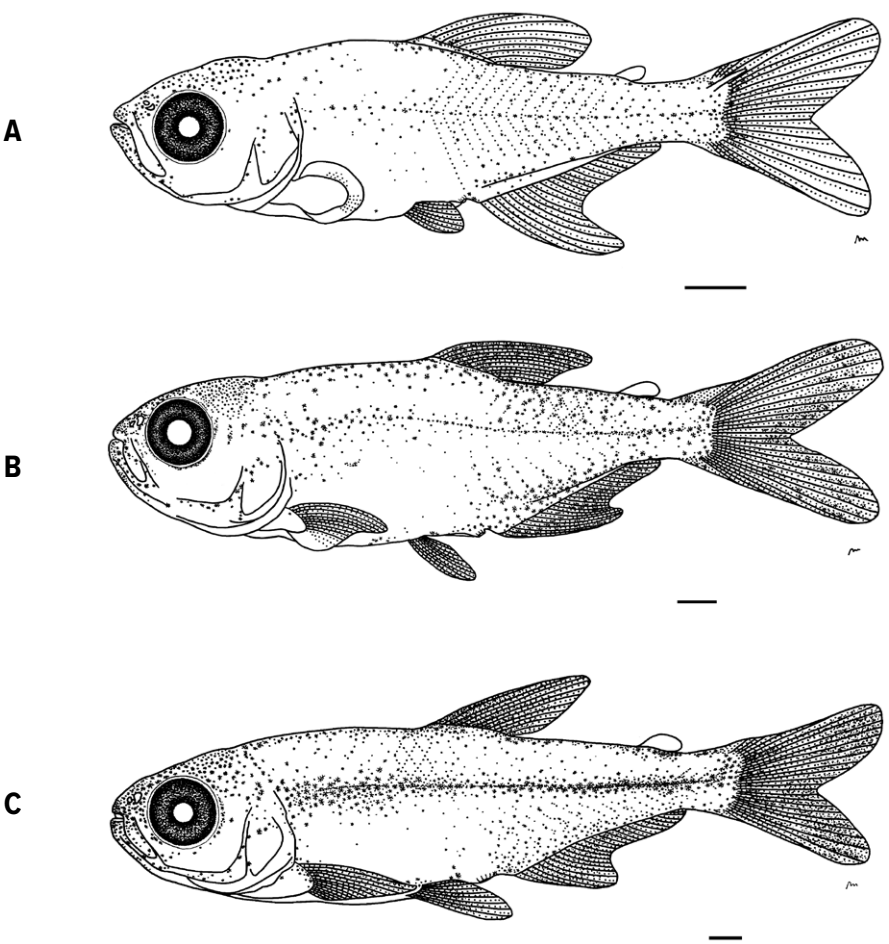
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 09 – 11 (Mo = 11)
Anal: 21 – 27 (Mo = 24)
Pélvica: 08 – 10 (Mo = 08)
Peitoral: 11 – 13 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes aos adultos e se caracterizam por apresentarem uma faixa escura, às vezes se estendendo até a ponta dos raios medianos da nadadeira caudal, além dos lobos da nadadeira caudal serem enegrecidos no terço posterior (Vieira; Gomes, J.P.C.; Maia; Silva, L.G.M., 2015).

Figura 27 – Desenvolvimento inicial de *Hemigrammus marginatus*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (10,56 mm CP; 14,20 mm CP); e **C.** Juvenil (18,60 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 27 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Hemigrammus marginatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP=desvio padrão, N=número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 15)		J (N = 15)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	11,11-18,30	15,38±2,22	17,92-28,81	22,16±3,05
CP	-	-	-	-	-	-	8,87-14,39	12,23±1,59	14,57-21,35	17,63±2,07
CF	-	-	-	-	-	-	0,69-1,26	0,97±0,19	1,07-2,23	1,48±0,31
DOL	-	-	-	-	-	-	0,96-1,78	1,44±0,25	1,65-2,50	2,06±0,26
CC	-	-	-	-	-	-	2,87-4,80	3,88±0,60	4,42-6,97	5,43±0,68
AC	-	-	-	-	-	-	2,20-3,89	3,10±0,50	3,55-5,88	4,44±0,68
ACO	-	-	-	-	-	-	2,71-4,71	3,64±0,62	3,96-6,65	5,32±0,75
FND	-	-	-	-	-	-	4,70-7,50	6,43±0,85	7,41-11,06	8,93±1,07
FNA	-	-	-	-	-	-	5,61-9,19	7,69±1,15	9,09-14,98	11,21±1,73
FNL	-	-	-	-	-	-	5,06-7,45	6,39±0,72	6,85-11,33	8,69±1,18
FNP	-	-	-	-	-	-	2,87-4,78	3,66±0,53	3,94-6,59	5,30±0,65
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	76,14-85,07	79,78±2,60	74,51-88,26	81,65±3,85
CF/CC	-	-	-	-	-	-	21,36-32,38	24,97±2,53	24,21-34,51	26,99±2,88
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	33,16-40,09	37,04±1,95	31,68-41,25	37,92±2,22
CC/CP	-	-	-	-	-	-	29,57-38,62	31,66±2,30	29,04-34,56	30,80±1,51
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	25,62-36,85	29,70±2,85	26,94-36,12	30,25±3,01
FND/CP	-	-	-	-	-	-	48,33-60,26	52,62±2,36	48,84-51,97	50,66±0,96
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	53,96-73,93	62,82±4,00	58,71-70,39	63,39±2,88
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	47,32-59,86	50,53±3,10	44,63-53,24	49,23±2,42
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	26,50-33,50	29,96±2,04	27,04-32,84	30,04±1,20
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	09-11	09 (N=05)	11	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	17-19	19 (N=07)	18	-
Total	-	-	-	-	-	-	27-30	28 (N=05)	29	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	09-12	11 (N=07)	09-11	11 (N=09)
Anal	-	-	-	-	-	-	18-27	22 (N=05)	21-27	24 (N=06)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06-08	08 (N=10)	08-10	08 (N=12)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	03-12	-	11-13	13 (N=03)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.27 *Hyphessobrycon eques*

Characidae	*Hyphessobrycon eques* (Steindachner, 1882)	Mato-grosso

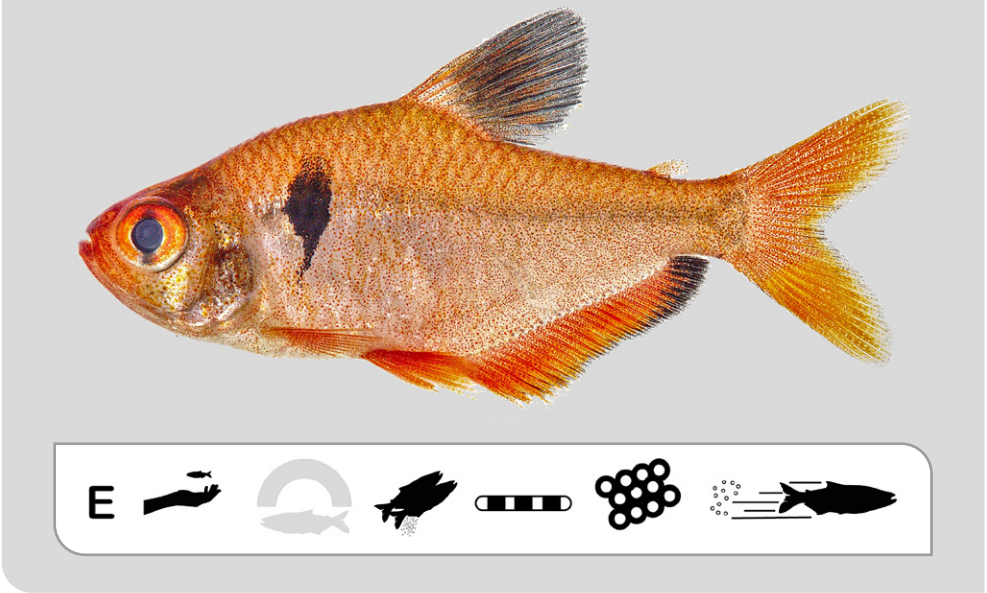


Figura 28, Tabela 28

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014) e Çelik, P. e Cirik (2020).
Diâmetro do ovo: 0,92 mm.
Diâmetro do vitelo: Sem informações.
Espaço perivitelino: Sem informações.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Avermelhada.
Tempo de incubação: 16h (28ºC).

LARVA

Estágios de referência: FP.
Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C e Pavanelli (2001), Park, Kim, Han, K.-H., Han, J.-H., Son e Cho (2014) e Çelik, P. e Cirik (2020).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,51 a 15,29 mm.
Tamanho à eclosão*: 2,89 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.

Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo*: Presente no topo da cabeça em larval vitelino.
Forma e pigmentação dos olhos*: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 4,06 mm.
Flexão da notocorda*: Flexionada com cerca de 5,78 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória*: Inflada com cerca de 3,42 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 14,51 mm.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes são distribuídos de forma aleatória por todo o corpo, exceto na região ventral. Há uma mancha umeral alongada verticalmente, característica da espécie. Na nadadeira dorsal, os cromatóforos se concentram na porção mediana, formando uma mancha vertical, enquanto na nadadeira anal, esses cromatóforos se concentram nas extremidades dos raios. Não há pigmentos na nadadeira pélvica e alguns poucos pigmentos puntiformes são observados nas extremidades dos raios medianos da nadadeira caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras*:
- **Dorsal*:** Com 4,13 mm, os primeiros raios são visíveis; com 10,20 mm, todos estão formados.
- **Anal*:** Com 4,13 mm, os primeiros raios são visíveis; com 10,20 mm, todos estão formados.
- **Pélvica:** Com 14,51 mm, alguns raios são visíveis.
- **Peitoral:** Com 14,51 mm, alguns raios são visíveis.

Absorção completa da "finfold": Com 14,51 mm, ainda apresenta resquício na região ventral.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros*:
- **Pré-anal:** 10 – 14
- **Pós-anal:** 18 – 23
- **Total:** 29 – 35

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 29-30
- **Pélvica:** 08
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *Hyphessobrycon* podem ser facilmente confundidas com as de outros gêneros, como *Astyanax, Moenkhausia, Hemigrammus* e *Psalidodon*, devido às semelhanças morfológicas. No entanto, a combinação de caracteres morfológicos, merísticos e morfométricos poderá ajudar a diferenciá-las ao menos nos estágios mais avançados. Em pós-flexão, as larvas de *H. eques* se assemelham aos indivíduos adultos e se distinguem das demais espécies da família pelo padrão de pigmentação, mancha umeral alongada, mancha na nadadeira dorsal e os pigmentos nas extremidades da nadadeira anal.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 16,01 – 17,69 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é muito semelhante à do estágio de pós-flexão. Os pigmentos puntiformes são distribuídos de forma aleatória por todo o corpo, exceto na região ventral. Há uma mancha umeral alongada verticalmente, característica da espécie. Na nadadeira dorsal, os cromatóforos se concentram na porção mediana, formando uma mancha vertical, enquanto na nadadeira anal, esses cromatóforos se concentram nas extremidades dos raios. Não há pigmentos nas nadadeiras pélvica e peitoral e alguns poucos pigmentos puntiformes nas extremidades dos raios medianos da nadadeira caudal.

MERÍSTICA

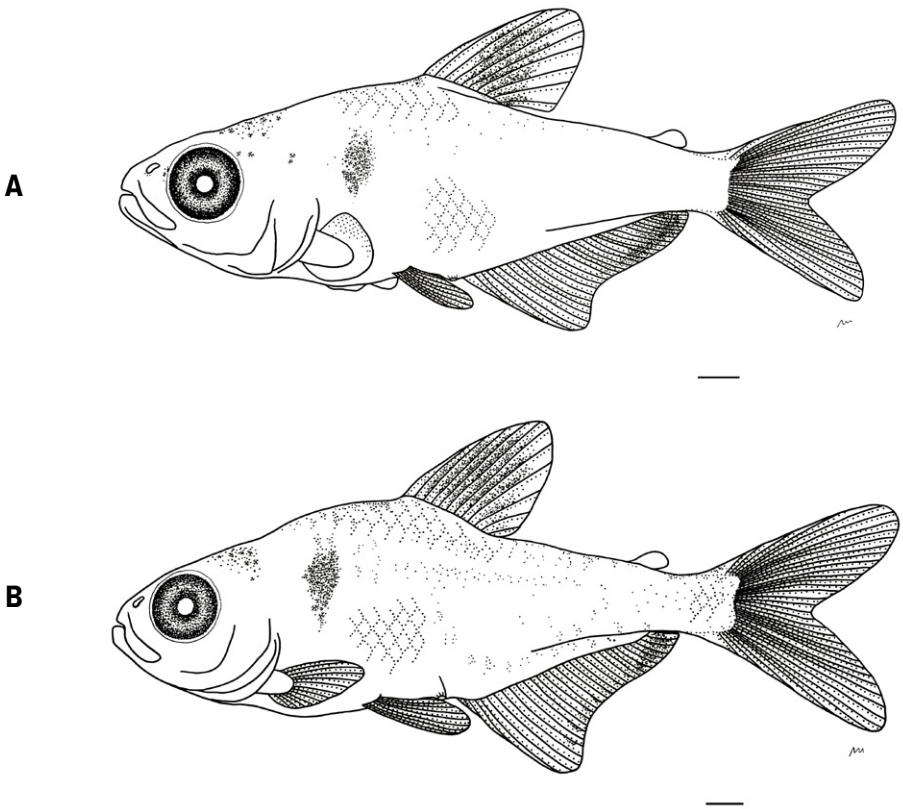
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11
Anal: 28 – 30 (Mo = 28)
Pélvica: 08
Peitoral: 11 – 13 (Mo = 11)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis apresentam características semelhantes às dos adultos, destacando-se pela presença de uma mancha umeral alongada, uma mancha na nadadeira dorsal e pigmentação concentrada nas extremidades da nadadeira anal.

Figura 28 – Desenvolvimento inicial de *Hyphessobrycon eques*. **A.** Larva em pós-flexão (14,51 mm CP) e **B.** Juvenil (16,21 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 28 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Hyphessobrycon eques*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 02)		J (N = 06)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	17,58-19,16	18,37±1,12	19,87-21,65	20,58±0,74
CP	-	-	-	-	-	-	14,51-15,29	14,90±0,55	16,01-17,69	16,84±0,66
CF	-	-	-	-	-	-	1,16-1,31	1,24±0,11	1,14-1,41	1,29±0,10
DOL	-	-	-	-	-	-	1,81-1,83	1,82±0,01	1,81-2,22	2,08±0,14
CC	-	-	-	-	-	-	4,64-5,29	4,97±0,46	5,52-6,51	5,93±0,34
AC	-	-	-	-	-	-	3,73-4,13	3,93±0,28	4,20-5,25	4,76±0,38
ACO	-	-	-	-	-	-	4,63-5,08	4,86±0,32	4,96-6,75	5,95±0,60
FND	-	-	-	-	-	-	6,96-7,55	7,26±0,42	7,71-8,30	8,04±0,23
FNA	-	-	-	-	-	-	8,00-8,82	8,41±0,58	9,16-10,40	9,60±0,43
FNL	-	-	-	-	-	-	6,30-6,98	6,64±0,48	7,08-8,73	7,86±0,57
FNP	-	-	-	-	-	-	4,23-4,88	4,56±0,46	5,09-6,21	5,42±0,40
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	78,07-80,39	79,23±1,64	74,04-86,28	80,28±5,20
CF/CC	-	-	-	-	-	-	24,76-25,00	24,88±0,17	19,55-24,56	21,80±1,71
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	34,59-39,01	36,80±3,12	27,80-40,22	35,26±4,10
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,98-34,60	33,29±1,85	31,85-40,16	35,29±2,77
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	31,91-33,22	32,57±0,93	28,62-38,16	35,38±3,53
FND/CP	-	-	-	-	-	-	47,97-49,38	48,67±1,00	46,45-49,82	47,79±1,31
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	55,13-57,68	56,41±1,80	52,86-58,79	57,07±2,38
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	43,42-45,65	44,53±1,58	43,21-53,86	46,73±3,77
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	29,15-31,92	30,53±1,95	29,37-38,31	32,27±3,15
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	29-30	-	28-30	28 (N=03)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-13	11 (N=04)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.28 *Knodus moenkhausii*

Characidae	*Knodus moenkhausii* (Eigenmann & Kennedy, 1903)	Piaba





Figura 29, Tabela 29

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 18,01 – 20,48 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos dendríticos distribuem-se na região dorsal e na cabeça. Apresenta uma linha longitudinal que se estende do terço anterior do corpo até o pedúnculo caudal, além de uma mácula no pedúnculo caudal que alcança a base dos raios da nadadeira caudal. As nadadeiras dorsal, anal e caudal possuem cromatóforos distribuídos de forma dispersa.

MERÍSTICA

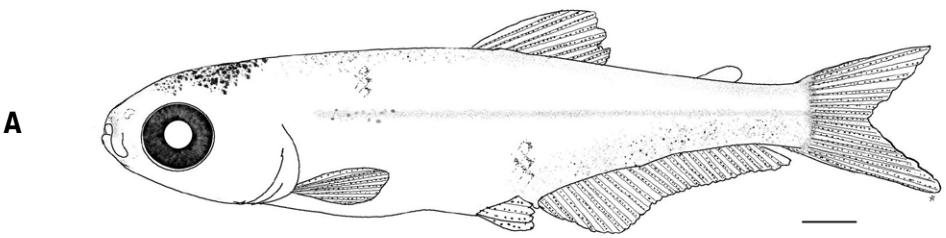
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 10
Anal: 21 – 23 (Mo = 23)
Pélvica: 08 – 09 (Mo = 09)
Peitoral: 12 – 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta escamas na base da nadadeira caudal, característica que a diferencia de *Piabina argentea*.

Figura 29 – Desenvolvimento inicial de *Knodus moenkhausii*. **A.** Juvenil (18,01 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 29 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Knodus moenkhausii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 09)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	21,97-25,60	23,88±1,22
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	18,01-20,48	19,33±0,87
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,11-1,56	1,27±0,14
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,70-2,35	1,96±0,18
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,86-5,94	5,46±0,35
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	3,69-4,50	4,20±0,24
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	4,46-5,74	5,14±0,37
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	7,79-10,42	9,53±0,79
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	10,41-12,36	11,54±0,66
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	8,49-9,69	9,09±0,48
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,51-5,54	5,10±0,30
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	74,75-82,79	76,93±2,50
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	21,06-26,44	23,29±1,89
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	31,14-44,93	36,06±3,82
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,64-29,74	28,23±1,02
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	24,76-28,46	26,57±1,10
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	39,68-51,47	49,33±3,65
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	57,80-60,73	59,66±1,06
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	45,92-48,04	47,03±0,64
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	25,04-27,47	26,38±0,82
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	21-23	23 (N=04)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N = 08)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-13	12 (N=05)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.29 *Lepidocharax burnsi*

Characidae	*Lepidocharax burnsi* Ferreira, Menezes & Quagio-Grassiotto, 2011	Piaba

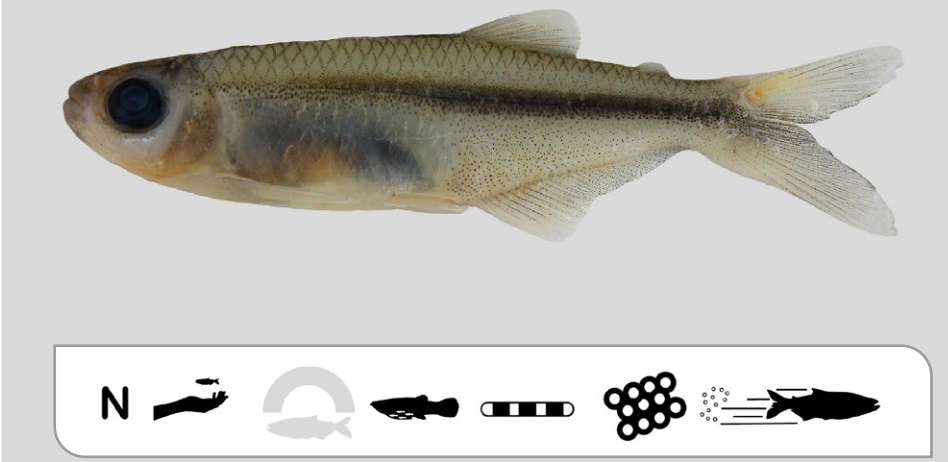


Figura 30, Tabela 30

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 17,18 – 21,18 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A região da cabeça e do dentário apresentam pigmentos puntiformes e dendríticos. Uma faixa longitudinal de pigmentos puntiformes estende-se do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal. Pigmentos dispersos ocorrem na base dos raios da nadadeira anal e ao longo dos raios da nadadeira dorsal e caudal, enquanto as nadadeiras peitoral e pélvica não apresentam pigmentação. Uma linha de pigmentos estende-se da cabeça até a cauda, e outra linha longitudinal se forma do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal.

MERÍSTICA

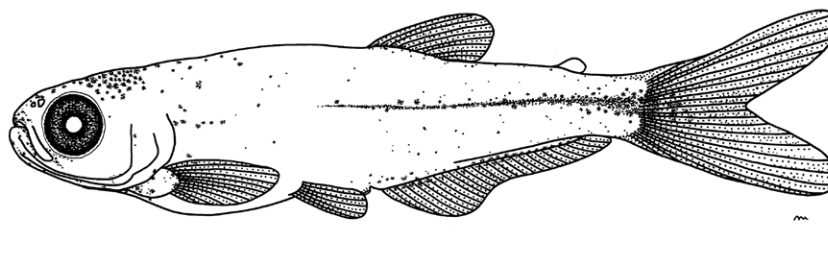
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 08 – 09 (Mo = 09)
Anal: 27 – 28 (Mo = 28)
Pélvica: 07
Peitoral: 11 – 12 (Mo = 11)

CARACTERES ESPECÍFICOS

A base da nadadeira dorsal está alinhada verticalmente com a base da nadadeira anal. A nadadeira anal é longa e apresenta um número elevado de raios, variando entre 27 e 28.

Figura 30 – Desenvolvimento inicial de *Lepidocharax burnsi*. **A.** Juvenil (17,67 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 30 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Lepidocharax burnsi*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J= juvenil, Min=mínimo, Max=máximo, X=média, DP=desvio padrão, N=número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 12)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	21,22-25,03	22,92±1,37
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	17,18-21,18	18,96±1,34
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,05-1,53	1,35±0,13
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,54-1,84	1,70±0,10
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,42-5,43	4,85±0,30
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	3,49-4,08	3,80±0,21
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	3,79-5,21	4,43±0,37
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	9,34-11,43	10,47±0,70
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	10,04-11,84	10,80±0,63
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	7,55-9,32	8,40±0,57
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,21-5,28	4,73±0,36
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	71,15-82,48	78,38±3,34
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	23,76-31,18	27,90±2,22
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	30,89-37,47	35,11±1,69
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,60-26,87	25,62±1,02
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	21,63-25,11	23,37±1,08
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	52,86-57,22	55,26±1,44
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	55,85-59,33	57,04±1,13
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	52,86-57,22	55,26±1,44
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,70-26,39	24,97±0,89
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=11)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	27-28	28 (N=06)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-12	11 (N=06)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.30 *Moenkhausia costae*

Characidae	*Moenkhausia costae* (Steindachner, 1907)	Piaba / Tetra-fortuna



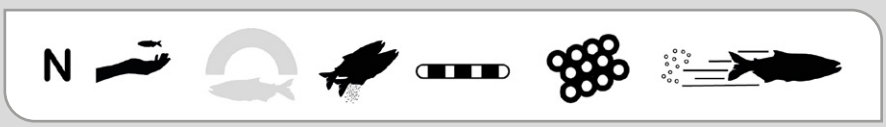


Figura 31, Tabela 31

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 8,47 – 18,99 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 8,47 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 8,47 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 11,38 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação puntiforme e dendrítica distribui-se aleatoriamente pelo corpo, concentrando-se na região dorsal, cabeça, focinho e dentário. Com o desenvolvimento, os pigmentos tornam-se mais intensos e uniformemente distribuídos. A pigmentação nas nadadeiras se acentua progressivamente, resultando na formação de uma faixa transversal que se inicia na base da

nadadeira anal e se estende até a extremidade superior da nadadeira caudal, tornando-se mais evidente no final de pós-flexão. Possui também uma linha de pigmentos que acompanha as estruturas de formação dos raios da nadadeira anal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 8,47 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 8,47 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 11,38 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 18,99 mm, alguns raios são visíveis.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 18,46 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 13 - 15
- **Pós-anal:** 18
- **Total:** 31 - 33

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 10 – 11 (Mo = 11)
- **Anal:** 26 – 29 (Mo = 27)
- **Pélvica:** 07 – 09 (Mo = 08)
- **Peitoral:** -

CARACTERES ESPECÍFICOS

Distingue-se de outras espécies da família pelo padrão de pigmentação característico e pela presença de uma linha de pigmentos ao longo das estruturas de formação dos raios da nadadeira anal.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 19,49 – 28,82 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação puntiforme e dendrítica distribui-se por todo o corpo, com maior intensidade na região dorsal, na cabeça, focinho e dentário. Todas as nadadeiras apresentam pigmentos ao longo dos raios, com maior concentração nas extremidades da nadadeira caudal. Também se observa uma faixa transversal conspícua, que se estende da base da nadadeira anal até a extremidade superior da nadadeira caudal. Adicionalmente, há uma linha inconspícua ao longo das estruturas de formação dos raios da nadadeira anal.

MERÍSTICA

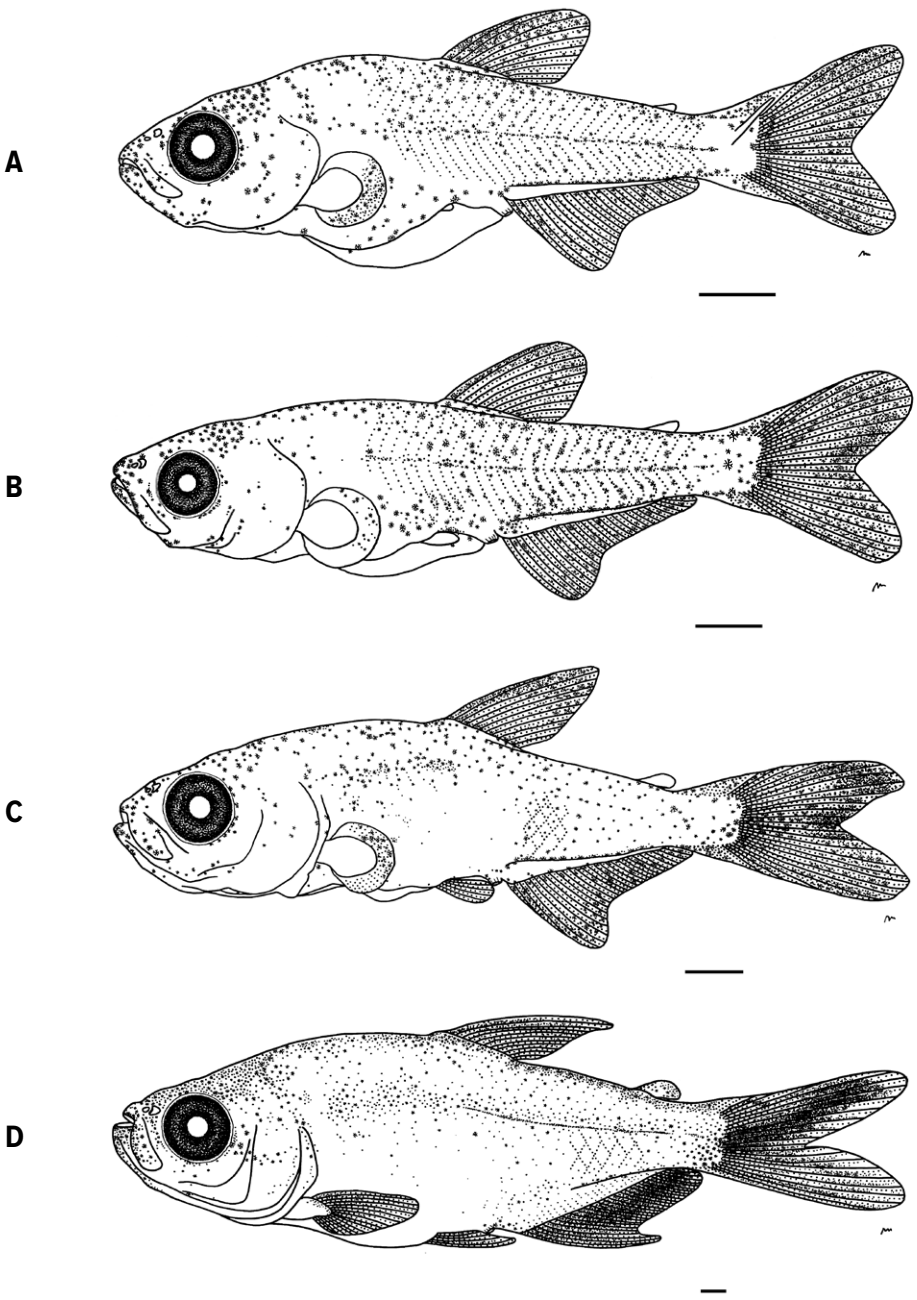
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 10 – 12 (Mo = 11)
- **Anal:** 27 – 31 (Mo = 29)
- **Pélvica:** 08 – 10 (Mo = 09)
- **Peitoral:** 11 - 15 (Mo = 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

O padrão de pigmentação apresentado no período juvenil é característico da espécie e permite diferenciá-la de outras espécies da família.

Figura 31 – Desenvolvimento inicial de *Moenkhausia costae*. **A.**, **B.** e **C.** Larvas em pós-flexão (8,97 mm CP; 10,13 mm CP; 11,38 mm CP), e **D.** Juvenil (26,31 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

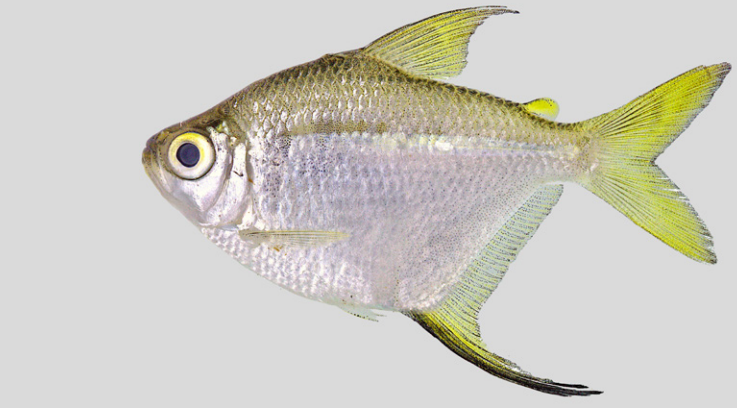
Tabela 31 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Moenkhausia costae*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 19)		J (N = 15)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	10-18-24,32	18,76±4,43	24,37-36,38	31,99±3,12
CP	-	-	-	-	-	-	8,47-18,99	15,07±3,36	19,49-28,82	25,28±2,55
CF	-	-	-	-	-	-	0,58-1,54	1,21±0,30	1,52-2,94	2,14±0,43
DOL	-	-	-	-	-	-	0,92-2,11	1,63±0,37	2,33-3,36	2,73±0,25
CC	-	-	-	-	-	-	2,67-6,13	4,84±1,09	6,13-9,64	7,82±0,83
AC	-	-	-	-	-	-	1,93-4,86	3,61±0,92	4,85-7,02	6,09±0,59
ACO	-	-	-	-	-	-	2,50-5,82	4,37±1,15	5,20-9,47	7,56±1,21
FND	-	-	-	-	-	-	3,98-9,44	7,43±1,60	9,51-13,77	12,06±1,14
FNA	-	-	-	-	-	-	5,17-12,75	9,50±2,26	12,38-19,21	16,72±1,96
FNL	-	-	-	-	-	-	5,87-9,71	8,00±1,07	7,18-14,70	12,10±1,92
FNP	-	-	-	-	-	-	2,56-5,75	4,54±0,90	6,13-11,56	7,71±1,27
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	67,74-86,48	74,11±4,31	63,59-87,22	78,14±5,18
CF/CC	-	-	-	-	-	-	20,97-29,96	25,37±2,56	22,09-33,46	27,16±3,53
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	31,33-38,95	33,71±1,89	31,44-42,69	35,13±2,97
CC/CP	-	-	-	-	-	-	29,59-34,16	32,10±1,21	28,32-33,59	30,96±1,59
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	24,68-31,36	28,80±2,02	25,88-33,82	29,75±2,35
FND/CP	-	-	-	-	-	-	46,57-53,03	49,43±1,73	45,52-50,92	47,78±1,66
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	59,64-67,14	62,90±1,92	62,03-71,67	66,06±2,59
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	46,23-51,58	49,56±1,57	30,45-52,87	47,80±5,34
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	26,21-32,85	30,34±1,84	25,15-49,02	30,67±5,39
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	13-15	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	18	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	31-33	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	10-11	11 (N=18)	10-12	11 (N=11)
Anal	-	-	-	-	-	-	26-29	27 (N=10)	27-31	29 (N=05)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	07-09	08 (N=08)	08-10	09 (N=07)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-15	14 (N=05)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.31 *Orthospinus franciscensis*

Characidae	*Orthospinus franciscensis* (Eigenmann, 1914)	Piaba / Piaba-de-gancho



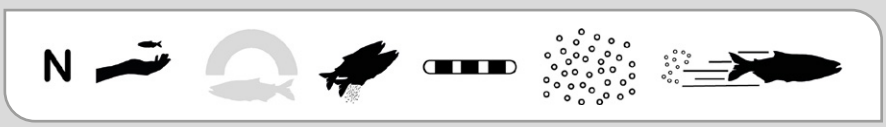


Figura 32, Tabela 32

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,09 – 15,39 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,09 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 10,09 mm.
Escamas: Presente com cerca de 11,41 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação puntiforme distribui-se predominantemente na região dorsal da cabeça e ao longo de três faixas longitudinais: a primeira na região superior, estendendo-se

da base da nadadeira dorsal até a nadadeira caudal; a segunda na região mediana do corpo; e a terceira na região ventral, desde a abertura anal até o início da nadadeira caudal. Pigmentos dendríticos e puntiformes concentram-se na região da cabeça e dentário. No final de pós-flexão, os pigmentos puntiformes espalham-se por todo o corpo e nadadeiras, distribuindo-se ao longo dos raios. Os primeiros raios prolongados das nadadeiras anal e dorsal são intensamente pigmentados. Duas manchas umerais também começam a se formar neste período de desenvolvimento.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 10,09 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 10,09 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 11,41 mm, alguns raios são visíveis; com 12,65 mm, todos os estão formados.
- **Peitoral:** Com 13,27 mm, alguns raios são visíveis; com 13,63 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 11,41 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 10
- **Pós-anal:** 20
- **Total:** 30

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 10 – 12 (Mo = 11)
- **Anal:** 34 – 36 (Mo = 34)
- **Pélvica:** 06 – 08 (Mo = 06)
- **Peitoral:** 11 - 12 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Esta espécie se diferencia de outras da família pela combinação de características únicas, como o prolongamento e a intensa pigmentação dos primeiros raios das nadadeiras anal e dorsal. Também apresenta pigmentação em todas as nadadeiras e, nos indivíduos em pós-flexão, distingue-se pela presença de duas manchas umerais.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,30 – 28,16 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Nos juvenis iniciais, os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos aleatoriamente pelo corpo. Uma linha longitudinal que se estende do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal é observada, assim como duas máculas umerais achatadas dorsoventralmente inconspícuas. Nas nadadeiras, os pigmentos são encontrados ao longo dos raios. Os primeiros raios prolongados das nadadeiras anal e dorsal são intensamente pigmentados.

MERÍSTICA

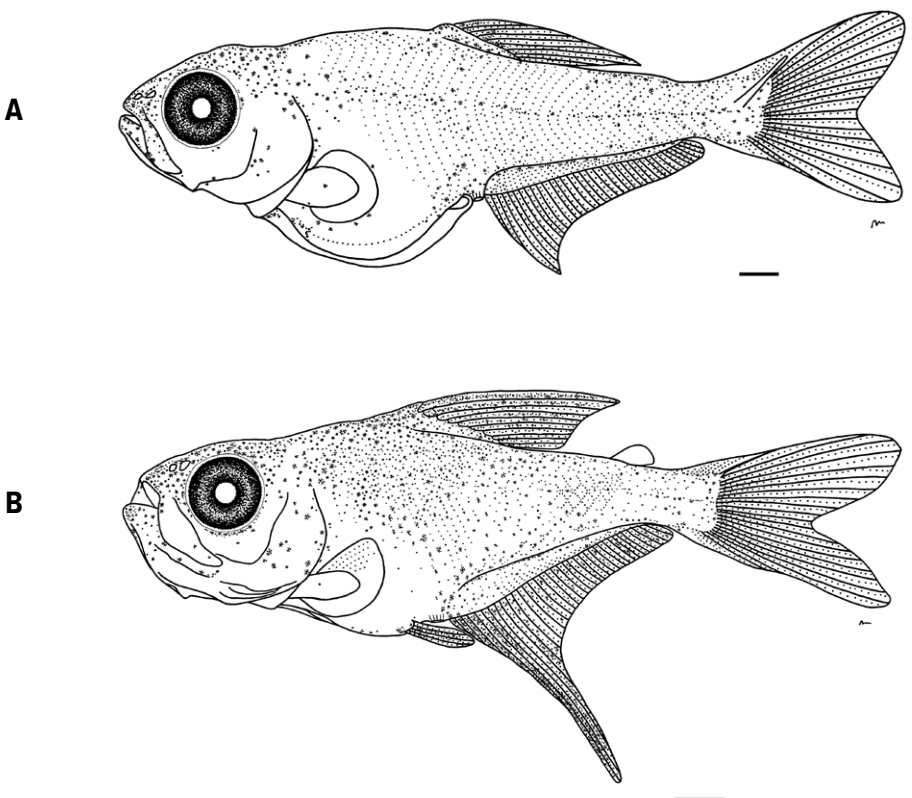
- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 34 – 36 (Mo = 35)

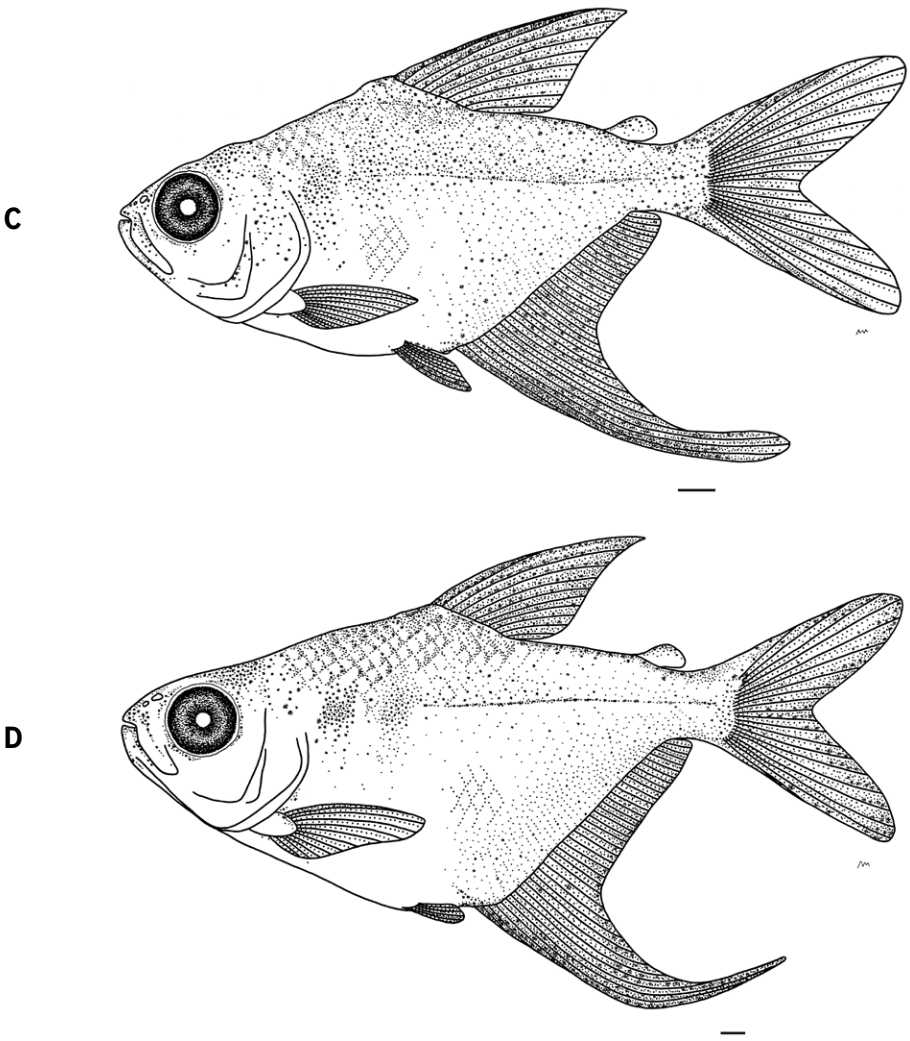
Pélvica: 07 – 08 (Mo = 08)
Peitoral: 11 - 12 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam um prolongamento dos primeiros raios da nadadeira anal e dorsal. Se diferencia de *Tetragonopterus franciscoensis* pelo tamanho do prolongamento da nadadeira anal, que pode ultrapassar o pedúnculo caudal.

Figura 32 – Desenvolvimento inicial de *Orthospinus franciscensis*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (10,09 mm CP; 12,39 mm CP); e **C.** e **D.** Juvenil (18,17 mm CP; 26,06 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 32 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Orthospinus franciscensis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 24)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	12,31-19,66	17,02±1,66	24,77-36,41	33,22±3,00
CP	-	-	-	-	-	-	10,09-15,39	13,25±1,21	20,30-28,16	25,55±2,33
CF	-	-	-	-	-	-	0,74-1,44	1,09±0,18	1,61-2,84	2,26±0,33
DOL	-	-	-	-	-	-	1,21-1,96	1,71±0,16	2,61-3,93	3,46±0,32
CC	-	-	-	-	-	-	3,31-5,07	4,43±0,45	6,82-9,23	8,14±0,68
AC	-	-	-	-	-	-	2,79-4,82	3,98±0,46	5,80-8,57	7,46±0,76
ACO	-	-	-	-	-	-	3,61-5,84	5,00±0,60	8,17-13,74	10,96±1,33
FND	-	-	-	-	-	-	4,75-6,68	5,72±0,54	7,55-12,75	11,14±1,58
FNA	-	-	-	-	-	-	5,81-8,95	7,64±0,76	11,08-16,69	15,01±1,55
FNL	-	-	-	-	-	-	4,92-7,98	6,39±0,64	9,30-12,65	11,08±1,12
FNP	-	-	-	-	-	-	3,01-4,74	4,02±0,38	6,66-8,99	7,78±0,72
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	81,61-99,38	88.87±3,85	69,45-99,64	91,71±6,45
CF/CC	-	-	-	-	-	-	18,89-30,90	24,34±2,73	23,15-32,79	27,74±2,76
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	35,68-42,67	38,43±1,86	35,54-49,04	42,67±3,85
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,78-35,64	33,58±1,06	29,87-34,73	31,91±1,24
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	34,46-41,73	37,38±1,84	39,59-48,79	42,83±2,61
FND/CP	-	-	-	-	-	-	40,06-47,08	42,95±1,92	36,07-49,19	43,42±3,28
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	52,96-59,70	57,36±1,70	54,58-63,81	58,70±2,09
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	45,30-52,71	48,07±1,80	38,86-49,62	43,41±2,82
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	26,97-31,95	30,27±1,20	25,96-32,96	30,52±1,76
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	10	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	20	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	30	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	10-12	11 (N=21)	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	34-36	34 (N=11)	34-36	35 (N=21)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06-08	06 (N=09)	07-08	08 (N=14)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	11-12	12 (N=08)	11-12	12 (N=24)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.32 *Phenacogaster franciscoensis*

Characidae	*Phenacogaster franciscoensis* Eigenmann, 1911	Piaba

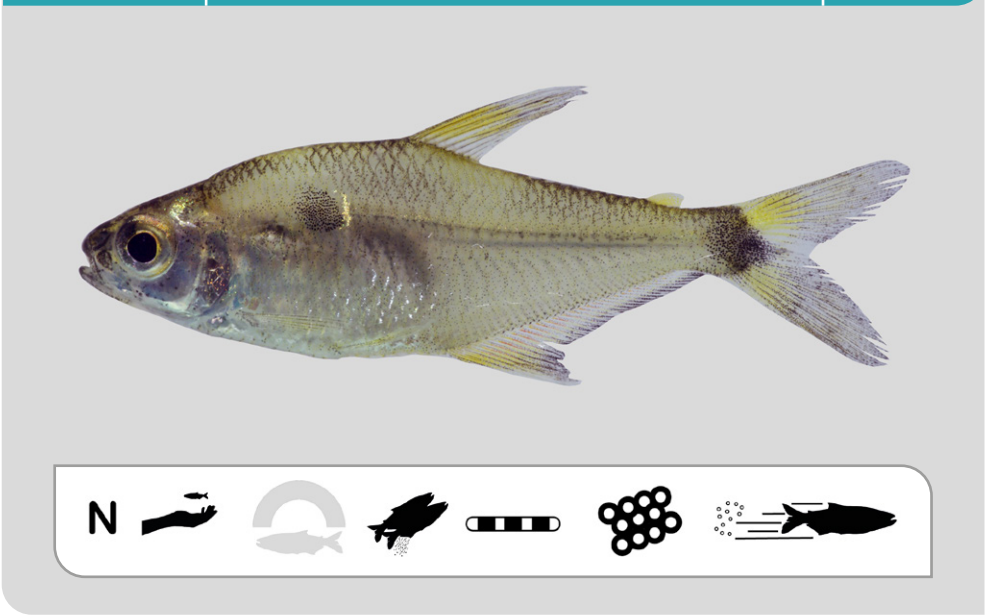


Figura 33, Tabela 33

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 9,60 – 19,28 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados, e o diâmetro do olho varia de pequeno a moderado.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 9,60 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 9,60 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 10,22 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, a pigmentação é escassa e os primeiros cromatóforos puntiformes aparecem na região dorsal da cabeça. Posteriormente, mais pigmentos concentram-se nas regiões dorsal e

inferior. Duas máculas arredondadas tornam-se mais conspícuas, uma na região umeral e outra na região do pedúnculo caudal. Nas nadadeiras dorsal, anal e caudal, os pigmentos estão distribuídos ao longo dos raios, nos estágios mais avançados.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 9,60 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 9,60 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 15,22 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: -

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 16,00 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 12

Pós-anal: 19 – 20 (Mo = 20)

Total: 31 – 32 (Mo = 32)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 10 – 11 (Mo = 11)

Anal: 31 – 34 (Mo = 34)

Pélvica: 08 – 09 (Mo = 09)

Peitoral: -

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas em flexão apresentam pseudo-tímpano e nadadeira anal alongada. Diferenciam-se de *Roeboides xenodon* e *Psellogrammus kennedyi* pela ausência de pigmentação nos estágios iniciais e de Cheirodontinae pela nadadeira anal alongada.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,01 – 24,18 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados, e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Apresentam pigmentos puntiformes e dendríticos distribuídos na região da cabeça, dentário e dorsal. As regiões medial e ventral não apresentam pigmentação. Duas máculas arredondadas são bem evidentes, uma na região umeral e outra na região do pedúnculo caudal. Nas nadadeiras, os pigmentos estão distribuídos ao longo dos raios.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 31 – 35 (Mo = 34)

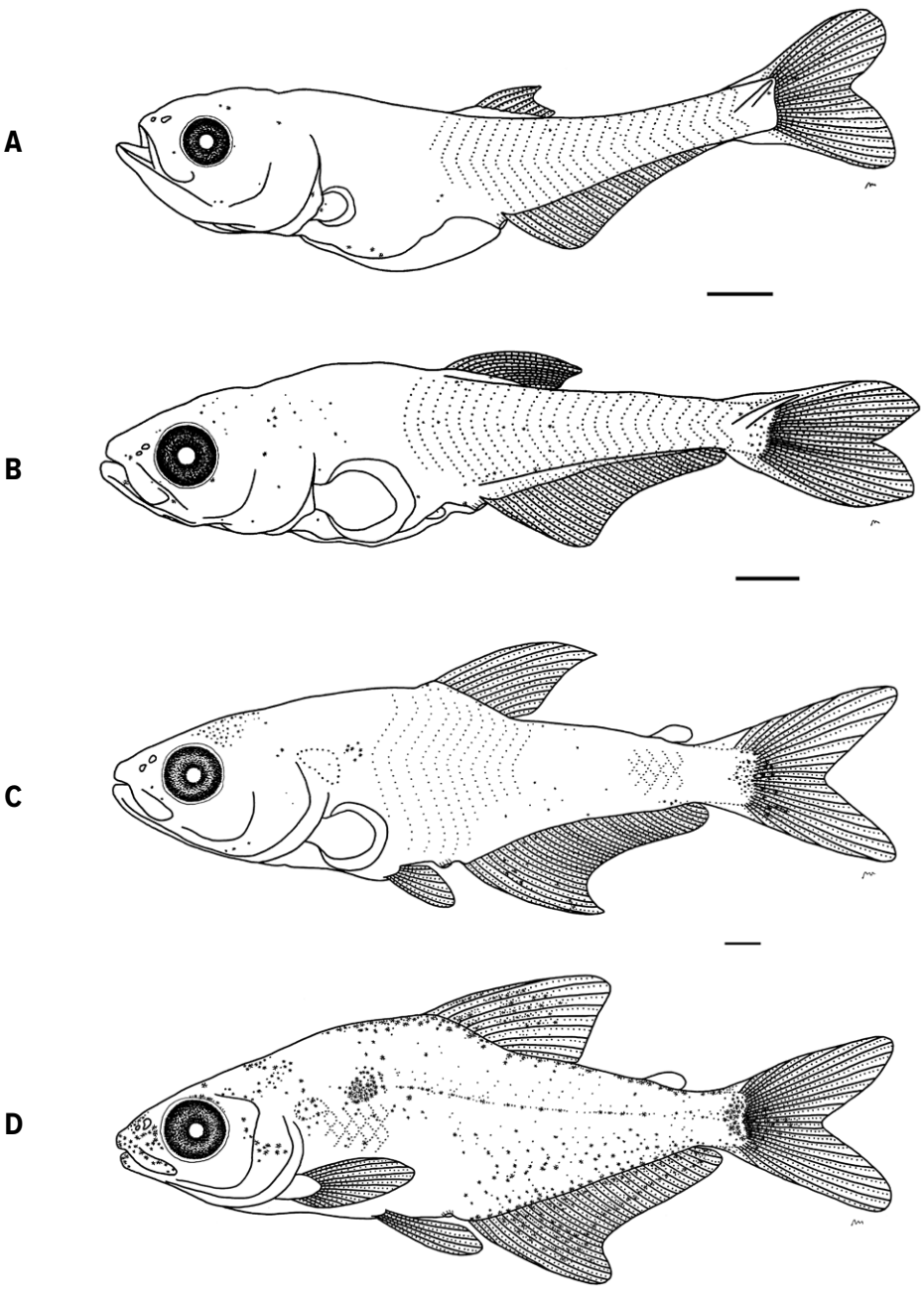
Pélvica: 08

Peitoral: 11 – 13 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e nadadeira anal longa, iniciando-se logo atrás da vertical que passa pela origem da dorsal (Britski; Sato; Rosa, 1988). Diferencia-se de *R. xenodon* e *P. kennedyi* pelo padrão de coloração e de Cheirodontinae pela nadadeira anal alongada.

Figura 33 – Desenvolvimento inicial de *Phenacogaster franciscoensis*. Larvas: **A.** Flexão (9,60 mm CP); **B.** e **C.** Pós-flexão (10,22 mm CP; 16,06 mm CP); e **D.** Juvenil (23,02 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 33 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Phenacogaster franciscoensis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 01)		FP (N = 11)		J (N = 13)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	11,06	-	11,78-23,97	18,03±4,49	23,15-31,37	26,69±2,35
CP	-	-	-	-	9,60	-	9,96-19,28	15,12±3,44	20,01-24,18	21,50±1,42
CF	-	-	-	-	1,00	-	0,99-1,66	1,32±0,22	1,38-1,76	1,58±0,13
DOL	-	-	-	-	0,67	-	0,79-1,75	1,31±0,35	1,88-2,51	2,18±0,18
CC	-	-	-	-	3,00	-	3,15-5,77	4,74±1,00	5,98-7,54	6,60±0,43
AC	-	-	-	-	1,92	-	2,10-4,43	3,41±0,87	4,36-5,96	4,94±0,52
ACO	-	-	-	-	2,24	-	2,48-5,65	4,21±1,13	5,59-7,70	6,37±0,66
FND	-	-	-	-	4,84	-	5,26-9,70	7,44±1,36	9,81-12,19	10,54±0,75
FNA	-	-	-	-	5,62	-	5,61-10,32	8,15±1,65	10,54-13,61	11,42±0,86
FNL	-	-	-	-	-	-	6,32-7,76	6,83±0,46	8,08-10,13	8,74±0,64
FNP	-	-	-	-	-	-	3,15-5,47	4,55±0,80	5,61-6,96	6,14±0,42
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	64,00		63,69-76,78	71,34±4,29	69,00-79,33	74,75±3,23
CF/CC	-	-	-	-	33,33		24,20-35,58	28,25±3,33	21,96-25,87	23,97±1,28
DOL/CC	-	-	-	-	22,33		24,23-32,83	28,04±2,33	31,24-35,92	33,10±1,21
CC/CP	-	-	-	-	31,25		29,93-32,88	31,46±0,94	29,60-32,08	30,70±0,80
ACO/CP	-	-	-	-	23,33		24,51-30,08	27,55±1,61	27,76-31,84	29,58±1,34
FND/CP	-	-	-	-	50,42	-	22,33-52,81	45,70±8,47	46,67-50,41	49,03±1,18
FNA/CP	-	-	-	-	58,54	-	51,15-57,91	54,31±2,17	50,09-56,29	53,13±1,71
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	33,33-42,77	40,33±2,99	38,35-42,58	40,65±1,28
FNP/CP	-	-	-	-	-		27,20-32,88	29,59±1,71	26,34-29,69	28,57±0,91
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	12	-	12	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	19-20	20 (N=02)	23	-
Total	-	-	-	-	-	-	31-32	32 (N=02)	35	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	10-11	11 (N=08)	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	31-34	34 (N=04)	31-35	34 (N=05)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=06)	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-13	13 (N=10)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.33 *Piabarchus stramineus*

Characidae	*Piabarchus stramineus* (Eigenmann, 1908)	Piaba

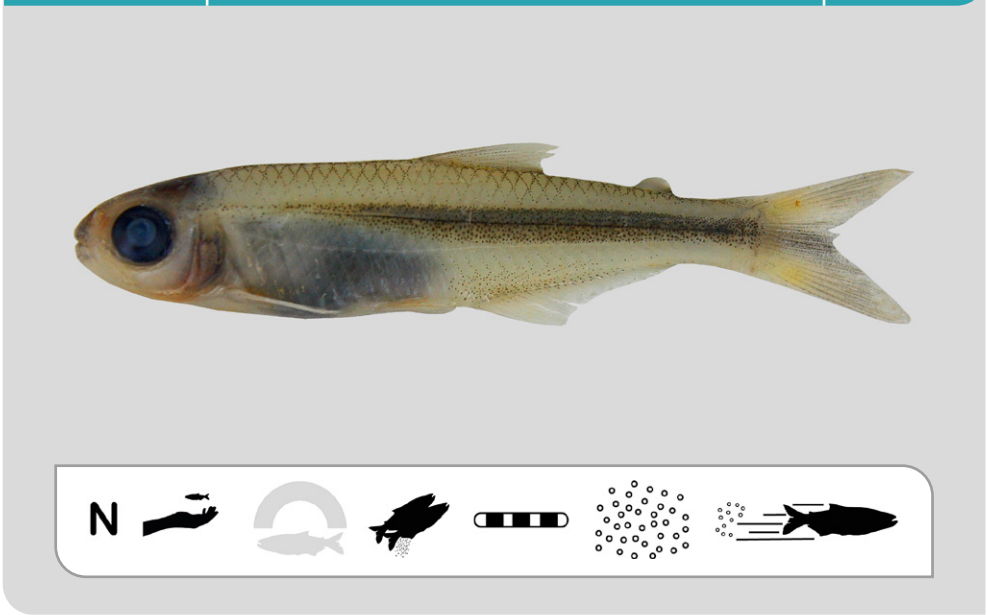


Figura 34, Tabela 34

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Galuch, Suiberto, Nakatani, Bialetzki e Baumgartner, G. (2003).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,85 – 14,57 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: Sem informações.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com 3,85 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 3,85 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 7,60 mm.
Posição da boca: Boca inicialmente subterminal, passando para terminal com cerca de 13,00 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 3,85 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 12,30 mm.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação inicial é composta por cromatóforos acima da bexiga natatória e na região da

cabeça. Uma fileira de pigmentos se estende do intestino à nadadeira caudal e aparecem na base da nadadeira caudal e, em indivíduos maiores, na região opercular e ao redor dos olhos. Em pós-flexão, uma linha de cromatóforos conecta a nadadeira dorsal à caudal, com uma coloração prateada evidente. Cromatóforos também estão presentes nas nadadeiras caudal, dorsal, anal e adiposa.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 7,60 mm, aparecem os primeiros raios; com 8,91 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 7,60 mm, aparecem os primeiros raios; com 8,91 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 8,25 mm, aparecem os primeiros raios; com 12,86 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 11,29 mm, aparecem os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 11,50 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 16 - 20

Pós-anal: 17 - 21

Total: 35 - 40

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Características como corpo alongado, pigmentação escassa, abertura anal mediana e boca subterminal podem ser consideradas na identificação das larvas desta espécie.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 12,95 – 23,72 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é escassa e os pigmentos puntiformes estão concentrados em uma linha longitudinal, que se inicia na região mediana do corpo e se estende até os raios medianos da nadadeira caudal. Pigmentos puntiformes são observados na região dorsal da cabeça. Os raios da nadadeira caudal apresentam pigmentos puntiformes.

MERÍSTICA

Dorsal: 09 –10 (Mo = 10)

Anal: 21 – 24 (Mo = 22)

Pélvica: 08 – 09 (Mo = 09)

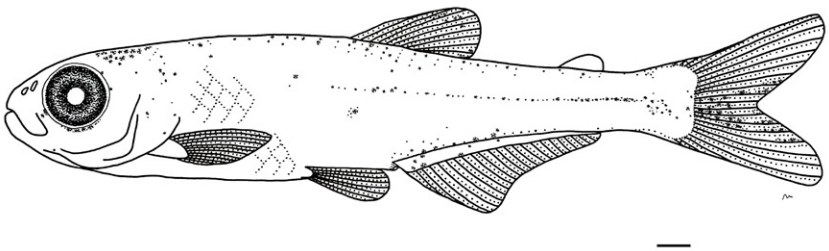
Peitoral: 11 – 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de outras espécies pelo corpo alongado, ausência de pigmentação, concentrada principalmente na região da cabeça, ausência de mancha umeral e no pedúnculo caudal, além da presença de pigmentação nos raios caudais medianos.

Figura 34 – Desenvolvimento inicial de *Piabarchus stramineus*. **A.** Juvenil (13,52 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 34 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Piabarchus stramineus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 24)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	15,90-27,85	22,39±3,12
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	12,95-23,72	18,43±2,68
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	0,82-1,76	1,26±0,26
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,20-2,12	1,78±0,24
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	3,83-6,20	4,94±0,64
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	2,73-4,64	3,63±0,49
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	2,65-5,35	4,07±0,62
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	6,66-11,89	9,17±1,26
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	7,63-13,27	10,74±1,47
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	6,21-10,35	8,39±1,03
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	3,74-5,88	4,66±0,56
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	68,43-83,45	73,48±3,45
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	21,41-34,05	25,31±3,08
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	31,33-40,04	36,03±2,58
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,49-29,58	26,92±1,42
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	20,07-23,53	22,08±0,87
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	47,82-52,59	49,84±1,29
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	55,67-61,17	58,38±1,50
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	42,61-49,11	45,68±1,73
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	24,13-29,58	25,39±1,27
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	09-10	10 (N=17)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	21-24	22 (N=10)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08-09	09 (N=21)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-13	12 (N=16)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.34 *Piabina argentea*

Characidae	*Piabina argentea* Reinhardt, 1867	Piaba



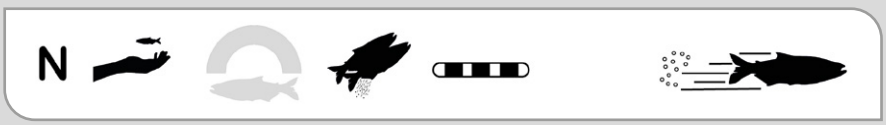


Figura 35, Tabela 35

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 16,28 – 23,90 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é discreta, com pigmentos puntiformes distribuídos aleatoriamente ao longo do corpo e levemente concentrados na região superior da cabeça. Mancha umeral ovalada presente. Os pigmentos nas nadadeiras dorsal, anal, caudal e pélvica são puntiformes e distribuídos aleatoriamente. Uma faixa longitudinal de pigmentos puntiformes se forma desde a mancha umeral até o final do pedúnculo caudal, estendendo-se também pelos raios caudais medianos.

MERÍSTICA

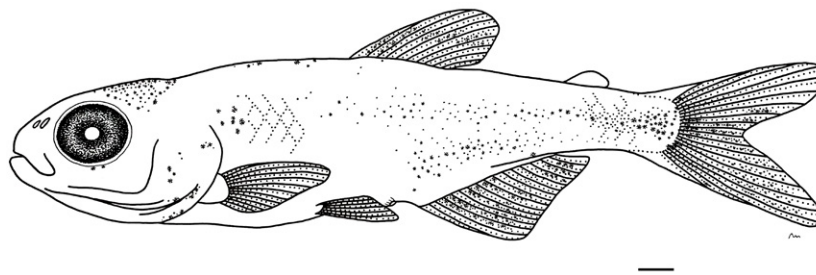
Dorsal: 10
Anal: 21 – 25 (Mo = 22)
Pélvica: 08
Peitoral: 12 – 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *P. stramineus* pela formação de manchas na região umeral e no pedúnculo caudal. Em indivíduos maiores, a boca se torna inferior.

Figura 35 – Desenvolvimento inicial de *Piabina argentea*. **A.** Juvenil (17,14 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 35 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Piabina argentea*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 16)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	19,00-28,84	24,35±2,85
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	16,28-23,90	20,04±2,44
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,05-1,74	1,42±0,17
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,39-2,47	2,04±0,30
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,64-7,04	5,87±0,75
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	3,45-5,53	4,56±0,61
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	4,06-6,39	5,22±0,75
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	8,23-12,29	10,00±1,20
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	9,56-12,82	11,42±1,00
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	7,48-11,36	9,17±1,03
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,37-6,40	5,28±0,51
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	74,35-84,04	77,68±2,50
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	21,23-31,47	24,33±2,59
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	29,02-37,68	34,79±1,97
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	28,50-31,19	29,25±0,72
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	24,00-27,87	25,99±1,15
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	47,11-51,89	49,94±1,36
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	51,13-60,74	57,23±3,00
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	43,28-48,89	45,85±1,65
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,04-29,82	26,46±1,71
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	21-25	22 (N=12)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-13	12 (N=14)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.35 *Psalidodon fasciatus*

Characidae	*Psalidodon fasciatus* (Cuvier, 1819)	Lambari-do-rabo-vermelho

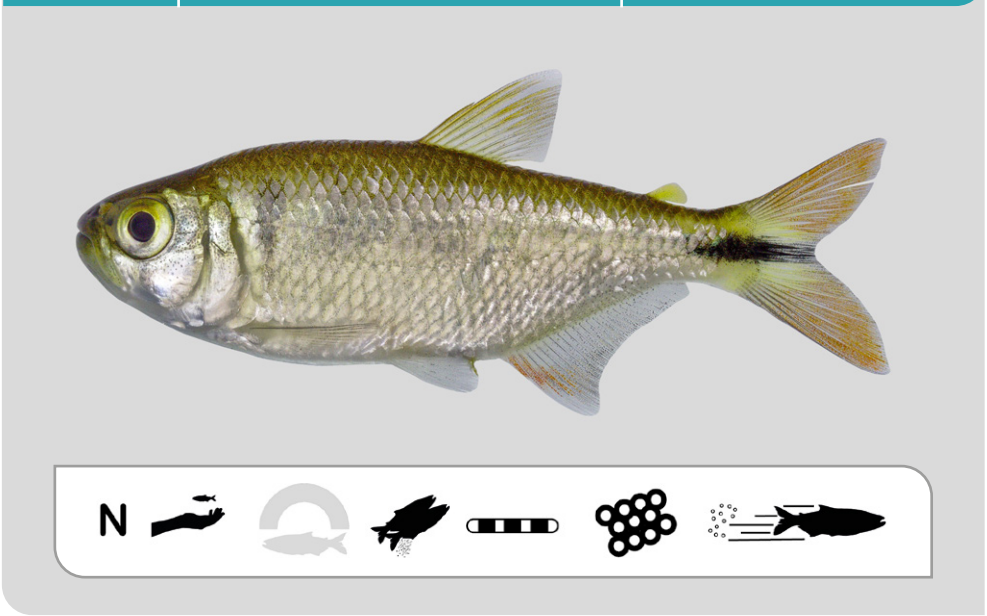


Figura 36, Tabela 36

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 11,78 – 18,60 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados, e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 11,78 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 11,78 mm.
Escamas: Presentes com 11,78 mm.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos aleatoriamente por todo o corpo, com maior concentração na região dorsal e na cabeça, aumentando em número conforme

o desenvolvimento da espécie. As bases e os raios das nadadeiras dorsal e anal são recobertos por pigmentos puntiformes. Cromatóforos destacam a linha mediana, formando uma mácula em formato de losango no pedúnculo caudal, que se estende até a porção mediana da nadadeira caudal. No final do estágio, uma mancha umeral torna-se conspícua.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 11,78 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 11,78 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 11,78 mm, aparecem os primeiros raios; com 18,60 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 18,45 mm, aparecem os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Com 12,38 mm, ainda há resquícios na região ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 11 - 15

Pós-anal: 18 – 20 (Mo = 20)

Total: 29 - 35

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 22 – 30 (Mo = 26)

Pélvica: 05 – 08 (Mo = 08)

Peitoral: 13

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *Psalidodon* podem ser facilmente confundidas com as de outros gêneros, como *Moenkhausia, Hyphessobrycon, Astyanax* e *Hemigrammus*, devido às semelhanças morfológicas. No entanto, a combinação de caracteres morfológicos, merísticos e morfométricos poderá ajudar a diferenciá-las ao menos nos estágios mais avançados. Em pós-flexão, as larvas de *P. fasciatus* apresentam uma mancha na região umeral e outra de forma triangular no pedúnculo caudal que as distinguem das demais espécies.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,45 – 27,11 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de grandes a moderados.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes concentram-se principalmente na porção dorsal, na cabeça e ao longo da linha mediana, estendendo-se até a base da nadadeira anal. Cromatóforos formam uma mácula losangular no pedúnculo caudal e uma mancha umeral achatada dorsoventralmente, característica da espécie. Adicionalmente, pigmentos puntiformes estão presentes ao longo dos raios das nadadeiras dorsal, anal e caudal.

MERÍSTICA

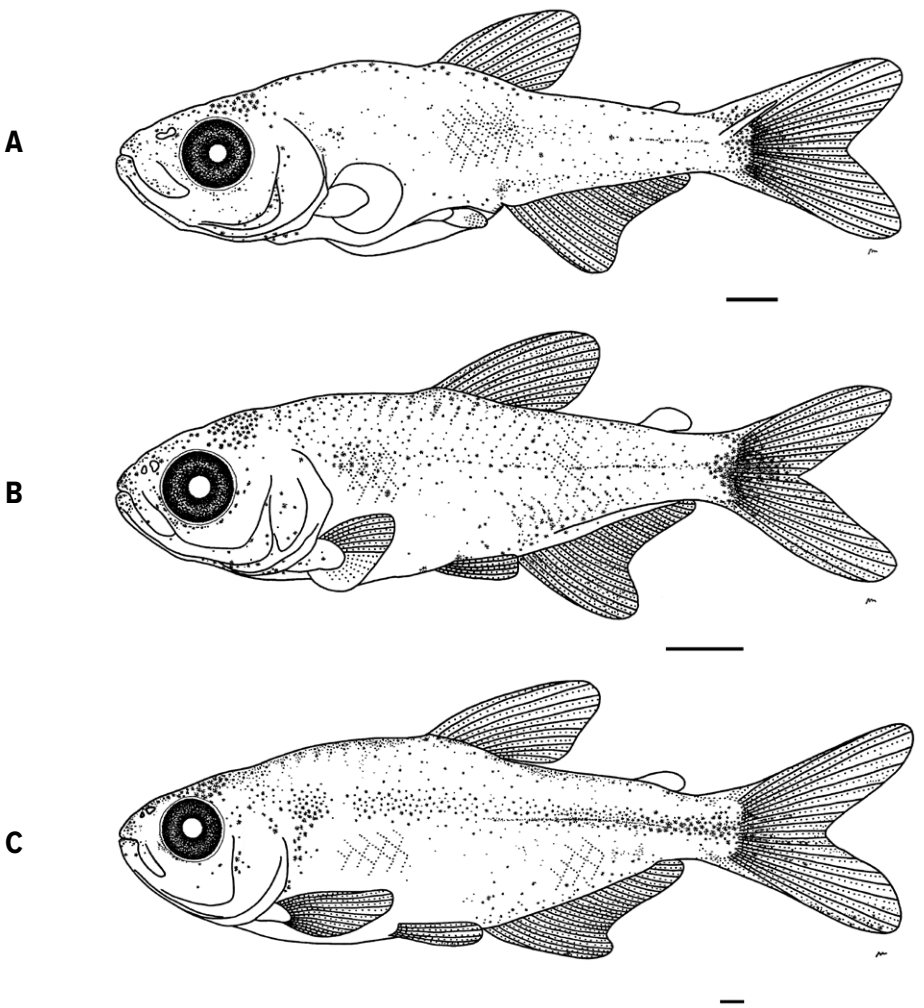
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 10 – 11 (Mo = 11)
Anal: 23 – 28 (Mo = 26)
Pélvica: 08
Peitoral: 13 – 15 (Mo = 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Esta espécie apresenta uma mancha umeral difusa e verticalmente alongada *vs.* conspícua e ovalada, observada em *A. lacustris*. Também é possível realizar contagem de dentes, que é semelhante à dos adultos.

Figura 36 – Desenvolvimento inicial de *Psalidodon fasciatus*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (12,38 mm CP; 18,45 mm CP); e **C.** Juvenil (26,89 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 36 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Psalidodon fasciatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 06)		J (N = 14)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	14,32-23,56	17,90±4,23	24,93-39,89	29,88±4,17
CP	-	-	-	-	-	-	11,78-18,60	14,37±3,26	20,45-27,11	23,85±2,59
CF	-	-	-	-	-	-	0,93-1,88	1,16±0,41	1,28-1,92	1,65±0,17
DOL	-	-	-	-	-	-	1,19-2,17	1,59±0,40	2,22-3,02	2,60±0,26
CC	-	-	-	-	-	-	3,68-5,86	4,62±1,01	6,13-8,41	7,24±0,71
AC	-	-	-	-	-	-	2,67-4,77	3,55±0,93	4,80-6,99	5,93±0,65
ACO	-	-	-	-	-	-	3,00-5,58	4,04±1,05	5,48-8,34	7,17±0,86
FND	-	-	-	-	-	-	5,87-9,24	7,32±1,48	9,94-12,43	11,36±0,84
FNA	-	-	-	-	-	-	7,16-11,17	8,71±1,78	12,19-16,57	14,79±1,44
FNL	-	-	-	-	-	-	5,56-8,81	6,48±1,19	9,33-12,72	11,10±1,05
FNP	-	-	-	-	-	-	3,52-9,07	5,11±2,33	5,41-7,17	6,51±0,51
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	72,55-85,79	79,65±5,09	74,53-86,81	81,90±3,43
CF/CC	-	-	-	-	-	-	23,60-32,08	27,01±3,60	20,61-26,09	22,87±1,74
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	32,34-39,03	34,99±2,51	32,08-39,10	35,93±1,89
CC/CP	-	-	-	-	-	-	29,89-31,83	31,14±0,78	28,22-33,69	30,40±1,53
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	25,47-30,00	27,96±1,75	26,60-34,96	30,06±2,17
FND/CP	-	-	-	-	-	-	49,43-53,46	51,19±1,76	45,36-51,88	47,80±2,19
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	58,32-62,36	60,82±1,47	59,17-66,24	62,11±1,99
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	29,89-51,05	46,14±8,07	44,33-49,95	46,62±1,85
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	26,79-48,76	33,53±8,74	25,63-30,23	27,39±1,65
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	11-15	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	18-20	20 (N=02)	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	29-35	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	10-11	11 (N=13)
Anal	-	-	-	-	-	-	22-30	26 (N=02)	23-28	26 (N=04)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05-08	08 (N=03)	8	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	13	-	13-15	14 (N=09)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.36 *Psellogrammus kennedyi*

Characidae	*Psellogrammus kennedyi* (Eigenmann, 1903)	Piaba

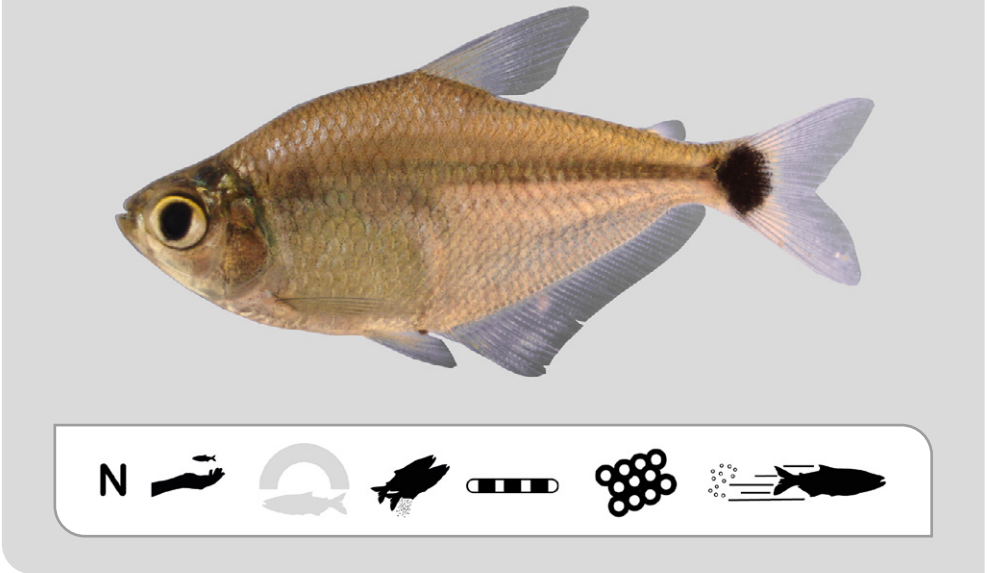


Figura 37, Tabela 37

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas de Iquematsu, Silva, J.C., Souza, M.B.V. e Bialetzki (Em preparação)[2].

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,39 – 15,00 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 2,39 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de pequena a moderada e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 4,20 mm.
Órgão adesivo: Presentes no topo da cabeça e absorvidos com cerca de 3,00 mm.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 3,00 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 4,00 mm.
Posição da boca: Boca terminal.

[2] Publicação na forma de artigo científico.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.
Escamas: Sem informações.

PIGMENTAÇÃO

No estágio larval vitelino, a pigmentação dendrítica está presente na região posterior do saco vitelino, enquato a pigmentação puntiforme ocorre ao longo do intestino e da região ventral. Com o desenvolvimento, a pigmentação se intensifica, especialmente na região ventral. Durante o estágio de flexão, cromatóforos dendríticos concentram-se na parte superior da cabeça e gradualmente se espalham pelo corpo, formando uma linha abaixo do intestino, ao redor dos olhos e nas nadadeiras embrionária e caudal. Em pós-flexão, surge uma mancha no pedúnculo caudal, seguida pelo aparecimento de uma mancha umeral difusa ao final do estágio.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 6,67 mm, apresenta alguns raios; com 6,91 mm, todos estão formados.
- **Anal:** Com 6,67 mm, apresenta alguns raios; com 6,91 mm, todos estão formados.
- **Pélvica:** Com cerca de 6,91 mm, apresenta alguns raios; com 13,43 mm, todos estão formados.
- **Peitoral:** Com 12,14 mm; apresenta alguns raios; com 15,00 mm, todos o estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 10,00 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 13 – 19
- **Pós-anal:** 13 – 19
- **Total:** 28 - 36

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 08 - 11
- **Anal:** 08 – 45
- **Pélvica:** 07 - 08
- **Peitoral:** 05 – 11

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *P. kennedyi* se diferenciam de *P. franciscoensis* pela grande quantidade de pigmentos distribuídos por todo o corpo. Em comparação com *Roeboides xenodon*, a pigmentação é semelhante, mas *P. kennedyi* apresenta a inserção da nadadeira anal posterior à da nadadeira dorsal, enquanto em *R. xenodon*, a inserção da nadadeira anal é anterior. *Psellogrammus kennedyi* distingue-se dos Cheirodontinae pela nadadeira anal mais alongada.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 16,98 – 20,60 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho é grande.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Toda a região do corpo, cabeça e dentário é recoberta por pigmentos dendríticos dispostos de forma aleatória, com maior concentração de cromatóforos na parte dorsal. Apresenta uma

mancha arredondada e conspícua no pedúnculo caudal, que se estende até a base dos raios da nadadeira caudal. Todas as nadadeiras apresentam pigmentos dendríticos distribuídos ao longo dos raios.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

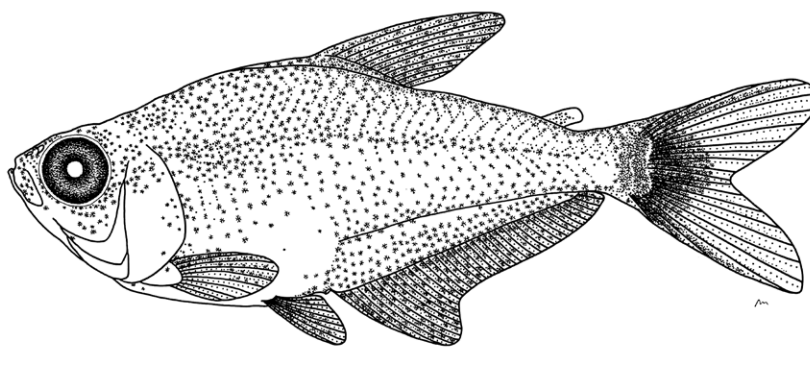
Dorsal: 10 – 11 (Mo = 11)
Anal: 38 - 42 (Mo = 39)
Pélvica: 08
Peitoral: 11 - 13 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano. A nadadeira anal é longa (38-42 raios), porém é menor que a de *R. xenodon* (47-49 raios) e maior que a de *P. franciscoensis* (31-35 raios). A origem da nadadeira anal inicia-se logo após a base da nadadeira dorsal (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 37 – Desenvolvimento inicial de *Psellogrammus kennedyi*. **A.** Juvenil (17,59 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 37 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Psellogrammus kennedyi*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 06)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	20,69-25,94	23,12±1,97
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	16,98-20,60	18,90±1,52
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,35-1,77	1,59±0,16
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	2,11-2,55	2,36±0,18
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	5,73-7,18	6,43±0,58
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,42-5,86	5,17±0,61
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	5,70-7,45	6,63±0,75
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	8,23-9,84	9,20±0,61
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	8,62-10,67	9,76±0,69
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	6,35-8,00	7,08±0,62
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,70-6,06	5,51±0,51
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	71,99-86,49	80,21±4,82
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	23,56-25,94	24,65±0,86
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	35,38-38,28	36,65±1,01
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	32,79-34,85	34,03±0,77
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	31,25-37,35	35,05±2,18
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	47,28-52,64	48,77±1,95
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	49,32-56,00	51,71±2,40
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	34,60-45,48	37,63±4,10
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	27,68-32,97	29,19±1,94
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	10-11	11 (N=04)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	38-42	39 (N=04)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	11-13	13 (N=05)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.37 *Roeboides xenodon*

Characidae	*Roeboides xenodon* (Reinhardt, 1851)	Dentudo / Piaba-cacunda

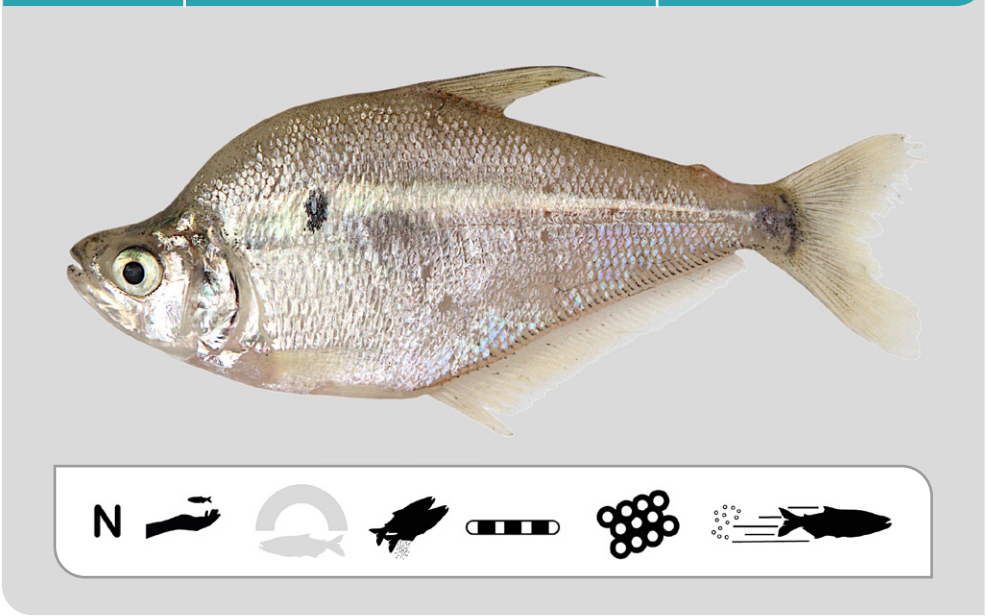


Figura 38, Tabela 38

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 5,15 – 28,36 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, e a cabeça e o diâmetro do olho variam de pequenos e grandes.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 5,15 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 5,17 mm.
Posição da boca: Boca inicialmente superior, passando para terminal com cerca de 25,77 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 5,15 mm.
Escamas: Presentes com cerca de 23,37 mm.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação inicial é composta por cromatóforos dendríticos, distribuídos aleatoriamente pelo corpo, com maior concentração nas regi-

ões opercular e da bexiga natatória. Em flexão, os pigmentos tornam-se mais intensos, localizando-se, principalmente, na região anterior do corpo, na cabeça, no opérculo e na bexiga natatória. No estágio de pós-flexão, a pigmentação dendrítica distribui-se por toda extensão do corpo, formando uma mácula ovalada na região umeral. Cromatóforos puntiformes concentram-se na região dorsal da cabeça e formam uma mancha triangular no pedúnculo caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 9,39 mm, apresenta os primeiros raios; com 23,37 mm, todos estão formados.

Anal: Com 9,39 mm, apresenta os primeiros raios; com 23,37 mm, todos estão formados.

Pélvica: Com 23,37 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: -

Absorção completa da "finfold": Sem informações.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 10 – 12 (Mo = 12)

Pós-anal: 21 – 23 (Mo = 21)

Total: 31 – 35 (Mo = 33)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 44 – 49

Pélvica: 08

Peitoral: -

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e, nos estágios iniciais, diferencia-se de *P. franciscoensis* pelo padrão de coloração, que se distribui por todo corpo, incluindo a região ventral e do dentário. Em comparação com *P. kennedyi*, a pigmentação é semelhante, mas apresenta a inserção da nadadeira anal anterior à da nadadeira dorsal, enquanto em *P. kennedyi*, a inserção da nadadeira anal é posterior. *Roeboides xenodon* distingue-se dos Cheirodontinae pela nadadeira anal mais alongada. A cabeça com perfil côncavo também é outra característica da espécie.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 30,02 – 43,03 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

O corpo é todo recoberto por pigmentos dendríticos, concentrados na região dorsal, na cabeça e no dentário. Possuem uma mancha umeral ovalada e uma mancha triangular no pedúnculo caudal. Entre os raios das nadadeiras dorsal, pélvica, anal e caudal, vários cromatóforos dendríticos são observados.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 47 – 49 (Mo = 47)

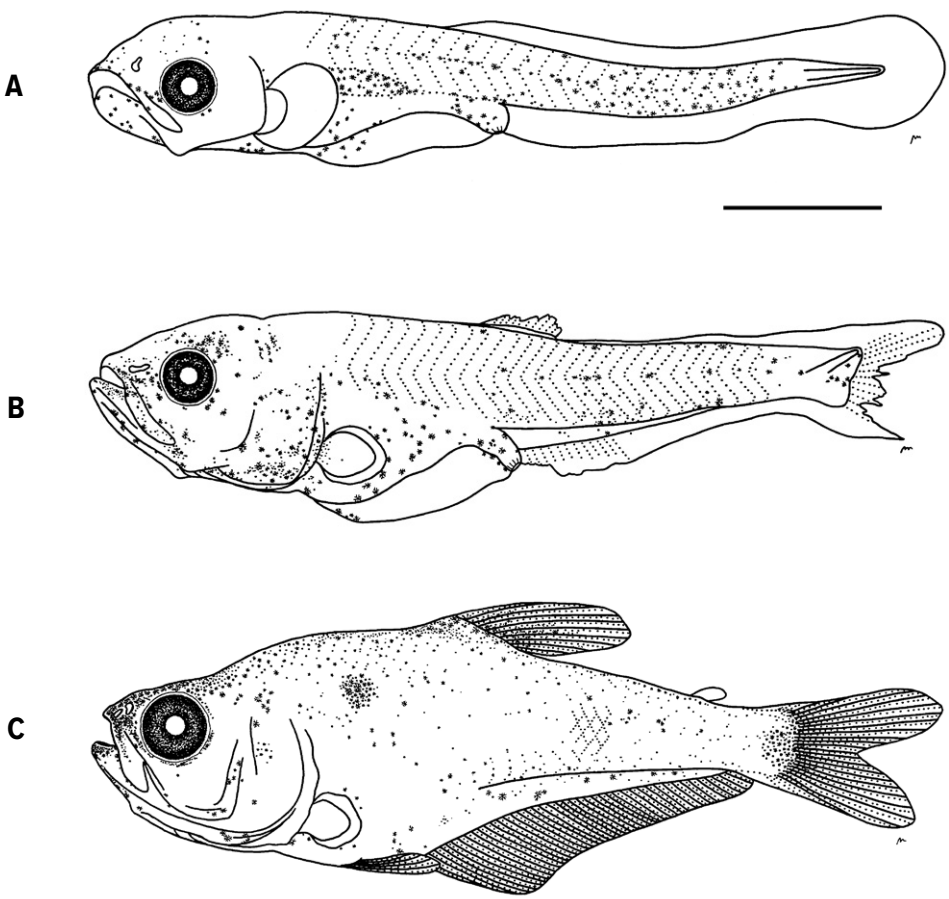
Pélvica: 08

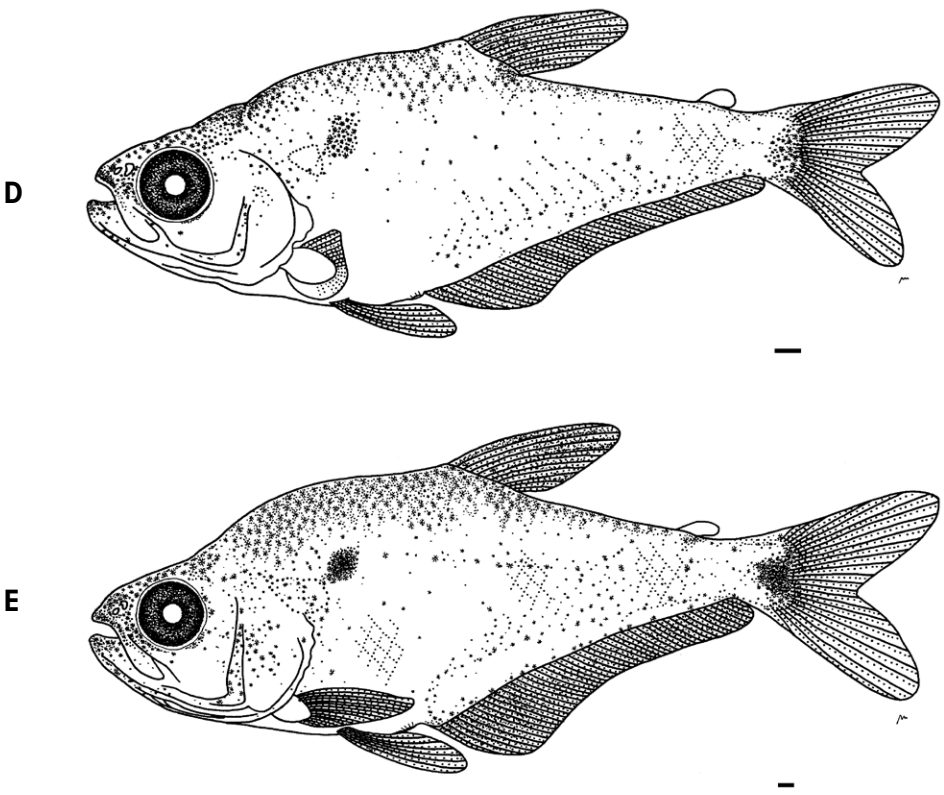
Peitoral: 12 – 14 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e pigmentação evidente na região do dentário. Distingue-se de *P. franciscoensis* pelo maior número de raios da nadadeira anal, com 47-49 em *R. xenodon vs.* 31-35 em *P. franciscoensis*.

Figura 38 – Desenvolvimento inicial de *Roeboides xenodon*. Larvas: **A.** Pré-flexão (5,15 mm CP); **B.** Flexão (9,39 mm CP); **C.** e **D.** Pós-flexão (23,37 mm CP; 27,75 mm CP); e **E.** Juvenil (39,79 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 38 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Roeboides xenodon*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 02)		FL (N = 17)		FP (N = 05)		J (N = 10)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	5,50-11,34	9,14±1,69	27,93-34,01	31,50±2,26	37,17-52,47	45,09±4,27
CP	-	-	5,15	-	5,17-9,95	8,06±1,29	23,37-28,36	26,56±2,03	30,02-43,03	37,83±3,65
CF	-	-	0,43-0,52	0,48±0,06	0,32-0,88	0,63±0,15	2,22-3,10	2,56±0,39	2,16-3,74	3,24±0,46
DOL	-	-	0,28-0,40	0,34±0,08	0,33-0,77	0,54±0,13	2,08-2,73	2,54±0,27	2,84-4,37	3,53±0,47
CC	-	-	1,69	-	1,26-2,86	2,06±0,47	7,63-9,20	8,45±0,67	9,78-13,56	11,79±1,08
AC	-	-	0,71-1,40	1,06±0,49	0,80-2,05	1,44±0,37	6,31-7,72	7,00±0,57	8,58-10,88	9,70±0,72
ACO	-	-	0,81-1,38	1,10±0,40	0,82-2,74	1,69±0,55	8,18-9,97	9,14±0,69	10,52-15,83	13,19±1,57
FND	-	-	-	-	4,48-4,95	4,72±0,20	11,72-15,46	13,50±1,49	16,09-22,70	19,19±2,18
FNA	-	-	-	-	4,89-5,63	5,26±0,31	11,10-13,84	12,61±1,11	14,11-21,23	18,09±2,18
FNL	-	-	-	-	-	-	8,63-10,52	9,61±0,84	10,54-15,69	13,70±1,63
FNP	-	-	-	-	1,65-2,86	2,22±0,49	6,75-8,46	7,79±0,71	9,51-11,74	11,05±0,76
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	82,84	-	62,87-78,34	70,12±4,58	79,02-85,98	82,87±3,52	74,74-87,73	82,42±3,86
CF/CC	-	-	30,77	-	23,88-36,55	30,42±3,01	26,57-34,37	30,25±2,84	22,09-33,40	27,45±3,25
DOL/CC	-	-	23,67	-	20,42-29,10	26,37±2,31	26,07-34,99	30,15±3,67	27,66-33,93	29,88±2,12
CC/CP	-	-	-	-	20,89-31,90	25,80±2,84	29,61-34,15	31,86±1,84	30,34-32,58	31,20±0,64
ACO/CP	-	-	15,67	-	15,88-27,68	20,78±3,52	32,65-35,93	34,42±1,22	32,47-37,00	34,83±1,53
FND/CP	-	-	-	-	47,71-50,00	48,69±1,03	48,17-54,51	50,74±2,59	46,24-54,69	50,73±2,69
FNA/CP	-	-	-	-	54,14-57,73	56,53±1,31	46,14-48,80	47,47±0,99	44,99-50,95	47,75±1,85
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	33,49-38,00	36,20±1,91	32,90-39,10	36,18±1,88
FNP/CP	-	-	-	-	23,38-30,73	26,41±3,00	26,19-32,69	29,40±2,49	26,86-31,68	29,30±1,35
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	10-12	12 (N=04)	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	21-23	21 (N=04)	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	31-35	33 (N=03)	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	44-49	-	47-49	47 (N=05)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08	-	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-14	13 (N=06)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.38 *Serrapinnus heterodon*

Characidae	*Serrapinnus heterodon* (Eigenmann, 1915)	Piabinha

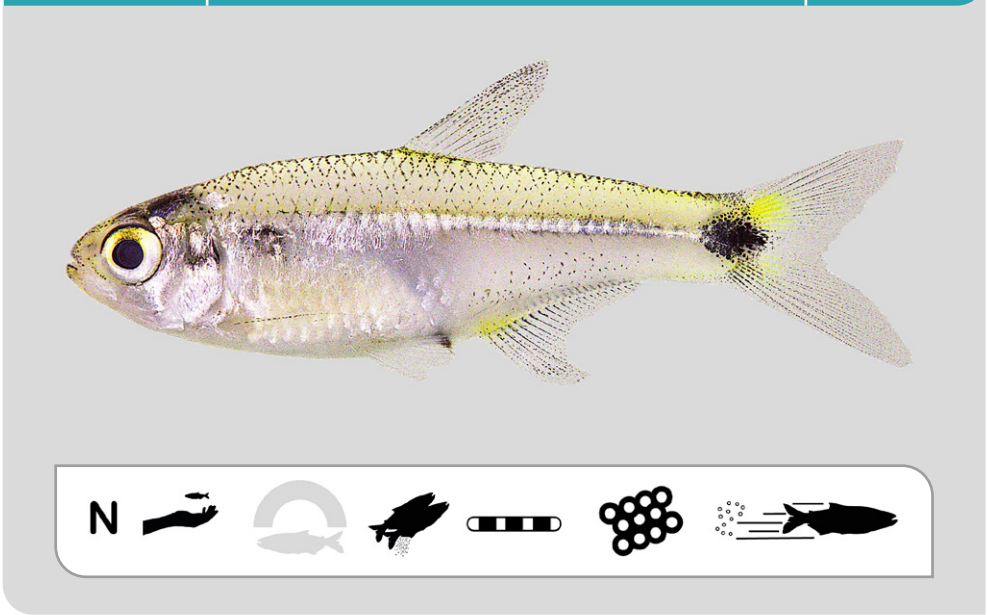


Figura 39, Tabela 39

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,85 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é grande.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,85 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 10,85 mm.
Escamas: Presentes com 10,85 mm.

PIGMENTAÇÃO

Pigmentos estão distribuídos na parte superior da cabeça e no focinho. No centro do pedúnculo caudal, os cromatóforos formam uma mácula ovalada bem definida. As nadadeiras dorsal e anal apresentam pigmentos puntiformes distribuídos aleatoriamente, enquanto as demais nadadeiras permanecem sem pigmentação.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 10,85 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 10,85 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 10,85 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 10,85 mm, apresenta alguns raios.

Absorção completa da "finfold": Com 10,85 mm, encontra-se completamente absorvida.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 09

Anal: 23

Pélvica: 08

Peitoral: -

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e diferencia-se de *P. franciscoensis*, *R. xenodon* e *P. kennedyi* pela nadadeira anal curta. Uma mancha ovalada no centro do pedúnculo caudal a distingue de *Serrapinnus piaba*.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 13,80 – 24,12 mm.

Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Posição da boca: Boca terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é semelhante à observada em pós-flexão, com pigmentos mais evidentes na região dorsal da cabeça e no focinho. Uma linha longitudinal pigmentada estende-se do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal. No centro do pedúnculo caudal, os cromatóforos formam uma mácula ovalada bem definida. As nadadeiras dorsal e anal apresentam alguns pigmentos puntiformes distribuídos aleatoriamente, enquanto as demais nadadeiras permanecem sem pigmentação.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 09 – 11 (Mo = 11)

Anal: 19 – 24 (Mo = 23)

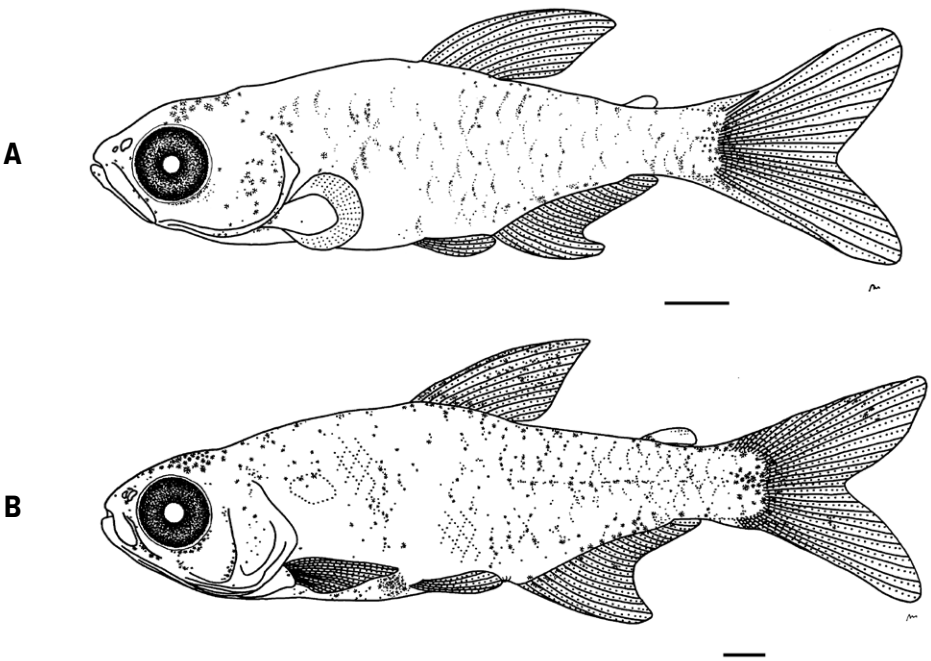
Pélvica: 08 - 09 (Mo = 08)

Peitoral: 08 – 13 (Mo = 12)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e diferencia-se de *P. franciscoensis*, *R. xenodon* e *P. kennedyi* pela nadadeira anal curta. Uma mancha ovalada no centro do pedúnculo caudal a distingue de *S. piaba*, assim como a maior altura do corpo em *S. heterodon*.

Figura 39 – Desenvolvimento inicial de *Serrapinnus heterodon*. **A.** Larva em pós-flexão (10,85 mm CP) e **B.** Juvenil (15,50 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 39 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larva e juvenis de *Serrapinnus heterodon*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 01)		J (N = 31)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	13,85	-	16,61-30,02	21,08±3,16
CP	-	-	-	-	-	-	10,85	-	13,80-24,12	16,99±2,60
CF	-	-	-	-	-	-	0,77	-	0,82-1,78	1,09±0,20
DOL	-	-	-	-	-	-	1,21	-	1,38-2,14	1,69±0,18
CC	-	-	-	-	-	-	3,45	-	3,91-6,29	4,85±0,59
AC	-	-	-	-	-	-	2,36	-	3,05-4,69	3,67±0,41
ACO	-	-	-	-	-	-	2,98	-	3,39-6,02	4,51±0,58
FND	-	-	-	-	-	-	5,41	-	6,61-11,17	8,21±1,23
FNA	-	-	-	-	-	-	6,53	-	8,41-14,08	10,25±1,48
FNL	-	-	-	-	-	-	5,08	-	6,14-10,41	7,54±1,06
FNP	-	-	-	-	-	-	3,12	-	3,82-5,75	4,54±0,49
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	68,41	-	68,36-87,47	75,80±4,07
CF/CC	-	-	-	-	-	-	22,32	-	18,39-32,30	22,36±2,85
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	35,07	-	29,76-38,87	34,94±1,89
CC/CP	-	-	-	-	-	-	31,80	-	25,54-31,70	28,71±1,53
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	27,47	-	23,76-31,73	26,69±1,95
FND/CP	-	-	-	-	-	-	49,86	-	45,63-52,73	48,38±1,91
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	60,18	-	57,08-66,59	60,44±1,96
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	46,82	-	39,18-49,32	44,48±2,20
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	28,76	-	23,01-29,53	26,92±1,72
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	09	-	09-11	11 (N=20)
Anal	-	-	-	-	-	-	23	-	19-24	23 (N=10)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08	-	08-09	08 (N=29)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	08-13	12 (N=13)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.39 *Serrapinnus piaba*

Characidae	*Serrapinnus piaba* (Lütken, 1875)	Piabinha



Figura 40, Tabela 40

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 8,07 – 14,36 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça e o diâmetro do olho variam de moderados a grandes.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 8,07 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 8,07 mm.
Escamas: Presentes com 8,07 mm.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos de forma irregular, com maior concentração na região dorsal do corpo, da cabeça, focinho e do dentário. Os cromatóforos formam uma mácula que se estende por todo o pedúnculo caudal e pelos raios da base da

nadadeira caudal. As nadadeiras pélvica, anal e dorsal apresentam poucos pigmentos dispersos. Nos indivíduos mais desenvolvidos, a pigmentação torna-se mais evidente, especialmente no primeiro raio da nadadeira dorsal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 8,07 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 8,07 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 8,07 mm, alguns raios estão presentes; com 11,39 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 11,80 mm, apresentam os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 9,15 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 11 - 14 (Mo = 11)

Pós-anal: 16 – 18 (Mo = 17)

Total: 28 – 32 (Mo = 29)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 20 – 23 (Mo = 20)

Pélvica: 05 – 08 (Mo = 08)

Peitoral: 05 – 10 (Mo = 10)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e se distingue de *P. franciscoensis*, *R. xenodon* e *P. kennedyi* pela nadadeira anal curta. Uma extensa mancha que cobre grande parte do pedúnculo caudal a diferencia de *S. heterodon*.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 14,43 – 17,37 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça e o diâmetro do olho variam de grandes a moderados.

Posição da boca: Boca Terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação segue o mesmo padrão observado em pós-flexão, com maior concentração de pigmentos na região dorsal do corpo, cabeça, focinho e dentário. Uma linha longitudinal pigmentada se estende do terço mediano do corpo até o pedúnculo caudal. Os cromatóforos formam uma mácula que ocupa todo o pedúnculo caudal e os raios da base da nadadeira caudal. As nadadeiras pélvica, anal e dorsal apresentam pigmentos distribuídos ao longo dos raios, com maior concentração no primeiro raio da nadadeira dorsal.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 11

Anal: 19 – 23 (Mo = 21)

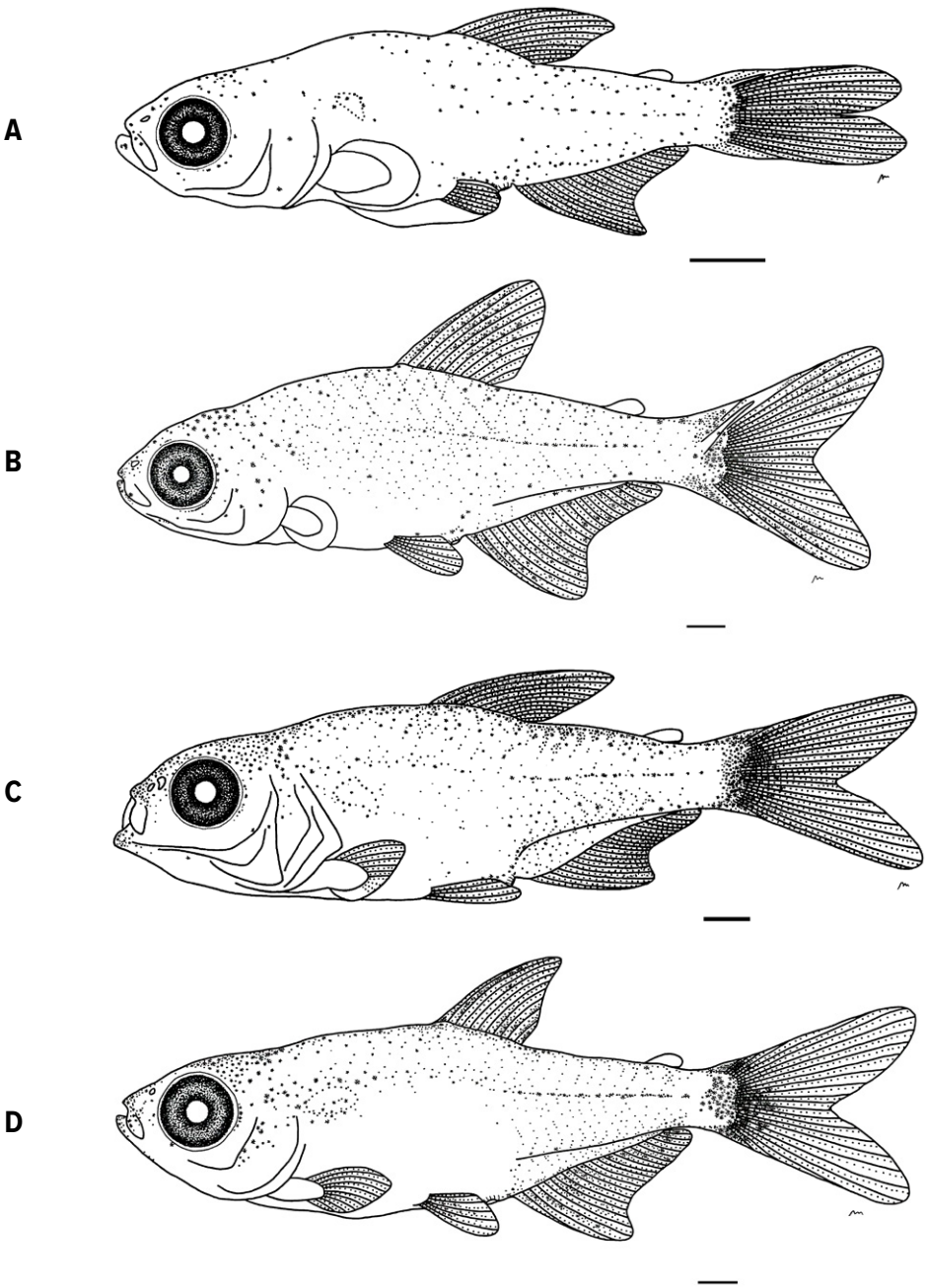
Pélvica: 08

Peitoral: 09 – 12 (Mo = 10)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta pseudo-tímpano e se distingue de *P. franciscoensis*, *R. xenodon* e *P. kennedyi* pela nadadeira anal curta. Uma extensa mancha que cobre grande parte do pedúnculo caudal e a maior altura do corpo a diferencia de *S. heterodon*.

Figura 40 – Desenvolvimento inicial de *Serrapinnus piaba*. **A.**, **B.** e **C.** Larvas em pós-flexão (8,07 mm CP; 10,72 mm CP; 14,36 mm CP); e **D.** Juvenil (14,53 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 40 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Serrapinnus piaba*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 19)		J (N = 09)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	9,98-17,99	14,97±2,46	18,05-21,59	19,16±1,09
CP	-	-	-	-	-	-	8,07-14,36	12,05±1,82	14,43-17,37	15,31±0,91
CF	-	-	-	-	-	-	0,60-1,41	0,95±0,26	0,97-1,37	1,13±0,11
DOL	-	-	-	-	-	-	0,89-1,57	1,29±0,22	1,51-1,85	1,63±0,10
CC	-	-	-	-	-	-	2,27-4,76	3,76±0,69	4,23-5,14	4,82±0,31
AC	-	-	-	-	-	-	1,77-3,35	2,87±0,42	3,38-3,99	3,63±0,21
ACO	-	-	-	-	-	-	2,24-4,42	3,41±0,62	4,20-5,55	4,59±0,43
FND	-	-	-	-	-	-	4,29-7,33	6,05±0,93	7,05-8,37	7,53±0,38
FNA	-	-	-	-	-	-	5,00-9,30	7,58±1,22	9,13-10,83	9,64±0,57
FNL	-	-	-	-	-	-	4,09-7,17	5,67±0,88	6,89-7,85	7,29±0,31
FNP	-	-	-	-	-	-	2,53-4,51	3,62±0,61	4,18-4,70	4,47±0,18
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	64,13-86,92	74,84±5,89	70,37-79,91	75,41±2,71
CF/CC	-	-	-	-	-	-	19,31-32,25	25,07±4,14	21,18-27,29	23,59±2,52
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	28,79-51,10	34,61±4,85	31,27-36,88	33,85±1,67
CC/CP	-	-	-	-	-	-	22,52-34,58	31,20±2,83	29,31-34,15	31,48±1,79
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	24,48-31,66	28,23±2,01	27,87-32,72	29,33±1,53
FND/CP	-	-	-	-	-	-	41,70-56,01	50,25±2,73	46,78-51,35	49,20±1,66
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	55,55-66,77	62,84±2,83	60,72-65,99	62,99±1,78
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	39,25-51,59	47,11±2,82	45,19-50,61	47,68±1,79
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	25,98-33,22	29,83±1,91	27,06-31,37	29,25±1,35
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	11-14	11 (N=02)	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	16-18	17 (N=02)	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	28-32	29 (N=03)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	20-23	20 (N=10)	19-23	21 (N=04)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05-08	08 (N=15)	08	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	05–10	10 (N=06)	09-12	10 (N=06)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.3.40 *Tetragonopterus franciscoensis*

Characidae	*Tetragonopterus franciscoensis* Silva, Melo, Oliveira & Benine, 2016	Piaba-rapadura Maria-do-oião

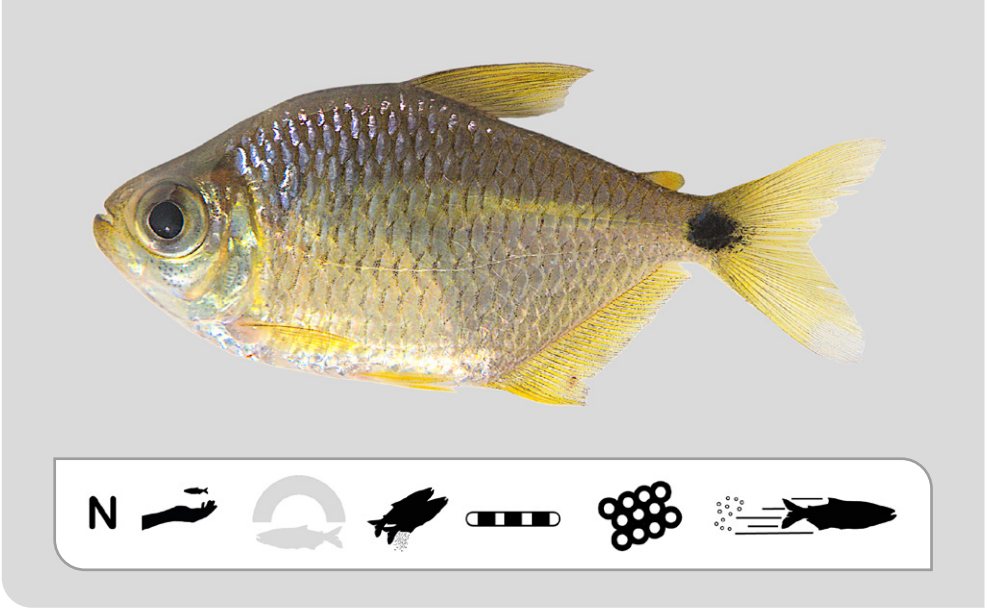


Figura 41, Tabela 41

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 8,93 – 18,78 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça e o diâmetro do olho são grandes.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 8,93 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 8,93 mm.
Escamas: Presentes com 8,93 mm.

PIGMENTAÇÃO

No início do estágio de pós-flexão, todo o corpo é recoberto por pequenos pigmentos puntiformes e dendríticos distribuídos aleatoriamente, tornando-se mais escassos na região ventral à medida que o desenvolvimento avança. Ao final desse estágio, duas máculas alongadas são formadas na região umeral,

enquanto uma mácula arredondada se estabelece no pedúnculo caudal, estendendo-se até a base dos raios da nadadeira caudal. Nas demais nadadeiras, os pigmentos estão distribuídos ao longo dos raios.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

- **Dorsal:** Com 8,93 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 8,93 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 13,05 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 17,70 mm, apresentam os primeiros raios.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 10,00 mm.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 29 - 35
- **Pélvica:** 08
- **Peitoral:** 07 - 09

CARACTERES ESPECÍFICOS

Corpo alto, com prolongamento dos primeiros raios da nadadeira anal, porém menos desenvolvidos em comparação a *O. franscicensis*. Distingue-se ainda pela presença de duas manchas umerais e por apresentar o diâmetro do olho maior.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 27,02 – 40,84 mm.

Forma do corpo: O corpo é alto, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho é grande.

Posição da boca: Boca Terminal.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos estão distribuídos por todo o corpo, tornando-se mais escassos na região ventral. Duas manchas estão presentes na região umeral, enquanto uma mancha conspícua no pedúnculo caudal se estende até a base dos raios da nadadeira caudal. Nas nadadeiras dorsal, anal, pélvica e caudal, os cromatóforos estão distribuídos ao longo dos raios. Pigmentos dendríticos estão presentes na extremidade da nadadeira adiposa.

MERÍSTICA

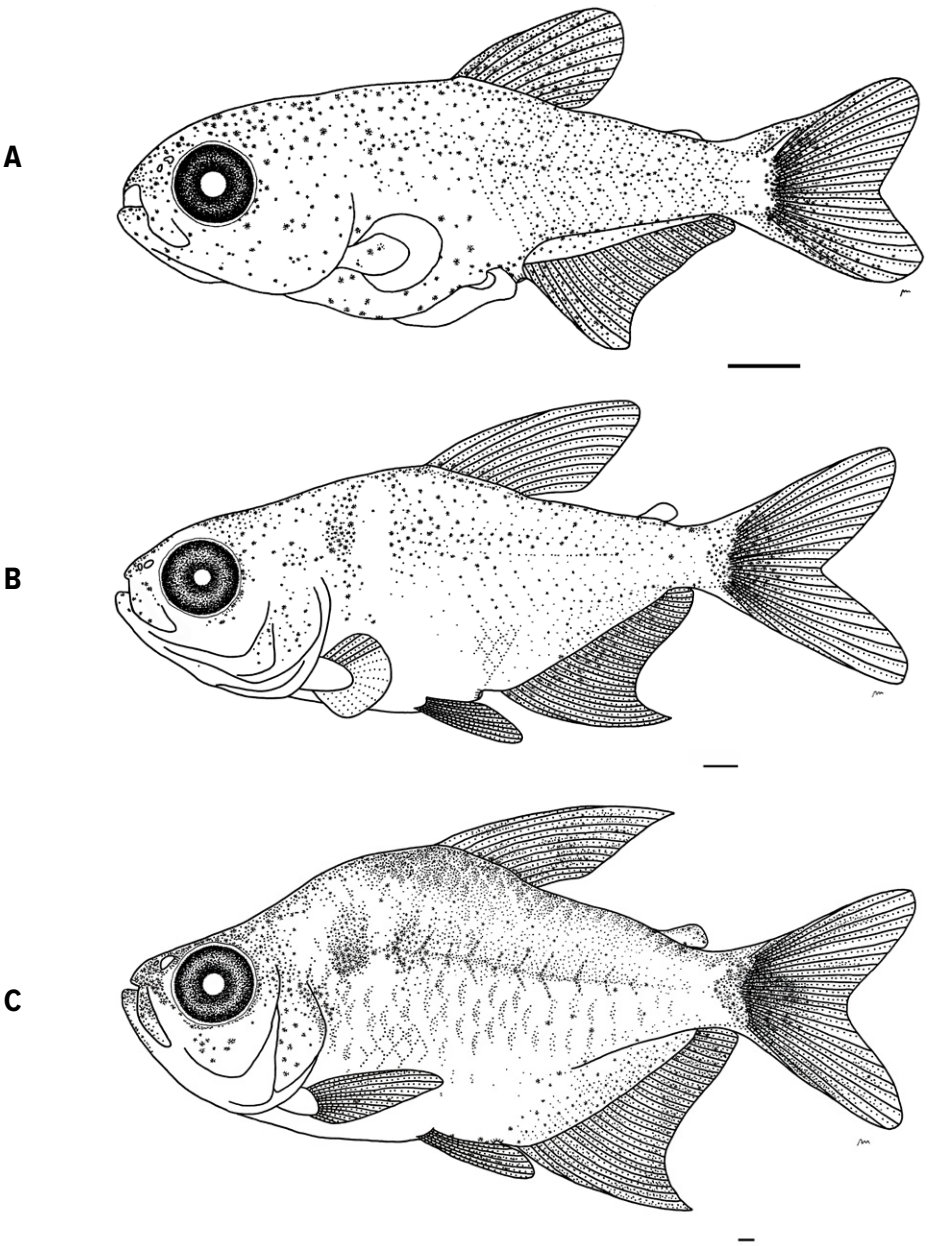
Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 11
- **Anal:** 30 – 34 (Mo = 33)
- **Pélvica:** 08 – 09 (Mo = 08)
- **Peitoral:** 13 – 15 (Mo = 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Corpo alto, com prolongamento dos primeiros raios da nadadeira anal, porém menos desenvolvidos em comparação a *O. franscicensis*. Distingue-se ainda pela presença de duas manchas umerais e por apresentar o diâmetro de olho maior.

Figura 41 – Desenvolvimento inicial de *Tetragonopterus franciscoensis*. **A.** e **B.** Larva em pós-flexão (8,93 mm CP; 17,70 mm CP); e **C.** Juvenil (36,93 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 41 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Tetragonopterus franciscoensis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 07)		J (N = 06)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	10,88-24,37	19,31±5,39	33,79-49,69	44,11±7,08
CP	-	-	-	-	-	-	8,93-18,78	14,90±3,64	27,02-40,84	34,09±6,29
CF	-	-	-	-	-	-	0,84-2,12	1,36±0,46	2,33-3,81	2,83±0,60
DOL	-	-	-	-	-	-	1,10-2,47	1,94±0,50	3,89-4,95	4,53±0,43
CC	-	-	-	-	-	-	3,10-7,30	5,49±1,44	9,21-12,94	11,00±1,49
AC	-	-	-	-	-	-	2,61-7,30	4,90±1,49	8,40-12,49	10,69±1,83
ACO	-	-	-	-	-	-	3,20-8,42	6,06±1,67	11,75-19,55	15,66±3,25
FND	-	-	-	-	-	-	4,59-9,24	7,32±1,72	12,31-18,59	15,86±2,88
FNA	-	-	-	-	-	-	5,47-11,95	9,27±2,33	16,44-25,54	21,53±4,19
FNL	-	-	-	-	-	-	6,66-9,46	7,96±1,30	11,89-18,68	15,86±3,14
FNP	-	-	-	-	-	-	3,14-6,42	5,01±1,12	8,22-13,69	10,68±1,96
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	82,78-100,00	88,50±6,04	81,55-109,54	97,10±9,28
CF/CC	-	-	-	-	-	-	19,32-30,68	24,61±4,07	20,77-29,44	25,61±2,84
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	33,72-38,88	35,37±1,87	37,01-48,93	41,51±4,24
CC/CP	-	-	-	-	-	-	34,71-39,12	36,72±1,48	30,38-38,12	32,61±2,96
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	35,83-45,12	40,40±3,24	43,49-47,87	45,78±1,59
FND/CP	-	-	-	-	-	-	48,25-51,40	49,27±1,07	43,85-50,37	46,61±2,54
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	60,66-64,04	62,13±1,21	60,84-66,15	63,05±2,15
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	48,02-51,88	50,16±1,53	44,00-50,39	46,44±2,68
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	31,95-35,22	33,80±1,30	26,69-33,70	31,44±2,67
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Anal	-	-	-	-	-	-	29-35	-	30-34	33 (N=-3)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	08	-	08-09	08 (N=03)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	07-09	-	13-15	14 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

GYMNOTIFORMES

9.4 Gymnotiformes (Segundo Britski; Sato; Rosa, 1988)

Peixes desta ordem são caracterizados por apresentarem o corpo comprimido e alongado, afilando progressivamente em direção à cauda. A nadadeira anal é bastante longa, sendo responsável pelos movimentos ondulatórios para os deslocamentos. Não apresentam as nadadeiras dorsal, adiposa e pélvicas e, em algumas espécies, a nadadeira caudal também está ausente. Possuem órgãos elétricos que são responsáveis pela emissão de pulsos elétricos espécie-específicos, que utilizam para percepção ambiental, localização de presas e comportamento social. Nesta obra, estão descritos o desenvolvimento inicial de espécies pertencentes às seguintes famílias:

Sternopygidae (Segundo Albert, 2003; Ribeiro; Crampton, 2013)

As espécies desta família distribuem-se pelos rios da América do Sul, exceto o Chile, sendo a maior riqueza encontrada na bacia amazônica. A morfologia corporal é relativamente conservadora, assumindo a forma culteriforme. Apresentam várias fileiras de dentes viliformes na mandíbula, olhos grandes e ossos infraorbitais grandes. A boca está localizada em posição terminal ou subterminal, alimentando-se principalmente de invertebrados aquáticos e peixes. As descargas do órgão elétrico são do tipo onda. Na bacia do rio São Francisco, são registradas a ocorrência de quatro espécies, sendo *Eigenmannia besouro*, *Eigenmannia microstoma* e *Sternopygus* gr. *macrurus* descritas quanto ao desenvolvimento inicial.

Gymnotidae (Segundo Campos-da-Paz, 2003; Ribeiro; Crampton, 2013)

Compreende peixes elétricos com mandíbula prognata (em *Gymnotus vs.* terminal em *Electrophorus*) com ampla abertura, corpo cilíndrico muito longo com 30 ou mais vértebras pré-caudais e cauda relativamente curta. Esses peixes são territorialistas e predadores de invertebrados aquáticos e pequenos peixes. Exibem cuidado parental desempenhado pelo macho, estando associado à construção de ninhos. Duas espécies do gênero *Gymnotus* são registradas na bacia, porém, devido à dificuldade de separação dos dois táxons, deixamos a descrição apenas como *Gymnotus* spp.

9.4.1 *Eigenmannia besouro*

Sternopygidae	*Eigenmannia besouro* Peixoto & Wosiacki, 2016	Tuvira / Sarapó





Figura 42, Tabela 42

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 73,12 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, e a cabeça e o diâmetro do olho são pequenos.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço anterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Toda a extensão da cabeça, focinho, dentário e corpo apresenta pigmentação, com pigmentos puntiformes mais evidentes na região dorsal e dendríticos predominando nas regiões medial e ventral. Há uma faixa despigmentada localizada acima da nadadeira anal, estendendo-se desde a nadadeira peitoral até o final da nadadeira anal. A base e os raios da nadadeira peitoral são pigmentados, e uma linha de pigmentos dendríticos está presente na base de todos os raios da nadadeira anal.

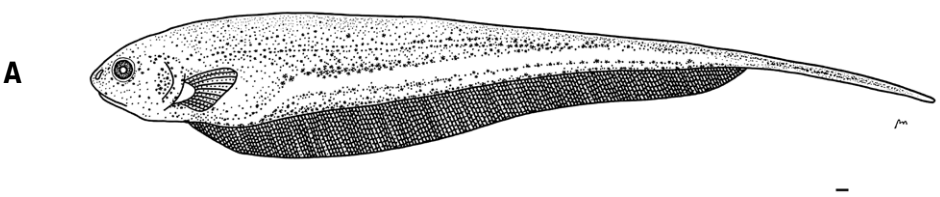
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *Eigenmannia microstoma* por apresentar boca subterminal e possuir corpo mais afilado e achatado. As larvas de *E. besouro* se distinguem de *Sternopygus macrurus* por apresentarem órbita sem margem livre *vs.* com margem livre nas de *S. macrurus*.

Figura 42 – Desenvolvimento inicial de *Eigenmannia besouro*. **A.** Juvenil (73,12 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 42 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em juvenil de *Eigenmannia besouro*. (Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval (N = 0)		Período Juvenil (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-
CP	-	-	73,12	-
CF	-	-	2,19	-
DOL	-	-	1,69	-
CC	-	-	7,79	-
AC	-	-	6,67	-
ACO	-	-	9,95	-
FNA	-	-	8,33	-
FNP	-	-	8,59	-
Relações morfométricas (%)				
AC/CC	-	-	85,62	-
CF/CC	-	-	28,11	-
DOL/CC	-	-	21,69	-
CC/CP	-	-	10,65	-
ACO/CP	-	-	13,61	-
FNA/CP	-	-	11,39	-
FNP/CP	-	-	11,75	-
Miômeros				
Pré-anal	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-
Total	-	-	-	-
Raios				
Anal	-	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.4.2 *Eigenmannia microstoma*

Sternopygidae	*Eigenmannia microstoma* (Reinhardt, 1852)	Tuvira / Sarapó

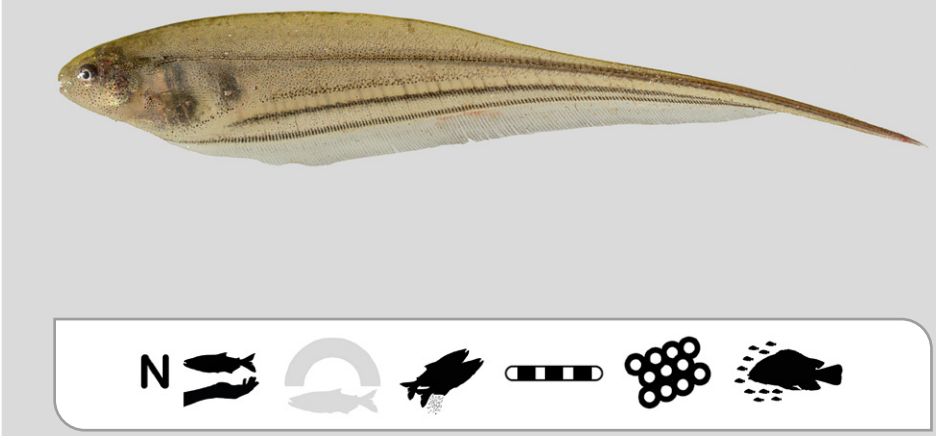


Figura 43, Tabela 43

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 25,41 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é longo, e a cabeça e o diâmetro do olho são pequenos.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 25,41 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço anterior do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 25,41 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Toda a extensão da cabeça e do corpo é recoberta por pigmentos puntiformes e dendríticos. A base e os raios centrais da nadadeira peitoral apresentam alguns pigmentos puntiformes, enquanto uma linha de pigmentos dendríticos e puntiformes está presente na base de todos os raios da nadadeira anal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:
Anal: 160
Peitoral: 19

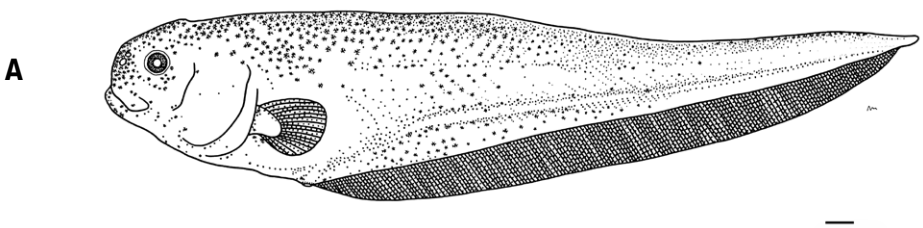
CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *E. besouro* por apresentar boca terminal e possuir corpo mais robusto e cilíndrico. As larvas de *E. microstoma* se distinguem de *S. macrurus* por apresentarem órbita sem margem livre *vs.* com margem livre nas larvas de *S. macrurus*.

JUVENIL

Sem informações.

Figura 43 – Desenvolvimento inicial de *Eigenmannia microstoma*. **A.** Larva (25,41 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 43 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em larva de *Eigenmannia microstoma*. (Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval (N = 01)		Período Juvenil (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-
CP	25,41	-	-	-
CF	1,27	-	-	-
DOL	0,80	-	-	-
CC	4,45	-	-	-
AC	3,93	-	-	-
ACO	4,76	-	-	-
FNA	7,25	-	-	-
FNP	4,98	-	-	-
Relações morfométricas (%)				
AC/CC	88,31	-	-	-
CF/CC	28,54	-	-	-
DOL/CC	17,98	-	-	-
CC/CP	17,51	-	-	-
ACO/CP	18,73	-	-	-
FNA/CP	28,53	-	-	-
FNP/CP	19,60	-	-	-
Miômeros				
Pré-anal	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-
Total	-	-	-	-
Raios				
Anal	160	-	-	-
Peitoral	19	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.4.3 *Sternopygus macrurus*

Sternopygidae	*Sternopygus macrurus* (Bloch & Schneider, 1801)	Tuvira Sarapó-limpo

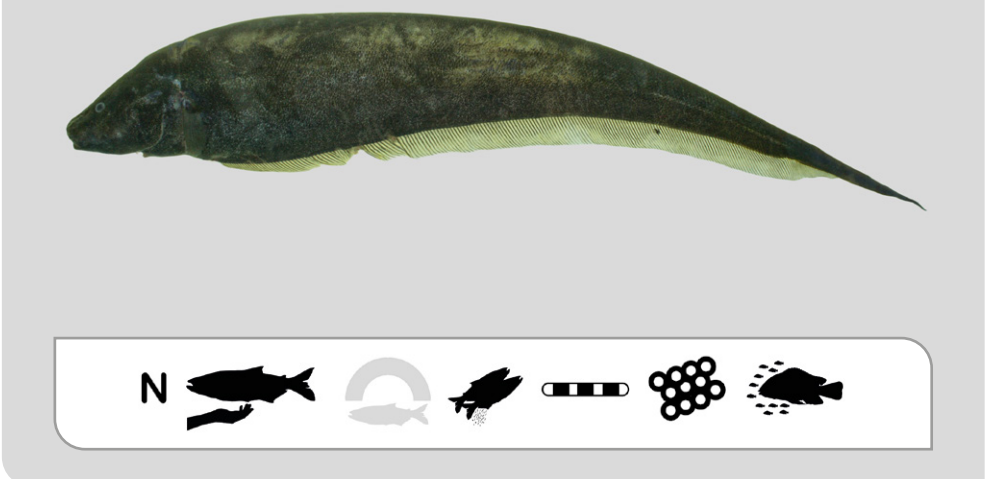


Figura 44, Tabela 44

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 47,56 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, e a cabeça e o diâmetro do olho são pequenos.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço anterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Toda a extensão da cabeça e do corpo é recoberta por cromatóforos dendríticos. A nadadeira peitoral apresenta pigmentos ao longo dos raios, enquanto na nadadeira anal, há uma linha de pigmentos dendríticos na base de todos os raios.

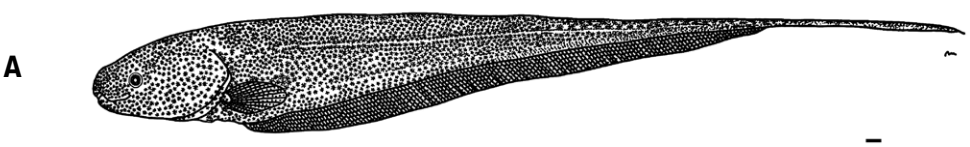
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Anal: 252
Peitoral: 13

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *S. macrurus* se distinguem das de *Eigenmannia* por apresentarem órbita com margem livre *vs*. sem margem livre. Em relação às larvas de *Gymnotus*, estas diferenciam-se pela presença de placas elétricas visíveis por transparência na região ventral, posicionadas superiormente aos pterigióforos, além de possuírem boca prognata.

Figura 44 – Desenvolvimento inicial de *Sternopygus macrurus*. **A.** Juvenil (47,56 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 44 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em juvenil de *Sternopygus macrurus*. (Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval (N = 0)		Período Juvenil (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	57,74	-
CP	-	-	47,56	-
CF	-	-	2,98	-
DOL	-	-	1,17	-
CC	-	-	9,03	-
AC	-	-	6,27	-
ACO	-	-	6,41	-
FNA	-	-	9,49	-
FNP	-	-	8,72	-
Relações morfométricas (%)				
AC/CC	-	-	69,44	-
CF/CC	-	-	33,00	-
DOL/CC	-	-	12,96	-
CC/CP	-	-	18,99	-
ACO/CP	-	-	13,48	-
FNA/CP	-	-	19,95	-
FNP/CP	-	-	18,33	-
Miômeros				
Pré-anal	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-
Total	-	-	-	-
Raios				
Anal	-	-	252	-
Peitoral	-	-	13	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.4.4 *Gymnotus* spp.

Gymnotidae	*Gymnotus* spp.	Sarapó



Figura 45, Tabela 45

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 6,44 – 13,02 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça de pequena a moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 8,96 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 6,44 mm.
Posição da boca: Boca inicialmente inferior, passando a superior e prognata, com cerca de 13,02 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço anterior do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 10,15 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, apresentam poucos pigmentos, localizados principalmente na região da cabeça, com destaque para um pigmento evidente na parte dorsal dessa região. Em estágios mais

avançados, toda a extensão da cabeça e corpo é recoberta por cromatóforos dendríticos. Pigmentos estão presentes entre os raios da nadadeira anal e na base da nadadeira peitoral.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informação.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Anal: Com 10,15 mm, os primeiros raios são visíveis.

Peitoral: Com 10,15 mm, os primeiros raios são visíveis.

Absorção completa da "finfold": Com cerca de 13,02 mm, ainda apresenta resquícios nas regiões dorsal e ventral.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Anal e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 10 - 11

Pós-anal: 48 - 52

Total: 58 - 62

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de *Gymnotus* spp. se diferenciam das de *S. macrurus* e *Eigenmannia* spp. pela presença de placas elétricas visíveis por transparência na região ventral, posicionadas superiormente aos pterigióforos, além de possuírem boca prognata.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 40,93 – 87,22 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de longo a muito longo, e a cabeça e o diâmetro do olho são pequenos.

Posição da boca: Boca superior; dentário prognato, mais longo que o pré-maxilar.

Posição do ânus: Localizado no terço anterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Ao longo do corpo, os pigmentos formam faixas irregulares transversais características da espécie. Na cabeça, os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos aleatoriamente. Os raios das nadadeiras anal e peitoral são densamente pigmentados.

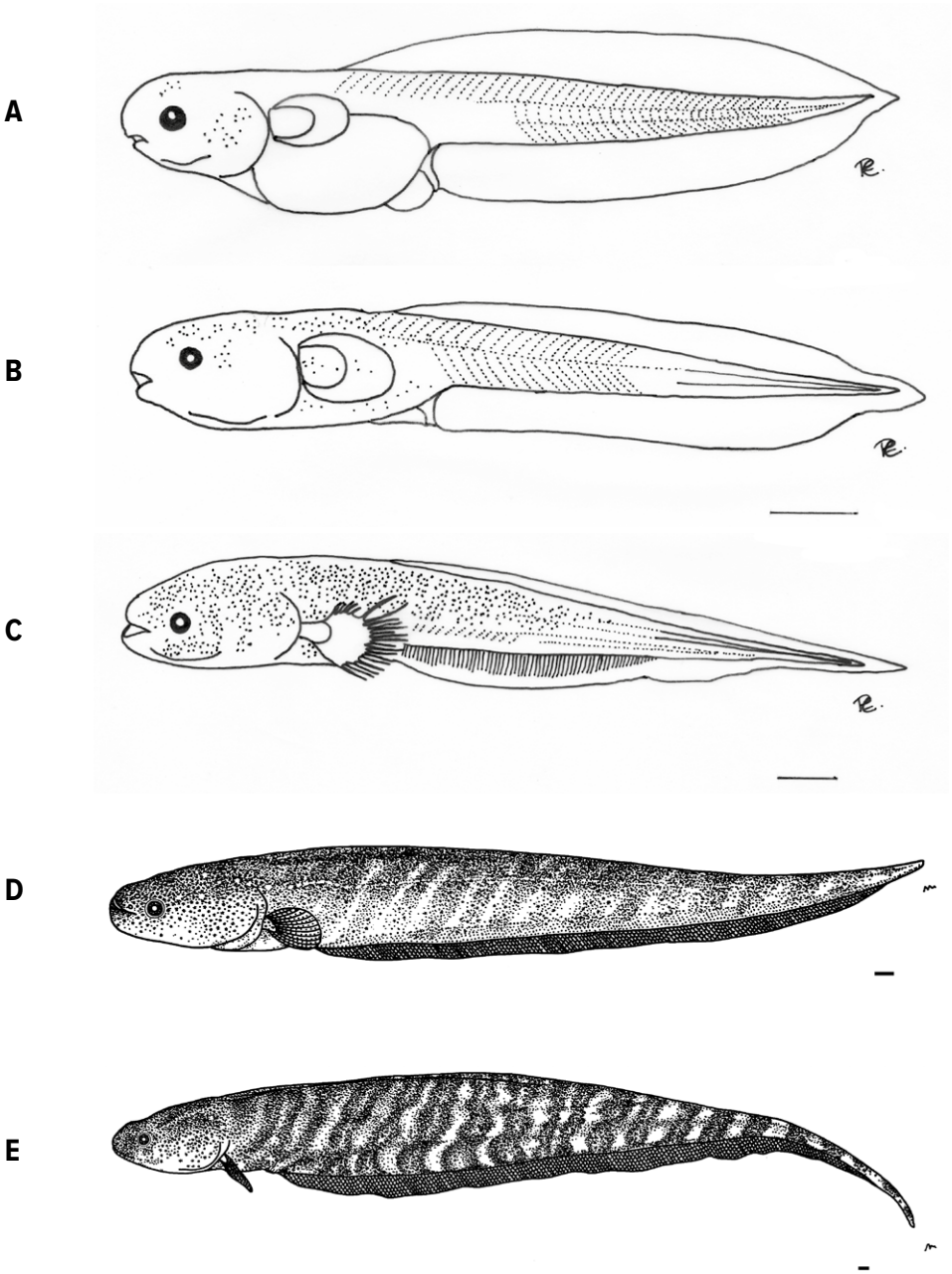
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Os juvenis de *Gymnotus* spp. se distinguem de *S. macrurus* e *Eigenmannia* spp. pelo padrão de pigmentação e a posição da boca.

Figura 45 – Desenvolvimento inicial de *Gymnotus* spp. **A.**, **B.** e **C.** Larva (7,46 mm CP; 8,96 mm CP; 13,02 mm CP); e **D.** e **E.** Juvenil (40,93 mm CP; 82,57 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: **A-C** Paula Cabral Eterovick (2026); **D-E** Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 45 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em larvas e juvenis de *Gymnotus* spp. (Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval (N = 07)		Período Juvenil (N = 05)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	8,28-10,31	9,30±1,44	-	-
CP	6,44-13,02	9,02±2,33	40,93-87,22	71,82±18,62
CF	0,38-0,92	0,59±0,19	1,83-3,96	3,14±0,87
DOL	0,20-0,32	0,26±0,05	0,75-1,05	0,96±0,12
CC	1,17-2,80	1,95±0,65	6,92-11,80	10,49±2,08
AC	0,90-1,77	1,29±0,33	4,32-7,25	6,26±1,14
ACO	1,21-1,86	1,49±0,24	4,72-9,52	7,63±1,86
FNA	3,86-5,01	4,51±0,59	10,26-18,36	15,43±3,04
FNP	1,36-2,93	2,19±0,61	7,49-11,85	10,49±1,78-
Relações morfométricas (%)				
AC/CC	55,12-78,33	68,16±9,27	57,39-62,43	59,92±2,20
CF/CC	26,40-36,07	30,81±3,08	23,21-33,56	29,75±4,65
DOL/CC	10,77-18,11	14,16±2,91	8,21-10,84	9,26±1,00
CC/CP	17,33-22,22	19,80±1,87	13,48-16,91	14,87±1,32
ACO/CP	13,53-20,98	16,36±2,85	9,81-11,53	10,70±0,66
FNA/CP	35,88-36,04	36,96±1,53	13,05-18,30	15,01±1,97
FNP/CP	18,21-23,15	21,32±2,05	19,43-25,07	21,92±2,33
Miômeros				
Pré-anal	10-11	-	-	-
Pós-anal	48-52	-	-	-
Total	58-62	-	-	-
Raios				
Anal	-	-		-
Peitoral	-	-		-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

SILURIFORMES

9.5 Siluriformes (Segundo Britski; Sato; Rosa, 1988)

Corresponde a uma das maiores ordens de peixes neotropicais, caracterizados pelo corpo revestido por pele espessa ou recoberto por placas ósseas, parcial ou totalmente. Na região anterior da cabeça estão presentes os barbilhões, geralmente um par maxilar e dois mentonianos. O primeiro raio das nadadeiras peitorais e dorsal geralmente é modificado em um espinho forte e pontiagudo, que pode ser serrilhado em suas margens. Nesta obra, estão descritos o desenvolvimento inicial de espécies pertencentes às seguintes famílias:

Callichthyidae (Segundo Nelson, 1994; Reis, 2003)

Espécies da família ocorrem em ambientes lóticos e lênticos na América do Sul e no Panamá. Apresentam corpo com duas fileiras de placas ósseas sobrepostas em cada lado. Bexiga natatória contida em uma caixa óssea. Boca pequena e ventral; um ou dois pares de barbilhões bem desenvolvidos presentes; nadadeiras dorsal e peitoral com espinho forte; nadadeira adiposa com espinho na borda anterior. Todas as espécies são respiradoras aéreas obrigatórias, independente das condições do corpo hídrico. O ar é engolido na superfície da água e conduzido até o intestino vascularizado, que corresponde a seu órgão respiratório acessório. Onze espécies de sete gêneros são registradas na bacia do rio São Francisco, dentre elas é descrito o desenvolvimento inicial de *Hoplosternum littorale*.

Loricariidae (Segundo Britski; Silimon; Lopes, 2007)

As principais características dos peixes dessa família são: corpo coberto com placas ósseas que se dispõem em várias séries, pelo menos na parte anterior à nadadeira dorsal; posição inferior da boca; bexiga natatória reduzida e envolvida por uma cápsula óssea ligada à parte posterior do crânio. Adicionalmente, as placas ósseas que cobrem o corpo possuem dentes dérmicos denominados odontódeos. Tais estruturas assumem forma de espinhos, ganchos, acículos ou cerdas. Os Loricariidae, conhecidos popularmente como acaris ou cascudos, são peixes de hábitos tipicamente bentônicos, permanecendo junto ao fundo, raspando algas do substrato ou caçando invertebrados. Na bacia do rio São Francisco, são registradas 48 espécies desta família, pertencentes a 16 gêneros. As espécies *Hisonotus vespuccii*, *Pterygoplichthys ambrosettii* e *Rhinelepis aspera* são descritas quanto ao desenvolvimento inicial.

Auchenipteridae (Segundo Ferraris, Jr., 2003)

A família Auchenipteridae compreende um grupo de bagres de pequeno a médio porte que são endêmicos da região Neotropical. A família pode ser facilmente reconhecida pela seguinte combinação de caracteres: corpo sem placas ósseas; região dorsal do corpo, entre a cabeça e a origem da nadadeira dorsal, coberta por placas ósseas suturadas entre si e visíveis sob uma pele fina; barbilhão nasal ausente; nadadeira adiposa pequena, raramente ausente; olho coberto por tecido adiposo e sem possuir um anel orbital distinto. Internamente, a família possui uma série de características osteológicas, especialmente do crânio e das vértebras anteriores, que servem de base para a hipótese de que as espécies formam um grupo natural. Na bacia do rio São Francisco, são encontradas cinco espécies de cinco gêneros, sendo descritos o desenvolvimento inicial de *Glanidium albescens*, *Tatia bockmanni* e *Trachelyopterus galeatus*.

Heptapteridae (Segundo Bockmann; Guazzelli, 2003; Bockmann; Slobodian, 2013)

Correspondem a bagres com pele nua, de pequeno a médio porte, com hábitos crípticos. As narinas anteriores e posteriores são bem espaçadas; possuem três pares de barbilhões; a nadadeira adiposa apresenta base longa; e as membranas branquiais são livres; membranas branquiais livres. O primeiro raio das nadadeiras dorsal e peitoral varia de quase totalmente rígido (espinho pungente) a totalmente flexível. Na bacia do rio São Francisco, são registradas 12 espécies de sete gêneros, sendo *Cetopsorhamdia iheringi* e *Rhamdia* gr. *quelen* descritas com relação à ontogenia inicial.

Pimelodidae (Segundo Britski; Sato; Rosa, 1988; Lundberg; Littmann, 2003; Rocha, M.S.; Zuanon, 2013)

Bagres dessa família apresentam peixes de poucos centímetros até mais de 2 metros de comprimento. O corpo é nu, com aberturais branquiais amplas, nadadeiras dorsal e peitorais precedidas de um acúleo, três pares de barbilhões longos (um par maxilar e dois mentonianos); nadadeira caudal fortemente emarginada, lobada ou furcada. Somado a isso, apresentam a organização dendrítica dos canais do sistema da linha lateral da cabeça, côndilo palatino do etmoide lateral alargado e união sutural entre os centros da 5ª e 6ª vértebras. Oito espécies de cinco gêneros são registradas na bacia do rio São Francisco, dentre elas são descritos o desenvolvimento inicial de *Pimelodus maculatus* e *Pseudoplatystoma corruscans*.

Pseudopimelodidae (Segundo Shibatta, 2013)

São bagres de pequeno a grande porte, com olho pequeno coberto por pele, nadadeira dorsal localizada antes da metade do corpo, nadadeira pélvica localizada logo após ou na linha vertical posterior à base da nadadeira dorsal, comprimento da cabeça curto em relação ao

comprimento padrão, barbilhões curtos, não atingindo a linha vertical da nadadeira pélvica. Os espinhos das nadadeiras dorsal e peitorais são rígidos, sendo estes últimos serrilhados em ambas as margens. Cinco espécies de três gêneros têm ocorrência na bacia do rio São Francisco e são apresentadas nesta obra as descrições do desenvolvimento inicial de *Lophiosilurus alexandri* e *Lophiosilurus fowleri*.

9.5.1 *Hoplosternum littorale*

Callichthyidae	*Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828)	Tamboatá





Figura 46, Tabela 46

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).
Diâmetro do ovo: 1,84 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,51 mm.
Espaço perivitelino: Moderado.
Gotículas de óleo: Ausente.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausente.
Forma: Esférico.
Coloração: Sem informações.
Tempo de incubação: 41h30min (25,5°C).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,24 – 14,39 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 3,24 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com aproximadamente 5,26 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 4,18 mm.

Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 5,26 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 5,26 mm.
Placas dérmicas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

No estágio larval vitelino, a larva é desprovida de pigmentação. Os primeiros cromatóforos dendríticos surgem de maneira dispersa na região da cabeça durante a pré-flexão e, posteriormente, expandem-se para o corpo e a nadadeira peitoral no estágio de flexão. Faixas verticais irregulares, acompanhadas por pigmentos puntiformes distribuídos ao longo do corpo são observados em pós-flexão. Todas as nadadeiras, assim como a cabeça e os barbilhões, tornam-se recobertos por cromatóforos distribuídos de forma aleatória.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Botão da peitoral e a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 5,85 mm, aparecem os primeiros raios; com 6,04 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 12,56 mm, aparecem os primeiros raios; com 18,93 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 5,85 mm, aparecem os primeiros raios; com 12,56 mm, todos os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com 14,39 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com aproximadamente 11,00 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, pélvica, peitoral e anal.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 06 - 07
- **Pós-anal:** 19 - 20
- **Total:** 23 - 26

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 08
- **Anal:** 07
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 09 – 10

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas podem ser diferenciadas de outros Siluriformes por apresentarem um par de barbilhões em cada ricto, ou seja, na junção dos lábios no canto da boca. Esses barbilhões são curtos e relativamente espessos. Também possuem corpo curto e robusto, com um padrão de pigmentação característico em faixas.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 18,93 – 43,33 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Todo o corpo, incluindo as nadadeiras e os barbilhões, é recoberto por pigmentos puntiformes. Durante o estágio de pós-flexão, os pigmentos, inicialmente organizados em faixas, passam a se

distribuir de forma aleatória ao longo do corpo.

MERÍSTICA

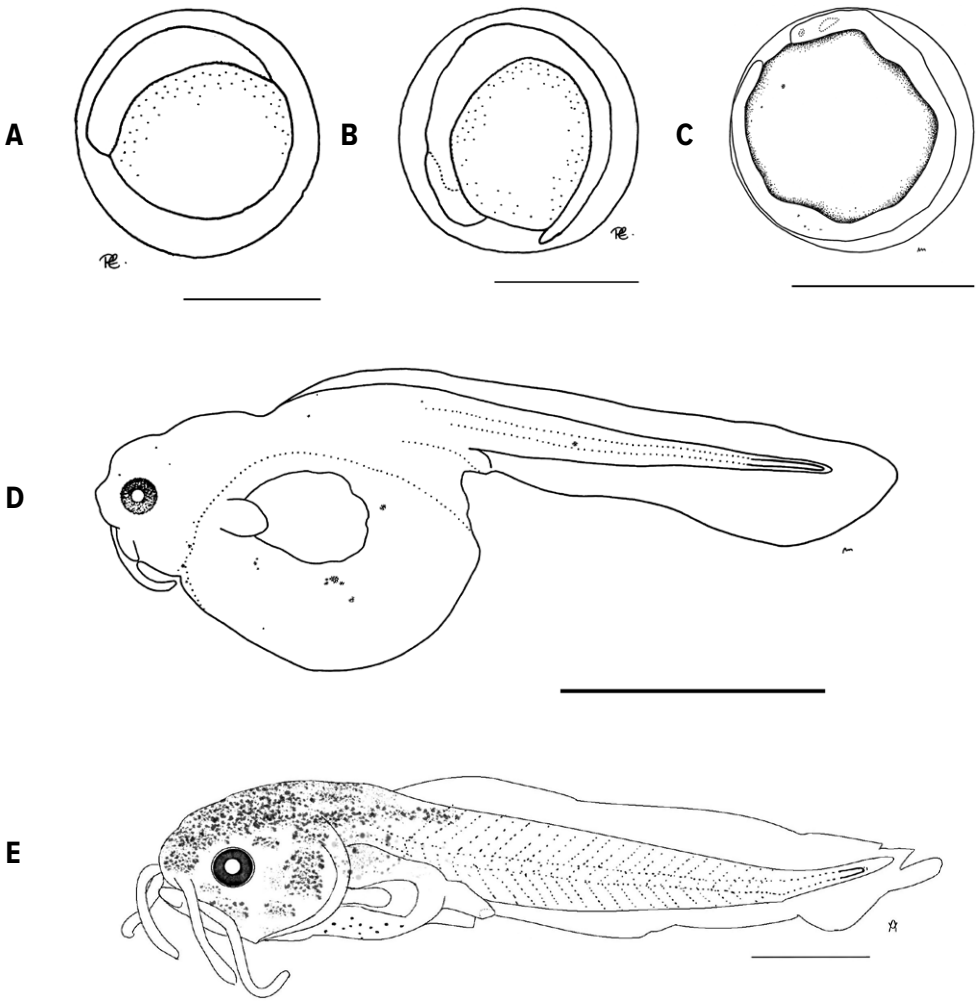
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 08
Anal: 07 – 08 (Mo = 08)
Pélvica: 06
Peitoral: 09 – 10 (Mo = 10)

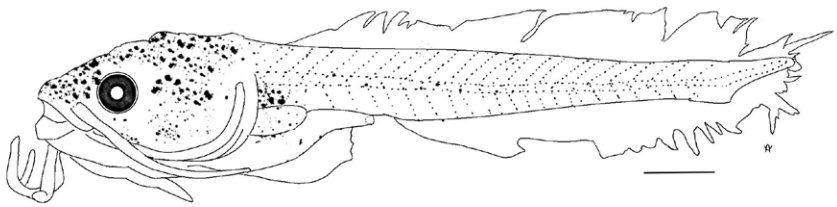
CARACTERES ESPECÍFICOS

Presença de placas dérmicas, apresenta dois pares de barbilhões rictais. Se diferencia de *Callichthys callichthys* por apresentar o osso coracoide exposto ventralmente.

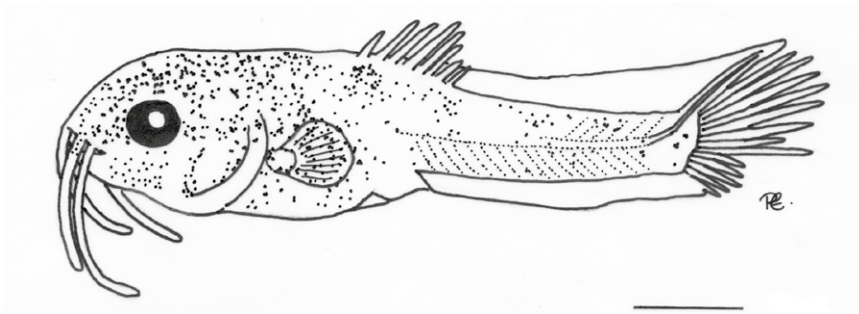
Figura 46 – Desenvolvimento inicial de *Hoplosternum littorale*. Ovos: **A.** Embrião inicial (1,97 mm DO); **B.** Cauda livre (1,85 mm DO); **C.** Embrião final (1,41 mm DO); Larvas: **D.** Larval vitelino (3,24 mm CP), **E.** e **F.** Flexão (5,26 mm CP; 5,40 mm CP); **G.** e **H.** Pós-flexão (6,04 mm CP; 12,56 mm CP); e **I.** Juvenil (22,00 mm CP). Escala = 1 mm



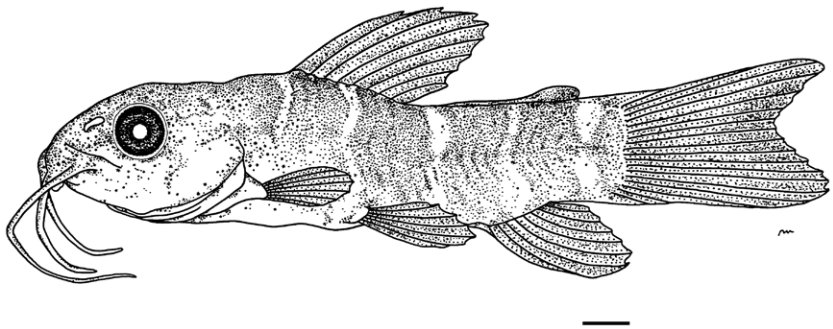
F



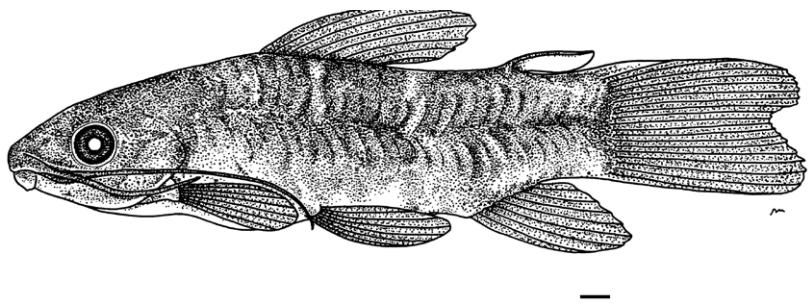
G



H



I



Fonte: Ilustrações **A-B** e **G** de Paula Cabral Eterovick (2026), **C-D**, **H-I** de Mariane Olimpio Farias (2026) e **E-F** de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 46 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Hoplosternum littorale*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 02)		PF (N = 02)		FL (N = 04)		FP (N = 03)		J (N = 25)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	3,45-3,67	3,56±0,16	4,05-4,58	4,32±0,37	5,83-6,49	6,25±0,36	7,28-19,48	14,58±6,44	25,25-56,34	31,70±8,70
CP	3,24-3,54	3,39±0,21	3,81-4,18	4,00±0,26	5,26-5,85	5,58±0,29	6,04-14,39	11,00±4,39	18,93-43,33	23,81±6,60
CF	0,11-0,13	0,12±0,01	0,12-0,13	0,13±0,01	0,37-0,46	0,40±0,04	0,52-2,40	1,48±0,94	2,72-6,95	3,67±1,14
DOL	0,16-0,19	0,18±0,02	0,19-0,20	0,20±0,01	0,32-0,40	0,35±0,03	0,49-1,08	0,86±0,32	1,28-3,28	1,72±0,49
CC	-	-	-	-	1,37-1,47	1,42±0,05	1,89-5,39	3,83±1,78	6,55-13,67	8,09±1,97
AC	0,61	-	0,73-0,74	0,74±0,01	0,93-1,31	1,20±0,18	1,55-3,65	2,79±1,10	3,63-10,10	4,88±1,61
ACO	1,01-1,34	1,18±0,23	1,06-1,19	1,13±0,09	0,91-1,27	1,15±0,17	1,51-4,28	3,00±1,40	4,41-11,78	6,01±1,99
FND	-	-	-	-	2,29	-	2,60-6,01	4,76±1,88	7,91-20,07	10,31±3,31
FNA	-	-	-	-	-	-	9,69-10,82	10,26±0,80	12,88-33,00	17,22±5,28
FNL	-	-	-	-	-	-	2,87-7,42	5,57±2,39	9,10-21,18	11,62±3,12
FNP	0,44	-	0,50-0,58	0,54±0,06	1,34-1,58	1,45±0,10	1,82-5,03	3,67±1,66	6,01-14,60	7,74±2,30
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	67,88-93,48	84,37±11,32	67,72-82,01	75,01±7,15	53,05-75,37	59,58±5,13
CF/CC	-	-	-	-	25,34-31,29	27,98±2,55	27,51-44,53	36,13±8,51	39,14-52,59	44,92±3,00
DOL/CC	-	-	-	-	23,36-27,40	24,79±1,80	20,04-25,93	23,40±3,03	18,00-23,99	21,19±1,31
CC/CP	-	-	-	-	24,96-26,05	25,49±0,45	31,29-37,46	34,09±3,12	30,93-36,97	34,17±1,38
ACO/CP	31,17-37,85	34,52±4,72	27,82-28,47	28,15±0,46	17,30-22,04	20,62±2,22	25,00-29,74	26,82±2,56	22,58-28,35	25,01±1,60
FND/CP	-	-	-	-	39,15	-	41,77-45,14	43,32±1,71	40,71-70,93	42,98±1,73
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	75,19-77,15	76,17±1,38	67,81-80,01	71,94±2,83
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	47,52-51,56	50,09±2,24	45,99-52,24	48,88±1,81
FNP/CP	-	-	11,96-15,22	13,59±2,31	25,22-27,01	26,05±0,84	30,13-34,95	32,71±2,43	30,07-35,97	32,40±1,20
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	06-07	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	19-20	-	-	-	-	-
Total	-	-	23	-	26	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	08	-	08	-
Anal	-	-	-	-	-	-	07	-	07-08	08 (N=18)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	09-10	-	09-10	10 (N=19)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.2 *Hisonotus vespuccii*

Loricariidae	*Hisonotus vespuccii* Roxo, Silva & Oliveira, 2015	Cascudinho

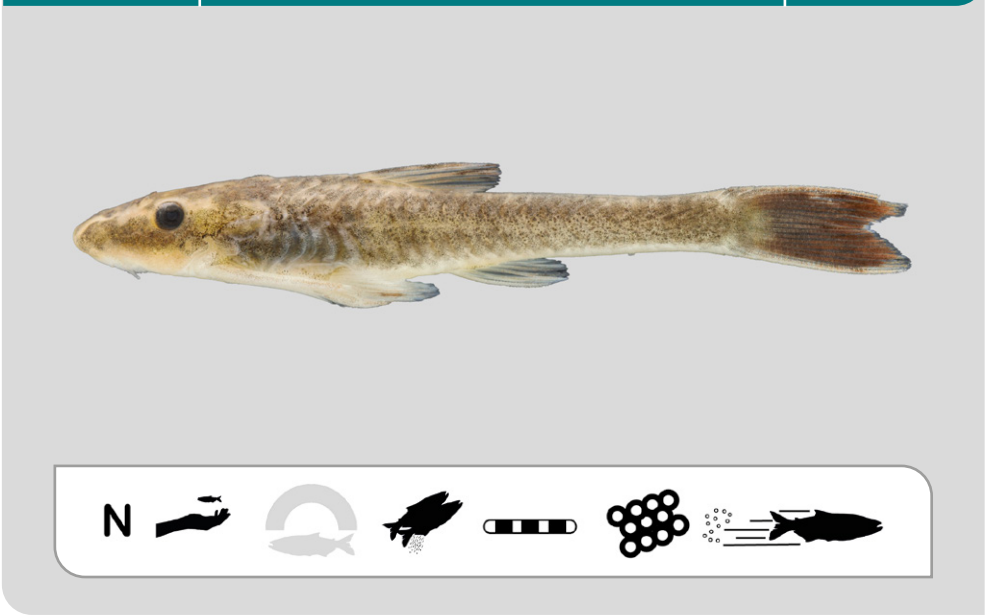


Figura 47, Tabela 47

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 13,17 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Posição da boca: Boca inferior.
Placas ósseas: Presentes.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos aleatoriamente ao longo do corpo e cabeça. Na parte dorsal, formam-se listras. A nadadeira anal é intensamente pigmentada, com formação de uma mácula, além de possuir pigmentos nas extremidades. Nas demais nadadeiras há poucos pigmentos com distribuição aleatória.

MERÍSTICA

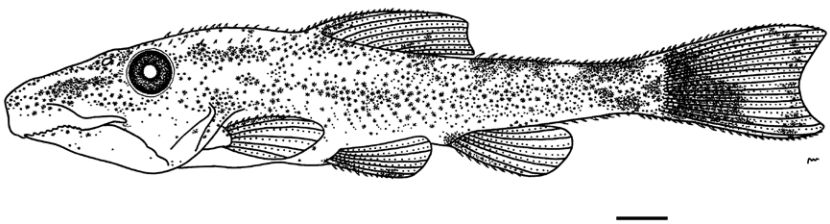
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 08
Anal: 06
Pélvica: 06
Peitoral: 07

CARACTERES ESPECÍFICOS

Espécie de pequeno porte que possui o pedúnculo caudal arredondado e não possui nadadeira adiposa.

Figura 47 – Desenvolvimento inicial de *Hisonotus vespuccii*. **A.** Juvenil (13,17 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 47 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenil de *Hisonotus vespuccii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J= juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	16,45	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	13,17	-
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	2,50	-
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	0,86	-
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,36	-
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	2,60	-
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	2,73	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	6,20	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	8,37	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,11	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	5,95	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	59,63	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	57,34	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	19,72	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	33,11	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	20,73	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	47,08	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	63,55	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	45,18	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	31,21	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.3 *Pterygoplichthys ambrosettii*

Loricariidae	*Pterygoplichthys ambrosettii* (Holmberg, 1893)	Cascudo-tigrado

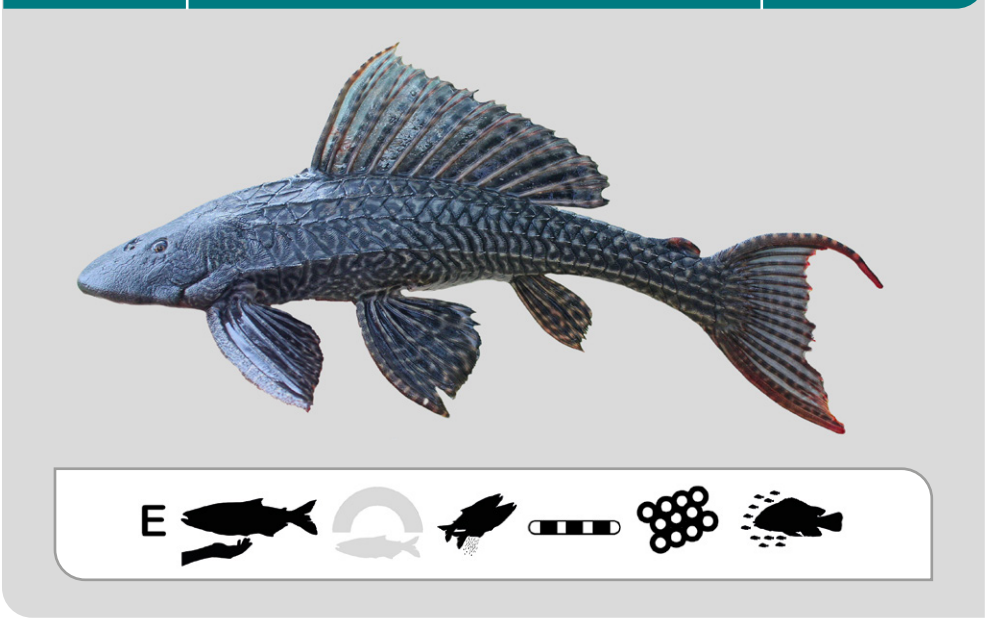


Figura 48, Tabela 48

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Silva, J.C., Soares, Grou e Bialetzki (Em preparação)[3] .

Diâmetro do ovo: 3,56 mm.
Diâmetro do vitelo: 3,25 mm.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausente.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausente.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelo vívido.
Tempo de incubação: 144h (25,0°C).

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Silva, J.C., Soares, Grou e Bialetzki (Em preparação)[3].

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 7,02 – 11,51 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 7,00 mm.
Forma do corpo: Sem informações.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 11,50 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e

[3] Publicação na forma de artigo científico.

completamente pigmentados com 7,02 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com 7,02 mm.
Posição da boca: Inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.

PIGMENTAÇÃO

Ao eclodirem, as larvas não apresentam pigmentação, porém, ao longo do desenvolvimento cromatóforos, dendríticos aparecem na cabeça e corpo e também é possível visualizar uma faixa no pedúnculo caudal. Em pós-flexão, a pigmentação torna-se conspícua por todo o corpo, com aglomerados de cromatóforos dendríticos no tronco e cabeça. Na extremidade da nadadeira caudal, observa-se uma pigmentação mais escura.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Caudal, dorsal, anal e a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal:** Com 7,02 mm, alguns raios são visíveis.
- **Anal:** Com 7,02 mm, alguns raios são visíveis.
- **Pélvica:** -
- **Peitoral:** -

Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 10 - 11
- **Pós-anal:** 16 - 18
- **Total:** 26 - 28

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Ao eclodirem as larvas se encontram com a notocorda flexionada, ou seja, os estágios de larval vitelino e pré-flexão são suprimidos do desenvolvimento larval.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 11,85 – 37,52 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de grande a moderada e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Posição da boca: Boca inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes e dendríticos recobrem todo o corpo, inclusive a região ventral. Nas nadadeiras dorsal, peitoral e pélvica, formam-se faixas horizontais pigmentadas alternadas com faixas sem pigmento, mais evidentes nos juvenis mais avançados. A nadadeira caudal é predominantemente recoberta de pigmentos, com duas faixas verticais não pigmentadas próximas ao pedúnculo caudal.

MERÍSTICA

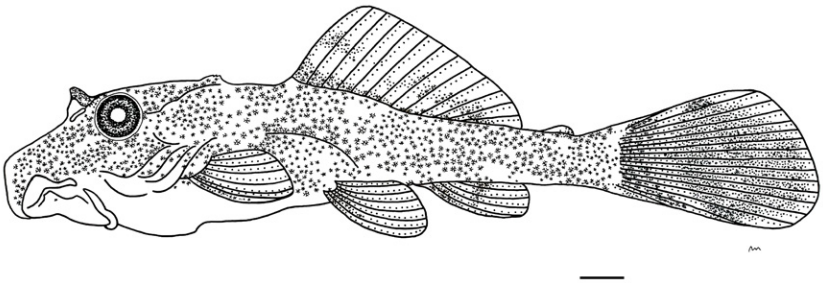
Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 13
- **Anal:** 04 – 05 (Mo = 04)
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 07

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferem do gênero *Hypostomus* por apresentarem a nadadeira dorsal com maior número de raios (I + 10 a 13 *vs.* I + 7) (Britski; Sato; Rosa, 1988).

Figura 48 – Desenvolvimento inicial de *Pterygoplichthys ambrosettii*. **A.** Juvenil (13,67 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 48 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e ariáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Pterygoplichthys ambrosettii*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 07)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	15,83-50,87	24,99±13,12
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	11,85-37,52	18,59±9,51
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,85-5,34	2,81±1,35
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	0,82-1,89	1,23±0,42
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	3,93-10,09	5,49±2,37
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	2,10-6,71	3,21±1,64
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	1,98-7,35	3,38±1,89
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	3,62-10,36	5,27±2,56
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	6,24-18,22	9,33±4,57
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	5,52-16,49	8,27±4,08
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	8,13-25,59	12,66±6,98
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	48,28-69,97	11,87±5,57
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	45,68-54,83	62,52±7,52
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	18,73-27,23	22,97±2,80
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,32-34,18	22,18±1,52
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	16,37-20,23	32,82±1,50
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,72-30,55	31,53±1,78
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	48,56-52,66	49,76±2,77
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	41,95-48,24	43,18±1,81
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	62,31-70,87	67,21±2,85
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	13	
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	04-05	04 (N=06)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	07	

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.4 *Rhinelepis aspera*

Loricariidae	*Rhinelepis aspera* Spix & Agassiz, 1829	Cascudo-preto



Figura 49, Tabela 49

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010).

Diâmetro do ovo: 1,48 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,25 mm.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausente.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausente.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 45h50min (24ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV e FP.
Informações adicionais* foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Perini, Sato, Rizzo e Bazzoli (2010).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,21 – 5,70 mm.
Tamanho à eclosão*: Cerca de 3,00 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de alto a longo, a cabeça de pequena a grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 4,80 mm.

Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,22 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 3,64 mm.
Posição da boca: Inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 5,22 mm.

PIGMENTAÇÃO

No período larval, não há pigmentação evidente, somente alguns poucos pigmentos puntiformes na região do vitelo no estágio larval vitelino.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: O botão da peitoral e a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
Dorsal: Com 5,44 mm, todos os raios estão formados.
Anal: Com 5,44 mm, todos os raios estão formados.
Pélvica: Com 5,54 mm, os primeiros raios são visíveis e com 5,70 mm os raios não estão totalmente formados.
Peitoral: Com 5,22 mm, os primeiros raios são visíveis e com 5,70 mm os raios não estão totalmente formados.
Absorção completa da "finfold"*: Absorvida com cerca de 5,27 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:
Pré-anal: 08 – 11 (Mo = 08)
Pós-anal: 15 -17 (Mo = 16)
Total: 23 – 27 (Mo = 23)
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 07 – 09 (Mo = 08)
Anal: 05 – 06 (Mo = 06)
Pélvica: 03 – 04 (Mo = 04)
Peitoral: 07 – 08 (Mo = 07)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Esta espécie de Loricariidae tem o desenvolvimento diferente das demais. Por ter um comportamento reprodutivo diferenciado no grupo, o desenvolvimento é do tipo altricial. Apresenta como características de diagnose, a pigmentação escassa, a boca inferior em forma de ventosa e espinhos na região temporal e em duas fileiras, uma no dorso e outra no ventre.

JUVENIL

Informações sobre o período juvenil foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 7,00 – 19,54 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é amplamente distribuída ao longo de todo o corpo e cabeça. Pigmentos também são observados entre os raios das nadadeiras, dorsal, anal e caudal.

MERÍSTICA

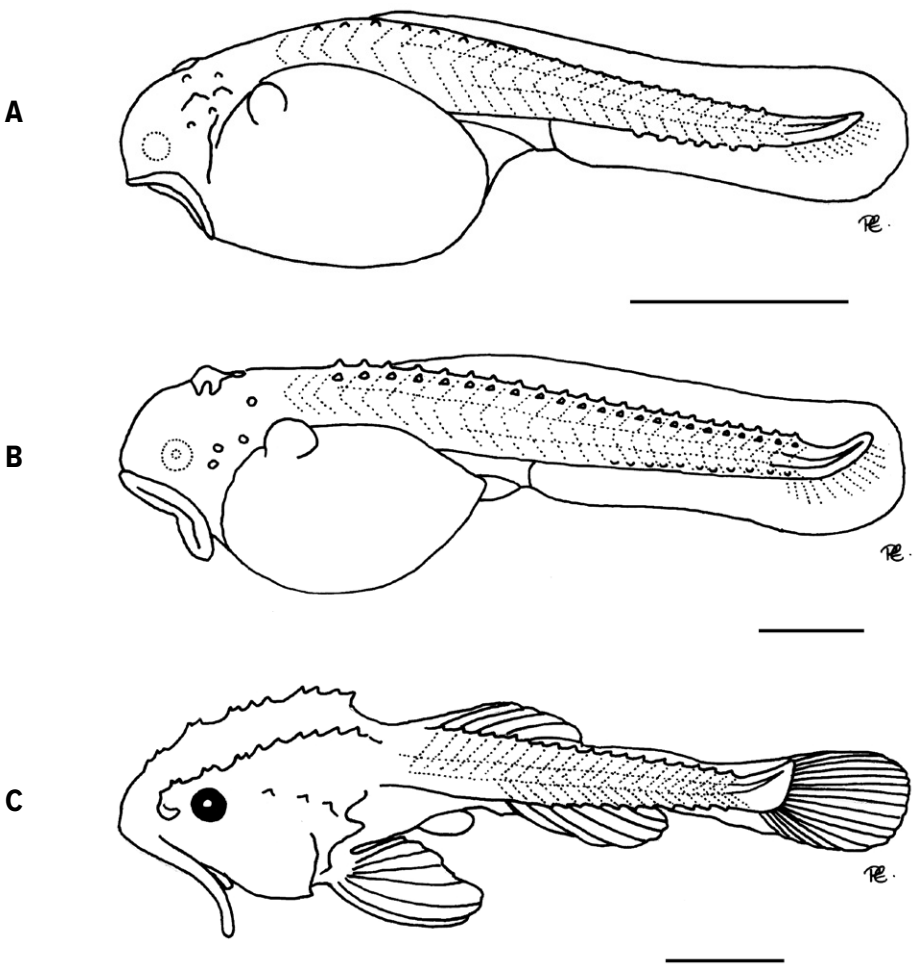
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 08 - 09
Anal: 06 - 07
Pélvica: 05 – 07
Peitoral: 07 - 08

CARACTERES ESPECÍFICOS

O corpo e a cabeça apresentam muitos espinhos. Espículas também são verificadas nos primeiros raios das nadadeiras caudal, anal, peitoral e pélvica. Esta espécie de Loricariidae não apresenta nadadeira adiposa.

Figura 49 – Desenvolvimento inicial de *Rhinelepis aspera*. Larvas: **A.** e **B.** Larval vitelino (3,39 mm CP; 3,45 mm CP); e **C.** Pós-flexão (5,56 mm CP). Escala: 1 mm.



Fonte: Ilustração de Paula Cabral Eterovick (2026).

Tabela 49 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em larvas de *Rhinelepis aspera*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 25)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 13)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	3,44-3,70	3,57±0,08	-	-	-	-	6,09-6,81	6,61±0,18	-	-
CP	3,21-3,45	3,32±0,07	-	-	-	-	5,22-5,70	5,56±0,13	-	-
CF	0,11-0,24	0,16±0,03	-	-	-	-	0,43-0,71	0,60±0,08	-	-
DOL	0,09-0,17	0,12±0,02	-	-	-	-	0,27-0,33	0,30±0,02	-	-
CC	0,51-0,79	0,63±0,07	-	-	-	-	1,34-1,84	1,71±0,13	-	-
AC	0,35-0,57	0,49±0,05	-	-	-	-	1,17-1,56	1,41±0,10	-	-
ACO	0,94-1,53	1,11±0,11	-	-	-	-	0,88-1,24	1,03±0,11	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	2,06-2,71	2,34±0,14	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	2,98-3,67	3,28±0,17	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	2,31-2,98	2,62±0,15	-	-
FNP	0,58-0,75	0,67±0,05	-	-	-	-	1,44-2,12	1,73±0,17	-	-
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Miômeros										
Pré-anal	09-11	11 (N=09)	-	-	-	-	08-10	08 (N=12)	-	-
Pós-anal	16-17	16 (N=18)	-	-	-	-	15-16	15 (N=10)	-	-
Total	25-27	27 (N=09)	-	-	-	-	23-25	23 (N=09)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	07-09	08 (N=09)	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	05-06	06 (N=10)	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	03-04	04 (N=04)	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	07-08	07 (N=07)	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.5 *Glanidium albescens*

Auchenipteridae	*Glanidium albescens* Lütken, 1874	Bagre





Figura 50, Tabela 50

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 10,03 – 12,21 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de moderada a grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 10,03 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 10,03 mm.

PIGMENTAÇÃO

Os cromatóforos são dendríticos e estão distribuídos intensamente pelo corpo, exceto na região abdominal. As bases das nadadeiras caudal, anal e a "finfold" apresentam pigmentos, enquanto nas demais a pigmentação é ausente.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:

Dorsal: Com 10,03 mm, todos os raios estão formados.

Anal: Com 10,03 mm, todos os raios estão formados.

Pélvica: Com 10,03 mm, todos os raios estão formados.

Peitoral: Com 12,08 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 10

Pós-anal: 20

Total: 30

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 06 – 07 (Mo = 07)

Anal: 09

Pélvica: 05

Peitoral: 07

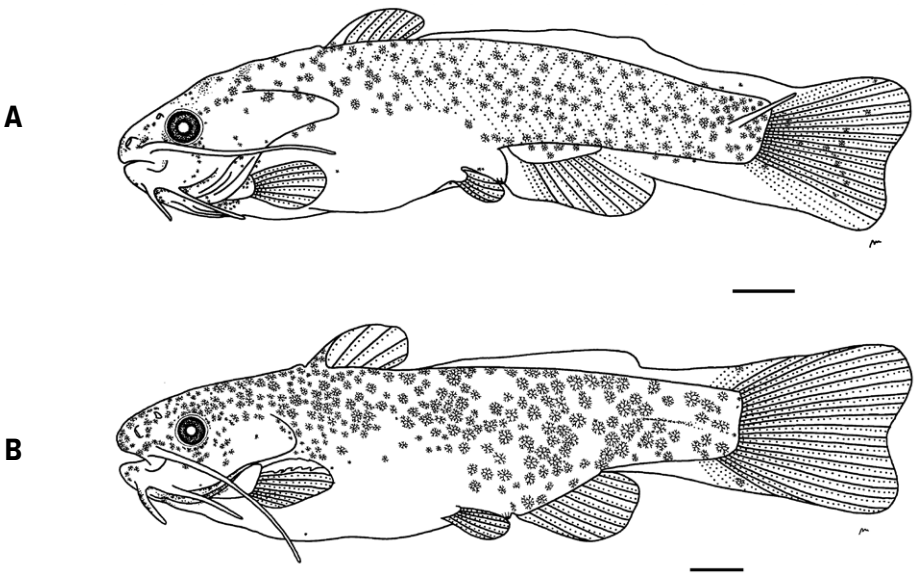
CARACTERES ESPECÍFICOS

Três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos; abertura anal localizada no terço anterior do corpo; olhos pequenos; barbilhões curtos, sem alcançar o meio do corpo; e pigmentação variável são características das larvas da família Auchenipteridae. Esta espécie se diferencia de *Tatia bockmanni* por possuir olhos e barbilhões maxilares menores. Nos estágios mais avançados, as serrilhas são invertidas na extremidade distal da porção anterior dos espinhos da nadadeira peitoral.

JUVENIL

Sem informações.

Figura 50 – Desenvolvimento inicial de *Glanidium albescens*. **A.** e **B.** Larvas em pós-flexão (10,03 mm CP; 12,08 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 50 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Glanidium albescens*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 05)		J (N =0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	11,93-15,20	14,21±1,32	-	-
CP	-	-	-	-	-	-	10,03-12,21	11,56±0,93	-	-
CF	-	-	-	-	-	-	0,79-1,10	0,99±0,13	-	-
DOL	-	-	-	-	-	-	0,42-0,60	0,53±0,07	-	-
CC	-	-	-	-	-	-	2,83-3,96	3,45±0,56	-	-
AC	-	-	-	-	-	-	2,18-2,72	2,55±0,23	-	-
ACO	-	-	-	-	-	-	2,67-3,29	2,99±0,23	-	-
FND	-	-	-	-	-	-	3,24-4,03	3,67±0,34	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	6,29-7,61	7,18±0,58	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	5,27-6,54	6,11±0,53	-	-
FNP	-	-	-	-	-	-	2,15-2,94	2,66±0,32	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	63,24-94,77	75,08±12,17	-	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	24,68-37,63	29,19±5,09	-	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	12,88-20,91	15,63±3,07	-	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	23,76-34,33	29,85±4,12	-	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	24,98-27,24	25,92±0,96	-	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	30,19-33,20	31,75±1,38	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	60,81-62,14	62,14±0,76	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	52,07-53,87	52,83±0,67	-	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	21,19-24,89	22,98±1,64	-	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	10	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	20	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	30	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	06-07	07 (N=03)	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	09	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	07	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.6 *Tatia bockmanni*

Auchenipteridae	*Tatia bockmanni* (Sarmento-Soares & Buckup, 2005)	Bocudinho

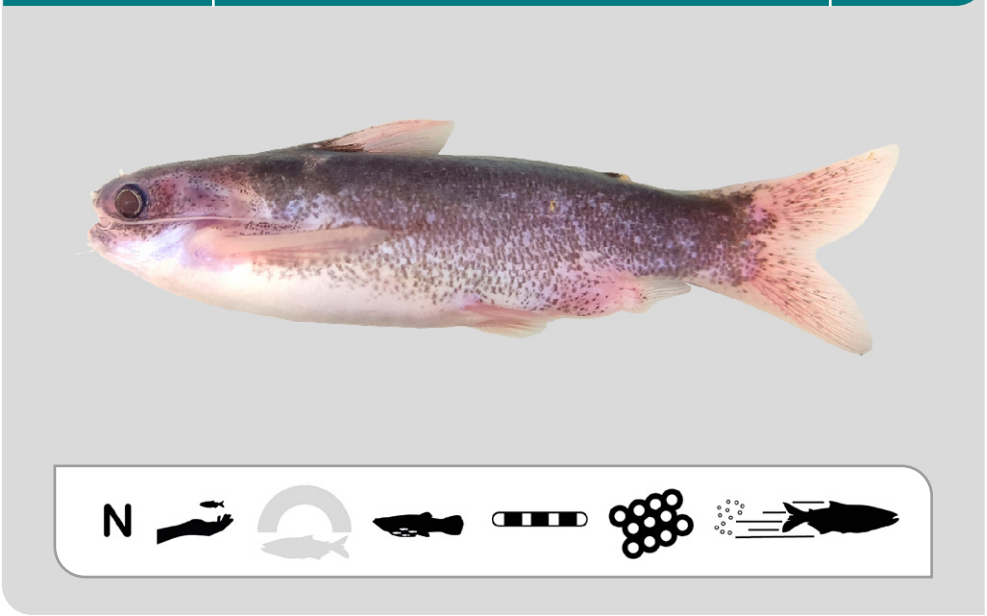


Figura 51, Tabela 51

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 9,09 – 11,75 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 9,09 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com 9,09 mm.

PIGMENTAÇÃO

No estágio de flexão, a pigmentação puntiforme é escassa e distribuída aleatoriamente pelo corpo. Em pós-flexão, os pigmentos dendríticos tornam-se mais numerosos e são encontrados por todo o corpo, exceto na região ventral.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold": Com cerca de 11,75 mm, ainda apresenta resquícios.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 09 - 11
- **Pós-anal:** 16 - 20
- **Total:** 25 - 31

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos; abertura anal localizada no terço anterior do corpo; olhos pequenos; barbilhões curtos, sem alcançar o meio do corpo; e pigmentação variável são características das larvas da família Auchenipteridae. Esta espécie se diferencia de *G. albescens* por possuir olhos e barbilhões maxilares maiores. Nos estágios mais avançados, as serrilhas estão na mesma direção dos raios, na extremidade distal da porção anterior dos espinhos da nadadeira peitoral.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 19,88 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os juvenis apresentam pequenos pigmentos, puntiformes e dendríticos, distribuídos aleatoriamente pela cabeça, corpo e na base das nadadeiras anal e caudal.

MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 05
- **Anal:** 09
- **Pélvica:** 04
- **Peitoral:** 05

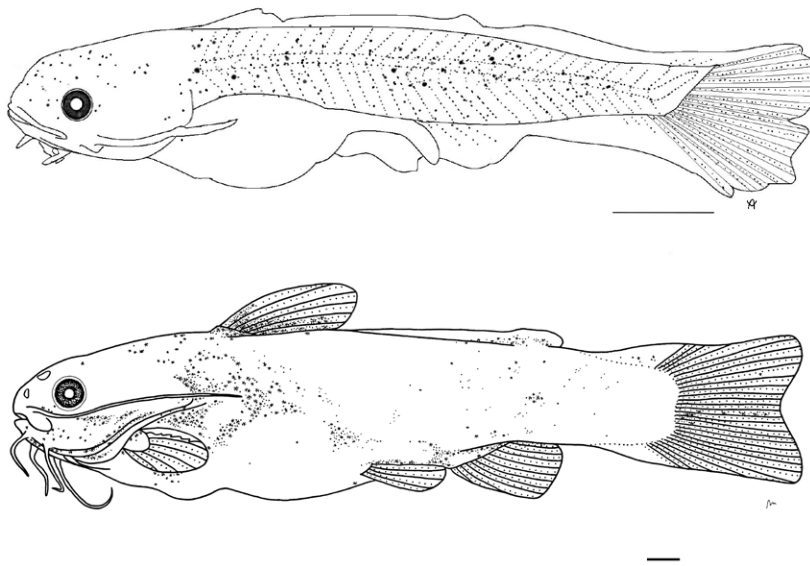
CARACTERES ESPECÍFICOS

Mantém os caracteres já descritos no estágio de pós-flexão. Nesse período, também pode ser distinguido de *G. albescens* pela ausência da primeira placa nucal (*vs.* presente), visível quando a pele que recobre a cabeça é raspada (Sarmento-Soares; Buckup, 2005).

Figura 51 – Desenvolvimento inicial de *Tatia bockmanni*. **A.** Larva em flexão (9,09 mm CP) e **B.** Juvenil (19,88 mm CP). Escala = 1mm

A

B



Fonte: Ilustrações **A** de Acácia Santos Silva (2026) e **B** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 51 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenil de *Tatia bockmanni*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 01)		FP (N = 01)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	10,71	-	12,95	-	22,96	-
CP	-	-	-	-	9,09	-	11,75	-	19,88	-
CF	-	-	-	-	0,57	-	0,81	-	1,55	-
DOL	-	-	-	-	0,38	-	0,46	-	0,95	-
CC	-	-	-	-	2,31	-	3,20	-	5,73	-
AC	-	-	-	-	1,39	-	2,31	-	4,09	-
ACO	-	-	-	-	2,06	-	2,34	-	4,73	-
FND	-	-	-	-	2,52	-	3,67	-	6,49	-
FNA	-	-	-	-	2,25	-	7,01	-	12,98	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	10,26	-
FNP	-	-	-	-	2,11	-	2,81	-	4,36	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	60,17	-	72,19	-	71,38	-
CF/CC	-	-	-	-	24,68	-	25,31	-	27,05	-
DOL/CC	-	-	-	-	16,45	-	14,38	-	16,58	-
CC/CP	-	-	-	-	25,41	-	27,23	-	28,82	-
ACO/CP	-	-	-	-	22,66	-	19,91	-	23,79	-
FND/CP	-	-	-	-	27,72	-	31,23	-	32,65	-
FNA/CP	-	-	-	-	24,75	-	59,66	-	65,29	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	51,61	-
FNP/CP	-	-	-	-	23,21	-	23,91	-	21,93	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	11	-	09	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	20	-	16	-	-	-
Total	-	-	-	-	31	-	25	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	05	-
Anal	-	-	-	-	-	-			09	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	04	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	05	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.7 *Trachelyopterus galeatus*

Auchenipteridae	*Trachelyopterus galeatus* (Linnaeus, 1766)	Cangati



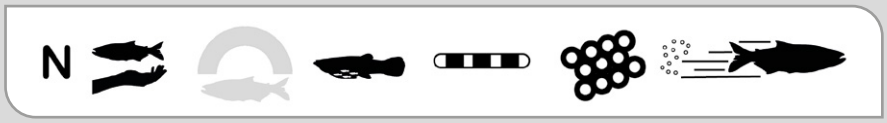


Figura 52, Tabela 52

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sanches, Nakatani e Bialetzki (1999).

Diâmetro do ovo: 3,20 mm.
Diâmetro do vitelo: 1,60 mm.
Espaço perivitelino: Moderado.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Apresenta camada gelatinosa.
Pigmentos: Presentes ao final do desenvolvimento.
Forma: Esféricos.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 64h (27,5ºC).

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Sanches, Nakatani e Bialetzki (1999).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 4,20 – 12,70 mm.
Tamanho à eclosão: 4,20 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,50 mm.

Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 6,00 mm.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 5,50 mm.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente poucos pigmentos dendríticos são distribuídos pelo corpo e cabeça, mas a partir do estágio de flexão, a larva se torna intensamente pigmentada.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
Dorsal: Com 9,40 mm, apresenta os primeiros raios; com 12,70 mm, todos estão formados.
Anal: Com 9,40 mm, apresenta os primeiros raios; com 12,70 mm, todos estão formados.
Pélvica: Com 9,40 mm, apresenta os primeiros raios; com 12,70 mm, todos estão formados.
Peitoral: Com 5,50 mm, apresenta os primeiros raios; com 7,80 mm, todos estão formados.
Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 12,70 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, peitoral, dorsal, anal e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:
Pré-anal: 10 - 15
Pós-anal: 23 -28
Total: 35-42
Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferentemente dos outros Auchenipteridae, as larvas apresentam pigmentação desde à eclosão, intensificando-se com o desenvolvimento.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 64,49 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca superior com a mandíbula prognata.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Todo o corpo, cabeça e nadadeiras do peixe são recobertos por cromatóforos que se agrupam em manchas irregulares, de diferentes tamanhos, formando um padrão de coloração específico da espécie.

MERÍSTICA

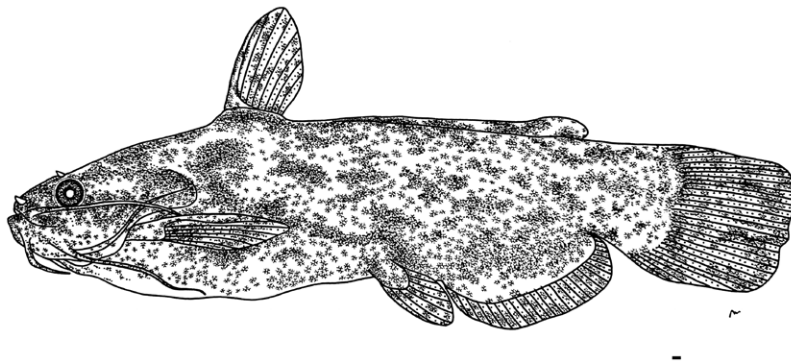
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 06
Anal: 22
Pélvica: 06
Peitoral: 07

CARACTERES ESPECÍFICOS

Três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos; abertura anal localizada no terço mediano do corpo; olhos pequenos; barbilhões curtos, sem alcançar o meio do corpo; e pigmentação variável são características de Auchenipteridae. Esta espécie se diferencia de *T. bockmanni* e *G. albescens* por apresentar uma nadadeira anal longa (22 *vs.* 9), mandíbula prognata, e corpo, cabeça e nadadeiras irregularmente pigmentados formando manchas aleatórias claras e escuras.

Figura 52 – Desenvolvimento inicial de *Trachelyopterus galeatus*. **A.** Juvenil (64,49 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 52 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenil de *Trachelyopterus galeatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	74,70	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	64,49	-
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	5,03	-
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	3,18	-
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	14,44	-
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	11,23	-
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	15,06	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	19,37	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	38,28	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	30,14	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	9,04	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	77,77	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	34,83	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	22,02	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	22,39	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	23,35	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	30,04	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	59,36	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	46,74	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	14,02	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	22	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.8 *Cetopsorhamdia iheringi*

Heptapteridae	*Cetopsorhamdia iheringi* Schubart & Gomes, 1959	Bagrinho





Figura 53, Tabela 53

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 19,71– 33,21 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça é moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço posterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Toda a extensão do corpo e cabeça é recoberta por pigmentos dendríticos, exceto a região ventral. Pigmentos formam uma linha longitudinal destacando toda a linha lateral. Todas as nadadeiras apresentam pigmentos ao longo dos raios, além de pigmentos dendríticos na nadadeira adiposa.

MERÍSTICA

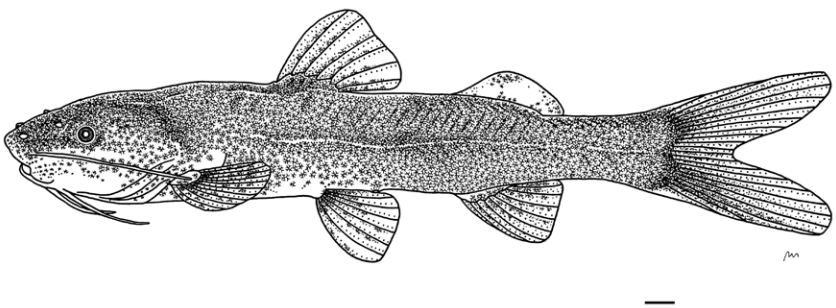
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 07
Anal: 11 – 12 (Mo = 12)
Pélvica: 06
Peitoral: 09 – 10 (Mo = 10)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta três pares de barbilhões, sendo dois maxilares e um mentoniano. O intestino longo, a abertura anal localizada posteriormente, os barbilhões curtos e a inserção da nadadeira anal alinhada à adiposa são características que diferenciam essa espécie de outros Siluriformes. Distingue-se de *Rhamdia* gr. *quelen* por apresentar uma nadadeira adiposa de base mais curta e barbilhões maxilares que não ultrapassam a nadadeira peitoral.

Figura 53 – Desenvolvimento inicial de *Cetopsorhamdia iheringi*. **A.** Juvenil (19,71 mm CP). Escala = 1 mm

A



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 53 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Cetopsorhamdia iheringi*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 03)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	24-31-42,25	35,07±9,49
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	19,71-33,21	27,98±7,24
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	1,74-3,20	2,60±0,76
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	0,95-1,44	1,22±0,25
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	5,49-9,06	7,34±1,79
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	2,76-4,39	3,75±0,87
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	3,00-5,04	4,07±1,02
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	7,42-12,03	10,15±2,42
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	12,58-20,44	17,17±4,09
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	8,80-14,70	12,18±3,04
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,76-8,50	6,99±1,97
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	48,45-55,09	51,27-3,43±
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	31,69-38,34	35,12±3,33
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	15,89-17,30	16,70±0,72
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	24,06-27,85	26,40±2,05
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	13,42-15,22	14,60±1,03
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	35,50-37,65	36,46±1,09
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	59,66-63,83	61,68±2,09
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	42,08-44,65	43,66±1,38
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	24,15-25,59	24,86±0,72
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-		11-12	12 (N=02)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	09-10	10 (N=02)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.9 *Rhamdia* gr. *quelen*

Heptapteridae	*Rhamdia* gr. *quelen* (Quoy & Gaimard, 1824)	Bagre / Jundiá

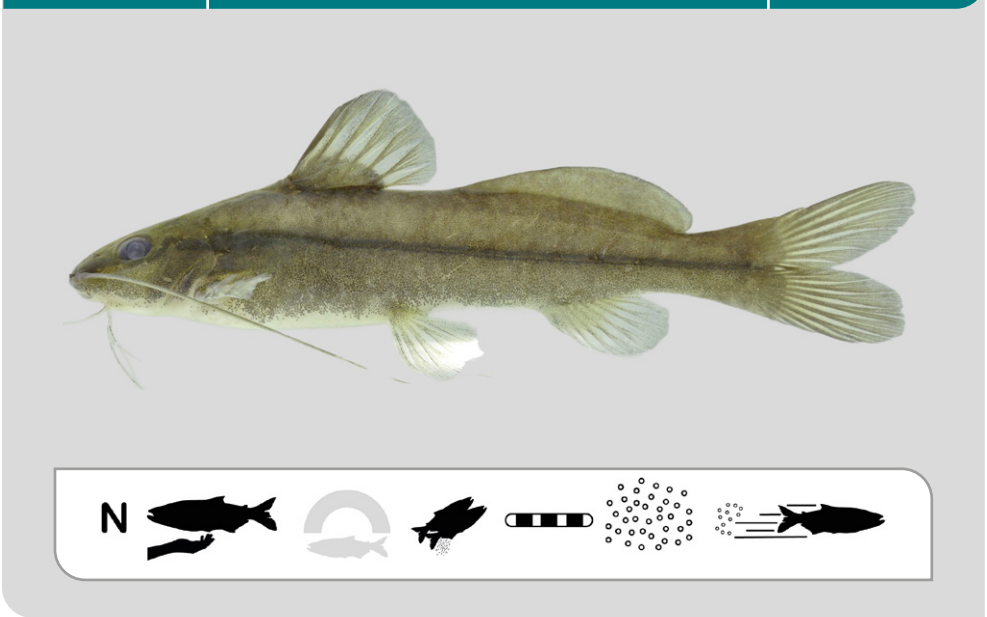


Figura 54, Tabela 54

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Amorim, Gomes, B. V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009).

Diâmetro do ovo: 1,06 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,89 mm.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Apresenta camada gelatinosa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 25h30min (26ºC).

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Amorim, Gomes, B.V.C., Martins, Sato, Rizzo e Bazzoli (2009).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,93 – 9,38 mm.
Tamanho à eclosão: Aproximadamente 2,90 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça

varia de pequena a moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 4,93 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,00 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 5,60 mm.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação inicialmente é escassa e distribuída na região superior da cabeça e no saco vitelino. A partir do estágio de flexão, intensifica-se e é irregularmente distribuída por todo o corpo e na membrana embrionária. A região ventral não apresenta pigmentação.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Somente a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal, anal e pélvica:** Sem informações.
- **Peitoral:** O botão aparece com 4,30 mm.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 16 - 18
- **Pós-anal:** 25 - 17
- **Total:** 42 - 45

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta três pares de barbilhões, dois maxilares e um mentoniano. *Rhamdia* gr. *quelen* distingue-se de *C. iheringii* pela nadadeira adiposa mais desenvolvida e barbilhões maxilares longos, que podem ultrapassar a nadadeira peitoral, enquanto *C. iheringii* possui adiposa menor e barbilhões mais curtos. Diferenças na pigmentação e no formato da nadadeira caudal também auxiliam na distinção. Larvas de *R.* gr. *quelen* podem apresentar pequenas vesículas na membrana embrionária, diferenciando-se de outros Siluriformes.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 69,60 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Todo o corpo, cabeça e nadadeiras são recobertos por cromatóforos que se agrupam em manchas pequenas irregulares, formando um padrão de coloração específico da espécie. A região ventral não apresenta pigmentação.

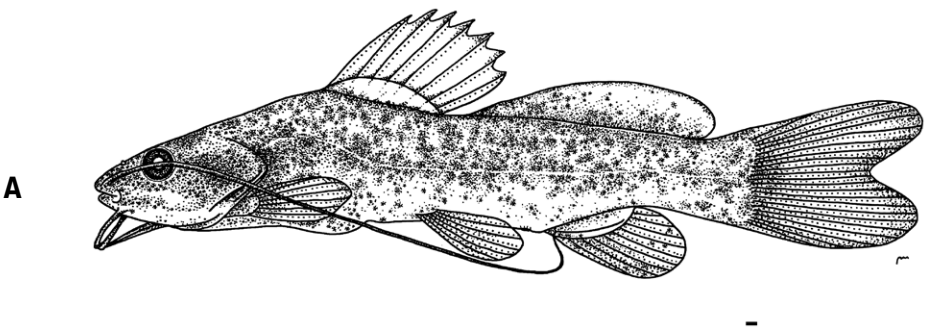
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 08
- **Anal:** 09
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 10

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta a nadadeira adiposa longa, iniciando-se logo após o final da dorsal, e o barbilhão maxilar estende-se além do meio da adiposa (Britski; Sato; Rosa, 1988). Também apresentam os lobos da nadadeira caudal desiguais (Vieira; Gomes, J.P.C.; Maia; Silva, L.G.M., 2015). Distingue-se de *C. iheringi* por apresentar uma nadadeira adiposa maior e barbilhão maxilar ultrapassando a nadadeira peitoral.

Figura 54 – Desenvolvimento inicial de *Rhamdia* gr. *quelen*. **A.** Juvenil (69,60 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 54 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenil de *Rhamdia* gr. *quelen*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	87,13	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	69,60	-
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	7,20	-
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	3,09	-
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	20,58	-
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	9,98	-
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	13,98	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	24,33	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	46,89	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	34,54	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	18,34	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	48,49	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	34,99	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	15,01	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	29,57	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	20,09	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	34,96	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	67,37	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	49,63	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,35	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	08	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	09	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.10 *Pimelodus maculatus*

Pimelodidae	*Pimelodus maculatus* Lacepède, 1803	Mandi-amarelo

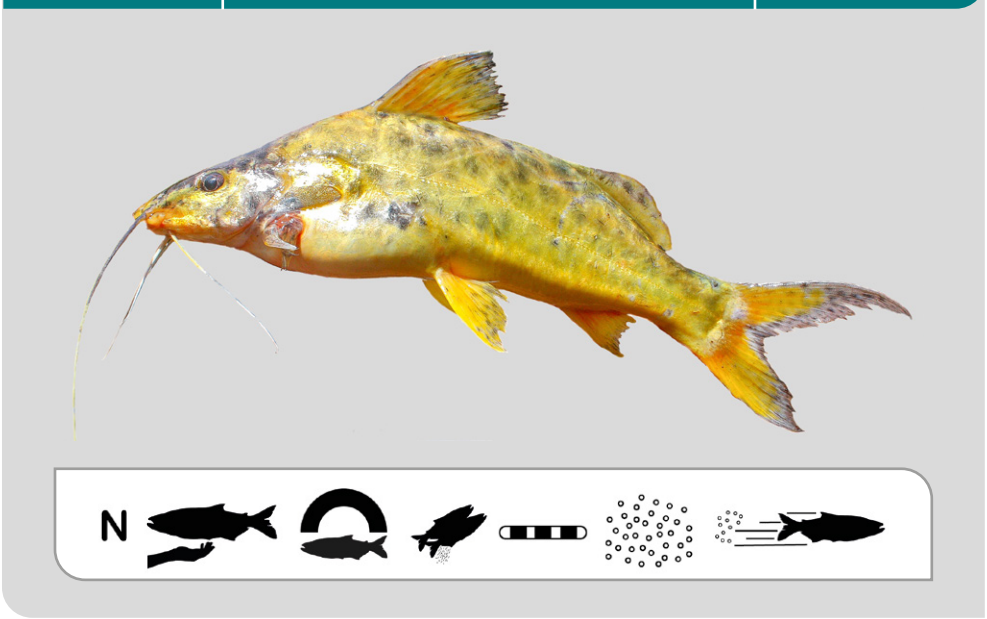


Figura 55, Tabela 55

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Luz, R.K., Reynalte-Tataje, Ferreira, A.A. e Zaniboni Filho (2001).

Diâmetro do ovo: 1,09 mm.
Diâmetro do vitelo: Sem informações.
Espaço perivitelino: Sem informações.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Apresenta camada gelatinosa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 41h10min (23,1ºC).

LARVA

Informações sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,00 – 14,15 mm.
Tamanho à eclosão: Cerca de 3,00 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de pequena a moderada e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 5,07 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 4,00 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 5,00 mm.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente é escassa e distribuída na boca e nas regiões ventral e posterior do corpo. Em pós-flexão, se intensifica, e pigmentos dendríticos podem ser vistos irregularmente por todo o corpo.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 12,77 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 16 - 19
- **Pós-anal:** 21 - 24
- **Total:** 38 - 41

Raios das nadadeiras: Sem informações.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos. As larvas de Pimelodidae são morfologicamente semelhantes nos estágios iniciais do desenvolvimento, compartilhando um padrão de pigmentação similar no saco vitelino. *Pimelodus maculatus* diferencia-se de *Pseudoplatystoma corruscans* por apresentar nadadeira embrionária triangular na região onde se originará a nadadeira adiposa *vs.* apenas abaulamento na região dorsal da "finfold" em *P. corruscans*. Adicionalmente, as larvas de *P. maculatus* apresentam cristas cefálicas que persistem até o final do estágio de flexão.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 53,54 mm.
Forma do corpo: O corpo e a cabeça são moderados e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca subterminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

O corpo é recoberto por máculas arredondadas distribuídas aleatoriamente pelo corpo e nadadeiras, exceto no ventre. Os barbilhões também são pigmentados.

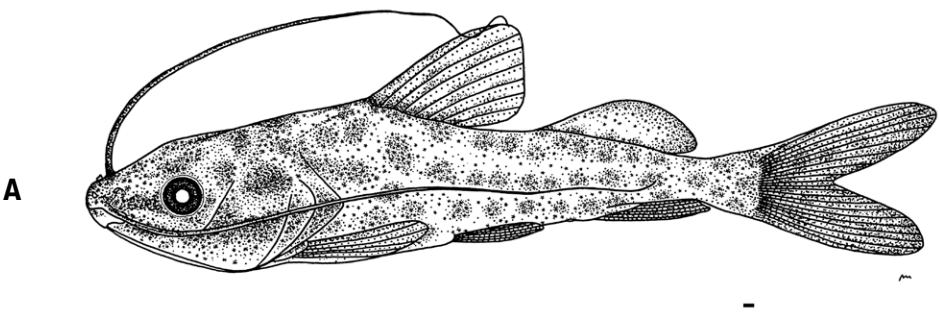
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 07
- **Anal:** 08
- **Pélvica:** 07
- **Peitoral:** 09

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam o barbilhão maxilar se estendendo além da base da nadadeira caudal nos jovens e não alcançando essa base nos adultos (acima de 15 cm de comprimento) (Vieira; Gomes, J.P.C.; Maia; Silva, L.G.M., 2015). O padrão de máculas o diferencia de espécies congêneres (*Pimelodus pohli* e *P. fur*) e *Bergiaria westermanni*.

Figura 55 – Desenvolvimento inicial de *Pimelodus maculatus*. **A.** Juvenil (53,54 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 55 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenil de *Pimelodus maculatus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	68,31	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	53,54	-
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	7,24	-
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	3,07	-
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	14,65	-
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	6,71	-
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	11,78	-
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	22,40	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	41,00	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	28,17	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	14,31	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	45,80	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	49,42	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	20,96	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	27,36	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	22,00	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	41,83	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	76,58	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	52,61	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	26,72	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-
Anal	-	-	-	-	-	-			08	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	07	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	09	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.11 *Pseudoplatystoma corruscans*

Pimelodidae	*Pseudoplatystoma corruscans* (Spix & Agassiz, 1829)	Pintado / Surubim

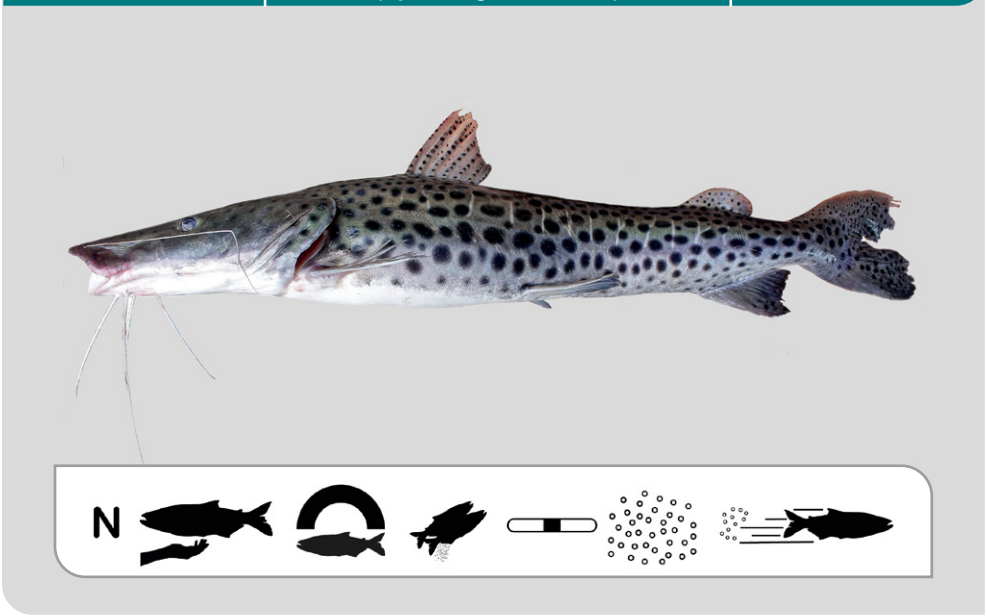


Figura 56, Tabela 56

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Cardoso, E.L., Alves, Ferreira, R.M.A. e Godinho, H.P. (1995) e Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Diâmetro do ovo: 1,29 mm.
Diâmetro do vitelo: 0,24 mm.
Espaço perivitelino: Moderado.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Apresenta camada gelatinosa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Esférico.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 16h (24,5ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF e FL e FP.
Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,90 – 4,73 mm.
Tamanho à eclosão: Aproximadamente 2,90 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a

longo, a cabeça de pequena a moderada, e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com aproximadamente 3,86 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 3,21 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 3,86 mm.
Posição da boca: Boca subterminal, passando a terminal no final do período.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 3,65 mm.

PIGMENTAÇÃO*

A pigmentação, inicialmente escassa, é composta por cromatóforos dendríticos distribuídos ao longo das bordas anterior e posterior do saco vitelino, formando algo como duas manchas, em seguida também é visível na região ventral. A partir de flexão, a pigmentação se intensifica, se concentrando na cabeça, ao longo do dorso e formando uma faixa longitudinal que se estende do focinho ao opérculo. No estágio de pós-flexão, duas faixas longitudinais tornam-se evidentes, uma dorsal e outra ventral, unindo-se na região do pedúnculo caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:
Pré-anal: 11 – 14 (Mo = 13)
Pós-anal: 33 – 37 (Mo = 34)
Total: 45 – 51 (Mo = 48)
Raios das nadadeiras:
Dorsal: 06 – 07 (Mo = 07)
Anal: 17 – 20 (Mo = 17)
Pélvica: 06
Peitoral: I+07 – 09 (Mo = 17)

CARACTERES ESPECÍFICOS

As larvas de Pimelodidae são morfologicamente semelhantes nos estágios iniciais do desenvolvimento, incluindo um padrão de pigmentação similar no saco vitelino. *Pseudoplatystoma corruscans* diferencia-se das espécies do gênero *Pimelodus* por apresentar uma nadadeira embrionária abaulada na região dorsal, em contraste com a forma triangular observada na região onde se originará a nadadeira adiposa, ainda no estágio de pré-flexão. Essa espécie possui os raios caudais superiores prolongados. A região da cabeça apresenta adensamento de cromatóforos formando faixas do focinho ao opérculo. Da mesma forma, faixas longitudinais podem ser observadas na porção dorsal e ventral do corpo, unindo-se no pedúnculo caudal.

JUVENIL

Informações sobre os juvenis foram obtidos em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,50 – 56,55 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a longo, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.

Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação é semelhante àquela observada em larvas em pós-flexão, porém há um aumento considerável na região da cabeça, pelo corpo e entre os raios das nadadeiras.

MERÍSTICA

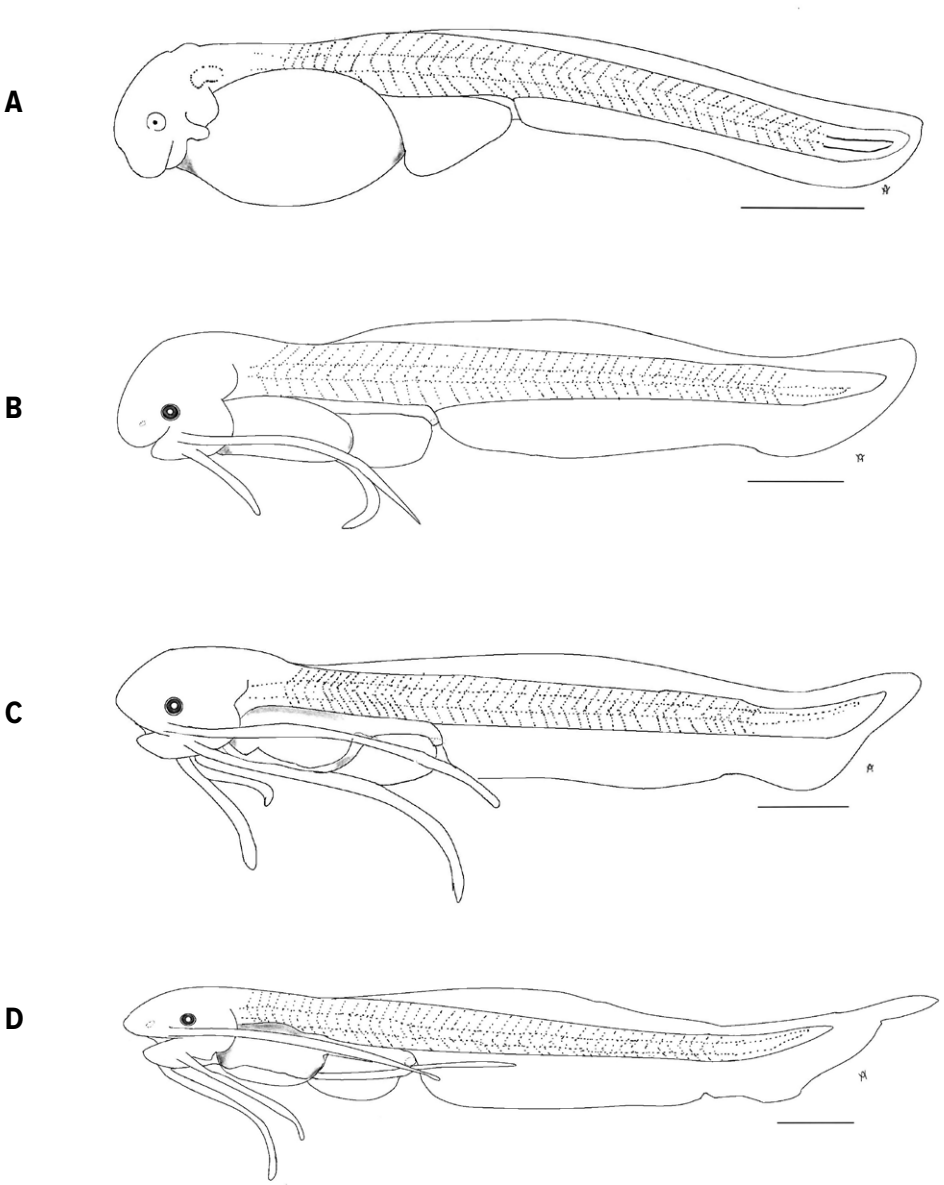
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 06 - 07
Anal: 16 - 20
Pélvica: 06
Peitoral: I+07 - 09

CARACTERES ESPECÍFICOS

O padrão de pigmentação dos juvenis é completamente diferente do observado nos adultos, sendo constituído por faixas.

Figura 56 – Desenvolvimento inicial de *Pseudoplatystoma corruscans*. Larvas: **A.** Larval vitelino (3,06 mm CP); **B.** Pré-flexão (3,57 mm CP); **C.** e **D.** Flexão (3,96 mm CP; 4,22 mm CP). Escala = 1mm



Fonte: Ilustração de Acácia Santos Silva (2026).

Tabela 56 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas de *Pseudoplatystoma corruscans*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 17)		PF (N = 12)		FL (N = 16)		FP (N = 09)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	3,12-3,68	3,32±0,15	4,04-4,23	4,12±0,07	4,14-5,07	4,49±0,28	8,40-13,47	10,96±2,32	-	-
CP	2,90-3,52	3,16±0,15	3,57-3,79	3,72±0,07	3,86-4,73	4,10±0,23	6,80-12,66	9,60±2,28	-	-
CF	0,07-0,22	0,15±0,05	0,19-0,27	0,23±0,03	0,20-0,30	0,26±0,03	0,50-1,44	0,85±0,33	-	-
DOL	0,04-0,10	0,08±0,02	0,08-0,11	0,09±0,01	0,09-0,11	0,10±0,01	0,20-0,44	0,33±0,07	-	-
CC	-	-	0,64-0,68	0,66±0,03	0,63-0,78	0,72±0,06	1,70-3,57	2,40±0,61	-	-
AC	0,33-0,58	0,48±0,06	0,64-0,71	0,69±0,02	0,55-0,68	0,61±0,04	1,20-2,19	1,58±0,37	-	-
ACO	0,42-0,79	0,64±0,10	0,60-0,74	0,67±0,04	0,52-0,68	0,61±0,05	1,40-2,45	1,81±0,39	-	-
FND	-	-	-	-	2,05-2,10	2,07±0,03	2,05-4,13	2,88±0,73	-	-
FNA	-	-	-	-	4,45-4,50	4,40±0,03	4,45-8,82	6,28±1,54	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	2,80-5,62	3,93±1,03	-	-
FNP	-	-	-	-	1,36-2,1	1,73± 0,34	1,80-3,86	2,63±0,67	-	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	89,29-101,92	95,93±5,18	104,41-110,94	107,67±4,61	72,37-104,62	85,16±11,38	60,40-77,08	66,43±6,31	-	-
CF/CC	32,00-39,29	35,29±3,28	29,41-35,94	32,67±4,61	30,77-43,28	36,52±4,23	25,26-42,78	34,77±5,57	-	-
DOL/CC	10,71-19,23	15,93±3,76	12,50-14,71	13,60±1,56	12,82-17,46	14,70±1,63	11,67-15,79	13,90±1,68	-	-
CC/CP	16,72-17,28	17,08±0,25	17,02-18,09	17,55±0,75	16,07-19,12	17,33±1,20	21,33-28,20	25,68±2,05	-	-
ACO/CP	12,92-25,65	20,30±3,48	16,48-20,05	18,04±1,07	12,62-17,17	14,84±1,45	17,00-22,501	19,50±1,88	-	-
FND/CP	-	-	-	-	30,4-32,0	31,2± 0,01	28,41-32,62	31,03±1,37	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	65,2-69,5	67,4± 0,03	65,44-69,67	68,16±1,42	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	40,26-44,39	42,34±1,69	-	-
FNP/CP	-	-	-	-	21,7-30,4	26,3± 0,04	23,10-30,49	28,15±2,33	-	-
Miômeros										
Pré-anal	14	-	13-14	14 (N=06)	13-14	13 (N=06)	11-13	13 (N=05)	-	-
Pós-anal	34	-	33-37	33 (N=06)	34-37	35 (N=04)	33-35	34 (N=05)	-	-
Total	48	-	46-50	47 (N=04)	48-51	48 (N=04)	45-48	46 (N=03)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	06-07	07		-
Anal	-	-	-	-	-	-	17-20	17		-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	06		-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	07-09	07		-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.12 *Lophiosilurus alexandri*

Pseudopimelodidae	*Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876	Pacamã





Figura 57, Tabela 57

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Sato (1999) e Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Diâmetro do ovo: 3,14 mm.

Diâmetro do vitelo: 0,25 mm.

Espaço perivitelino: Restrito.

Gotículas de óleo: Ausentes.

Superfície do córion: Apresenta camada gelatinosa.

Pigmentos: Ausentes.

Forma: Esférico.

Coloração: Amarelada.

Tempo de incubação: 25h (25ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, FL e FP.

Informações adicionais* sobre o desenvolvimento larval foram obtidas em Guimarães-Cruz, Santos, J.E., Sato e Veloso-Júnior (2009) e Assega, Birindelli, Bialetzki e Shibatta (2016).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 6,60 – 12,18 mm.

Tamanho à eclosão: Aproximadamente 6,60 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça

varia de pequena a grande, e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 9,91 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 7,63 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com cerca de 7,63 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 9,91 mm.

PIGMENTAÇÃO

Nos estágios de larval vitelino e flexão, a pigmentação é escassa, com cromatóforos concentrados apenas na cabeça. Em pós-flexão, pigmentos dendríticos se tornam conspícuos e se distribuem de maneira aleatória por toda a cabeça e corpo, exceto na região ventral. Ainda nesse estágio, é possível visualizar alguns pigmentos nas nadadeiras anal, peitoral, na base da dorsal e na "finfold", onde se formará a nadadeira adiposa.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS*

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras:
- **Dorsal, anal e pélvica:** Sem informações.
- **Peitoral:** Com cerca de 7,65 mm, apresenta o aparecimento do botão.

Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, anal, dorsal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:
- **Pré-anal:** 13 – 15 (Mo = 14)
- **Pós-anal:** 27 – 29 (Mo = 27)
- **Total:** 39 – 43 (Mo = 41)

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 07 – 08 (Mo = 8)
- **Anal:** 11
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 08

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos, o primeiro não alcançando a abertura branquial. Se diferencia de *Pseudopimelodus charus* por apresentar serrilha na parte anterior e posterior do acúleo. Se diferencia de seu congênere *Lophiosilurus fowleri* por apresentar olho com margem orbital distinta.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 40,84 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça é moderada e o olho é pequeno.
Posição da boca: Boca prognata.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Todo o corpo e a cabeça são recobertos por pigmentos puntiformes e dendríticos, distribuídos aleatoriamente, exceto na região ventral. Duas manchas conspícuas estão localizadas no terço distal entre a nadadeira e o pedúnculo caudal. As nadadeiras apresentam pigmentação ao longo dos raios, sendo que, na base da dorsal, é possível observar uma mancha irregular nos primeiros raios.

MERÍSTICA

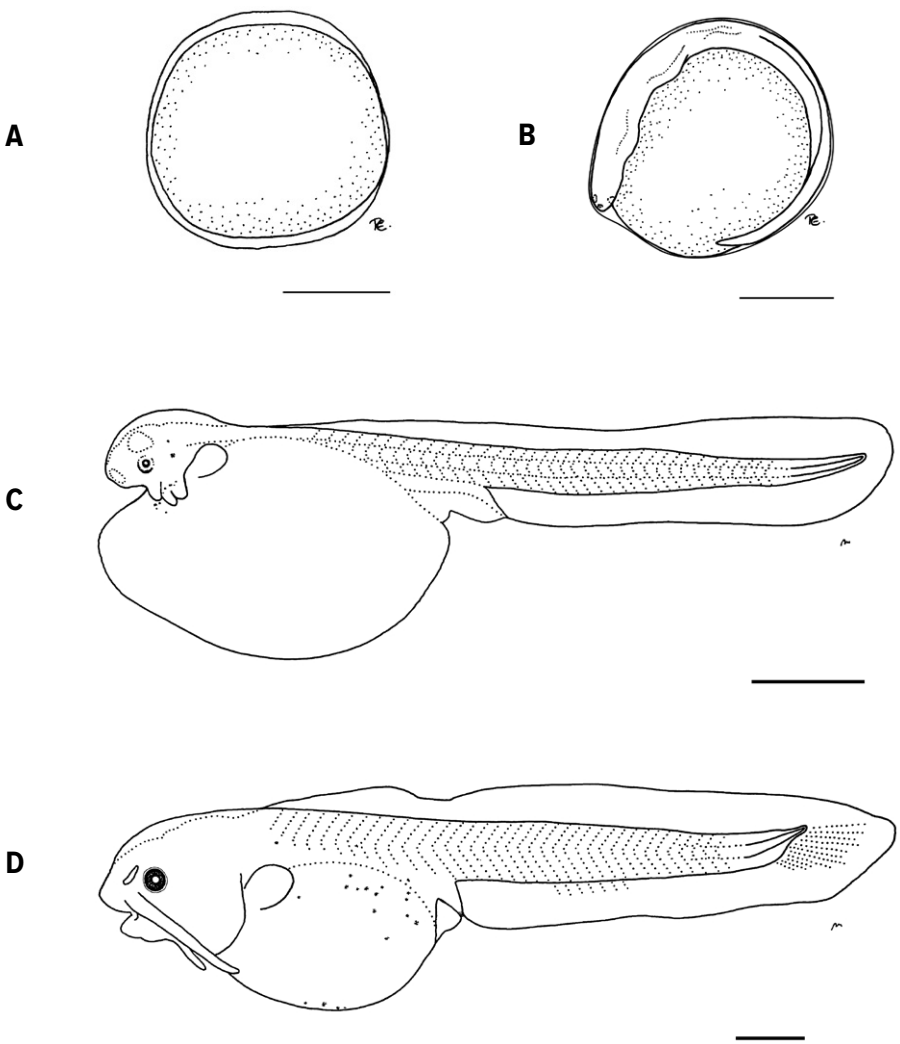
Raios das nadadeiras:

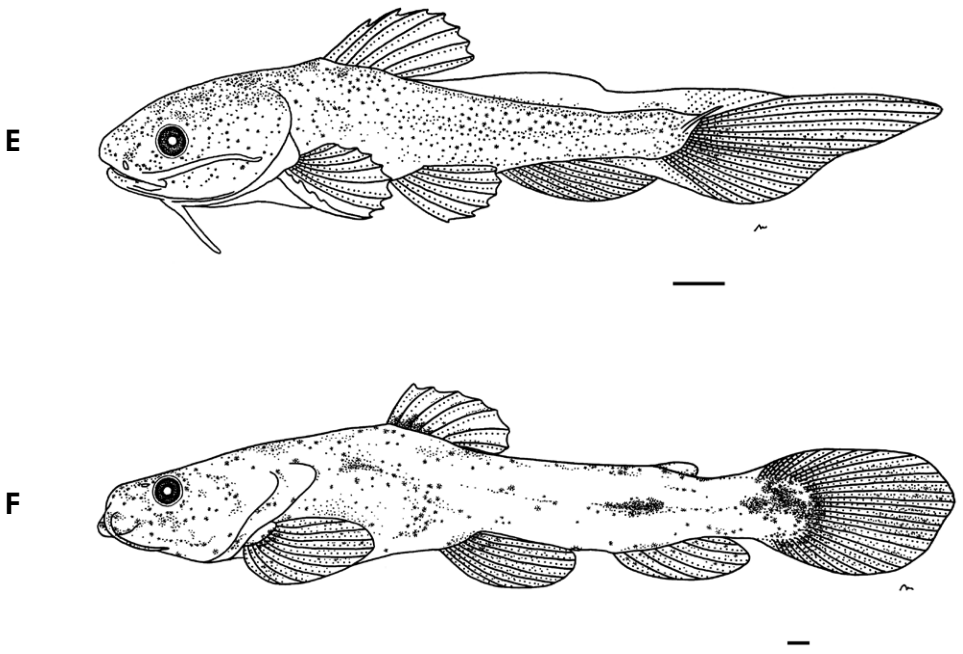
Dorsal: 07
Anal: 11
Pélvica: 06
Peitoral: 08

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam a cabeça e corpo muito achatados, além de cristas ósseas no topo da cabeça. Distingue-se de *P. charus* pela presença de serrilhas nas porções anterior e posterior do acúleo. Difere de seu congênere *L. fowleri* por apresentar olhos com margem orbital distinta, além de cabeça proporcionalmente menor e mais estreita, com padrão de pigmentação caracterizado por duas manchas conspícuas na região no terço distal do corpo (*vs.* 3 manchas conspícuas nos terços mediano e distal).

Figura 57 – Desenvolvimento inicial de *Lophiosilurus alexandri*. Ovos: **A.** Clivagem inicial (2,11 mm DO); **B.** Cauda livre (2,76 mm DO); Larvas: **C.** Larval vitelino (6,90 mm CP); **D.** Flexão (7,83 mm CP); **E.** Pós-flexão (11,73 mm CP); e **F.** Juvenil (40,84 mm CP). Escala = 1 mm





Fonte: Ilustrações **A**-**B** de Paula Cabral Eterovick (2026) e **C**-**F** de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 57 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenil de *Lophiosilurus alexandri*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 08)		PF (N = 0)		FL (N = 05)		FP (N = 16)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	6,86-7,30	7,08±0,16	-	-	8,24-9,15	8,76±0,37	8,68-16,49	13,45±2,65	47,95	-
CP	6,60-6,96	6,74±0,14	-	-	7,63-8,23	7,89±0,26	7,55-12,18	10,34±1,42	40,84	-
CF	0,25-0,31	0,29±0,03	-	-	0,36-0,71	0,53±0,12	0,53-1,39	0,98±0,27	3,14	-
DOL	0,10-0,17	0,14±0,03	-	-	0,20-0,29	0,24±0,04	0,27-0,72	0,52±0,14	1,64	-
CC	0,98	-	-	-	1,32-1,75	1,52±0,18	1,77-4,14	3,08±0,77	10,68	-
AC	0,58-1,00	0,76±0,16	-	-	0,94-1,31	1,11±0,14	1,43-2,73	2,22±0,38	3,52	-
ACO	2,03-2,55	2,42±0,09	-	-	2,45-2,63	2,54±0,08	2,33-3,25	2,71±0,27	5,67	-
FND	-	-	-	-	-	-	2,63-5,40	3,92±0,74	16,77	-
FNA	-	-	-	-	-	-	6,02-8,40	7,20±0,75	28,70	-
FNL	-	-	-	-	-	-	3,70-6,16	4,90±0,75	21,05	-
FNP	-	-	-	-	1,53-1,81	1,67±0,20	1,83-3,81	2,93±0,69	12,44	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	102,04	-	-	-	53,71-88,64	74,35±14,69	62,32-90,73	74,30±9,19	32,96	-
CF/CC	25,51	-	-	-	27,27-45,81	34,85±7,27	26,50-39,83	31,61±3,16	29,40	-
DOL/CC	14,29	-	-	-	14,86-18,71	16,06±1,55	13,98-20,63	16,73±1,65	15,36	-
CC/CP	14,37	-	-	-	17,30-21,26	19,22±1,75	22,96-35,63	29,41±4,11	26,15	-
ACO/CP	30,16-37,58	35,36±2,49	-	-	31,42-33,55	32,19±0,86	22,12-32,72	26,56±3,22	13,88	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	32,39-44,33	36,88±2,93	41,06	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	63,81-68,97	65,72±1,58	70,27	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	45,36-52,07	47,34±2,03	51,54	-
FNP/CP	-	-	-	-	20,05-21,99	21,02±1,37	21,24-35,76	28,00±3,74	30,46	-
Miômeros										
Pré-anal	13-14	14 (N=02)	-	-	13-14	14 (N=02)	14-15	15 (N=03)	-	-
Pós-anal	27-29	29 (N=02)	-	-	27-28	27 (N=02)	27-28	27 (N=04)	-	-
Total	39-43	-	-	-	40-41	41 (N=02)	41-43	42 (N=03)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	07-08	08 (N=03)	07	-
Anal	-	-	-	-	-	-	11	-	11	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	08	-	08	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.5.13 *Lophiosilurus fowleri*

Pseudopimelodidae	*Lophiosilurus fowleri* (Haseman, 1911)	Pacamã



Figura 58, Tabela 58

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágio de referência: FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 11,68 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Absorção do saco vitelino: Sem informações.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com 11,68 mm.
Flexão da notocorda: Sem informações.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Sem informações.

PIGMENTAÇÃO

Pigmentos dendríticos e puntiformes recobrem toda a cabeça e o corpo, exceto a região ventral. Nas nadadeiras, os cromatóforos estão distribuídos aleatoriamente, sendo mais evidentes nas bases.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: sem informação.

Tamanho no desenvolvimento das nadadeiras: Sem informações.
Absorção completa da "finfold": Sem informações.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Sem informações.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 07
- **Anal:** 09
- **Pélvica:** 05
- **Peitoral:** 06

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta três pares de barbilhões, sendo um maxilar e dois mentonianos, o primeiro não alcançando a abertura branquial. Se diferencia de *P. charus* por apresentar serrilha na parte anterior e posterior do acúleo. Se diferencia de seu congênere *L. alexandri* por apresentar olho coberto por pele sem margem orbital.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 43,40 mm.
Forma do corpo: O corpo é longo, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca prognata.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Todo o corpo e a cabeça são recobertos por pigmentos puntiformes e dendríticos, distribuídos aleatoriamente, exceto na região ventral. Três manchas conspícuas estão localizadas entre a nadadeira dorsal e o pedúnculo caudal. Nas nadadeiras, os cromatóforos estão distribuídos aleatoriamente, principalmente na dorsal.

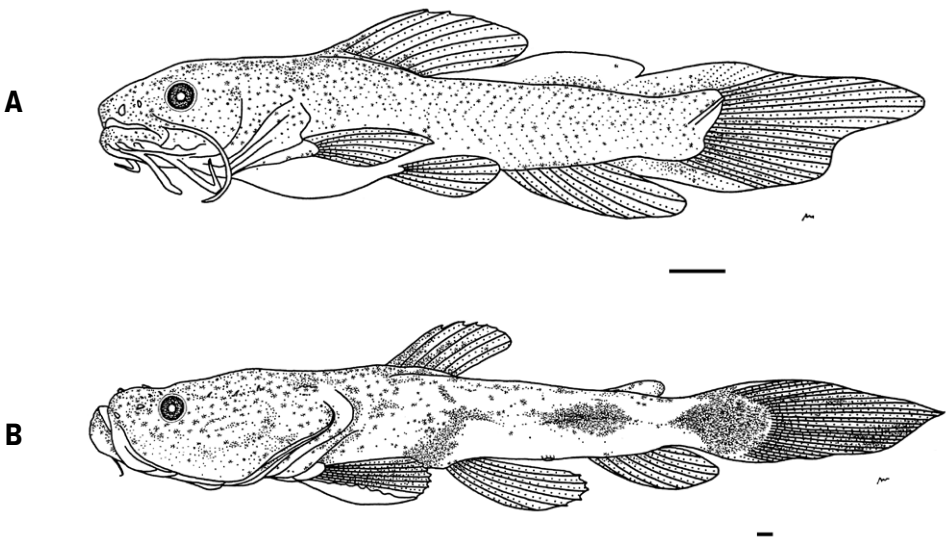
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 07
- **Anal:** 09
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 07

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresentam a cabeça e corpo muito achatados, além de cristas ósseas no topo da cabeça. Distingue-se de *P. charus* pela presença de serrilhas nas porções anterior e posterior do acúleo. Difere de seu congênere *L. alexandri* por apresentar olhos cobertos por pele, sem margem orbital, padrão de pigmentação mais conspícuo formando três manchas entre a nadadeira dorsal e o pedúnculo caudal, e cabeça proporcionalmente maior e mais larga e com manchas de vários tamanhos.

Figura 58 – Desenvolvimento inicial de *Lophiosilurus fowleri*. **A.** Larva em pós-flexão (11,68 mm CP) e **B.** Juvenil (43,40 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 58 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larva e juvenil de *Lophiosilurus fowleri*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 01)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	15,84	-	54,16	-
CP	-	-	-	-	-	-	11,68	-	43,40	-
CF	-	-	-	-	-	-	1,17	-	3,84	-
DOL	-	-	-	-	-	-	0,51	-	1,55	-
CC	-	-	-	-	-	-	3,95	-	16,84	-
AC	-	-	-	-	-	-	2,29	-	4,98	-
ACO	-	-	-	-	-	-	2,78	-	6,74	-
FND	-	-	-	-	-	-	4,59	-	19,95	-
FNA	-	-	-	-	-	-	9,00	-	32,18	-
FNL	-	-	-	-	-	-	3,88	-	23,06	-
FNP	-	-	-	-	-	-	3,85	-	13,63	-
Relações morfométricas (%)										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	57,97	-	29,57	-
CF/CC	-	-	-	-	-	-	29,62	-	22,80	-
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	12,91	-	9,20	-
CC/CP	-	-	-	-	-	-	33,82	-	38,80	-
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	23,80	-	15,53	-
FND/CP	-	-	-	-	-	-	39,30	-	45,97	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	68,49	-	74,15	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	33,22	-	53,13	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	32,96	-	31,41	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	07	-	07	-
Anal	-	-	-	-	-	-	09	-	09	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	06	-	07	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

SYNBRANCHIFORMES

9.6 Synbranchiformes (Segundo Nelson; Grande; Wilson, c2016)

É representado por peixes com o corpo alongado, nadadeiras pélvicas ausentes, aberturas branquiais unidas na porção anterior do corpo, ausência de nadadeiras pélvicas e pré-maxilar não protrusível. Nesta obra, é descrita uma espécie da família Synbranchidae.

Synbranchidae (Segundo Kullander, 2003; Nelson; Grande; Wilson, c2016)

Apresenta corpo serpentiforme sem escamas, nadadeiras peitorais e pélvicas ausentes (peitorais presentes na fase inicial de desenvolvimento em algumas espécies), nadadeiras dorsal e anal correspondendo a uma dobra de tecido sem raios, nadadeira caudal pequena ou vestigial a ausente. Os olhos são pequenos, narinas anterior e posterior bem separadas. As membranas branquiais são fundidas, com uma única abertura branquial ventral aparecendo como uma pequena fenda transversal ou poro. Na bacia do rio São Francisco, é registrada somente uma espécie ainda não descrita: *Synbranchus* sp.

9.6.1 *Synbranchus* sp.

Synbranchidae	*Synbranchus* sp.	Mussum

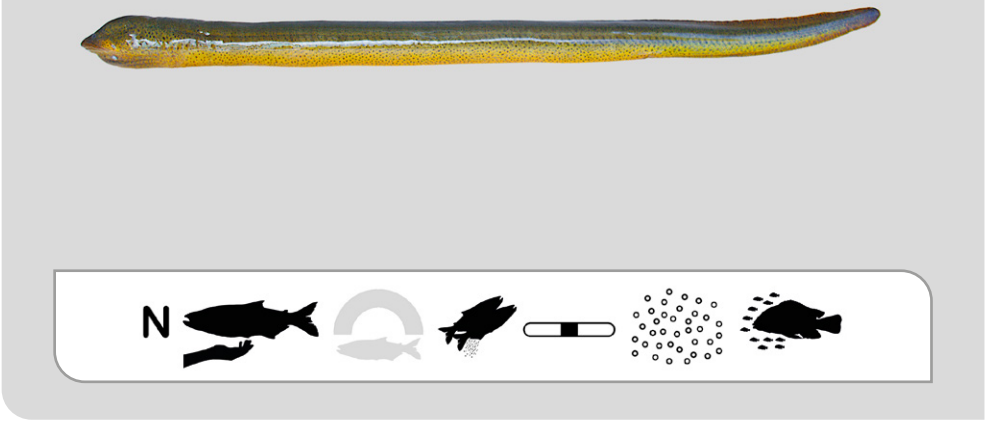


Figura 59, Tabela 59

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 25,79 – 66,50 mm.
Forma do corpo: O corpo é muito longo, a cabeça varia de moderada a pequena e o diâmetro do olho é pequeno.
Posição da boca: Boca inferior.
Posição do ânus: Localizado no terço posterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

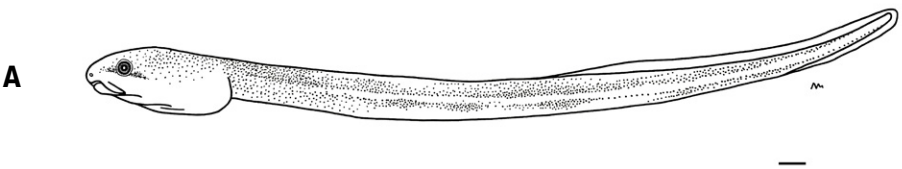
Toda a cabeça e corpo apresentam uma cobertura uniforme de pigmentos puntiformes. Uma listra de pigmentos mais evidentes se estende desde o focinho até a região posterior dos olhos. A região ventral e a linha lateral, são desprovidas de pigmentação.

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta o corpo serpentiforme e uma única abertura branquial sob a cabeça (Britski; Sato; Rosa, 1988). Espécies de *Synbranchus* são guardadoras e depositam seus ovos em ninhos feitos em buracos em áreas alagáveis (Taylor, M., 1913). O desenvolvimento embrioná-

rio-larval ocorre inteiramente dentro do ninho, e ovos e larvas dificilmente são capturados fora dele; além disso, as larvas apresentam rostro e nadadeiras peitorais (Taylor, M., 1913; Favorito; Zanata; Assumpção, 2005).

Figura 59 – Desenvolvimento inicial de *Synbranchus* sp. **A.** Juvenil (30,69 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 59 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Synbranchus* sp. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 09)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	25,79-66,50	34,52±13,17
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	0,65-1,34	0,85±0,20
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	0,50-1,01	0,65±0,17
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,22-8,43	5,40±1,38
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	1,43-2,98	1,94±0,48
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	1,06-2,68	1,57±0,48
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	24,01-42,80	36,43±5,80
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	11,75-21,80	16,06±3,00
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	9,11-14,11	12,02±1,47
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	12,68-22,81	16,23±3,01
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,03-6,38	4,67±0,74
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

CICHLIFORMES

9.7 Cichliformes (Segundo Near; Thacker, 2024)

Os peixes da ordem Cichliformes são facilmente reconhecidos por possuírem o corpo completamente coberto de escamas, incluindo a cabeça; uma única e longa nadadeira dorsal formada por uma série de raios duros (espinhos) em sua porção anterior e uma série de raios ramificados moles em sua porção posterior; raios anteriores das nadadeiras anal e pélvicas duros (espinhos); linha lateral dividida em duas, uma anterior posicionada mais dorsalmente e uma posterior posicionada ventralmente; boca protrátil com dentes; nadadeiras peitorais na lateral do corpo, próximo à linha mediana; nadadeiras pélvicas ventrais, posicionadas anteriormente, abaixo das nadadeiras peitorais, e ausência de nadadeira adiposa. Apresentam uma enorme diversidade morfológica. Na bacia do rio São Francisco, a ordem é representada por espécies da família Cichlidae.

Cichlidae (Segundo Britski; Sato; Rosa, 1988; Graça; Varella; Vieira, 2013)

Os ciclídeos, comumente denominados de acará, cará, corró, joaninha e tucunaré, são peixes de pequeno a grande porte adaptados a ambientes lênticos. Apresentam uma única narina de cada lado da cabeça; linha lateral normalmente dividida em dois ramos, um ramo anterior mais dorsal e um ramo posterior médio-lateral; presença de espinhos nos primeiros raios das nadadeiras dorsal, anal e pélvica. Todas as espécies do grupo realizam cuidado parental (uni ou biparental), desde a construção e defesa do ninho, até o cuidado com os juvenis. Na bacia do rio São Francisco, são registrados nove gêneros com 12 espécies, sendo aqui descritos o desenvolvimento inicial de *Astronotus crassipinnis*, *Cichla kelberi*, *Cichlasoma sanctifranciscense*, *Geophagus brasiliensis*, *Oreochromis niloticus* e *Saxatilia lepidota*.

9.7.1 *Astronotus crassipinnis*

Cichlidae	*Astronotus crassipinnis* (Heckel, 1840)	Oscar / Apaiari





Figura 60, Tabela 60

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

Diâmetro do ovo: 1,65 a 1,98 mm.
Diâmetro do vitelo: Sem informações.
Espaço perivitelino: Restrito.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Ausentes.
Forma: Ovoide.
Coloração: Amarelada.
Tempo de incubação: 46 a 58h (27,45ºC).

LARVA

Estágios de referência: LV, PF, FL, FP.
Informações adicionais* foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 3,69 – 13,70 mm.
Tamanho à eclosão*: Cerca de 3,55 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de pequena a grande e o diâmetro do olho de grande a pequeno.
Absorção do saco vitelino*: Absorvido com cerca de 7,86 mm.

Órgão adesivo*: Apresenta dois pares na região superior da cabeça e um e um na região frontal.
Forma e pigmentação dos olhos: Esférico e completamente pigmentado com cerca de 5,25 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 5,51 mm.
Posição da boca: Boca inicialmente inferior e passa a ser superior protrátil no estágio de flexão, com 5,68 mm.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 5,68 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Em larval vitelino, a pigmentação é escassa, restrita a poucos pigmentos dendríticos no vitelo. Em pré-flexão, intensifica-se e forma uma faixa longitudinal pigmentada, do botão da nadadeira peitoral até o final da notocorda. Ao decorrer do desenvolvimento, há um aumento da pigmentação por todo o corpo e cabeça, com pigmentos distribuídos ao longo dos raios das nadadeiras dorsal, anal e caudal.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Apenas a "finfold".
Início e término de formação da nadadeira:

- **Dorsal:** Com 5,58 mm, apresenta os primeiros raios; com 7,66 mm, todos estão formados.
- **Anal:** Com 5,58 mm apresenta os primeiros raios; com 7,66 mm, todos estão formados.
- **Pélvica:** Apresenta raios completamente formados com 7,66 mm.
- **Peitoral:** Com 5,58 mm apresenta os primeiros raios; com 6,71 mm, todos estão formados.

Absorção completa da "finfold": Absorvida com cerca de 13,70 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, anal, dorsal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:

- **Pré-anal:** 12 - 13
- **Pós-anal:** 20 - 21
- **Total:** 33 - 34

Raios das nadadeiras:

- **Dorsal:** 32
- **Anal:** 19
- **Pélvica:** 06
- **Peitoral:** 14

CARACTERES ESPECÍFICOS

A presença dos órgãos adesivos e o padrão de pigmentação são caracteres que separam as larvas desta espécie das dos demais Cichlidae da bacia.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 20,57 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho moderado.
Posição da boca: Boca superior e protrátil.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

O corpo e a cabeça são recobertos por pigmentos, formando manchas aleatórias. Os pigmentos estão densamente concentrados na nadadeira pélvica. Nas nadadeiras dorsal, anal e caudal, os pigmentos se distribuem na base dos raios, com formação de uma mácula centralizada na porção anterior da nadadeira caudal.

MERÍSTICA

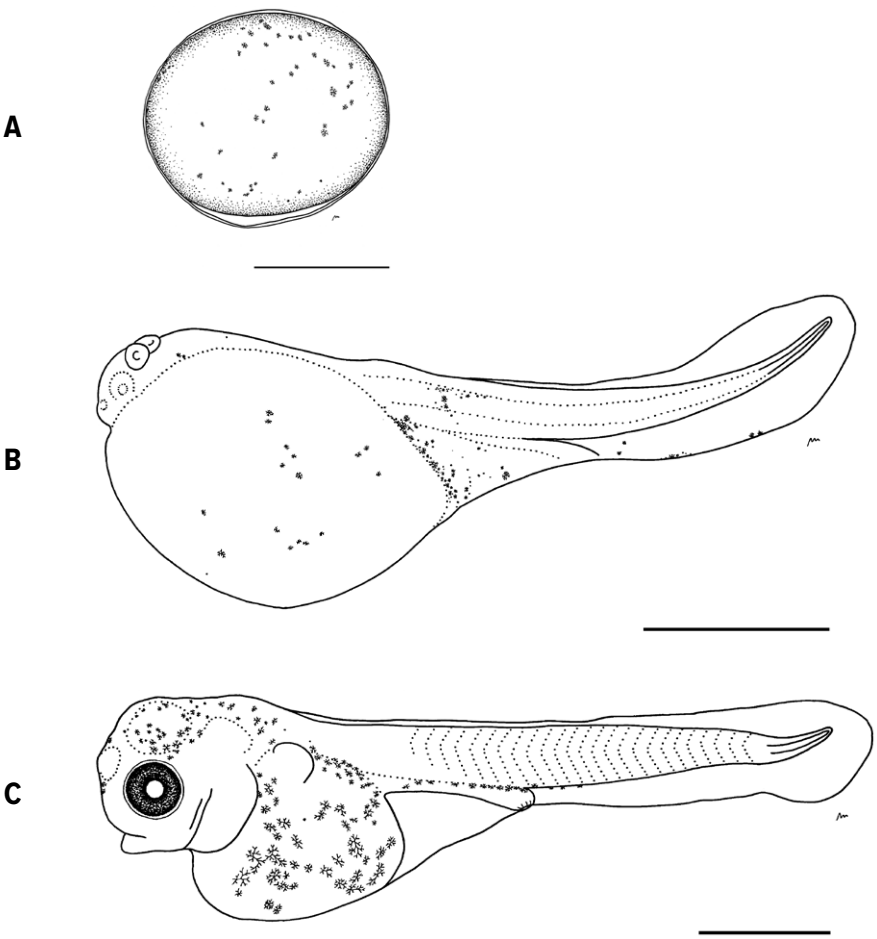
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 33
Anal: 19
Pélvica: 06
Peitoral: 14

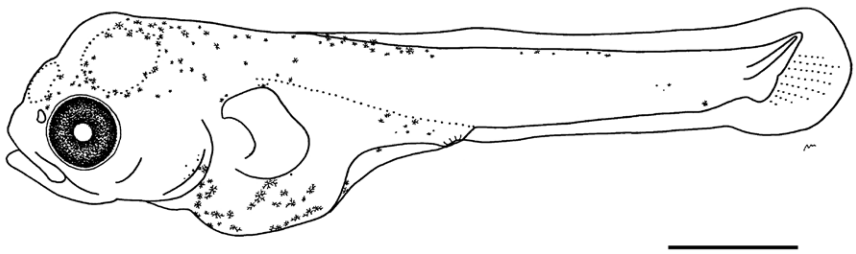
CARACTERES ESPECÍFICOS

Distingue-se dos demais Cichlidae da bacia por seu padrão de pigmentação característico, com manchas dispersas de forma irregular ao longo do corpo e uma mácula bem definida na região anterior da nadadeira caudal.

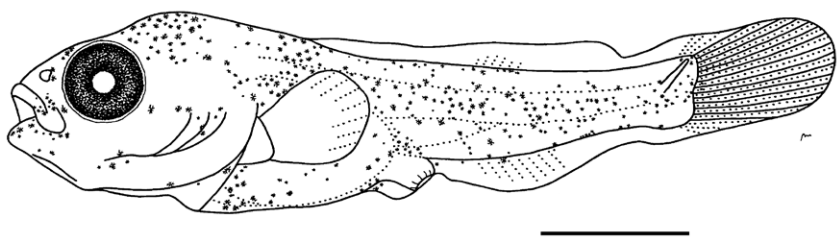
Figura 60 – Desenvolvimento inicial de *Astronotus crassipinnis*. Ovo: **A.** Embrião final (1,65 mm DO); Larvas: **B.** Larval vitelino (4,31 mm CP); **C.** Pré-flexão (5,25 mm CP); **D.** e **E.** Flexão (5,51 mm CP; 5,58 mm CP); **F.** e **G.** Pós-flexão (6,71 mm CP; 7,66 mm CP); **H.** Juvenil (20,57 mm). Escala = 1 mm



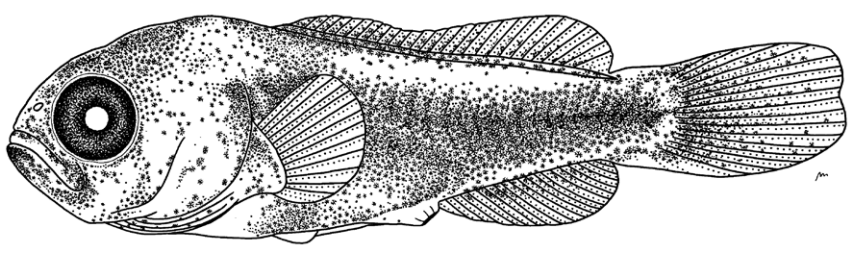
D



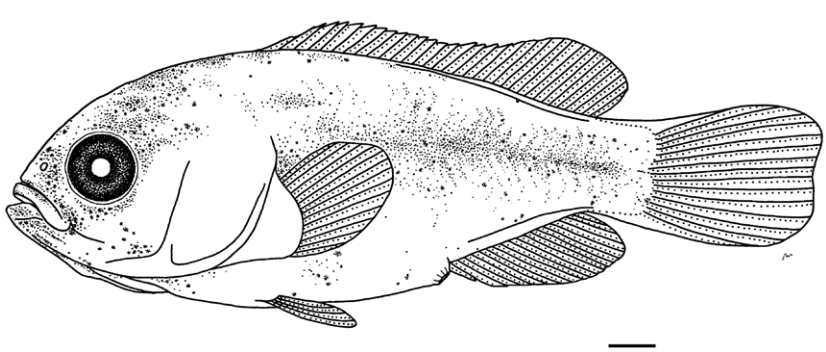
E



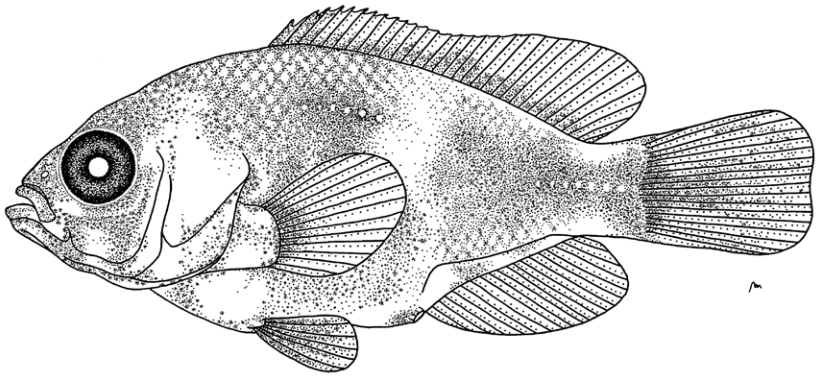
F



G



H



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 60 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenil de *Astronotus crassipinnis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 04)		PF (N = 01)		FL (N = 04)		FP (N = 03)		J (N = 01)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	3,76-4,50	4,16±0,37	5,64	-	6,09-7,19	6,71±0,46	7,98-16,98	11,48±4,82	25,43	-
CP	3,69-4,39	4,06±0,34	5,25	-	5,51-6,12	5,72±0,27	6,71-13,70	9,36±3,79	20,57	-
CF	0,34	-	0,21	-	0,33-0,59	0,49±0,12	0,59-1,38	0,87±0,44	1,86	-
DOL	0,14	-	0,41	-	0,51-0,71	0,65±0,10	0,77-1,46	1,08±0,35	2,35	-
CC	0,66	-	1,09	-	1,57-2,13	1,96±0,26	2,08-5,53	3,53±1,79	8,06	-
AC	0,15-0,29	0,20±0,06	1,27	-	1,28-1,68	1,55±0,18	1,92-4,78	3,07±1,51	8,42	-
ACO	1,42-1,59	1,50±0,09	1,52	-	1,46-1,61	1,53±0,08	1,99-5,23	3,25±1,74	8,20	-
FND	-	-	-	-	3,79	-	3,37-5,73	4,39±1,21	9,77	-
FNA	-	-	-	-	3,75-4,10	3,93±0,25	4,57-9,35	6,31±2,64	13,33	-
FNL	-	-	-	-	-	-	2,66-5,79	4,23±2,21	7,37	
FNP	-	-	1,23	-	1,72-2,18	2,01±0,21	2,10-5,30	3,45±1,66	7,73	-
Relações morfométricas										
AC/CC	42,94	-	-	-	77,46-81,53	79,43±1,86	84,56-86,44	85,50±1,33	104,47	-
CF/CC	51,52	-	19,27	-	21,02-27,70	24,79±3,24	21,81-24,95	23,38±2,22	23,08	-
DOL/CC	21,21	-	37,61	-	32,48-34,48	33,33±0,85	26,40-33,89	30,15±5,30	29,16	-
CC/CP	15,31	-	20,76	-	28,14-37,93	34,15±4,22	38,90-40,36	39,63±1,03	39,18	-
ACO/CP	36,19-38,48	36,99±1,07	28,95	-	26,16-27,82	26,74±0,75	33,03-38,18	35,60±3,64	39,86	-
FND/CP	-	-	-	-	67,92	-	41,82-43,99	42,91±1,53	47,50	-
FNA/CP	-	-	-	-	61,27-73,48	67,38±8,63	65,54-68,25	66,89±1,92	64,80	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	34,73	-	35,83	-
FNP/CP	-	-	23,43	-	30,82-39,56	35,05±3,59	38,51-38,69	38,60±0,12	37,58	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	13	-	12	-	13	-	-	-
Pós-anal	-	-	21	-	21	-	20	-	-	-
Total	-	-	34	-	33	-	33	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	32	-	33	-
Anal	-	-	-	-	-	-	19	-	19	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	06	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	14	-	14	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.7.2 *Cichla kelberi*

Cichlidae	*Cichla kelberi* Kullander & Ferreira, 2006	Tucunaré



Figura 61, Tabela 61

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 49,66 – 58,15 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho é moderado.
Posição da boca: Boca superior e protrátil.
Posição do ânus: Localizado no terço posterior do corpo.

PIGMENTAÇÃO

A pigmentação consiste em uma faixa horizontal do focinho à nadadeira caudal, com mácula nos raios centrais caudais, além de três faixas verticais claras no corpo. A nadadeira dorsal exibe faixas horizontais de pigmentos puntiformes, e as demais nadadeiras apresentam pigmentação ao longo dos raios.

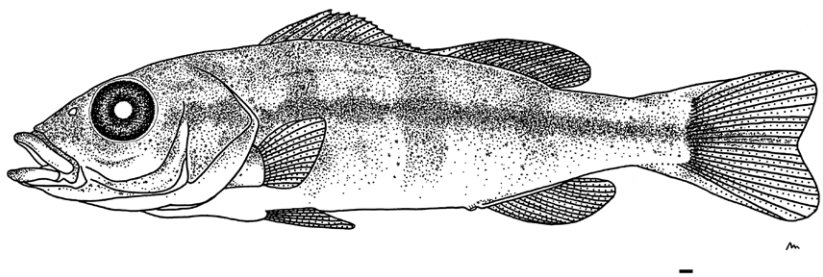
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 32 – 33 (Mo = 32)
Anal: 13 – 15 (Mo = 15)
Pélvica: 06
Peitoral: 14 – 15 (Mo= 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Distingue-se de *Saxatilia lepidota* pelas faixas transversais no corpo, ausência de mancha umeral e raios centrais da nadadeira dorsal menores que os das extremidades.

Figura 61 – Desenvolvimento inicial de *Cichla kelberi*. **A.** Juvenil (49,66 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 61 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em juvenis de *Cichla kelberi*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 05)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	58,95-69,75	62,87±4,08
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	49,66-58,15	52,92±3,16
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	5,63-7,56	6,86±0,73
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	4,88-5,69	5,18±0,36
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	17,84-21,21	19,20±1,24
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	10,25-12,52	11,29±0,83
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	11,23-12,62	11,88±0,50
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	18,32-21,87	20,08±1,32
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	33,50-39,44	35,58±2,28
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	17,21-20,81	18,55±1,39
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	18,00-21,10	18,76±1,32
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	57,46-59,84	58,76±0,86
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	31,56-39,98	35,75±3,31
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	26,50-27,35	26,99±0,40
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	35,92-36,51	36,27±0,28
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	21,70-22,76	22,46±0,44
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	36,89-39,19	37,94±0,85
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	66,51-67,82	67,23±0,54
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	34,11-35,79	35,02±0,73
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	34,42-36,29	35,44±0,81
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	32-33	32 (N=03)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	13-15	15 (N=02)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	14-15	14 (N=03)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.7.3 *Cichlasoma sanctifranciscense*

Cichlidae	*Cichlasoma sanctifranciscense* Kullander, 1983	Acará / Cará

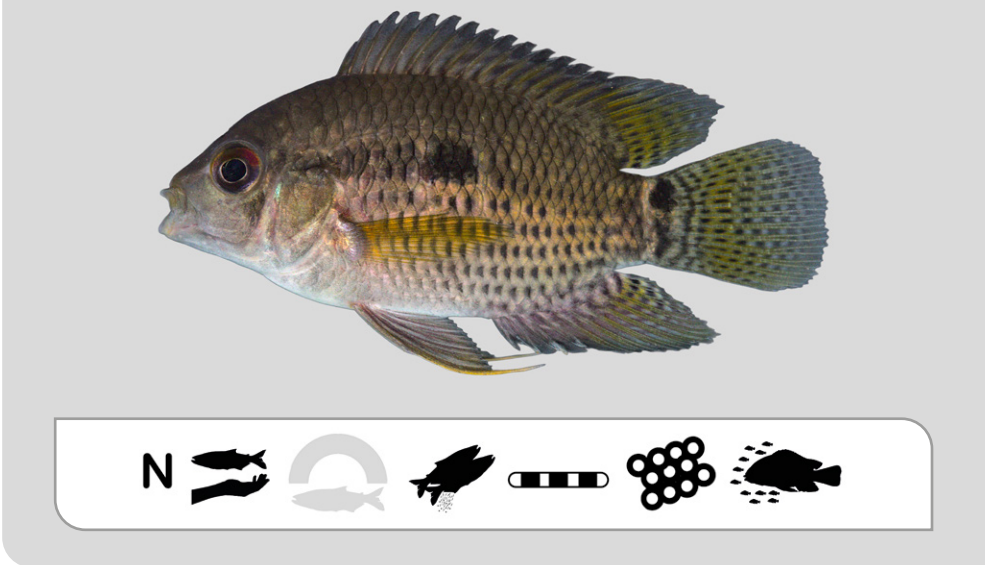


Figura 62, Tabela 62

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 11,81 – 44,61 mm.

Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça é grande e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.

Posição da boca: Boca terminal e protrátil.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos puntiformes e dendríticos formam cerca de nove faixas verticais, que se tornam mais conspícuas com o desenvolvimento. Uma mácula pós-opercular na região central do corpo e a última faixa no pedúnculo caudal destacam-se pela intensidade da pigmentação. Inicialmente, os cromatóforos nas nadadeiras estão dispersos de forma aleatória, mas organizam-se em faixas nos indivíduos mais desenvolvidos. A cabeça é densamente pigmentada, com uma faixa passando pela região mediana do olho.

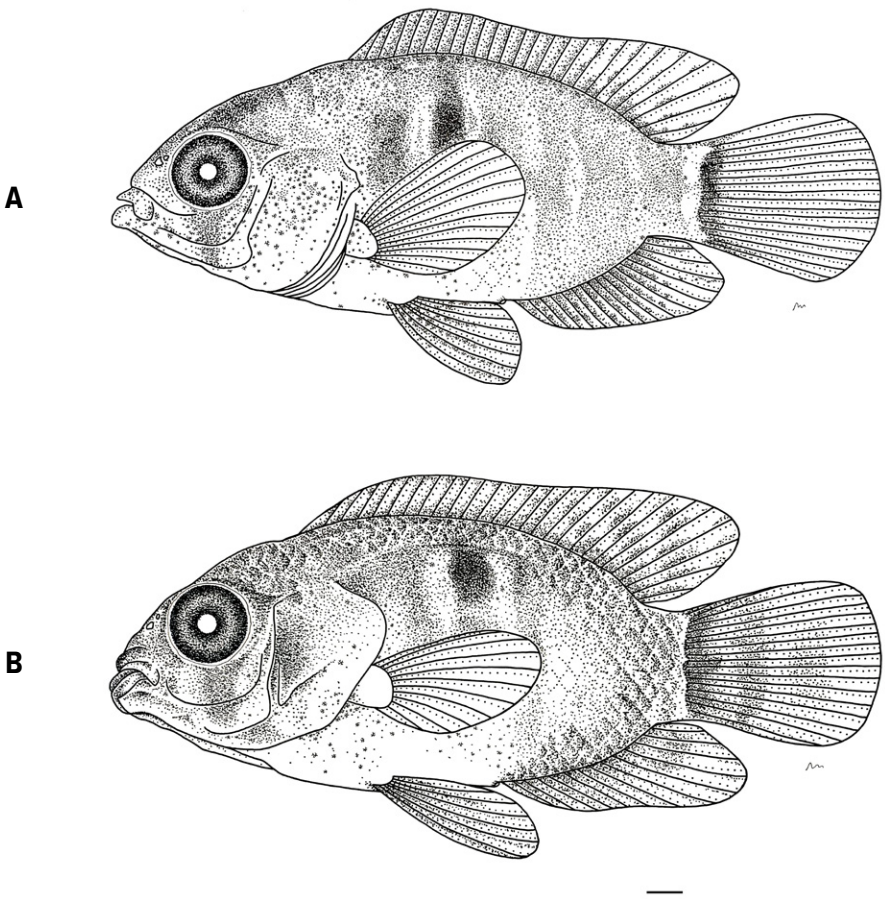
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 24 - 26 (Mo = 25)
Anal: 10 – 14 (Mo = 14)
Pélvica: 06 – 07 (Mo = 06)
Peitoral: 12 – 14 (Mo = 13)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *Oreochromis niloticus* e *Geophagus brasiliensis* por apresentar nove faixas transversais ao longo do corpo, sendo a faixa no pedúnculo caudal mais conspícua; além do formato mais arredondado da cabeça. Apresenta mancha pós-opercular e faixa transversal na cabeça que passa pelo olho, caracteres compartilhados com *G. brasiliensis*, porém ausentes em *O. niloticus*.

Figura 62 – Desenvolvimento inicial de *Cichlasoma sanctifranciscense*. **A.** e **B.** Juvenil (11,81 mm CP; 14,60 mm CP). Escala = 1mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 62 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em juvenis de *Cichlasoma sanctifranciscense*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 20)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	14,55-58,22	36,82±16,47
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	11,81-44,61	28,63±12,37
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	0,83-3,66	2,26±0,86
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,69-5,97	3,89±1,55
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,72-15,89	10,75±4,12
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,31-16,19	9,94±4,10
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	4,52-21,82	12,87±6,07
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	4,72-14,70	9,67±3,50
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	8,13-32,97	19,95±8,72
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	5,11-20,25	12,72±5,31
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,81-16,52	11,32±4,51
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	79,07-102,92	91,82±6,39
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	16,87-27,46	21,93±3,40
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	31,57-41,63	35,95±2,92
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	34,15-44,40	38,56±2,87
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	38,27-50,69	43,97±3,46
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	28,42-42,52	35,27±4,41
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	65,26-74,47	69,60±2,87
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	40,08-50,41	44,91±2,87
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	35,44-45,42	40,30±2,69
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	24-26	25 (N=07)
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	10-14	14 (N=08)
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06-07	06 (N=19)
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	12-14	13 (N=07)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.7.4 *Geophagus brasiliensis*

Cichlidae	*Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824)	Cará / Papa-terra

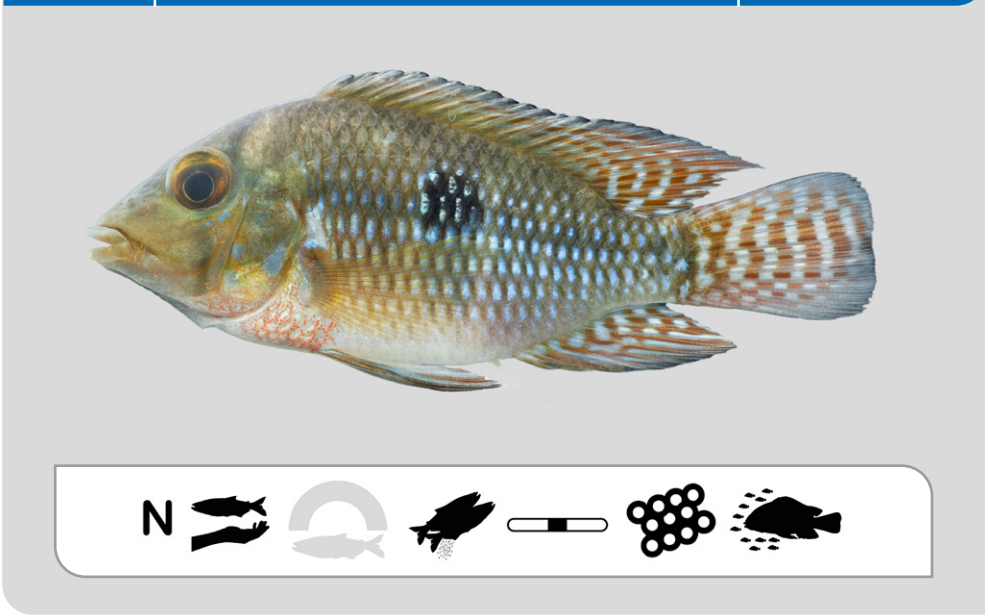


Figura 63, Tabela 63

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 13,82– 23,43 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.
Posição da boca: Boca terminal e protrátil.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos dendríticos formam faixas verticais no corpo, incluindo uma que atravessa o olho a partir da região dorsal da cabeça. Uma pequena mácula arredondada destaca-se na base da nadadeira caudal. Cromatóforos estão presentes ao longo dos raios de todas as nadadeiras, tornando-se mais intensos em indivíduos maiores.

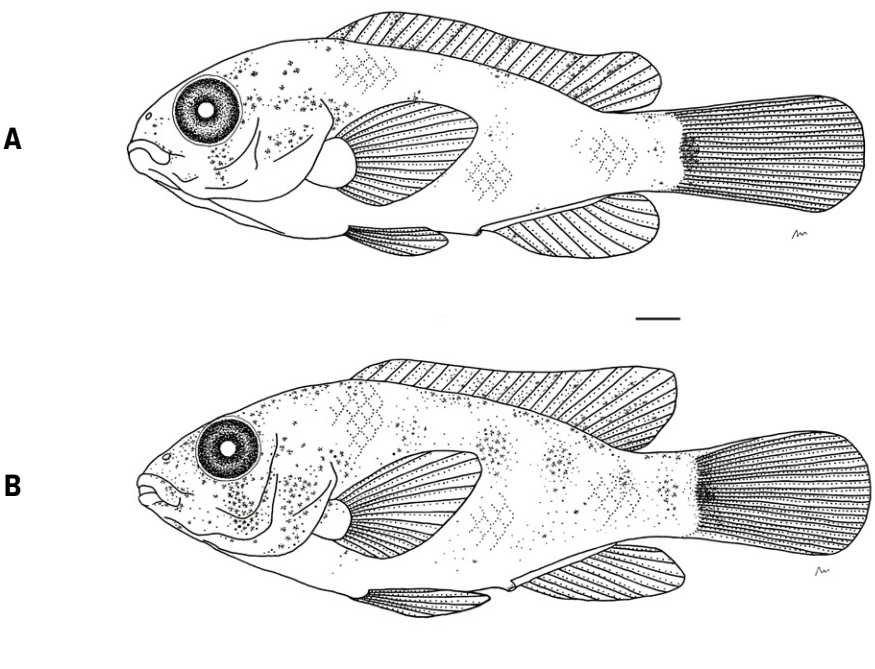
MERÍSTICA

Raios das nadadeiras:
Dorsal: 22 - 25
Anal: 10
Pélvica: 05 -07
Peitoral: 13

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *Oreochromis niloticus* e *C. sanctifranciscense* por apresentar um menor número de faixas transversais ao longo do corpo (6), e também uma mancha centralizada no pedúnculo caudal. Apresenta mancha pós-opercular e faixa transversal na cabeça que passa pelo olho, caracteres compartilhados com *C. sanctifranciscense*, porém ausentes em *O. niloticus*. O formato da cabeça e o focinho são mais alongados, diferenciando-os de *C. sanctifranciscense*.

Figura 63 – Desenvolvimento inicial de *Geophagus brasiliensis*. **A.** e **B.** Juvenil (13,82 mm CP; 23,43 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 63 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em juvenis de *Geophagus brasiliensis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 03)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	15,88-28,10	23,83±6,89
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	13,82-23,43	20,15±5,48
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	0,98-2,02	1,66±0,59
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	1,71-2,40	2,13±0,37
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,50-7,80	6,63±1,85
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	4,27-7,55	6,00±1,65
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	4,89-9,28	7,52±2,32
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	4,96-8,93	7,43±2,16
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	9,06-15,11	12,98±3,40
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	5,18-8,69	6,94±2,48
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	4,64-7,81	6,48±1,65
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	79-23-99,47	91,20±10,61
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	21,78-25,96	24,54±2,40
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	29,91-38,00	32,89±4,44
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	32,56-33,29	32,86±0,38
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	35,38-40,02	37,06±2,57
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	35,89-38,11	36,76±1,19
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	63,04-65,56	64,58±1,35
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	37,09-37,48	37,29±0,28
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	30,19-33,57	32,36±1,89
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	22-25	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	05-07	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.7.5 *Oreochromis niloticus*

Cichlidae	*Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)	Tilápia

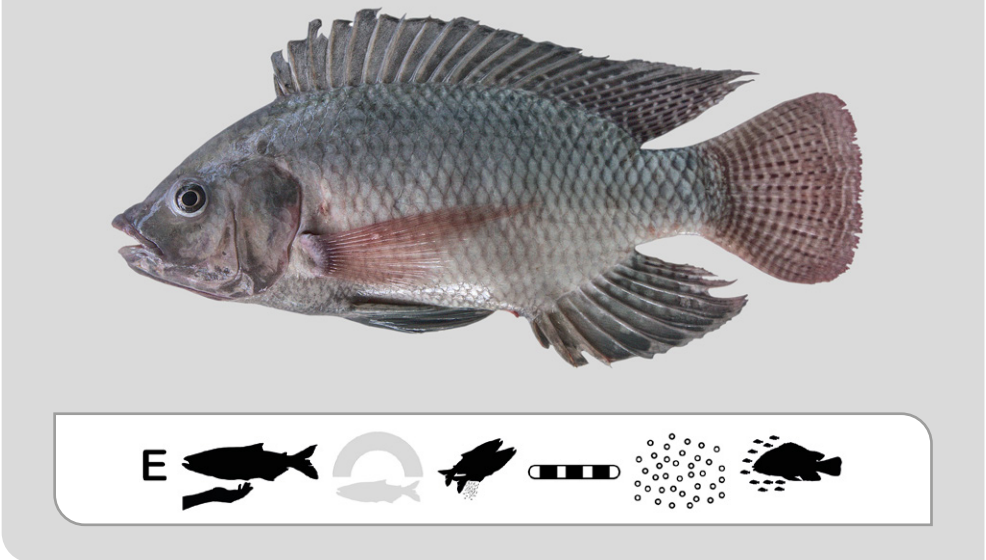


Figura 64, Tabela 64

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Informações sobre o desenvolvimento embrionário foram obtidas em Galman e Avtalion (1989), Fujimura e Okada (2007) e Mashaii, Rajabipour, Mohammadi, Sarsangi, Bitaraf, Hossein-Zadeh e Sharif-Rohani (2016).

Diâmetro do ovo: 1,80 a 3,50 mm.
Diâmetro do vitelo: Sem informações.
Espaço perivitelino: Sem informações.
Gotículas de óleo: Ausentes.
Superfície do córion: Lisa.
Pigmentos: Presentes.
Forma: Ovoide.
Coloração: Amarelada passando para esverdeada.
Tempo de incubação: 72h (25ºC).

LARVA

Estágio de referência: FP.

Informações adicionais* foram obtidas em Nakatani, Agostinho, Baumgartner, G., Bialetzki, Sanches, Makrakis, M.C. e Pavanelli (2001) e Fujimura e Okada (2007).

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 6,48 – 12,23 mm.
Tamanho à eclosão*: Cerca de 4,90 mm.
Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça é grande e o diâmetro do olho varia de grande a moderado.

Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 6,48 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos*: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 5,80 mm.
Flexão da notocorda*: Flexionada com aproximadamente 6,48 mm.
Posição da boca: Boca terminal.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 6,48 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Inicialmente, os pigmentos puntiformes e dendríticos estão distribuídos aleatoriamente por todo o corpo do peixe. Com o desenvolvimento, esses pigmentos se concentram gradualmente na região dorsal e na cabeça, enquanto o ventre permanece esbranquiçado. No final de pós-flexão, listras verticais tornam-se mais evidentes ao longo do corpo. Nas nadadeiras, os pigmentos puntiformes mantêm uma distribuição aleatória, formando na nadadeira dorsal uma mácula arredondada característica da espécie.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão*: Botão da peitoral e a "finfold".
Início e término de formação da nadadeira*:
- **Dorsal:** Com 7,22 mm, todos os raios estão formados.
- **Anal:** Com 7,22 mm, todos os raios estão formados.
- **Pélvica:** Com 8,10 mm, começa a formação de raios; com 9,94 mm, os raios estão formados.
- **Peitoral:** Com aproximadamente 12,23 mm, todos os raios estão formados.

Absorção completa da "finfold"*: Completamente absorvida com cerca de 7,14 mm.
Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios*: Caudal, dorsal, anal, pélvica e peitoral.

MERÍSTICA

Miômeros: Sem informações.
Raios das nadadeiras:
- **Dorsal:** 17 – 29 (Mo = 29)
- **Anal:** 10 – 12 (Mo = 12)
- **Pélvica:** 05 – 06 (Mo = 06)
- **Peitoral:** 09 – 14 (Mo = 09)

CARACTERES ESPECÍFICOS

No estágio de pós-flexão, já apresenta uma mácula na nadadeira dorsal, que a diferencia dos outros Cichlidae.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 17,06 – 41,65 mm.
Forma do corpo: O corpo varia de moderado a alto, a cabeça é grande e o diâmetro do olho varia de moderado a grande.
Posição da boca: Boca terminal e protrátil.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Nos juvenis, os pigmentos tornam-se mais conspícuos, formando listras verticais bem definidas ao longo do corpo. A cabeça é amplamente recoberta por pigmentos puntiformes, enquanto a região ventral permanece sem pigmentos. A nadadeira dorsal apresenta a maior concentração de pigmentação, com cromatóforos organizados em listras diagonais e uma mácula arredondada

na base, característica distintiva da espécie. Nas demais nadadeiras, a pigmentação ocorre de forma puntiforme e distribuída aleatoriamente.

MERÍSTICA

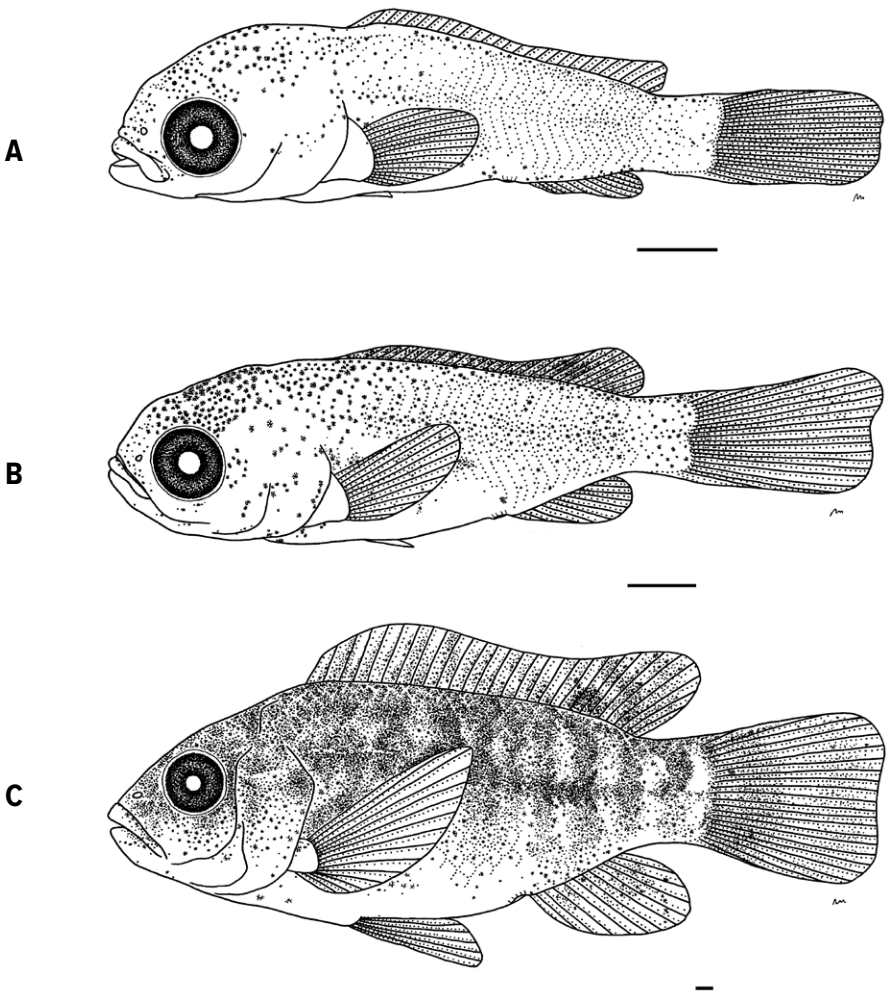
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 24 – 30 (Mo = 28)
Anal: 12
Pélvica: 06
Peitoral: 14 - 15 (Mo = 14)

CARACTERES ESPECÍFICOS

Apresenta uma mácula na nadadeira dorsal, que a diferencia dos outros Cichlidae. Diferencia-se de *G. brasiliensis* e *C. sanctifranciscense* por apresentar um maior número de faixas transversais ao longo do corpo (11 *vs.* 9 *vs.* 5, respectivamente). Não apresenta mancha pós-opercular, mancha no pedúnculo caudal e faixa transversal na cabeça passando pelo olho, diferentemente de *C. sanctifranciscense* e *G. brasiliensis*.

Figura 64 – Desenvolvimento inicial de *Oreochromis niloticus*. Larvas: **A.** e **B.** Pós-flexão (CP; 7,22 mm CP; 8,49 mm CP); e **C.** Juvenil (31,59 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 64 – Valores mínimos e máximos das variáveis morfométricas, relações corporais (média e desvio-padrão em mm e %) e variáveis merísticas (moda) obtidas em larvas e juvenis de *Oreochromis niloticus*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 08)		J (N = 21)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	8,02-15,74	11,41±2,64	22,10-45,71	37,35±7,23
CP	-	-	-	-	-	-	6,48-12,23	8,95±2,03	17,06-41,65	29,68±6,17
CF	-	-	-	-	-	-	0,48-1,28	0,76±0,26	1,87-4,81	3,35±0,79
DOL	-	-	-	-	-	-	0,78-1,42	1,09±0,22	1,86-4,48	3,32±0,70
CC	-	-	-	-	-	-	2,30-4,77	3,34±0,84	6,47-14,72	10,77±2,10
AC	-	-	-	-	-	-	1,69-3,61	2,49±0,71	5,37-12,12	8,63±1,64
ACO	-	-	-	-	-	-	1,61-4,00	2,65±0,83	5,54-16,04	11,09±2,75
FND	-	-	-	-	-	-	2,64-4,87	3,51±0,77	6,77-16,11	11,30±2,71
FNA	-	-	-	-	-	-	4,29-8,61	6,10±1,53	11,83-28,00	20,61±4,02
FNL	-	-	-	-	-	-	2,79-4,82	3,84±0,76	7,81-15,78	12,38±1,93
FNP	-	-	-	-	-	-	2,30-4,55	3,31±0,81	6,77-14,27	10,71±1,97
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	65,93-79,91	73,96±3,91	74,69-89,76	80,34±4,03
CF/CC	-	-	-	-	-	-	20,00-26,83	22,32±2,13	25,64-35,11	30,90±2,35
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	28,93-35,19	32,91±2,00	28,49-33,39	30,74±1,57
CC/CP	-	-	-	-	-	-	34,98-39,00	37,14±1,29	34,60-39,92	36,41±1,53
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	24,85-32,71	29,11±2,64	30,89-40,56	36,96±2,57
FND/CP	-	-	-	-	-	-	37,46-40,74	39,28±1,11	31,47-41,04	37,96±3,20
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	65,43-70,40	67,82±1,80	66,31-77,25	69,67±2,88
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	38,64-47,31	41,35±2,92	37,89-69,34	42,50±6,53
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	34,16-38,64	36,83±1,52	34,26-40,44	36,32±1,76
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	28	-	17-29	29 (N=02)	24-30	28 (N=08)
Anal	-	-	-	-	12	-	10-12	12 (N=04)	12	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	05-06	06 (N=02)	06	-
Peitoral	-	-	-	-	13	-	09-14	09 (N=02)	14-15	14 (N=20)

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

9.7.6 *Saxatilia lepidota*

Cichlidae	*Saxatilia lepidota* (Heckel, 1840)	Joaninha / Sabão





Figura 65, Tabela 65

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Sem informações.

JUVENIL

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 36,93 a 40,15 mm.

Forma do corpo: O corpo é moderado, a cabeça varia de grande a moderada e o diâmetro do olho é moderado.

Posição da boca: Boca superior e protrátil.

Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.

PIGMENTAÇÃO

Apresenta uma faixa horizontal conspícua que se estende do focinho ao pedúnculo caudal. Duas máculas arredondadas bem evidentes estão presentes: uma na região opercular, acima da nadadeira peitoral, e outra na base da nadadeira caudal, acima da linha mediana. As nadadeiras apresentam pigmentação ao longo dos raios, reduzida em indivíduos maiores. A região ventral não apresenta pigmentação.

MERÍSTICA

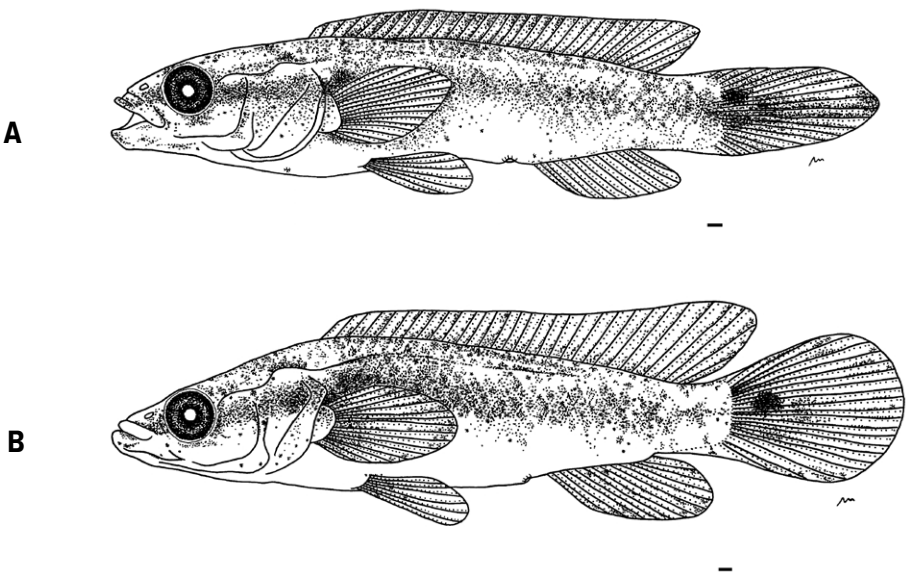
Raios das nadadeiras:

Dorsal: 31
Anal: 13
Pélvica: 06
Peitoral: 15

CARACTERES ESPECÍFICOS

Diferencia-se de *C. kelberi* por apresentar mancha umeral e uma mancha conspícua no pedúnculo caudal acima da linha mediana. Também apresenta os raios de tamanho uniforme ao longo da nadadeira dorsal.

Figura 65 – Desenvolvimento inicial de *Saxatilia lepidota*. **A.** e **B.** Juvenil (36,93 mm CP; 40,15 mm CP). Escala = 1 mm



Fonte: Ilustração de Mariane Olimpio Farias (2026).

Tabela 65 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em juvenis de *Saxatilia lepidota*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N = 0)		FL (N = 0)		FP (N = 0)		J (N = 02)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	-	-	-	-	-	-	43,36-50,82	47,09±5,28
CP	-	-	-	-	-	-	-	-	36,93-40,15	38,54±2,28
CF	-	-	-	-	-	-	-	-	3,05-3,30	3,18±0,18
DOL	-	-	-	-	-	-	-	-	3,40-3,45	3,43±0,04
CC	-	-	-	-	-	-	-	-	12,34-13,10	12,72±0,54
AC	-	-	-	-	-	-	-	-	6,19-6,22	6,21±0,02
ACO	-	-	-	-	-	-	-	-	7,78-9,70	8,74±1,36
FND	-	-	-	-	-	-	-	-	10,78-12,27	11,53±1,05
FNA	-	-	-	-	-	-	-	-	24,51-29,09	26,80±3,24
FNL	-	-	-	-	-	-	-	-	14,88-15,66	15,27±0,55
FNP	-	-	-	-	-	-	-	-	11,69-12,80	12,25±0,78
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	47,25-50,41	48,83±2,23
CF/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	24,72-25,19	24,95±0,34
DOL/CC	-	-	-	-	-	-	-	-	26,34-27,55	26,94±0,86
CC/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	32,63-33,41	33,02±0,56
ACO/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	21,07-24,16	22,61±2,19
FND/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	29,19-30,56	29,88±0,97
FNA/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	66,37-72,45	69,41±4,30
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	39,00-40,29	39,65±0,91
FNP/CP	-	-	-	-	-	-	-	-	31,65-31,88	31,77±0,16
Miômeros										
Pré-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pós-anal	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	-	-	-	-	31	-
Anal	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	06	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	-	-	15	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

ACANTHURIFORMES

9.8 Acanthuriformes (Segundo Near; Thacker, 2024)

Os peixes desta ordem são facilmente reconhecidos por possuírem o corpo completamente coberto por escamas, incluindo a cabeça; nadadeira dorsal visivelmente fragmentada, com porção anterior formada por uma série de raios duros (espinhos) e porção posterior formada por uma série de raios ramificados moles, com raio anterior das nadadeiras anal e pélvica duro (espinho); linha lateral completa do opérculo ao início da nadadeira caudal, boca protrátil com dentes, nadadeiras peitorais na lateral do corpo, nadadeiras pélvicas ventrais, posicionadas anteriormente, quase abaixo das nadadeiras peitorais, e nadadeira adiposa ausente. É a ordem de vertebrados mais diversificada do mundo, habitando ambientes de água doce e marinho. Na bacia do rio São Francisco, a ordem é representada por espécies da Família Sciaenidae.

Sciaenidae (Segundo Britski; Sato; Rosa, 1988; Casatti, 2003)

É uma família de origem marinha que apresenta espécies confinadas à água doce. Seus representantes são conhecidos popularmente como corvinas ou pescadas, com importância na pesca comercial, esportiva e de subsistência. Apresentam nadadeira dorsal longa, com a primeira porção de espinhos (6-13) e a porção mole com um espinho e raios moles (18-44), nadadeira anal com um ou dois espinhos, linha lateral prolongada até a porção final da nadadeira caudal, focinho e região mentoniana com poros conspícuos. Três espécies da família são encontradas na bacia, sendo aqui descritas o desenvolvimento inicial de *Pachyurus squamipennis*.

9.8.1 *Pachyurus squamipennis*

Sciaenidae	*Pachyurus squamipennis* Agassiz, 1831	Pescada-branca / Curvina

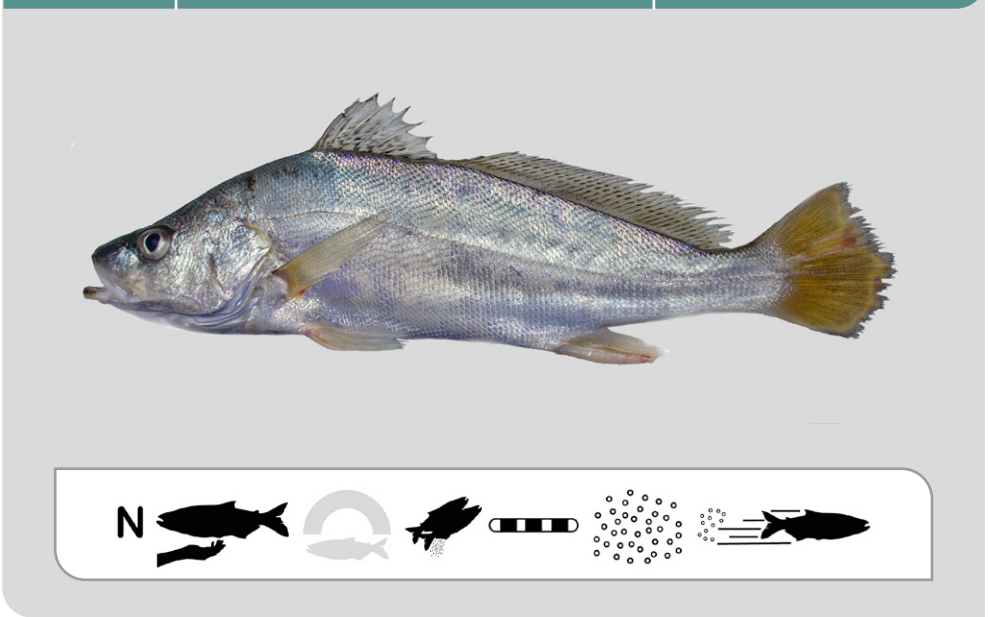


Figura 66, Tabela 66

ONTOGENIA INICIAL

OVO

Sem informações.

LARVA

Estágios de referência: PF, FL e FP.

MORFOLOGIA

Comprimento padrão: 2,22 – 6,68 mm.
Tamanho à eclosão: Sem informações.
Forma do corpo: O corpo varia de longo a moderado, a cabeça de moderada a grande e o diâmetro do olho varia de moderado a pequeno.
Absorção do saco vitelino: Absorvido com cerca de 2,22 mm.
Órgão adesivo: Ausente.
Forma e pigmentação dos olhos: Esféricos e completamente pigmentados com cerca de 2,22 mm.
Flexão da notocorda: Flexionada com aproximadamente 2,95 mm.
Posição da boca: Boca superior.
Posição do ânus: Localizado no terço mediano do corpo.
Bexiga natatória: Inflada com cerca de 2,22 mm.
Escamas: Ausentes.

PIGMENTAÇÃO

Os pigmentos são escassos ao longo de todo o desenvolvimento larval e se distribuem aleatoriamente no corpo e cabeça.

DESENVOLVIMENTO DAS NADADEIRAS

Presentes à eclosão: Sem informações.

Início e término de formação da nadadeira*:

Dorsal: Com 4,61 mm, apresenta alguns raios; com 6,68 estão totalmente formados.

Anal: Com 4,61 mm, apresenta alguns raios; com 6,68 estão totalmente formados.

Pélvica: Sem informações.

Peitoral: Com 5,60 mm, apresenta alguns raios; com 6,68 mm os raios não estão totalmente formados.

Absorção completa da "finfold": sem informações.

Sequência de formação das nadadeiras e segmentação dos raios: Caudal, dorsal, anal, peitoral e pélvica.

MERÍSTICA

Miômeros:

Pré-anal: 07 – 11 (Mo = 07)

Pós-anal: 11 – 16 (Mo = 15)

Total: 20 – 25 (Mo = 22)

Raios das nadadeiras:

Dorsal: 29 – 46 (Mo = 44)

Anal: 08 – 10 (Mo = 09)

Pélvica: -

Peitoral: 13 – 15 (Mo = 14)

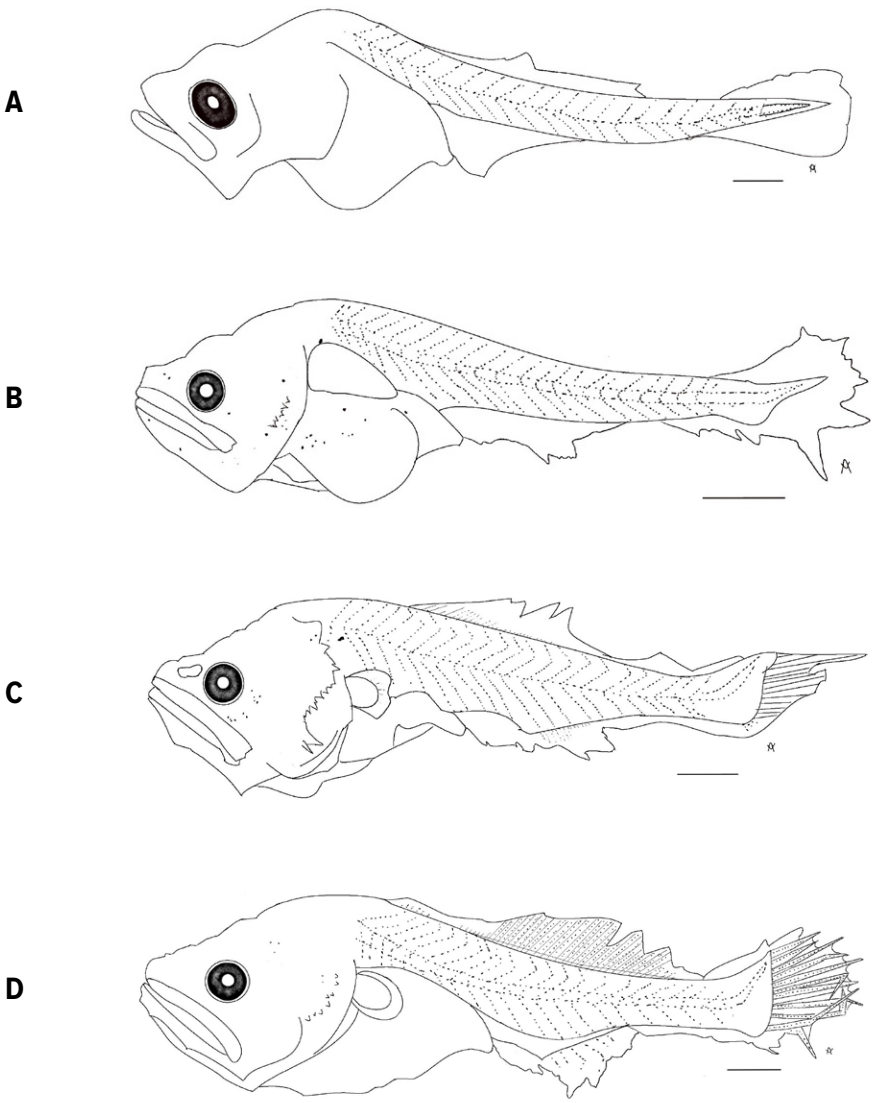
CARACTERES ESPECÍFICOS

Em estágios mais avançados, apresenta espinhos na região cefálica. A presença de um corpo mais alto, o formato distinto da cabeça e o diâmetro ocular menor a diferenciam de sua congênere *Pachyurus francisci*.

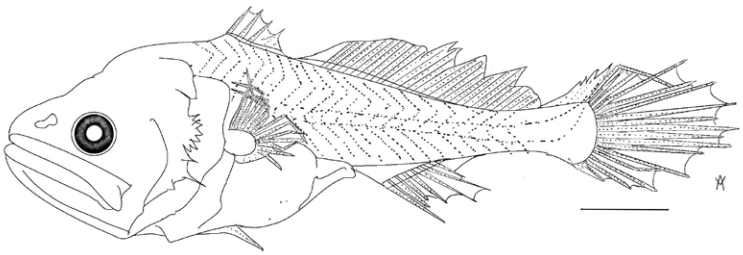
JUVENIL

Sem informações.

Figura 66 – Desenvolvimento inicial de *Pachyurus squamipennis*. Larvas: **A.** Pré-flexão (2,88 mm CP); **B.** e **C.** Flexão (3,95 mm CP; 4,88 mm CP); e **D.** e **E.** Pós-flexão (5,71 mm CP; 6,68 mm CP). Escala = 1 mm



E



Fonte: Acácia Santos da Silva (2026).

Tabela 66 – Valores mínimos (Min) e máximos (Max), média (X) e desvio-padrão (DP) em (mm e %) das variáveis morfométricas e as relações corporais obtidas em larvas de *Pachyurus squamipennis*. (LV = larval vitelino, PF = pré-flexão, FL = flexão, FP = pós-flexão, J = juvenil, Min = mínimo, Max = máximo, X = média, DP = desvio padrão, N = número de indivíduos analisados; traço (-) representa não disponível ou não visível)

Variáveis (mm)	Período larval								Período Juvenil	
	LV (N = 0)		PF (N =25)		FL (N = 25)		FP (N = 08)		J (N = 0)	
	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP	Min/Max	X±DP
CT	-	-	2,34-3,45	2,63±0,22	4,17-7,25	5,88±0,77	6,75-8,27	7,31±0,51	-	-
CP	-	-	2,22-3,29	2,49±0,22	2,95-5,79	4,90±0,44	5,49-6,68	5,96±0,45	-	-
CF	-	-	0,15-0,26	0,21±0,02	0,32-0,53	0,44±0,06	0,50-0,86	0,60±0,13	-	-
DOL	-	-	0,14-0,24	0,16±0,02	0,25-0,43	0,35±0,05	0,37-0,53	0,45±0,05	-	-
CC	-	-	0,50-0,81	0,61±0,07	1,13-1,98	1,61±0,22	1,89-2,58	2,14±0,25	-	-
AC	-	-	0,37-0,68	0,50±0,06	0,93-1,89	1,41±0,22	1,63-2,16	1,84±0,18	-	-
ACO	-	-	0,40-0,79	0,53±0,08	1,13-1,78	1,51±0,19	1,65-2,29	1,95±0,23	-	-
FND	-	-	-	-	1,81-1,99	1,91±0,07	1,76-2,50	2,17±0,22	-	-
FNA	-	-	-	-	2,73-3,71	3,21±0,23	3,28-4,28	3,75±0,35	-	-
FNL	-	-	-	-	-	-	1,80-2,50	2,27±0,31	-	-
FNP	-	-	0,52-0,81	0,62±0,07	1,13-1,98	1,62±0,22	1,92-2,58	2,17±0,23	-	-
Relações morfométricas										
AC/CC	-	-	63,79-98,00	83,27±7,38	80,45-95,56	86,45±4,12	80,49-95,85	86,23±5,60	-	-
CF/CC	-	-	25,93-43,10	34,95±4,56	21,69-32,91	27,42±2,57	22,52-33,33	27,89±3,29	-	-
DOL/CC	-	-	23,44-32,00	26,98±2,10	18,44-23,89	21,49±1,33	19,58-22,28	21,18±0,95	-	-
CC/CP	-	-	20,41-26,23	24,30±1,59	28,61-35,82	32,79±2,02	34,43-38,62	35,77±1,57	-	-
ACO/CP	-	-	17,17-26,04	21,29±2,02	27,02-34,10	30,68±2,13	29,86-36,64	32,65±2,23	-	-
FND/CP	-	-	-	-	35,01-42,31	38,35±2,22	31,43-38,75	36,36±2,34	-	-
FNA/CP	-	-	-	-	60,66-67,21	63,49±1,64	58,57-64,07	62,78±1,93	-	-
FNL/CP	-	-	-	-	-	-	32,14-39,52	36,97±2,86	-	-
FNP/CP	-	-	21,22-29,18	24,74±1,83	28,61-35,82	32,99±1,99	34,97-38,62	36,32±1,23	-	-
Miômeros										
Pré-anal	-	-	07-09	07 (N=16)	08-11	09 (N=07)	08-10	09 (N=04)	-	-
Pós-anal	-	-	14-15	15 (N=12)	12-15	13 (N=08)	11-16	16 (N=04)	-	-
Total	-	-	21-23	22 (N=11)	20-25	23 (N=07)	20-25	20 (N=02)	-	-
Raios										
Dorsal	-	-	-	-	29-44	44 (N=02)	43-46	45 (N=03)	-	-
Anal	-	-	-	-	08-10	09 (N=07)	08-10	08 (N=04)	-	-
Pélvica	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Peitoral	-	-	-	-	-	-	13-15	13 (N=02)	-	-

Fonte: Elaborado por Rosa, Santos, M.L.A., Santos, G.B., Salvador, Silva, A.S., Santos, V.G.S., Severi, Brito e Bialetzki (2026).

Parte 4

CONSERVAÇÃO DA ICTIOFAUNA DO RIO SÃO FRANCISCO



CAPÍTULO 10

AMEAÇAS E ESTRATÉGIAS PARA A CONSERVAÇÃO DE HÁBITATS ESSENCIAIS PARA PEIXES NA BACIA DO RIO SÃO FRANCISCO

Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito
Andréa Bialetzki
Gilmar Bastos Santos
Isabel de Carvalho Costa Marques
Gilberto Nepomuceno Salvador
Carlos Bernardo Mascarenhas Alves
Raquel Coelho Loures Fontes
William Severi
Gustavo Ribeiro Rosa

10.1 Introdução

A bacia do rio São Francisco abriga uma ictiofauna diversificada, representada atualmente por 272 espécies nativas (ver Capítulo 2). Essa elevada diversidade reflete não apenas a complexidade morfológica das espécies, mas também a variedade de comportamentos, estratégias alimentares e modos reprodutivos. Entre os grupos mais representativos, destacam-se os peixes migradores, que exibem um padrão reprodutivo caracterizado pelo deslocamento ascendente durante a estação chuvosa, popularmente conhecido como “piracema”.

Quando alcançam os sítios de desova, localizados em tributários ou no canal do rio principal, os peixes liberam seus gametas diretamente na água. Após a fertilização, ovos e larvas em desenvolvimento são transportados passivamente pela correnteza, sendo depositados em zonas de retenção ao longo do rio ou em ambientes laterais, como várzeas, lagoas marginais, remansos e confluência

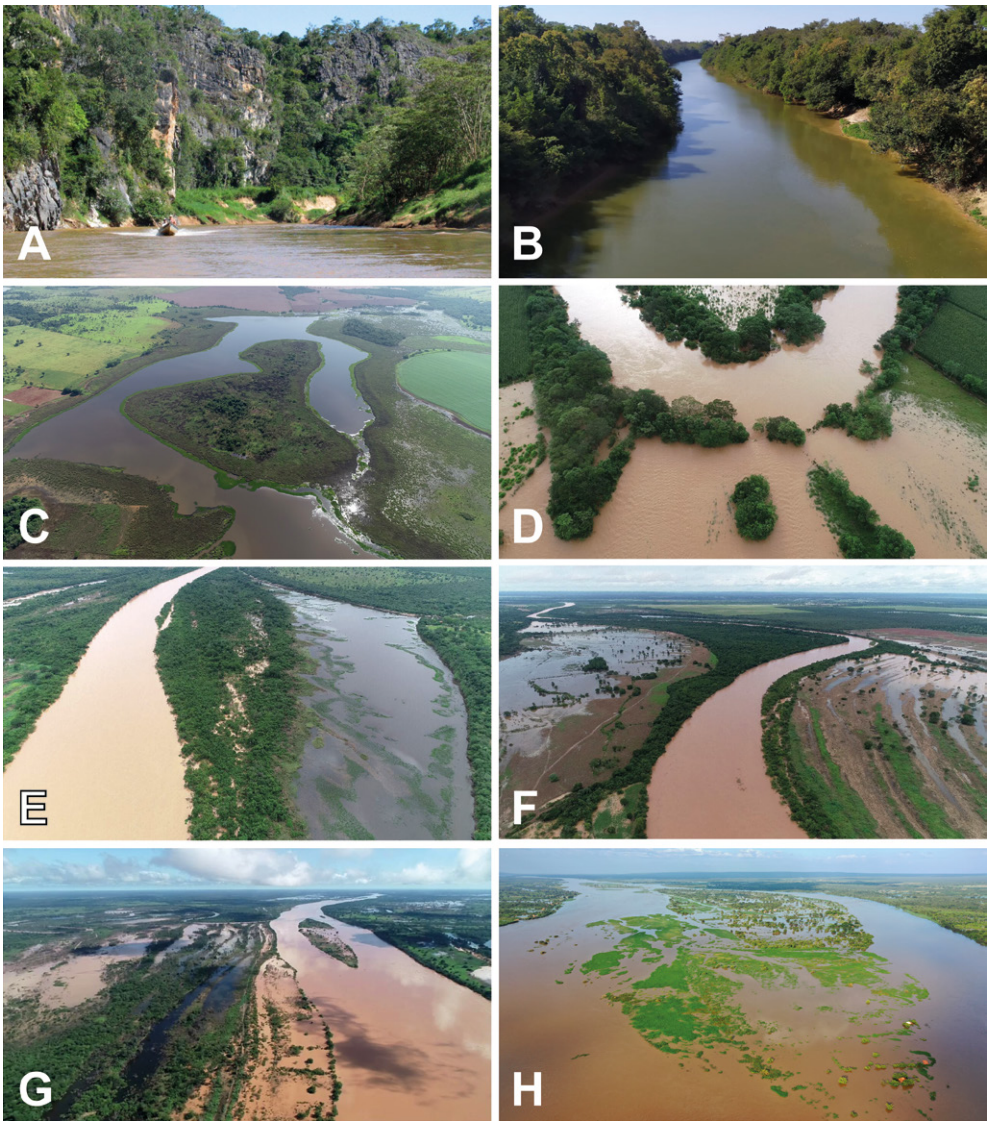
BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa; SANTOS, Gilmar Bastos; MARQUES, Isabel de Carvalho Costa; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; FONTES, Raquel Coelho Loures; SEVERI, William; ROSA, Gustavo Ribeiro. Ameaças e estratégias para a conservação de hábitats essenciais para peixes na bacia do rio São Francisco. *In*: ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Gilmar Bastos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BIALETZKI, Andréa (org.). **História inicial de vida dos peixes do Velho Chico**. Belo Horizonte: Companhia Energética de Minas Gerais-CEMIG, 2026. cap. 10, p. 453-472.

com tributários. Durante a deriva e o desenvolvimento, a taxa de mortalidade é elevada, e o sucesso reprodutivo depende da disponibilidade de hábitats adequados ao desenvolvimento e recrutamento quando ovos e larvas atingem esses locais. Esses padrões são bem conhecidos na literatura (Northcote, 1978; Agostinho, A.A.; Gomes, L.C.; Suzuki; Júlio Jr., c2003; Godinho, A.L.; Pompeu, c2003; Resende, c2003) e para a bacia do rio São Francisco, um estudo detalhado é apresentado por Lopes, Peressin, Andrade, F.R., Moreira, Ludwig, Pimentel, Wouters, Prado, Suzuki, Alves e Pompeu (2024).

Para compreender os fatores que influenciam a sobrevivência dos peixes durante a sua ontogenia inicial, é essencial considerar a dinâmica do fluxo de água do rio, que regula os processos de produção, armazenamento e transporte de matéria orgânica nos sistemas lóticos (Humphries; Keckeis; Finlayson, 2014). Durante os períodos de cheia, há um aumento de material alóctone proveniente das regiões a montante, que tende a se acumular em áreas de retenção ao longo do curso do rio. Em eventos de maior magnitude, quando ocorre o transbordamento da calha, a dinâmica do transporte de nutrientes deixa de ser exclusivamente longitudinal e passa a ocorrer também transversalmente, conectando o canal principal às áreas marginais (Junk; Bayley; Sparks, 1989). Essa interação entre regime hidrológico e as características físicas da paisagem potencializa a produtividade e a disponibilidade de alimento, criando condições propícias para o desenvolvimento inicial e o recrutamento das espécies (Humphries; King; McCasker; Kopf; Stoffels; Zampatti; Price, 2020).

A conservação desse sistema complexo ainda representa um desafio significativo. Historicamente, a gestão dos recursos pesqueiros, especialmente no caso dos peixes migradores, tem se baseado na implementação de medidas protetivas, como a definição de tamanhos mínimos de captura (Instituto Estadual de Florestas (IEF) (Minas Gerais). Portaria IEF nº 111, de 16 de outubro de 2003; Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). Portaria nº 18, de 11 de junho de 2008), o estabelecimento do período de defeso (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). Portaria nº 50, de 5 de novembro de 2007; Instituto Estadual de Florestas (IEF) (Minas Gerais). Portaria IEF nº 154, de 13 de outubro de 2011), e a criação de planos de ação com base nas listas de espécies ameaçadas (Brasil. Portaria MMA nº 148, de 7 de junho de 2022). No entanto, essas ações ainda são insuficientes, pois a conservação das espécies depende diretamente da proteção dos ambientes nos quais elas ocorrem. Para garantir a efetividade das ações de manejo, considera-se fundamental adotar o conceito de *Hábitats Essenciais para Peixes* (HEP, em inglês, "*Essential Fish Habitat*"), que inclui os corpos d'água e substratos necessários para que as espécies completem o seu ciclo de vida (Estados Unidos. Departament of Commerce (USDOC), 1996). Na bacia do rio São Francisco, os HEP correspondem, primariamente, a extensos trechos de rios livres de barramentos e conectados a planícies de inundação funcionais, englobando os sítios de desova, trechos lóticos utilizados na migração de adultos, deriva do ictioplâncton e áreas de desenvolvimento inicial dos peixes (Figura 1).

Figura 1 – Hábitats essenciais para peixes na bacia do rio São Francisco: **A.** Rio Sambará, **B.** Rio Paracatu em seu alto curso, **C.** Lagoa de Inhuma na região de Iguatama, **D.** Inundação do rio São Francisco na lagoa de Inhuma, **E-F.** Rio Paracatu inundando suas lagoas marginais no baixo curso, **G.** Rio São Francisco inundando a lagoa Saco de São Francisco e **H.** Rio São Francisco e sua planície de inundação na região de Xique-Xique



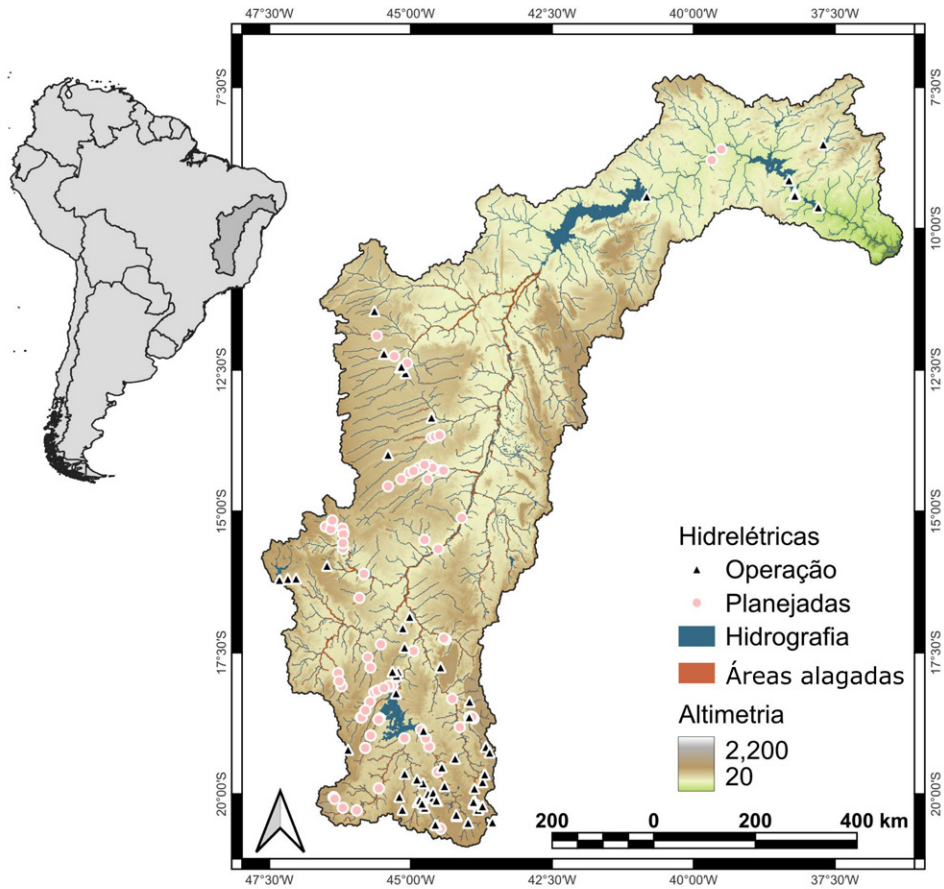
Fonte: Fotos **A** de Breno Perillo Nogueira (2026), **B-G** de Gustavo Ribeiro Rosa (2026) e **H** de Pedro Gargur dos Santos Coroa (2026).

10.2 Principais ameaças aos HEP

10.2.1 Fragmentação do hábitat

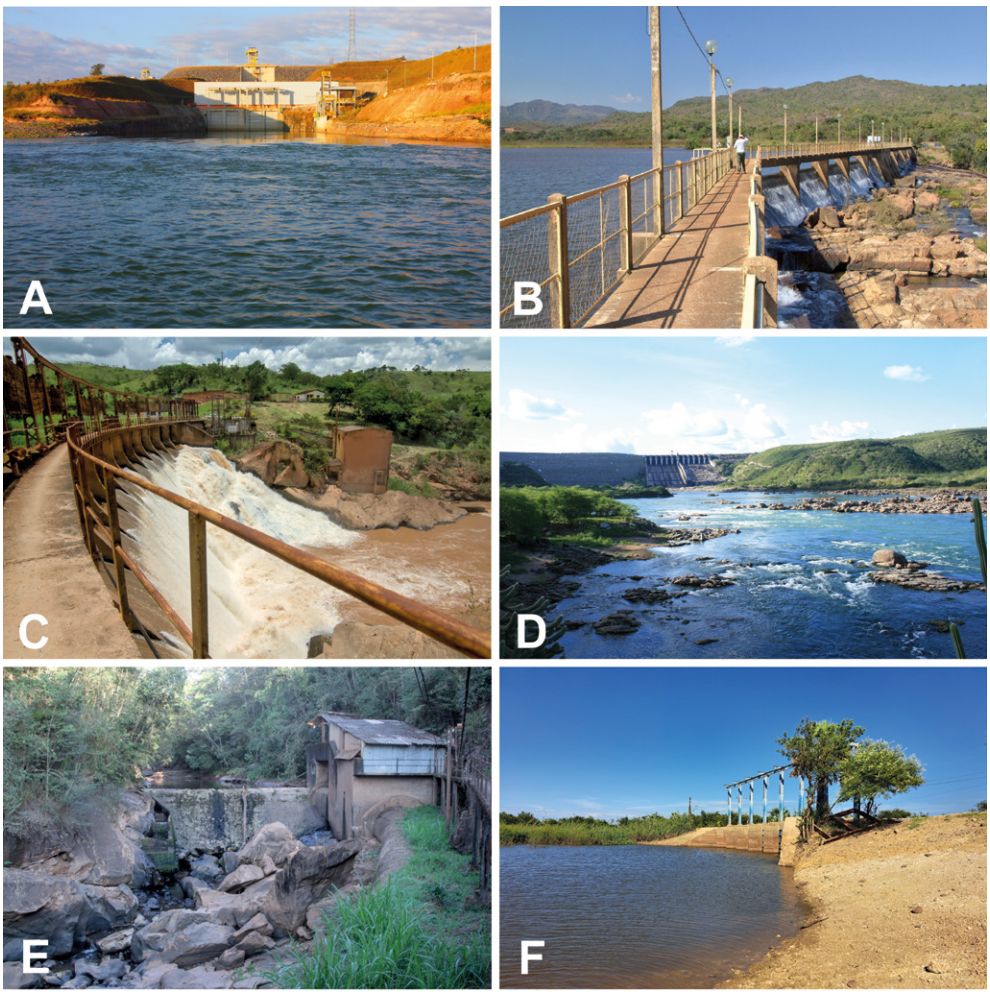
A bacia do São Francisco possui atualmente 73 hidrelétricas em operação ao longo de seu curso principal e afluentes (Agência Nacional de Energia Elétrica (ANEEL), 2025a), além de mais de 70 novos empreendimentos previstos pelo Sistema de Informações Georreferenciadas do Setor Elétrico (SIGEL) (Agência Nacional de Energia Elétrica (ANEEL), 2025b) (Figura 2). Um dos principais impactos dessas estruturas sobre os peixes migradores é a fragmentação entre os hábitats de desova e alimentação, comprometendo o ciclo de vida dessas espécies (Figura 3). Adicionalmente, a instalação de grandes reservatórios de acumulação também altera o regime de cheias de jusante, modificando a dinâmica fluvial natural do rio (Agostinho, A.A.; Marques, E.E.; Agostinho, C.S.; Almeida; Oliveira, R.J.; Melo, J.R.B., 2007). Atualmente, as hidrelétricas em operação na bacia afetam negativamente populações de peixes migradores em grandes afluentes, como os rios Pará e Paraopeba (Barroca; Santos, G.B.; Duarte; Kalapothakis, 2012; Pereira, A.H., 2021). A calha principal do São Francisco também é fortemente impactada, especialmente pelo funcionamento das usinas de Três Marias (alto São Francisco), Sobradinho (médio), Itaparica, Apolônio Sales e o complexo de Paulo Afonso (submédio), além da usina de Xingó (baixo São Francisco) (Sato; Bazzoli; Rizzo; Boschi; Miranda, 2005; Luz, S.C.S.; El-Deir; França; Severi, 2009; D'Avilla; Costa Neto; Brito, 2021).

Figura 2 – Empreendimentos hidrelétricos em operação e planejados na bacia hidrográfica do rio São Francisco



Fonte: Elaborado por Gilberto Nepomuceno Salvador (2026).

Figura 3 – Barramentos em cursos d'água na bacia do rio São Francisco: **A.** Hidrelétrica de Retiro Baixo no rio Paraopeba, **B.** PCH Paraúna no rio Paraúna, **C.** PCH Salto do Paraopeba no rio Paraopeba, **D.** Usina hidrelétrica de Xingó, **E.** CGH Bonga no rio Itabirito, **F.** Barramento no canal de conexão entre as lagoas Ipueira e Itaparica em Xique-Xique



Fonte: Fotos **A** de Tiago Casarim Pessali (2026), **B-C, E** de Gilberto Nepomuceno Salvador (2026), **D** de Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito (2026) e **F** de Pedro Gargur dos Santos Coroa (2026).

O bloqueio do canal principal pelas barragens impede o acesso dos peixes migradores aos sítios de desova localizados a montante, como documentado nas bacias dos rios Pará e Paraopeba (Alves, 2007; Santos, H.A.; Pompeu; Kenji, 2012). Entretanto, os efeitos da fragmentação

sobre as populações de peixes variam conforme as características específicas de cada sub-bacia. Em alguns casos, a presença de afluentes de maior porte a jusante pode atenuar os efeitos negativos da interrupção do fluxo (Pelicice; Agostinho, 2008). Na bacia do rio Pará, por exemplo, a rota migratória atual foi desviada para o trecho alto do rio Itapecerica, uma vez que a calha principal foi barrada pela construção da hidrelétrica de Gafanhoto (Santos, H.A.; Pompeu; Kenji, 2012). Em contraste, o rio Paraopeba, por não possuir afluentes relevantes a jusante, apresenta um padrão distinto, em que a desova ocorre predominantemente no próprio canal principal.

A influência de hidrelétricas sobre a vazão dos rios é particularmente evidente a jusante da UHE Três Marias, que regula os pulsos de cheia essenciais para a desova na extensa planície de inundação do alto e médio São Francisco (Godinho, A.L.; Kynard; Martinez, 2007). Atualmente, os peixes migradores desovam principalmente a jusante dessa hidrelétrica, na barra do rio Abaeté, um afluente livre de barramentos e regulação de fluxo (Godinho, A.L.; Kynard; Godinho, H.P., 2010). Porém, a proposta de construção da hidrelétrica de Formoso, entre os municípios de Pirapora e Buritizeiro, ameaça essa área crítica para os estoques pesqueiros da bacia (Gomes, J.P.C.; Salvador; Casarim; Pompeu; Brito; Andrade, F.R.; Alves; Prado; Pessali; Vieira, 2020). Situação semelhante ocorre no baixo São Francisco, onde a cascata de usinas – Itaparica, Apolônio Sales, Paulo Afonso (I, II, III, IV) e Xingó – alterou drasticamente o regime hidrológico, contribuindo para o desaparecimento de algumas espécies migradoras como o surubim e o dourado (D'Avilla; Costa Neto; Brito, 2021).

Medidas de compensação ambiental, como a construção de sistemas de transposição de peixes (STPs), frequentemente adotadas pelos empreendedores como estratégia para mitigar impactos, não têm eficácia comprovada e quando implementados em locais inadequados podem resultar em armadilhas ecológicas (Pelicice; Agostinho, 2008). Um exemplo claro ocorre em áreas onde os locais de desova e crescimento estão separados pela barragem. Quando a desova ocorre a montante da barragem, a deriva do ictioplâncton através do lago representa um obstáculo significativo, devido à ausência de fluxo e à baixa capacidade natatória das larvas (Agostinho, A.A.; Marques, E.E.; Agostinho, C.S.; Almeida; Oliveira, R.J.; Melo, J.R.B., 2007; Pelicice; Pompeu; Agostinho, 2015). Adicionalmente, a passagem forçada por turbinas e vertedouros intensifica o problema, provocando alta mortalidade de ovos e larvas (Brown; Limburg; Waldman; Stephenson; Glenn; Juanes; Jordaan, 2013; Boys; Robinson; Miller; Pflugrath; Baumgartner, L.J.; Navarro; Brown; Deng, 2016), o que compromete seriamente a manutenção das populações migradoras.

A construção de novas hidrelétricas na bacia do rio São Francisco potencializará os impactos já observados, criando um cenário comparável ao do alto rio Paraná, onde a intensa fragmentação comprometeu severamente a ictiofauna nativa (Agostinho; Gomes, L.C.; Veríssimo; Okada, 2004; Agostinho; Thomaz; Gomes, L.C., 2004). A expansão do número de barramentos poderá afetar também as populações do alto e médio São Francisco, duas regiões notadamente piscosas da bacia. No trecho alto, a montante da UHE Três Marias, está prevista a implementação de seis

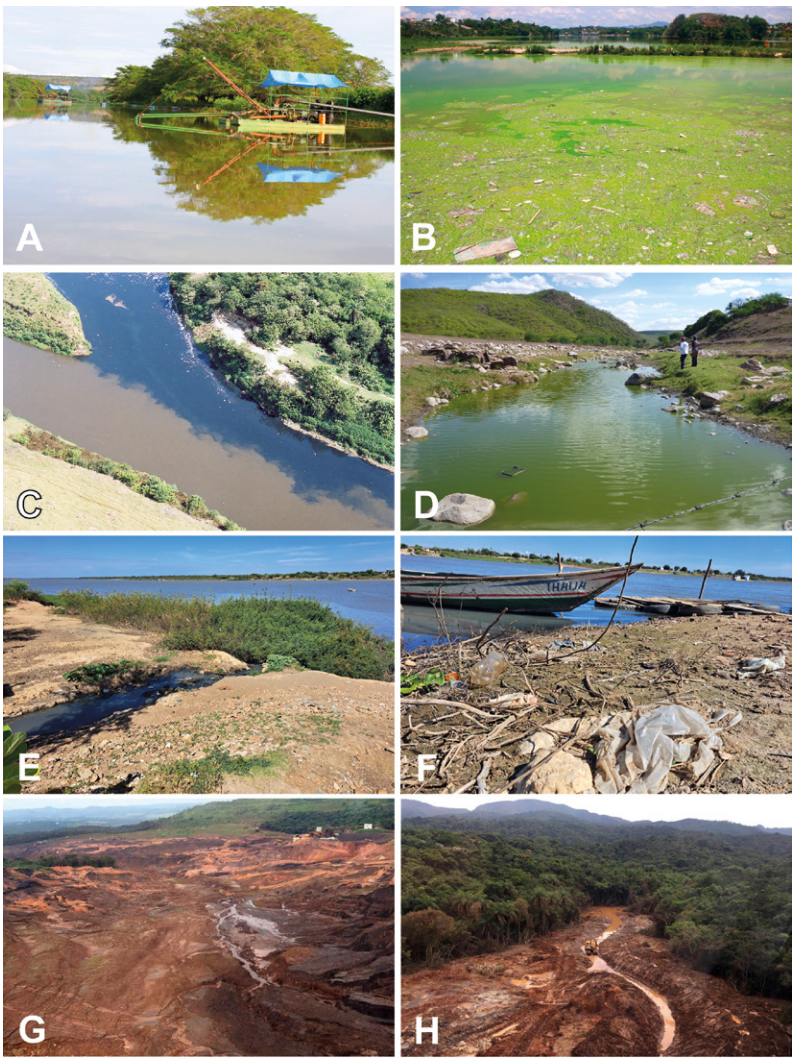
novas hidrelétricas somente na calha principal e, caso sejam construídas, provocarão a fragmentação entre os sítios de alimentação e reprodução das espécies de curimatás (*Prochilodus* spp.) dessa região (Lopes; Peressin; Andrade, F.R.; Moreira; Ludwig; Pimentel; Wouters; Prado; Suzuki; Alves; Pompeu, 2024). No médio São Francisco, uma hidrelétrica encontra-se em processo de licenciamento e outras duas têm projetos básicos aprovados (Gomes, J.P.C.; Salvador; Casarim; Pompeu; Brito; Andrade, F.R.; Alves; Prado; Pessali; Vieira, 2020). Ao menos uma dessas usinas impactará diretamente as populações de peixes migradores do rio Abaeté, considerado uma das principais áreas de recrutamento da região (Godinho, A.L.; Kynard; Godinho, H.P., 2010). Ademais, a regulação da vazão nesse trecho comprometerá a formação de dezenas de lagoas marginais, hábitats críticos para a reprodução e crescimento de diversas espécies de peixes. O trecho entre a barragem da UHE Três Marias e o remanso do reservatório da UHE Sobradinho, representa hoje um dos maiores trechos livres de grandes rios brasileiros (excetuando a Amazônia). Esse pode ser considerado um "trecho vivo" do rio São Francisco, onde todos os processos ecológicos ainda ocorrem de forma natural, conectados a importantes afluentes também não regulados de Minas Gerais e Bahia.

No trecho submédio da bacia, diversas lagoas marginais localizadas na margem esquerda do trecho livre do rio São Francisco, entre a UHE Sobradinho e o reservatório de Itaparica, têm sido sistematicamente isoladas da calha principal do rio devido a intervenções antrópicas. Entre os principais fatores responsáveis por esse isolamento, destacam-se o represamento para armazenamento de água destinado à irrigação, a obstrução e o desvio dos canais originais que conectam as lagoas ao rio e a construção de estradas de acesso às propriedades próximas às margens. Tais intervenções, associadas ao controle de vazão do rio pela UHE Sobradinho, têm restringido ou até eliminado o papel dessas áreas com hábitats essenciais para o desenvolvimento inicial e recrutamento de diversas espécies (Luz, S.C.S.; El-Deir; França; Severi, 2009).

10.2.2 Poluição aquática

A poluição dos rios emerge como um dos fatores críticos que impactam negativamente o ciclo de vida da ictiofauna da bacia do rio São Francisco. Este problema decorre, principalmente pela dragagem, descarte inadequado de efluentes domésticos e industriais, acúmulo de lixo e depósito irregular de rejeitos de minério (Figura 4) (Souza, A.M.; Salviano; Melo, J.F.B.; Felix; Belém; Ramos, 2016; Dantas; Oliveira, J.C.; Pinto; Oliveira, S.C., 2020). Na bacia do rio das Velhas, por exemplo, o início do tratamento do esgoto doméstico no início dos anos 2000 resultou em uma ampliação da área de distribuição de espécies migradoras até a Região Metropolitana de Belo Horizonte (RMBH). Esse fenômeno pode ser observado em espécies como os curimatás (*Prochilodus argenteus* e *Prochilodus costatus*), matrinchã (*Brycon orthotaenia*) e dourado (*Salminus franciscanus*), que foram registrados na pesca experimental, além do surubim (*Pseudoplatystoma corruscans*), reportado por moradores de Rio Acima (Alves; Pompeu, 2018).

Figura 4 – Impactos geradores de poluição na bacia do rio São Francisco: **A.** Dragagem de areia no rio Paraopeba, **B.** Lagoa da Pampulha em Belo Horizonte que recebe grande carga de esgotos dos bairros circunvizinhos e efluentes não tratados da cidade de Contagem, **C.** Rio Arrudas, à direita, lançando os efluentes não tratados da região metropolitana de Belo Horizonte no rio das Velhas, à esquerda, **D.** Eutrofização de riacho do semiárido alagoano em decorrência do lançamento de efluentes da criação de porcos, **E.** Lançamento de esgoto urbano *in natura* e **F.** Descarte de lixo na Lagoa Ipueira em Xique-Xique, **G-H.** Rompimento da barragem de rejeito de mineração na sub-bacia do rio Paraopeba na região de Brumadinho



Fonte: Fotos **A-B** de Tiago Casarim Pessali (2026), **C** de Carlos Bernardo Mascarenhas Alves (2026), **D** de Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito, **E-F** de Pedro Gargur dos Santos Coroa (2026) e **G-H** de Gustavo Ribeiro Rosa (2026).

A presença de substâncias químicas, como metais pesados, hormônios, pesticidas e efluentes domésticos representa um risco significativo para os peixes em diferentes estágios de desenvolvimento (Sfakianakis; Renieri; Kentouri; Tsatsakis, 2015; Barreto; Souza, T. L.; Morais; Souza, A. C.; Martins; Oliveira, A.; Ribeiro, 2024). O despejo de efluentes aumenta a sedimentação no leito dos rios, obstruindo hábitats essenciais e reduzindo as áreas disponíveis para alimentação, reprodução e abrigo (Kemp; Sear; Collins; Naden; Jones, 2011). Adicionalmente, as lagoas marginais são particularmente suscetíveis à eutrofização, e o acúmulo de sedimentos nessas áreas pode reduzir os níveis de oxigênio dissolvido na água, comprometendo a sobrevivência dos peixes e inviabilizando a utilização desses ambientes como berçários (Newton; Icely; Cristina; Brito; Cardoso, A.C.; Colijn; Dalla Riva; Gertz; Hansen; Holmer; Ivanova; Leppäkoski; Canu; Mocenni; Mudge; Murray; Pejrup; Razinkovas; Reizopoulou; Pérez-Ruzafa; Schernewski; Schubert; Carr; Solidoro; Viaroli; Zaldívar, 2014). No trecho mineiro da bacia do São Francisco, as regiões mais afetadas pelo esgoto não tratado estão localizadas nas bacias dos rios Pará, Velhas e Paraopeba, enquanto as bacias dos rios Pandeiros e Calindó apresentam menores níveis de impacto (Dantas; Oliveira, J.C.; Pinto; Oliveira, S.C., 2020; Salvador; Casarim; Rosa; Caldeira; Pompeu, 2020).

O crescimento da aquicultura em reservatórios também pode representar uma pressão adicional sobre a qualidade de água desses ambientes na bacia do rio São Francisco, uma vez que estudos apontam sua influência na entrada de nutrientes nos corpos d'água (Starling; Christofaro; Macedo-Reis; Maillard; Amorim, 2024). Em amostras de água superficial coletadas próximas a gaiolas de aquicultura no reservatório de Três Marias, foram encontrados antibióticos, três hormônios, cafeína e quatro substâncias perfluoroalquil e polifluoroalquil de cadeia longa e curta (PFASs). Os valores encontrados superam os níveis reportados em pesquisas mundiais, indicando riscos significativos para a biodiversidade, à integridade do ecossistema e à saúde humana, especialmente devido ao potencial de bioacumulação dessas substâncias e ao consumo de peixes contaminados (Rodrigues, D.A.S.; Starling; Barros; Santos, M.C.; Silva, E.S.; Viana; Ribeiro; Simcik; Amorim, 2024).

O rompimento da barragem da Mina Córrego do Feijão, em Brumadinho, que resultou na liberação de mais de 12 milhões de metros cúbicos de rejeitos na bacia do rio Paraopeba, exemplifica os danos ambientais que a bacia do São Francisco tem enfrentado ao longo das últimas décadas (Thompson, F.; Oliveira, B.C.; Cordeiro; Masi; Rangel; Paz; Freitas; Lopes; Silva, B.S.; Cabral; Soares; Lacerda; Vergilio; Lopes-Ferreira; Lima, C.; Thompson, C.; Rezende, 2020). Estudos realizados entre 2019 e 2021 indicaram diminuição na densidade de larvas de peixes na área a jusante do rio Paraopeba, próximo à foz do Córrego do Feijão, quando comparados a dados coletados entre 2015 e 2017, anteriores ao desastre (Pereira, A.H., 2021). Experimentos de laboratório também indicam que a exposição à água contaminada causou efeitos letais, subletais e teratogênicos em ovos e larvas de peixes, comprometendo a viabilidade do ictioplâncton (Thompson, F.; Oliveira, B.C.; Cordeiro; Masi; Rangel; Paz; Freitas; Lopes; Silva, B.S.; Cabral; Soares; Lacerda; Vergilio; Lopes-Ferreira; Lima, C.; Thompson, C.; Rezende, 2020; Peixoto, P.V.L.; Andrade, I.B.L.; Sales; Pereira, L.C., 2022).

A contaminação por microplásticos é uma preocupação crescente para os ecossistemas aquáticos (Azevedo-Santos; Brito; Manoel; Perroca; Rodrigues-Filho; Paschoal; Gonçales; Wolf; Bettler; Andrade, M.C.; Nobile; Lima, F.P.; Ruocco; Silva, C.V.; Perbiche-Neves; Portinho, Giarrizzo; Arcifa; Pelicice, 2021). A exposição a essas partículas pode resultar em atrasos na eclosão dos ovos e causar malformações na coluna, cauda e olhos dos embriões (De Marco; Conti; Giannetto; Cappello; Galati; Iaria; Pulvirenti; Capparucci; Mauceri; Ferrante; Maisano, 2022). Ademais, a semelhança entre microplásticos e zooplâncton, tanto na forma quanto na cor, induz as larvas a ingerirem inadvertidamente essas partículas (Lima, A.R.A.; Barletta; Costa, M.F., 2015). O aumento da concentração de microplásticos na água também prejudica a capacidade natatória das larvas (Qiang; Cheng, 2019), comprometendo sua habilidade de escapar de predadores e de localizar alimento, afetando diretamente as interações ecológicas desses organismos.

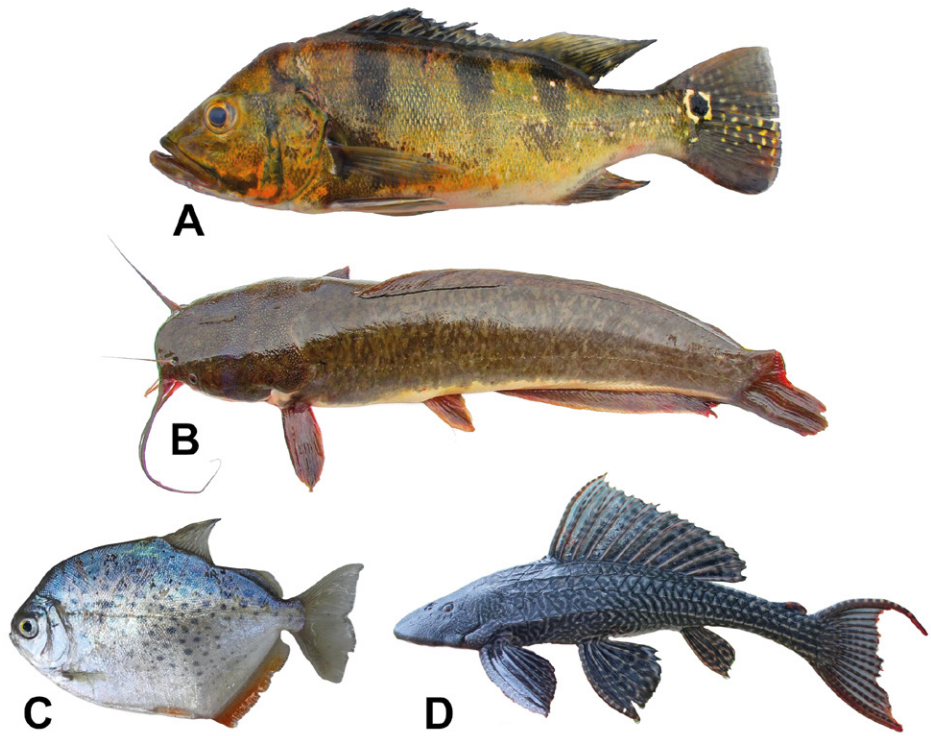
10.2.3 Introdução de espécies exóticas

A introdução de espécies exóticas (Figura 5) também representa uma séria ameaça às formas iniciais de desenvolvimento dos peixes. Atualmente, 38 espécies de peixes originárias de outras bacias hidrográficas competem por recursos com as espécies nativas do rio São Francisco. Predadores visualmente orientados e adaptados a ambientes lênticos, como os tucunarés (*Cichla* spp.) são sintópicos às larvas e juvenis de peixes nativos em lagoas marginais e regiões litorâneas de reservatórios, colocando em risco o recrutamento de espécies migradoras.

Adicionalmente, os registros recentes da presença do bagre-africano (*Clarias gariepinus*) em lagoas marginais do trecho final do alto São Francisco geram preocupações devido à voracidade desse predador, especialmente em um ambiente crítico para o recrutamento de peixes migradores. Conjuntamente, a presença do piauçu (*Megaleporinus macrocephalus*) também é alarmante, pois a espécie já compõe o desembarque pesqueiro na região do alto-médio São Francisco.

Peixes de médio porte, como o prolífico pacu-CD (*Metynnis lippincottianus*), dominam remansos, bancos de macrófitas e zonas de retenção, competindo diretamente com as espécies nativas por recursos, áreas de refúgio e reprodução (Assis; Dias-Filho; Magalhães, A.L.B.; Brito, 2017; Ludovice; Soares; Rosa; Gomes, M.V.T.; Brito, 2024). Outra espécie em rápida expansão na bacia é o cascudo-tigrado (*Pterygoplichthys ambrosettii*). Seu primeiro registro na bacia ocorreu em 2015 na bacia do rio Paraopeba (Frederico; Salvador; Andrade, A.; Rosa; Torquato, 2019). Atualmente há registros de indivíduos jovens e adultos ao longo de todo o trecho alto e parte do médio São Francisco, em tributários como rio das Velhas, Pará e Paraopeba, além de lagoas marginais. A tilápia (*Oreochromis niloticus*), por sua vez, encontra-se distribuída por toda a bacia, e a aquicultura é a forma mais comum de introdução.

Figura 5 – Espécies exóticas registradas na bacia do rio São Francisco: **A.** Tucunaré *Cichla kelberi*, **B.** Bagre-africano *Clarias gariepinus*, **C.** Pacu-CD *Metynnis lippincottianus* e **D.** Cascudo-tigrado *Pterygoplichthys ambrosettii*



Fonte: Fotos de Tiago Casarim Pessali (2026).

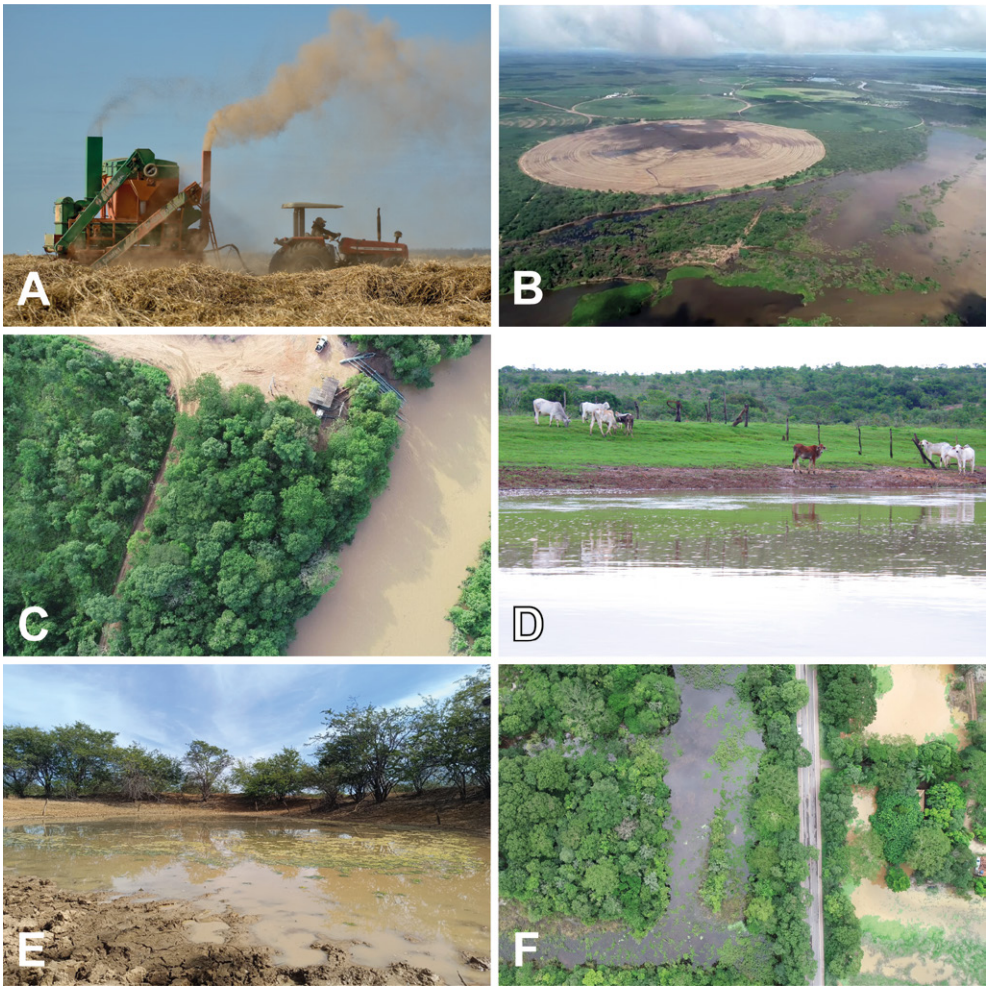
10.2.4 Desflorestamento e alteração do uso do solo

A degradação ambiental na bacia do rio São Francisco tem um impacto significativo na sobrevivência dos peixes em todo o seu desenvolvimento. A remoção da mata ciliar compromete a integridade do hábitats reduzindo os abrigos disponíveis para diversas espécies, além de provocar mudanças nas interações ecológicas e nas fontes de alimento que sustentam as teias alimentares aquáticas (Maceda-Veiga, 2013; Tolkkinen; Heino; Ahonen; Lehosmaa; Mykrä, 2020; Marques, N.C.S.; Jankowski; Macedo; Juen; Luiza-Andrade; Deegan, 2021). A diminuição do material alóctone, proveniente da vegetação ripária, afeta a abundância e a diversidade do zooplâncton (Gomes, A.C.A.M.; Gomes, L.F.; Roitman; Pereira, H.R.; Couto Junior; Costa, E.M.M.; Silva, M.L.C.; Jacobson; Ribeiro; Miranda Filho; Avila; Vieira, 2020; Silva-Araújo; Silva-Junior; Neres-Lima; Feijó-Lima; Tromboni; Lou-

renço-Amorim; Thomas; Moulton; Zandonà, 2020), que é um recurso alimentar essencial para as larvas. Adicionalmente, a perda da vegetação ripária acelera o processo de assoreamento e diminui o sombreamento natural, impactando negativamente o fitoplâncton, e, consequentemente, toda a cadeia trófica (Halliday; Skeffington; Wade; Bowes; Read; Jarvie; Loewenthal, 2016). As atividades antrópicas na bacia de drenagem, tanto em áreas urbanas quanto rurais, comprometem a qualidade da água, resultando em frequentes mortandades de peixes, especialmente com as primeiras chuvas após os períodos de estiagem (Pompeu; Alves; Callisto, 2005).

O MapBiomas (2022) registrou a perda de mais de 7 milhões de hectares de vegetação nativa na bacia do rio São Francisco ao longo das últimas três décadas, impulsionada principalmente pela expansão agropecuária (Figura 6). A silvicultura intensificou esse impacto no alto São Francisco, enquanto as pastagens predominaram no submédio e baixo São Francisco, e a agricultura no médio São Francisco. Apesar de este último trecho possuir a maior proporção de áreas protegidas (19%), também concentra o maior índice de desmatamento (Fernandes, M.M.; Fernandes, M.R.M.; Garcia; Matricardi; Lima, A.H.S.; Araújo Filho; Gomes Filho; Piscoya, V.C.; Piscoya, T.O.F.; Cunha Filho, 2021). Parte dessa transformação afeta diretamente as planícies de inundação da bacia. Campos alagados têm sido drenados e lagoas marginais, soterradas, com o objetivo de ampliar as áreas produtivas de propriedades rurais. Esse cenário é especialmente crítico nas planícies associadas a pequenos rios, onde a fiscalização estatal é pouco efetiva. A modificação da paisagem causada pela criação de gado também tem impactado o biótopo de peixes anuais por meio do soterramento e do pisoteamento de poças temporárias, ameaçando a permanência de espécies com distribuição extremamente restrita.

Figura 6 – Expansão da fronteira agropecuária e rodovias na bacia do rio São Francisco: **A.** Agronegócio na Chapada Gaúcha no alto rio Carinhanha e **B.** Em São Romão próximo à foz do rio Urucuia com o rio São Francisco, **C.** Captação de água para irrigação no rio Paracatu em Brasilândia de Minas, **D.** Criação de gado às margens do rio Paraopeba, **E.** Poça da espécie de peixe anual ameaçada *Hypsolebias janaubensis* severamente impactada pela atividade pecuária, e **F.** Fragmentação da lagoa marginal pela BR-365 em Buritizeiro

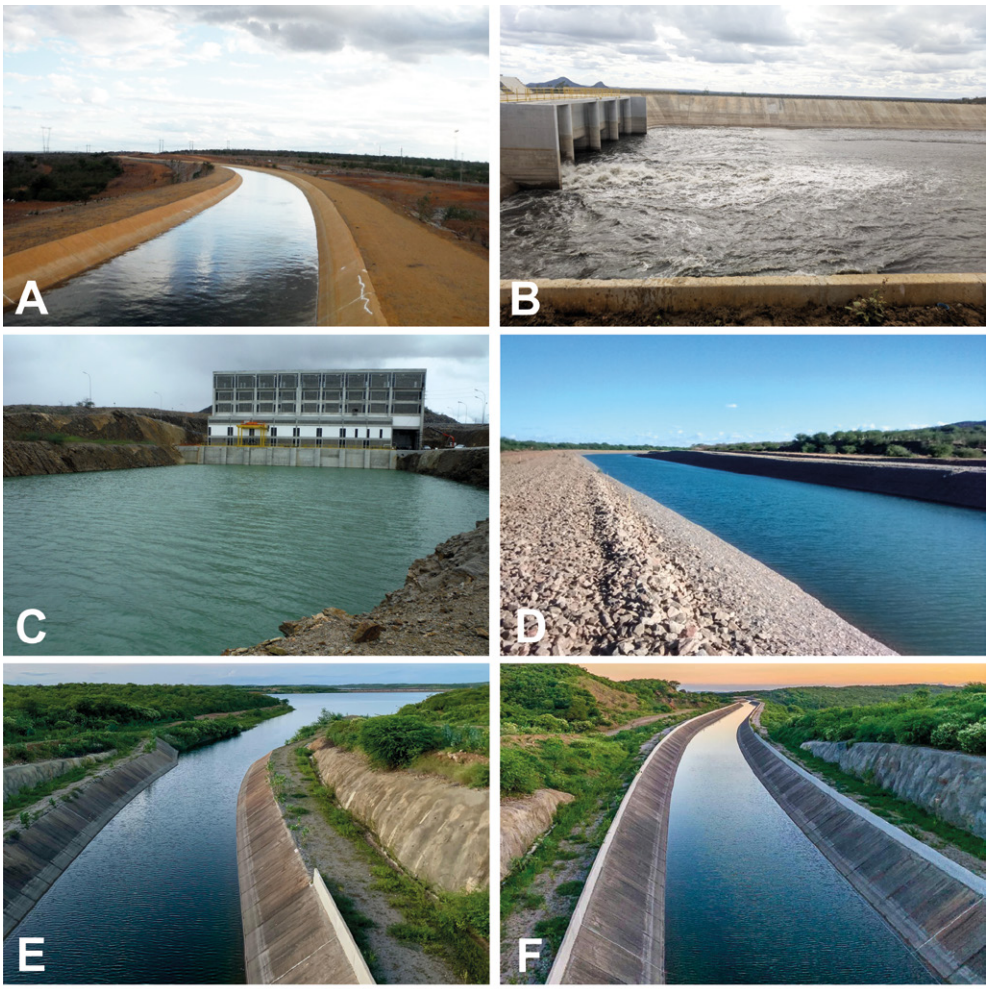


Fonte: Fotos **A** de Gilberto Nepomuceno Salvador (2025), **B-C, E-F** de Gustavo Ribeiro Rosa (2025) e **D** de Tiago Casarim Pessali (2026).

Somado a isso, o uso das águas do São Francisco está em constante conflito, envolvendo múltiplos setores, como produção de alimentos, irrigação, geração de energia elétrica e abastecimento urbano e industrial. Atualmente, mais de 70% das outorgas na bacia do São Francisco são destinadas à agricultura, principalmente nos trechos médio e submédio (Comitê da Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco (CBHSF), 2025). A expansão da fronteira agrícola tem intensificado a demanda por água para irrigação das culturas, promovendo também a exploração dos aquíferos subterrâneos. Estudos recentes indicam que mais de 60% dos rios da bacia podem ter sofrido uma redução de vazão, possivelmente em decorrência da extração intensiva de água para fins agrícolas (Uchôa; Oliveira, P. T. S.; Ballarin; Meira Neto; Gastmans; Jasechko; Fan; Wendland, 2024). Desta maneira, a relação entre águas subterrâneas e a vazão dos rios deve ser considerada prioritária na formulação de estratégias de gestão e manejo dos recursos hídricos da bacia (Lucas; Kublik; Rodrigues, D. B. B.; Meira Neto; Almagro; Melo, D. C. D.; Zipper; Oliveira, P. T. S., 2021), uma vez que a expansão da fronteira agrícola é iminente e coloca em risco a integridade de rios perenes.

Ademais, a transposição das águas do São Francisco pelo Projeto de Integração do Rio São Francisco com Bacias Hidrográficas do Nordeste Setentrional (Figura 7) realiza o bombeamento constante de 26,4 m^3/s, podendo alcançar até 127 m^3/s quando o reservatório de Sobradinho atingir grande volume de armazenamento (Agência Nacional de Águas (ANA). Resolução n° 411, de 22 de setembro de 2005). Estudos recentes registraram que a transposição das águas também proporcionou a introdução de espécies nativas de peixes do São Francisco para as bacias receptoras que possuem alto grau de endemismos. (Ramos; Lustosa-Costa; Lima, R.M.O.; Barbosa; Menezes, 2021; Silva, A.L.B.; Galvão; Rocha, A.A.F.; Gutierre; Santos, G.R.; Costa, B.D.F.; Pereira, L.C.M.; Nicola, 2023).

Figura 7 – Canais de transposição do Projeto de Integração do Rio São Francisco com Bacias Hidrográficas do Nordeste Setentrional nos eixos leste **A.** Floresta e norte, **B.** Terra Nova, **C-D.** Cabrobó e **E-F**. Salgueiro, no estado de Pernambuco



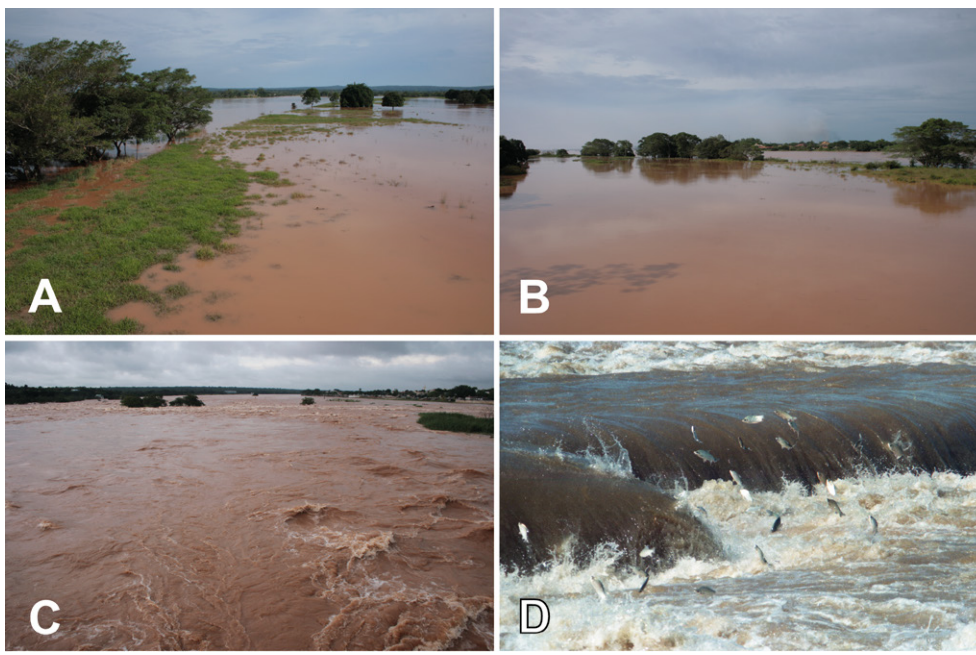
Fonte: Fotos **A-D** de Augusto Luís Bentinho Silva (2026) e **E-F** de Anette Silva Viana Nascimento (2026).

10.3 Medidas para a conservação

A conservação de áreas críticas para a reprodução de peixes é fundamental para a manutenção da sua diversidade e dos recursos pesqueiros. Essa ação está diretamente relacionada ao con-

ceito de HEP, que engloba não apenas a preservação dos hábitats utilizados pelas espécies durante o processo reprodutivo, mas também a garantia de condições ambientais adequadas para o crescimento e sobrevivência das formas iniciais. Isso implica a adoção de estratégias de conservação com abordagem integrativa, assegurando a proteção dos hábitats, desde a desova até o recrutamento. Para isso, é imprescindível a manutenção das características naturais dos ambientes aquáticos e rios livres de barramentos, garantindo a conectividade dos sistemas hídricos e a ocorrência de pulsos de inundação, fundamentais para desencadear a desova e facilitar a dispersão das formas iniciais de desenvolvimento (Figura 8).

Figura 8 – **A-B.** Trecho livre do rio São Francisco entre os municípios de Pirapora e Buritizeiro evidenciando a conexão transversal do rio com as lagoas marginais durante a cheia de 2006-2007, **C.** Corredeiras do rio São Francisco entre Pirapora e Buritizeiro na cheia de 2006-2007, **D.** Curimatás (*Prochilodus* spp.) saltando as corredeiras de Pirapora durante a migração reprodutiva de 1979



Fonte: Fotos **A-C** de Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito (2026) e **D** de Marcos Araújo (2026).

Considerando que o rio São Francisco e seus tributários vêm sofrendo crescente pressão para implantação de grandes obras de infraestrutura, como barragens, a manutenção da conectividade fluvial em trechos livres é fundamental, principalmente no alto e médio São Francisco.

A fiscalização de Áreas de Preservação Permanentes (APPs) contribui para a qualidade ambiental da bacia, mas, isoladamente, não é suficiente para impedir a implantação de grandes estruturas. Uma alternativa viável é a criação de uma modalidade específica de unidade de conservação voltada à preservação de rios no âmbito do Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC), ou ainda o estabelecimento de uma legislação que determine trechos de rios prioritários para proteção permanente.

O estado de Minas Gerais, por meio da Lei nº 15.082/2004 (Minas Gerais, 2004), adotou essa abordagem ao determinar trechos fluviais protegidos contra atividades incompatíveis com sua conservação, como grandes obras hidrelétricas e minerárias. Atualmente, na bacia do rio São Francisco, duas áreas e dois rios são protegidas por essa legislação: o rio Cipó, afluente do rio Paraúna, e seus tributários, integrantes da bacia hidrográfica do rio das Velhas; o trecho do rio São Francisco, situado entre a jusante da barragem hidrelétrica de Três Marias e as corredeiras de Pirapora; além dos rios Pandeiros e Peruaçu.

Particularmente, a calha principal do rio São Francisco, no trecho entre a jusante da hidrelétrica de Três Marias até o remanso do lago de Sobradinho, é de extrema importância, pois constitui um dos maiores trechos livres da bacia, com mais de 1.000 km de extensão, ainda sem barramentos e interconectada com grandes afluentes ainda livres, como os rios Paracatu, Velhas, Urucuia e Carinhanha. A importância ecológica e estratégica dessa região, especialmente na porção mineira do rio São Francisco, tem sido apontada como área prioritária para conservação há várias décadas, assim como outros grandes tributários que deságuam no rio São Francisco nessa região (Costa, C.M.R.; Hermann; Martins; Lins; Lamas, 1998; Drummond; Martins; Machado; Sebaio; Antonini, 2005; Instituto Estadual de Florestas (IEF), 2021). Da mesma forma, estudos realizados por Montenegro, Silva, J.O. e Jesus (2020), no médio São Francisco, reafirmam a importância deste contínuo fluvial para a manutenção das populações de espécies migradoras, abrangendo importantes sítios de desova, deriva e recrutamento. Entretanto, não há atualmente mecanismos previstos em lei que assegurem a integridade e proteção permanente desse trecho contra novos barramentos ou empreendimentos com elevado potencial de impacto ambiental.

Em rios já barrados, como o rio Pará, a conservação dos tributários pode ser uma estratégia eficaz para mitigar os impactos observados no leito principal (Silva, P.S.; Miranda; Makrakis, S.; Assumpção; Dias; Makrakis, M. C., 2019). Além de abrigarem uma parcela significativa de espécies endêmicas e ameaçadas de extinção (Bottcher; Walsworth; Thiede; Budy; Speas, 2013; Pini; Makrakis, M.C.; Neves; Makrakis, S.; Shibatta; Kashiwaqui, 2021), esses tributários frequentemente apresentam uma gestão mais viável devido à sua menor extensão territorial. A região a montante do reservatório de Cajuru, importante local de desova de espécies de *Prochilodus*, exige ações de conservação nos sítios de desova e recrutamento, considerando a fragmentação causada por esse reservatório. Outra importante área de desova e recrutamento de curimatás abrange o terço inferior deste rio, nas proximidades do rio Picão (Rosa; Salvador; Bialetzki; Santos, G.B., 2018).

Além da conservação longitudinal, a conectividade transversal é igualmente importante, pois permite o fluxo livre de água do canal principal para as lagoas marginais na planície de inundação. Ambientes que ainda mantêm essa dinâmica, desencadeada pelos pulsos de inundação, devem ser considerados prioritários nos planos de preservação das áreas críticas, pois são utilizados pelas formas iniciais de desenvolvimento dos peixes. A alta produtividade desses sistemas, aliada às condições favoráveis para a proteção e abrigo destas formas iniciais, aumenta as chances de sucesso no recrutamento. Dessa forma, a atuação fiscalizatória deve ser intensificada, especialmente durante a estação chuvosa, a fim de evitar o controle do fluxo de água e permitir a mobilidade transversal das formas iniciais e juvenis, especialmente em lagoas que apresentam apenas um canal de comunicação com a calha principal do rio São Francisco.

Um importante trecho da planície de inundação do alto rio São Francisco está localizado a montante da UHE Três Marias. Essa área é ainda utilizada para a desova e recrutamento pelos peixes migradores, principalmente nos rios Bambuí e Samburá, juntamente com o curso superior do próprio São Francisco (Lopes; Pompeu; Alves; Peressin; Prado; Suzuki; Facchin; Kalapothakis, 2019; Cabacinha, 2019; Peressin, 2022; Moreira; Peressin; Pompeu, 2023). Da mesma forma, a sub-bacia do rio Paracatu, com sua extensa planície de inundação e numerosas lagoas marginais e afluentes, abriga ambientes críticos para a reprodução e recrutamento dos peixes. Em um estudo recente utilizando métodos moleculares, Teixeira (2024) revelou que o rio Paracatu apresentou o maior número de espécies migradoras entre 11 tributários do rio São Francisco, sendo também o único a registrar ovos e larvas do pirá (*Conorhynchos conirostris*), espécie endêmica e ameaçada de extinção. Esses resultados reforçam a prioridade dessa área para a conservação da ictiofauna. Trata-se de uma área altamente vulnerável aos impactos antrópicos, especialmente aqueles decorrentes da atividade agropecuária e da mineração.

Situação semelhante é encontrada no médio e submédio São Francisco, onde ações voltadas à conservação da planície de inundação são fundamentais, sobretudo diante dos impactos antrópicos, como o intenso tráfego de embarcações e a urbanização (Montenegro; Silva, J.O.; Jesus, 2020). Da mesma forma, no baixo São Francisco, a revitalização dos principais afluentes e a manutenção de trechos livres de barramentos também se fazem necessárias para garantir a função desses tributários como rotas alternativas, considerando a barreira física imposta pela represa de Xingó desde a década de 1990.

A poluição das águas do rio São Francisco exige a implementação de políticas públicas voltadas ao controle da carga de sedimentos provenientes das atividades minerárias, bem como à contenção do aporte de matéria orgânica e defensivos agrícolas na bacia, e ao controle do aumento da carga de nutrientes e fármacos utilizados na aquicultura. Para minimizar esses impactos, são necessários investimentos em infraestrutura para o tratamento de efluentes e o fortalecimento da fiscalização das atividades minerárias e aquícolas, sobretudo no alto São Francisco, região mais afetada pelas atividades antrópicas. A exemplo, no rio das Velhas, o biomonitoramento de

peixes iniciado em 1999 mostra uma melhora da qualidade da água e aumento da distribuição de espécies de peixes, embora os resultados ainda estejam aquém do ideal (Alves; Pompeu, 2023). Como soluções, esses autores sugerem o aumento do volume de esgotos tratados nas estações em operação, a melhoria da eficiência dos processos existentes e implantação do tratamento terciário, ainda pouco comum no Brasil.

Os Estudos de Impacto Ambiental (EIAs) realizados na bacia têm se mostrado ineficientes para prevenir e mitigar impactos negativos sobre espécies migradoras (Lopes; Peressin; Andrade, F.R.; Moreira; Ludwig; Pimentel; Wouters; Prado; Suzuki; Alves; Pompeu, 2024). Frequentemente, esses estudos são curtos (poucos anos) e se concentram em áreas restritas, diretamente afetadas pelas atividades previstas e seu entorno, sem considerar as áreas críticas para a alimentação, desova e desenvolvimento inicial das espécies migradoras. A ausência de uma abordagem ecológica abrangente resulta em distorções nas medidas mitigadoras propostas. Portanto, é imprescindível que os EIAs sejam realizados de forma mais abrangente e integrada, com foco na bacia hidrográfica como unidade de análise, considerando a sinergia com impactos pré-existentes. A atual abordagem, limitada e restrita localmente, não é suficiente para abranger a totalidade dos HEP, limitando a eficácia das ações propostas. Por outro lado, uma perspectiva sistêmica permite compreender melhor as interações entre os diversos empreendimentos e manter a conectividade ecológica do sistema.

Esta obra apresenta importantes avanços no conhecimento sobre os peixes da bacia do rio São Francisco e aspectos relacionados à sua reprodução. Considerando a grande extensão territorial da bacia, as marcantes diferenças climáticas e culturais, torna-se imprescindível a definição de áreas prioritárias para a conservação de sua ictiofauna. Para isso, é necessária a elaboração de um plano estratégico integrador, que contemple as dimensões longitudinal e transversal, a proteção dos hábitats e a promoção da saúde ambiental. Medidas como a criação de unidades de conservação específicas, aprimoramento do tratamento de efluentes e o fortalecimento da fiscalização podem ser adotadas para mitigar os impactos já existentes na bacia.

A importância de uma abordagem sistêmica, que reconheça a bacia hidrográfica como uma unidade de gestão reforça a adoção do conceito dos HEP. A identificação e priorização desses hábitats podem ser incorporados em políticas públicas e ambientais voltadas à conservação da ictiofauna e à sustentabilidade dos recursos pesqueiros, especialmente diante das crescentes pressões antrópicas, como a construção de barragens, a degradação ambiental e a poluição. O enfrentamento desses impactos e a implementação de ações voltadas à restauração ambiental estão alinhadas às metas do Marco Global de Kunming-Montreal da Diversidade Biológica, do qual o Brasil é signatário, e que prevê ações concretas até 2030 (Brasil, 2025. Resolução CONABIO nº 9, de 28 de novembro de 2024).

Referências

AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS (ANA) (Brasil). **Resolução nº 411, de 22 de setembro de 2005**. Brasília, DF, 2005. Disponível em: https://www.ana.gov.br/arquivos/resolucoes/2005/ANALegis/LEGISResolucao411-2005.pdf?103032. Acesso em: 18 mar. 2025.

AGÊNCIA NACIONAL DE ENERGIA ELÉTRICA (ANEEL) (Brasil). **Centrais de conteúdos. Relatórios e indicadores. Geração**. Brasília, DF, 2025a. Disponível em: https://www.gov.br/aneel/pt-br/centrais-de-conteudos/relatorios-e-indicadores/geracao. Acesso em: 18 mar. 2025.

AGÊNCIA NACIONAL DE ENERGIA ELÉTRICA (ANEEL) (Brasil). **SIGEL**: Sistema de Informações e Georreferenciadas do Setor Elétrico. Brasília, DF, 2025b. Disponível em: http://sigel.aneel.gov.br/. Acesso em: 05 jun. 2025.

AGOSTINHO, Angelo Antonio; GOMES, Luiz Carlos; SUZUKI, Harumi Irene; JÚLIO Jr., Horácio Ferreira. Migratory fishes of the Upper Paraná River Basin, Brazil. *In*: CAROLSFELD, Joachim; HARVEY, Brian; ROSS, Carmen; BAER, Anton (ed.). **Migratory fishes of South America**: biology, fisheries and conservation status. Victoria, BC: World Fisheries Trust; Ottawa, CA: International Development Research Centre; Washington, D.C.: International Bank for Reconstruction and Development / The World Bank, c2003. p. 19-98.

AGOSTINHO, Angelo Antonio; GOMES, Luiz Carlos; VERÍSSIMO, Samuel; OKADA, Edson Kiyoshi. Flood regime, dam regulation and fish in the Upper Paraná River: effects on assemblage attributes, reproduction and recruitment. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, Dordrecht, NL, v. 14, n. 1, p. 11-19, 2004.

AGOSTINHO, Angelo Antônio; MARQUES, Elineide Eugênio; AGOSTINHO, Carlos Sérgio; ALMEIDA, Deusimar Augusto de; OLIVEIRA, Rafael José de; MELO, Jussiclene Rodrigues Bezerra de. Fish ladder of Lajeado Dam: migrations on one-way routes? **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 5, n. 2, p. 121-130, 2007.

AGOSTINHO, Angelo Antonio; THOMAZ, Sidinei Magela; GOMES, Luiz Carlos. Threats for biodiversity in the floodplain of the Upper Paraná River: effects of hydrological regulation by dams. **International Journal of Ecohydrology & Hydrobiology**, Lodz, PL, v. 4, n. 3, p. 267-280, 2004.

AHLSTROM, Elbert Halvor; BUTLER, John Lower; SUMIDA, Barbara Y. Pelagic stromateoid fishes (Pisces, Perciformes) of the eastern Pacific: kinds, distributions, and early life histories and observations on five of these from the northwest Atlantic. **Bulletin of Marine Science**, Miami, FL, v. 26, n. 3, p. 285-402, 1976.

AHLSTROM, Elbert Halvor; MOSER, H. Geoffrey. Eggs and larvae of fishes and their role in systematic investigations and in fisheries. **Revue des Travaux de L'Institut des Pêches Maritimes**, Paris, FR, v. 40, n. 3-4, p. 379-398, 1976.

ALBERT, James S. Family Sternopygidae (Glass knifefishes, Rattail knifefishes). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 487-491.

ALMEIDA, Fernanda Simões de; FRANTINE-SILVA, Wilson; LIMA, Same Costa; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; ORSI, Mário Luís. DNA barcoding as a useful tool for identifying non-native species of freshwater ichthyoplankton in the neotropics. **Hydrobiologia**, Dordrecht, NL, v. 817, n. 1, p. 111-119, 2018.

ALVARENGA, Érika Ramos de; BAZZOLI, Nilo; SANTOS, Gilmar Bastos; RIZZO, Elizete. Reproductive biology and feeding of *Curimatella lepidura* (Eigenmann & Eigenmann) (Pisces, Curimatidae) in Juramento reservoir, Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 23, n. 2, p. 314-322, 2006.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas. Evaluation of fish passage through the Igarapé Dam fish ladder (rio Paraopeba, Brazil), using marking and recapture. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 5, n. 2, p. 233-236, 2007.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; LEAL, Cecília Gontijo. Aspectos da conservação da fauna de peixes da bacia do rio São Francisco em Minas Gerais. **MG.Biota**, Belo Horizonte, MG, v. 2, n. 6, p. 26-50, fev./mar. 2010.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; POMPEU, Paulo dos Santos. 18 anos de biomonitoramento de peixes na bacia do rio das Velhas. **Manuelzão**: Saúde, Ambiente e Cidadania na Bacia do Rio das Velhas, Belo Horizonte, MG, n. 82, p. 4-5, 2018. Projeto Manuelzão. Disponível em: https://manuelzao.ufmg.br/revista. Acesso em: 10 jun. 2025.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; POMPEU, Paulo dos Santos. Evolução no biomonitoramento de peixes no rio das Velhas. **Manuelzão**: Saúde, Ambiente e Cidadania na Bacia do Rio das Velhas, Belo Horizonte, MG, ano 26, n. 94, p. 14-15, 2023. Projeto Manuelzão. Disponível em: https://manuelzao.ufmg.br/revista. Acesso em: 10 jun. 2025.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; POMPEU, Paulo dos Santos; MAZZONI, Rosana; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Avanços em métodos de coleta de peixes e caracterização de habitat de riachos tropicais. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, RJ, v. 25, n. 2, p. 246-265, 2021.

ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; VIEIRA, Fábio; POMPEU, Paulo dos Santos. Ictiofauna da Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco. *In*: BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. **Diagnóstico do Macrozoneamento Ecológico-Econômico da Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco/SEDR/DZT/MMA**. Brasília, DF: MMA, 2011. cap. 4.13, p. 226-241.

ALVES, Divana Eliva Oliveira; SILVA, Maria de Fátima Macedo da; MOLINA, Wagner Franco; GAVILAN, Simone Almeida; COSTA, Leandro da; NASCIMENTO, Renata Swany Soares do. Desenvolvimento ontogenético inicial de *Prochilodus brevis* (Steindachner, 1875) (Characiformes). **Biota Amazônia**, Macapá, AP, v. 6, n. 1, p. 70-75, 2016.

AMORIM, Marcelo Pimenta de; GOMES, Bruno Vilaça Campos; MARTINS, Yuri Simões; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Early development of the silver catfish *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) (Pisces: Heptapteridae) from the São Francisco River Basin, Brazil. **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 40, n. 2, p. 172-180, 2009.

ANDRADE, Fernanda F.; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; LIMA, Ariane Furtado de; ASSUMPÇÃO, Lucileine de; MAKRAKIS, Sérgio; PINI, Suelen Fernanda Ranucci. Desenvolvimento embrionário, larval e juvenil de *Hemisorubim platyrhynchos* (Siluriformes, Pimelodidae) da bacia do rio Paraná. **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, RS, v. 104, n. 1, p. 70-80, 2014.

ANDRADE, Renato Ferreira; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; FERREIRA, Regina Maria Alves; BAZZOLI, Nilo. Aspectos da biologia reprodutiva da corvina *Pachyurus squamipinnis* Agassiz, 1829 (Teleostei, Sciaenidae) na represa de Três Marias, MG. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 48, p. 77-84, 1996. Suplemento 1.

ANDRADE NETO, Francisco Ricardo de. **Migração e conservação do dourado (*Salminus franciscanus*, Lima & Britski 2007) em um trecho do rio São Francisco**. Orientador: Alexandre Lima Godinho. 2008. 64 f., il. Dissertação (Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2008.

ARANTES, Fábio Pereira; BORÇATO, Fábio Luiz; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Reproduction and embryogenesis of the mandi-amarelo catfish, *Pimelodus maculatus* (Pisces, Pimelodidae), in captivity. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 42, n. 1, p. 30-39, 2013.

ARASHIRO, Dilberto Ribeiro; YASUI, George Shigueki; CALADO, Leonardo Luiz; NASCIMENTO, Nivaldo Ferreira do; SANTOS, Matheus Pereira dos; SANTOS, Silvio Carlos Alves do; LEVY-PEREIRA, Nycolas; MONZANI, Paulo Sérgio; SIQUEIRA-SILVA, Diógenes Henrique; SENHORINI, José Augusto. Synchronizing developmental stages in Neotropical catfishes for application in germ cell transplantation. **Zygote**, Cambridge, UK, v. 26, n. 2, p. 135-148, 2018.

ARAÚJO, Bruno Cavalheiro; MELLO, Paulo Henrique; MOREIRA, Renata Guimarães; HILSDORF, Alexandre Wagner Silva; MARQUES, Victor Hugo; HONJI, Renato Massaaki. Spawning induction and embryonic development of *Salminus hilarii* (Characiformes: Characidae). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 28, n. 5, p. 377-387, 2020.

ARAÚJO, Renato Braz de; LANGEANI, Francisco. Ontogenetic development related to parental care of a neotropical fish, *Pterygoplichthys ambrosettii* (Siluriformes: Loricariidae). **Zoological Studies**, Nankang, Taipei, TW, v. 59, article e56, 2020.

ARAÚJO, Sérgio Silva de; AGUIAR NETTO, Antenor de Oliveira; SALES, João Marcos Jesus. O peixe, o pescador e a barragem de Xingó no Baixo São Francisco em Sergipe e Alagoas no Brasil. **Revista Interdisciplinar de Pesquisa e Inovação (RevIPI)**, Aracajú, SE, v. 2, n. 1, artigo 011701 (p.1-14), 2016.

ARAÚJO-LIMA, Carlos Alberto Rego Monteiro. Aspectos biológicos de peixes amazônicos. V. Desenvolvimento larval do jaraqui-escama grossa, *Semaprochilodus insignis* (Characiformes, Pisces) da Amazônia Central. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 45, n. 4, p. 423-431, 1985.

ARAÚJO-LIMA, Carlos Alberto Rego Monteiro; RUFFINO, Mauro Luis. Migratory fishes of the Brazilian Amazon. *In*: CAROLSFELD, Joachim; HARVEY, Brian; ROSS, Carmen; BAER, Anton (ed.). **Migratory fishes of South America**: biology, fisheries and conservation status. Victoria, BC: World Fisheries Trust; Ottawa, CA: International Development Research Centre; Washington, D.C.: International Bank for Reconstruction and Development / The World Bank, c2003. ch. 6, p. 233-301.

ARCANJO, Rachel B.; SOUZA, Leonardo P. de; REZENDE, Carla Ferreira; SILVA, José R. F. Embryonic development and nourishment in the viviparous fish *Poecilia vivipara* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae). **Acta Zoologica (Stockholm)**, Stockholm, SW, v. 95, n. 4, p. 493-500, 2014.

ASSEGA, Fernando Massayuki; BIRINDELLI, José Luís Olivan; BIALETZKI, Andréa; SHIBATTA, Oscar Akio. External morphology of *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 during early stages of development, and its implications for the evolution of Pseudopimelodidae (Siluriformes). **Plos One**, San Francisco, CA, v. 11, n. 4, article e0153123, 2016.

ASSIS, Daniel Alvares Silveira de; DIAS-FILHO, Vinícius Augusto; MAGALHÃES, André Lincoln Barroso; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Establishment of the non-native fish *Metynnis lippincottianus* (Cope 1870) (Characiformes: Serrasalmidae) in lower São Francisco River, northeastern Brazil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, London, UK, v. 52, n. 3, p. 228-238, 2017.

ÁVILA-SIMAS, Sunshine de; REYNALTE-TATAJE, David Augusto; ZANIBONI FILHO, Evoy. Pools and rapids as spawning and nursery areas for fish in a river stretch without floodplains. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 12, n. 3, p. 611-622, 2014. DOI: 10.1590/1982-0224-20130116.

AZEVEDO, Pedro de; GOMES, A. Lourenço. Contribuição ao estudo da biologia da traíra *Hoplias malabarica* [*malabaricus*] (Bloch, 1794). **Boletim de Indústria Animal**, São Paulo, SP, v. 5, n. 4, p. 15-64, 1942.

AZEVEDO-SANTOS, Valter M.; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; MANOEL, Pedro Sartori; PERROCA, Júlia Fernandes; RODRIGUES-FILHO, Jorge Luiz; PASCHOAL, Lucas Rezende Penido; GONÇALES, Geslaine, R. L.; WOLF, Milena Regina; BETTLER, Martín César María; ANDRADE, Marcelo Costa, NOBILE, André Batista; LIMA, Felipe Pontieri; RUOCCO, Ana Maria Cirino; SILVA, Carolina Vieira; PERBICHE-NEVES, Gilmar; PORTINHO, Jorge Laço; GIARRIZZO, Tommaso; ARCIFA, Marlene Sofia; PELICICE, Fernando Mayer. Plastic pollution: a focus on freshwater biodiversity. **Ambio**, Dordrecht, NL, v. 50, n. 7, p. 1313-1324, 2021.

BALON, Eugene Kornel. Epigenesis of an epigeneticist: the development of some alternative concepts on the early ontogeny and evolution of fishes. **Guelph Ichthyology Reviews**, Guelph, ON, CA, n. 1, p. 1-48, 1990.

BALON, Eugene Kornel. Probable evolution of the coelacanth's reproductive style: lecithotrophy and orally feeding embryos in cichlid fishes and in *Latimeria chalumnae*. **Environmental Biology of Fishes**, New York, NY, v. 32, n. 1-4, p. 249-265, 1991.

BALON, Eugene Kornel. Terminology of intervals in fish development. **Journal of the Fisheries Board of Canada**, Ottawa, ON, CA, v.32, n. 9, p. 1663-1670, 1975.

BARBIERI, Geraldo. Dinâmica da reprodução e crescimento de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da represa do Monjolinho, São Carlos/SP. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 6, n. 2, p. 225-233, 1989.

BARBIERI, Geraldo; GIAMAS, Maria Teresa Duarte; TEIXEIRA FILHO, Alcides Ribeiro; CAMPOS, Elmar Cardozo; VERMULM, Harry, JR. Biologia populacional da tilápia, *Oreochromis niloticus*, da represa de Guarapiranga, São Paulo - II. Dinâmica da reprodução. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, SP, v. 26, n. 1, p. 9-13, 2000.

BARBIERI, Marilene Cruz; BARBIERI, Geraldo. Reprodução de *Gymnotus carapo* (Linnaeus, 1758), na Represa do Lobo (SP). Morfologia e histologia de ovário. Variação sazonal. (Teleostei, Gymnotidae). **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 45, n. 1/2, p. 3-12, 1985.

BARBOSA, José Milton; SOARES, Emerson Carlos. Perfil da ictiofauna da bacia do São Francisco: estudo preliminar. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, São Luís, MA, v. 4, n. 1, p. 155-172, jan. 2009.

BARBOSA, José Milton; SOARES, Emerson Carlos; CINTRA, Israel Hidenburgo Aniceto; HERMANN, Marko; ARAÚJO, Ana Rosa Rocha. Perfil da ictiofauna da bacia do rio São Francisco. **Acta of Fisheries and Aquatic Resources**, São Cristóvão, RS, v. 5, n. 1, p. 70-90, 2017.

BARRETO, Luiza Santos; SOUZA, Tugstenio Lima de; MORAIS, Tobias Pereira de; SOUZA, Amanda Camara de; MARTINS, Cesar C.; OLIVEIRA, Andrea; RIBEIRO, Ciro Alberto de Oliveira. Effects of inorganic and organic pollution on development of *Steindachneridion melanodermatum* from the Iguaçu river, Brazil. **Chemosphere**, Kidlington, UK, v. 364, article 143193, 2024.

BARROCA, Tatiana Moura; SANTOS, Gilmar Bastos; DUARTE, Neliana V. R.; KALAPOTHAKIS, Evanguedes. Evaluation of genetic diversity and population structure in a commercially important freshwater fish *Prochilodus costatus* (Characiformes, Prochilodontidae) using complex hypervariable repeats. **Genetics and Molecular Research**, Ribeirão Preto, SP, v. 11, n. 4, p. 4456-4467, 2012.

BARTHEM, Ronaldo Borges; GOULDING, Michael; LEITE, Rosseval Galdino; CANÃS, Carlos; FORSBERG, Bruce; VENTICINQUE, Eduardo; PETRY, Paulo; RIBEIRO, Mauro Luiz de Britto; CHUCTAYA, Junior; MERCADO, Armando. Goliath catfish spawning in the far western Amazon confirmed by the distribution of mature adults, drifting larvae and migrating juveniles. **Scientific Reports**, Berlin, DE, v. 7, n. 1, article 41784, 2017.

BAUMGARTNER, Gilmar; NAKATANI, Keshiyu; GOMES, Luiz Carlos; BIALETZKI, Andréa; SANCHES, Paulo Vanderlei; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli. Fish larvae from the upper Paraná River: do abiotic factors affect larval density? **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 6, n. 4, p. 551-558, 2008.

BAUMGARTNER, Gilmar; NAKATANI, Keshiyu; GOMES, Luiz Carlos; BIALETZKI, Andréa; SANCHES, Paulo Vanderlei; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli. Identification of spawning sites and natural nurseries of fishes in the upper Paraná River, Brazil. **Environmental Biology of Fishes**, Berlin, DE, v. 71, n. 2, p. 115-125, 2004.

BAZZOLI, Nilo; CANGUSSU, Luiz Cláudio Vieira; RIZZO, Elizete; SANTOS, Gilmar Bastos. Reprodução e desova de mandis *Pimelodus maculatus* e *Iheringichthys labrosus* (Pisces, Pimelodidae) nos reservatórios de Furnas, Marimbondo e Itumbiara. **Bios. Caderno do Departamento de Ciências Biológicas da PUC-MG**, Belo Horizonte, MG, v. 5, n. 5, p. 7-15, 1997.

BAZZOLI, Nilo; GODINHO, Hugo Pereira. Reproductive biology of the *Acestrorhynchus lacustris* (Reinhardt, 1874) (Pisces: Characidae) from Três Marias Reservoir, Brazil. **Zoologischer Anzeiger**, Munich, DE, v. 226, n. 5-6, S. 285-297, 1991.

BAZZOLI, Nilo; SATO, Yoshimi; SANTOS, José Enemir dos; CRUZ, Alexandre Magnus Guimarães; CANGUSSU, Luiz Cláudio Vieira; PIMENTA, Raphael Sanzio; RIBEIRO, Vinicius Marques Antunes. Biologia reprodutiva de quatro espécies de peixes forrageiros da represa de Três Marias, MG. **Bios**: Cadernos do Departamento de Ciências Biológicas da PUC Minas, Belo Horizonte, MG, v. 5, n. 5, p. 17-28, 1997.

BAZZOLI, Nilo; SILVA, Viviane Elizabeth de Souza; MARCON, Lucas; SANTIAGO, Kleber Biana; SANTOS, José Enemir dos; RIZZO, Elizete. The influence of a large reservoir on the reproductive activity of the white piranha, *Serrasalmus brandtii* (Lütken, 1875) in Southeast Brazil. **Biota Neotropica**, Campinas, SP, v. 19, n. 2, article e20180580, 2019.

BECKER, Ricardo Araújo; SALES, Naiara Guimarães; SANTOS, Guilherme Moreira; SANTOS, Gilmar Bastos; CARVALHO, Daniel Cardoso de. DNA barcoding and morphological identification of neotropical ichthyoplankton from the Upper Paraná and São Francisco. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 87, n. 1, p. 159-168, 2015.

BERRY, Frederick H.; RICHARDS, William Joseph. Characters useful to the study of larval fishes. *In*: PACHECO, Anthony L. (ed.). **Proceedings of a Workshop on Egg, Larval, and Juvenile Stages of Fish in Atlantic Coast Estuaries, held at Bears Bluff Laboratories, Wadmalaw Island, South Carolina, June, 1968**. Highlands, N.J: Middle Atlantic Coastal Fisheries Center, National Marine Fisheries Service, 1973. p. 48-68. (Technical publication (Middle Atlantic Coastal Fisheries Center (U.S.)); no. 1).

BIALETZKI, Andréa; BAUMGARTNER, Gilmar; SANCHES, Paulo Vanderlei; GALUCH, André Vieira; LUVISUTO, Marli Aparecida; NAKATANI, Keshiyu; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; BORGES, Marta Eliane Echeverria. Caracterização do desenvolvimento inicial de *Auchenipterus osteomystax* (Osteichthyes, Auchenipteridae) da bacia do rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum**, Maringá, PR, v. 23, n. 2, p. 377-382, 2001.

BIALETZKI, Andréa; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; ORSI, Mário Luís. O estudo de ovos e larvas de peixes. *In*: ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de; SWARÇA, Ana Claudia; CLARO-GARCÍA, Alexander; VIANNA, Norberto Castro; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; BIALETZKI, Andréa (org.). **Ovos, larvas e juvenis de peixes da bacia do rio Paranapanema**: uma avaliação para a conservação. Assis, SP: Triunfal Gráfica & Editora, 2016. cap. 2, p. 17-24.

BIALETZKI, Andréa; NAKATANI, Keshiyu; SANCHES, Paulo Vanderlei; BAUMGARTNER, Gilmar; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; TAGUTI, Tátia Leika. Desenvolvimento inicial de *Hoplias* aff. *Malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 30, n. 2, p. 141-149, 2008.

BIALETZKI, Andréa; REYNALTE-TATAJE, David Augusto; OLIVEIRA, Edinbergh Caldas de; ZANIBONI FILHO, Evoy; BAUMGARTNER, Gilmar; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; SANCHES, Paulo Vanderlei; LEITE, Rosseval Galdino; SEVERI, William. Protocolo mínimo de amostragem do ictioplâncton de água doce para estudos de levantamento, inventário e monitoramento ambiental para implantação de empreendimentos hidrelétricos. **Boletim Sociedade Brasileira de Ictiologia**, Londrina, PR, n. 113, p. 32-34, 2015.

BIALETZKI, Andréa; SANCHES, Paulo Vanderlei; CAVICCHIOLI, Maristela; BAUMGARTNER, Gilmar; RIBEIRO, Ricardo Pereira; NAKATANI, Keshiyu. Drift of ichthyoplankton in two channels of the Paraná River, between Paraná and Mato Grosso do Sul States, Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, PR, v. 42, n. 1, p. 53-60, 1999.

BINLADEN, Jonas; GILBERT, Marcus Thomas Pius; BOLLBACK, Jonathan P.; PANITZ, Frank; BENDIXEN, Christian; NIELSEN, Rasmus; WILLERSLEV, Eske. The use of coded PCR Primers Enables High-Throughput sequencing of multiple homolog amplification products by 454 parallel sequencing. **PLoS ONE**, San Francisco, CA, v. 2, n. 2, article e197, 2007.

BLAXTER, John Harold Stephen. Pattern and variety in development. *In*: HOAR, William Stewart; RANDALL, David John (ed.). **Fish physiology**. New York: Academic Press, 1988. v. 11: The Physiology of developing fish, pt. A: Eggs and larvae, p. 1-58.

BOCKMANN, Flávio Alicino; GUAZZELLI, Gizelani M. Family Heptapteridae (Heptapterids). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 406-431.

BOCKMANN, Flávio Alicino; SLOBODIAN, Veronica. Heptapteridae. *In*: QUEIROZ, Luiz Jardim de; TORRENTE-VILARA, Gislene; OHARA, William Massaharu; PIRES, Tiago Henrique da Silva; ZUANON, Jansen; DORIA, Carolina Rodrigues da Costa (org.). **Peixes do rio Madeira**. 1. ed. São Paulo: Dialeto Latin American Documentary, 2013. v. 3, cap. 36, p. 14-77.

BONCOMPAGNI-JÚNIOR, Orion; NORMANDO, Felipe Talin; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BAZZOLI, Nilo. Reproductive biology of *Prochilodus argenteus* Agassiz, 1829 (Pisces: Prochilodontidae) in São Francisco River, Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 29, n. 1, p. 132-138, 2013.

BOOGAART, Jos G. M. van den; MULLER, Mees; OSSE, Jan W. M. Structure and function of the median finfold in larval teleosts. **Journal of Experimental Biology**, Cambridge, UK, v. 215, n. 14, p. 2359-2368, 2012.

BORÇATO, Fábio Luiz; BAZZOLI, Nilo; SATO, Yoshimi. Embriogenesis and larval ontogeny of the "piau-gordura", *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces, Anostomidae) after induced spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 21, n. 1, p. 117-122, 2004.

BOTTCHER, Jared L.; WALSWORTH, Timothy E.; THIEDE, Gary P.; BUDY, Phaedra; SPEAS, David H. Frequent usage of tributaries by the endangered fishes of the Upper Colorado River Basin: observations from the San Rafael River, Utah. **North American Journal of Fisheries Management**, Hoboken, NJ, v. 33, n. 3, p. 585-594, 2013.

BOWLES, R. R.; MERRINER, John V.; GRANT, George Clifford. **Factors associated with accuracy in sampling fish eggs and larvae**. [Fort Collins, Colo.]: Fish and Wildlife Service, U.S. Departament of the Interior, 1978. 67 p., il. + Appendices (15 p.). (Special scientific report, n. 89). Biological Services Program FWS/OBS - 78/83 October 1978.

BOYS, Craig A.; ROBINSON, Wayne; MILLER, Brett; PFLUGRATH, Brett; BAUMGARTNER, Lee J.; NAVARRO, Anna; BROWN, Richard; DENG, Zhiqun. A piecewise regression approach for determining biologically relevant hydraulic thresholds for the protection of fishes at river infrastructure. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 88, n. 5, p. 1677-1692, 2016.

BRANDÃO, Lucas de Esquivel Dias; NASCIMENTO, Aline Virtude do; MARCON, Lucas; SANTOS, José Enemir dos; SANTIAGO, Kleber Biana; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Comparative analyses of reproductive activity in *Schizodon knerii* (Steindachner, 1875) (Characiformes: Anostomidae) in three sections of the São Francisco River basin. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 33, n. 6, p. 1118-1124, 2017.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Portaria GM/MMA nº 300, de 13 de dezembro de 2022. Reconhece a Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção. **Diário Oficial da União**: seção 1, Brasília, DF, n. 234, p. 75-118, 14 dez. 2022. Disponível em: https://pesquisa.in.gov.br/imprensa/jsp/visualiza/index.jsp?data=14/12/2022&jornal=515&pagina=75&totalArquivos=286. Acesso em: 5 jun. 2025.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Portaria MMA nº 148, de 7 de junho de 2022. Altera os Anexos da Portaria nº 443, de 17 de dezembro de 2014, da Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014, e da Portaria nº 445, de 17 de dezembro de 2014, referentes à atualização da Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção. **Diário Oficial da União:** seção 1, Brasília, DF, n. 108, p. 74-103, 8 jun. 2022. Disponível em: https://pesquisa.in.gov.br/imprensa/jsp/visualiza/index.jsp?data=08/06/2022&jornal=515&pagina=74&totalArquivos=149. Acesso em: 5 jun. 2025.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente e Mudança do Clima. Comissão Nacional de Biodiversidade (Conabio). Resolução CONABIO nº 9, de 28 de novembro de 2024. Dispõe sobre as Metas Nacionais de Biodiversidade para 2030. **Diário Oficial da União:** seção 1, Brasília, DF, n. 36, p. 60-62, 20 fev. 2025. Disponível em: https://www.gov.br/mma/pt-br/assuntos/biodiversidade-e-biomas/comissao-nacional-da-biodiversidade/ResConabio-092025DispoesobreasMetasNacionaisdeBiodiversidade.pdf. Acesso em: 10 jun. 2025.

BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; BAZZOLI, Nilo. Reproduction of the surubim catfish (Pisces, Pimelodidae) in the São Francisco River, Pirapora Region, Minas Gerais, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 55, n. 5, p. 624-633, 2003.

BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; MAGALHÃES, André Lincoln Barroso. Brazil's development turns river into sea. **Science**, Washington, DC, v. 358, n. 6360, p. 179, 2017.

BRITSKI, Heraldo Antonio; SATO, Yoshimi; ROSA, Albert Bartolomeu de Souza. **Manual de identificação de peixes da região de Três Marias**: (com chaves de identificação para os peixes da bacia do São Francisco). 3. ed. Brasília, DF: Codevasf, 1988. 115 p., il.

BRITSKI, Heraldo Antonio; SILIMON, Keve Zobogany de Szonyi de; LOPES, Balzac Santana. **Peixes do pantanal**: manual de identificação. Ilustrações [de] Álvaro Evandro X. Nunes. 2. ed. rev. ampl. Brasília, DF: Embrapa. Informação Tecnológica; Corumbá: Embrapa Pantanal, 2007. 230 p., il. color.

BROWN, J. Jed; LIMBURG, Karin E.; WALDMAN, John R.; STEPHENSON, Kurt; GLENN, Edward P.; JUANES, Francis; JORDAAN, Adrian. Fish and hydropower on the U.S. Atlantic coast: failed fisheries policies from half-way technologies. **Conservation Letters**, Hoboken, NJ, v. 6, n. 4, p. 280-286, 2013.

BUCKUP, Paulo A. Family Crenuchidae (South American darters). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 87-95.

BUENO, Marina Lopes; MAGALHÃES, André Lincoln Barroso; ANDRADE NETO, Francisco Ricardo de; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; ROSA, Daniel de Melo; JUNQUEIRA, Nara Tadini; PESSALI, Tiago Casarim; POMPEU, Paulo dos Santos; ZENNI, Rafael Dudeque. Alien fish fauna of southeastern Brazil: species status, introduction pathways, distribution and impacts. **Biological Invasions**, Dordrecht, NL, v. 23, n. 10, p. 3021-3034, 2021.

BUZOLLO, Hellen; VERÍSSIMO-SILVEIRA, Rosicleire; OLIVEIRA-ALMEIDA, Isângela R.; ALEXANDRE, Juliana S.; OKUDA, Hélio Takachi; NINHAUS-SILVEIRA, Alexandre. Structural analysis of the *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803) embryogenesis (Siluriformes: Pimelodidae). **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 9, n. 3, p. 601-616, 2011.

CABACINHA, Fernanda Keller Rocha. **A influência de fatores abióticos e geomorfológicos sobre a distribuição do ictioplâncton na bacia do alto rio São Francisco - sudeste do Brasil**. Orientador: Gilmar Bastos Santos. 2019. 44 f., il. Dissertação (Mestrado em Biologia de Vertebrados) - Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2019.

CABACINHA, Fernanda Keller Rocha; ROSA, Gustavo Ribeiro; SANTOS, Guilherme Moreira dos; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; BIALETZKI, Andréa; SANTOS, Gilmar Bastos. Analysis of three sampling methods of early life history of fish in marginal lagoons of southeastern Brazil. **Fisheries Research**, Amsterdam, NL, v. 219, article 105327, 2019.

CAJADO, Ruineris Almada; SILVA, Fabíola Katrine Souza da; OLIVEIRA, Lucas Silva de; SANTOS, Zaqueu dos; BIALETZKI, Andréa; ZACARDI, Diego Maia. Early life history of two Neotropical Triportheidae fish (Characiformes). **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 21, n. 1, article e220102, 2023.

CAJADO, Ruineris Almada; ZACARDI, Diego Maia; ARANTES, Caroline Chaves; OLIVEIRA, Lucas Silva de; SILVA, Fabíola Katrine Souza da; ANDRADE, Marcelo Costa. Seasonal patterns in the structure of the fish larvae assemblages in the lower Amazon River. **Freshwater Biology**, Hoboken, NJ, v. 68, n. 7, p. 1252-1266, 2023.

CALAZANS, Danilo; MUELBERT, José H.; MUXAGATA, Erik. Organismos planctônicos. *In*: CALAZANS, Danilo (org.). **Estudos oceanográficos**: do instrumental ao prático. Ilustrações: Kely Martinato. Pelotas: Editora Textos, 2011. cap. 9, p. 200-275.

CALEGARI, Bárbara Borges; VARI, Richard P.; REIS, Roberto Esser dos. Phylogenetic systematics of the driftwood catfishes (Siluriformes: Auchenipteridae): a combined morphological and molecular analysis. **Zoological Journal of the Linnean Society**, Oxford, UK, v. 187, n. 3, p. 661-773, 2019.

CAMPOS-DA-PAZ, Ricardo. Family Gymnotidae (Naked-back knifefishes). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 483-486.

CAMPOS FILHO, Lívio Giorgio L. de; MARCON, Lucas; SANTOS, José Enemir dos; SANTIAGO, Kleber Biana; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Reproduction of saguiru *Steindachnerina elegans* (Steindachner, 1874) (Pisces: Curimatidae) in the São Francisco River, downstream from a large reservoir in south-eastern Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, RJ, v. 94, n. 2, article e20190919, 2022.

CARDOSO, Elizabeth Lomelino; ALVES, Marlene S. D.; FERREIRA, Regina Maria Alves; GODINHO, Hugo Pereira. Embryogenesis of the neotropical freshwater Siluriforme *Pseudoplatystoma coruscans*. **Aquatic Living Resources**, Les Ulis Cedex A, FR, v. 8, n. 4, p. 343-346, 1995.

CARDOSO, Lídia Brena de Oliveira; SILVA, Ingrid Nayara Pereira da; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; SILVA, Jackeline Oliveira da. Dinâmica da comunidade ictioplanctônica e de jovens de peixes em dois tributários e na calha principal do Baixo São Francisco, SE/AL-Brasil. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 19., São Luiz, MA. **Anais do** [...]. São Luis, MA: Associação dos Engenheiros de Pesca dos Estados (AEPs). Federação das Associações dos Engenheiros de Pesca do Brasil (FAEP). Associação Brasileira de Engenharia de Pesca (ABEP), 2015. p. 1526-1531.

CARVALHO, Daniel Cardoso de. Ichthyoplankton DNA metabarcoding: challenges and perspectives. **Molecular Ecology**, Hoboken, NJ, v. 31, n. 6, p. 1612-1614, 2022.

CARVALHO, Pedro Américo de; PASCHOALINI, Alessandro Loureiro; SANTOS, Gilmar Bastos; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Reproductive biology of *Astyanax fasciatus* (Pisces: Characiformes) in a reservoir in southeastern Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 25, n. 3, p. 306-313, 2009.

CASATTI, Lilian. Family Sciaenidae (Drums or croakers). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 599-602.

CASTRO, Ricardo M. C.; VARI, Richard P. **Detritivores of the South American fish family Prochilodontidae (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes)**: a phylogenetic and revisionary study. Washington, D.C.: Smithsonian Contributions and Studies Series, 2004. 189 p., ill. (Smithsonian Contributions to Zoology, no.622).

CASTRO, Ricardo M. C.; VARI, Richard P. Family Prochilodontidae (Flannel mouth characiforms). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 65-70.

CATALDO, Daniel; LEITES, Valentín; BORDET, Facundo; PAOLUCCI, Esteban. Effects of *El Niño*-Southern Oscillation (ENSO) on the reproduction of migratory fishes in a large South American reservoir. **Hydrobiologia**, Dordrecht, NL, v. 849, n. 15, p. 3259-3274, 2022.

ÇELIK, Ihsan; ÇELIK, Pinar; CIRIK, Şükran; GÜRKAN, Mert; HAYRETDAĞ, Sibel. Embryonic and larval development of black skirt tetra (*Gymnocorymbus ternetzi*, Boulenger, 1895) under laboratory conditions. **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 43, n. 9, p. 1260-1275, 2012.

ÇELIK, Pınar; CIRIK, Şükran. Embryonic and larval development of serpae tetra *Hyphessobrycon eques* (Steindachner, 1882). **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 51, n. 1, p. 292-306, 2020.

CENEVIVA-BASTOS, Monica; TABOGA, Sebastião Roberto; CASATTI, Lilian. Microscopic evidence of the opportunistic reproductive strategy and early sexual maturation of the small-sized characin *Knodus moenkhausii* (Characidae, Pisces). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 44, n. 1, p. 72-80, 2015.

CHACON, João de Oliveira; MENDES FILHO, Aprígio. Estudo morfológico do aparelho genital de cangatí, *Trachycorystes galeatus,* Linnaeus, 1756. **Ciência e Cultura**, São Paulo, SP, v. 24, n. 6, p. 531-536, 1972.

CHIARINI-GARCIA, Hélio; VIEIRA, Francisco Oliveira; GODINHO, Hugo Pereira. Morphofunctional changes of female germinal epithelium to support spermatozoa along the annual reproductive cycle in an inseminating catfish (*Trachelyopterus galeatus*, Auchenipteridae). **Journal of Morphology**, Hoboken, NJ, v. 275, n. 1, p. 65-75, 2014.

COELHO, Geovanna Carla Zacheo; ARASHIRO, Dilberto Ribeiro; DISSELLI, Tamiris; PEREIRA-SANTOS, Matheus; MIRA-LÓPEZ, Tatiana María; MONZANI, Paulo Sérgio; SENHORINI, José Augusto; FUJIMOTO, Takafumi; YASUI, George Shigueki. Developmental stages, incubation temperature, and *in vivo* traceability of primordial germ cell in an important aquaculture species *Piaractus mesopotamicus*. **Aquaculture**, Amsterdam, NL, v. 535, article 736381, 2021.

COGNATO, Diego de Paula; FIALHO, Clarice Bernhardt. Reproductive biology of a population of *Gymnotus* aff. *carapo* (Teleostei: Gymnotidae) from southern Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 4, n. 3, p. 339-348, 2006.

COMITÊ DA BACIA HIDROGRÁFICA DO RIO SÃO FRANCISCO (CBHSF). **A Bacia. Socioeconomia**. Belo Horizonte, 2025. Disponível em: https://cbhsaofrancisco.org.br/a-bacia/#socioeconomia. Acesso em: 17 jan. 2025.

COSTA, Cláudia Maria Rocha; HERMANN, Gisela; MARTINS, Cássio Soares; LINS, Lívia Vanucci; LAMAS, Ivana Reis (org.). **Biodiversidade em Minas Gerais**: um atlas para sua conservação. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, 1998. [94] p., il., color.

COSTA, Deliane Cristina; SILVA, Walisson de Souza e; MELILLO FILHO, Reinado; MIRANDA FILHO, Kleber Campos; SANTOS, José Claudio Epaminondas dos; LUZ, Ronald Kennedy. Capture, adaptation and artificial control of reproduction of *Lophiosilurus alexandri*: a carnivorous freshwater species. **Animal Reproduction Science**, Amsterdam, NL, v. 159, p. 148-154, 2015.

COSTA, Wilson José Eduardo Moreira da. **Peixes anuais brasileiros**: diversidade e conservação. Curitiba: Editora da UFPR, 2002. 238 p., il. (Série Pesquisa, n. 60).

COUTO DE MAGALHÃES, Agenor ver MAGALHÃES, Agenor Couto de.

CRUZ, André Luis da; LANGEANI, Francisco. Comportamento reprodutivo do cascudo *Liposarcus anisitsi* (Eigenmann & Kennedy, 1903) (Ostariophysi: Loricariidae: Hypostominae) em cativeiro. **Comunicações do Museu de Ciências e Tecnologia da PUCRS. Série Zoologia**, Porto Alegre, RS, v. 13, n. 1, p. 109-115, 2000.

CRUZ, Priscilla Ramos. **Distribuição das formas iniciais de Characiformes na área de inundação do baixo rio Grande e sua confluência com o rio São Francisco, em Barra/BA**. Orientador: William Severi. 2011. [p., il.]. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Ciências Biológicas) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2011.

D'AVILLA, Thiago; COSTA NETO, Eraldo Medeiros; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Impacts on fisheries assessed by local ecological knowledge in a reservoir cascade in the lower São Francisco River, northeastern Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 19, n. 3, article e200156, 2021.

DAGA, Vanessa Salete; GOGOLA, Tatiane Mary; SANCHES, Paulo Vanderlei; BAUMGARTNER, Gilmar; BAUMGARTNER, Dirceu; PIANA, Pitágoras Augusto; GUBIANI, Éder André; DELARIVA, Rosilene Luciana. Fish larvae assemblages in two floodplain lakes with different degrees of connection to the Paraná River, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 7, n. 3, p. 429-438, 2009.

DANTAS, Marina Salim; OLIVEIRA, Josiani Cordova de; PINTO, Carolina Cristiane; OLIVEIRA, Sílvia Corrêa. Impact of fecal contamination on surface water quality in the São Francisco River hydrographic basin in Minas Gerais, Brazil. **Journal of Water and Health**, London, UK, v. 18, n. 1, p. 48-59, 2020.

DE MARCO, Giuseppe; CONTI, Gea Oliveri; GIANNETTO, Alessia; CAPPELLO, Tiziana; GALATI, Mariachiara; IARIA, Carmelo; PULVIRENTI, Eloise; CAPPARUCCI, Fabiano; MAUCERI, Angela; FERRANTE, Margherita; MAISANO, Maria. Embryotoxicity of polystyrene microplastics in zebrafish *Danio rerio*. **Environmental Research**, San Diego, CA, v. 208, article 112552, 2022.

DIBBLE, Eric D.; PELICICE, Fernando Mayer. Influence of aquatic plant-specific habitat on an assemblage of small neotropical floodplain fishes. **Ecology of Freshwater Fish**, Hoboken, NJ, v. 19, n. 3, p. 381-389, 2010.

DINIZ, Mateus Augusto Silva; MARCON, Lucas; ERVILHA, Bernardo Borges; SANTOS, José Enemir dos; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Reproductive and morphological analysis of the trairão *Hoplias intermedius* in the São Francisco River, downstream from a large reservoir. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 52, n. 6, p. 836-842, 2023.

DOURADO, Odilo Freire. **Principais peixes e crustáceos dos açudes controlados pelo DNOCS**. Fortaleza: Sudene/DNOCS, 1981. 40 p., il. (Convênio Sudene/DNOCS).

DRUMMOND, Gláucia Moreira; MARTINS, Cássio Soares; MACHADO, Angelo Barbosa Monteiro; SEBAIO, Fabiane Almeida; ANTONINI, Yasmine (org.). **Biodiversidade em Minas Gerais**: um atlas para sua conservação. 2. ed. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, 2005. 222 p., il.

DUKE, Elena Maria; BURTON, Ronald S. Efficacy of metabarcoding for identification of fish eggs evaluated with mock communities. **Ecology and Evolution**, Hoboken, NJ, v. 10, n. 7, p. 3463-3476, 2020.

DUNN, Jean R. The utility of developmental osteology in taxonomic and systematic studies of teleost larvae: a review. **NOAA Technical Report NMFS Circulars**, Rockville, MD, n. 450, p. 1-19, 1983.

ESTADOS UNIDOS. Departament of Commerce (USDOC). **Magnuson-Stevens Fishery Conservation and Management Act**. As amended through October 11, 1996. Silver Spring, MD: U.S. Department of Commerce. NOAA. National Marine Fisheries Service, 1996. 121p. (NOAA Technical Memorandum NMFS-F/SPO-23 [i.e. 23A]). Disponível em: https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/15867/noaa_15867_DS1.pdf. Acesso em: 5 jun. 2025.

FAVORITO, Sandra E.; ZANATA, Angela M.; ASSUMPÇÃO, Maria I. A new *Synbranchus* (Teleostei: Synbranchiformes: Synbranchidae) from ilha de Marajó, Pará, Brazil, with notes on its reproductive biology and larval development. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 3, n. 3, p. 319-328, 2005.

FERNANDES, Milton Marques; FERNANDES, Márcia Rodrigues de Moura; GARCIA, Júnior Ruiz; MATRICARDI, Eraldo Aparecido Trondoli; LIMA, Alexandre Herculano de Souza; ARAÚJO FILHO, Renisson Neponuceno de; GOMES FILHO, Raimundo Rodrigues; PISCOYA, Victor Casimiro; PISCOYA, Thaisa Oliveira Folha; CUNHA FILHO, Moacyr. Land use and land cover changes and carbon stock valuation in the São Francisco river basin, Brazil. **Environmental Challenges**, Amsterdam, NL, v. 5, article 100247, 2021.

FERRARIS, Carl J., Jr. Family Auchenipteridae (Driftwood catfishes). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 470-482.

FERREIRA, Katiane Menezes; MENEZES, Naércio Aquino; QUAGIO-GRASSIOTO, Irani. A new genus and two new species of Stevardiinae (Characiformes: Characidae) with a hypothesis on their relationships based on morphological and histological data. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 9, n. 2, p. 281-298, 2011.

FERREIRA, Regina Maria Alves; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete; SATO, Yoshimi. Aspectos reprodutivos da piranha, *Pygocentrus piraya* (Teleostei, Characiformes), espécie nativa da bacia do Rio São Francisco. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 48, p. 71-76, 1996. Suplemento 1.

FERREIRA, Regina Maria Alves; GODINHO, Hugo Pereira. Reproductive biology of the white-piau, *Schizodon knerii* (Steindachner, 1875) (Anostomidae) from a reservoir in southeast Brazil. **European Archives of Biology (Bruxelles)**, Liège, BE, v. 101, n. 3, p. 331-344, 1990.

FLEGLER-BALON, Christine. Direct and indirect development in fishes-examples of alternative life-history styles. *In*: BRUTON, Michel N. (ed.). **Alternative life-history styles of animals**. Dordrecht: Kluwer Academic, 1989. p. 71-100. (Perspectives in vertebrate science, v. 6).

FONSECA, Vera G. Pitfalls in relative abundance estimation using eDNA metabarcoding. **Molecular Ecology Resources**, Hoboken, NJ, v. 18, n. 5, p. 923-926, 2018.

FONSECA, Vera G.; CARVALHO, Gary R.; SUNG, Way; JOHNSON, Harriet F.; POWER, Deborah M.; NEILL, Simon P.; PACKER, Margaret; BLAXTER, Mark L.; LAMBSHEAD, P. John D.; THOMAS, W. Kelley; CREER, Simon. Second-generation environmental sequencing unmasks marine metazoan biodiversity. **Nature Communications**, Berlin, DE, v. 1, article no. 98, p. 1-8, 2010.

FOWLER, Henry W. **Os peixes de água doce do Brasil**. São Paulo: Secretaria da Agricultura. Departamento de Zoologia, 1948. 204 p., il.

FRANTINE-SILVA, Wilson; LIMA, Same Costa; ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de. DNA Barcoding na análise de ictioplâncton: protocolos e métodos. *In*: ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de; SWARÇA, Ana Claudia; CLARO-GARCÍA, Alexander; VIANNA, Norberto Castro; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; BIALETZKI, Andréa (org.). **Ovos, larvas e juvenis de peixes da bacia do rio Paranapanema**: uma avaliação para a conservação. Assis, SP: Triunfal Gráfica & Editora, 2016. cap. 5, p. 37-45.

FRANTINE-SILVA, Wilson; SOFIA, Silvia Helena; ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de. DNA barcoding of freshwater ichthyoplankton in the Neotropics as a tool for ecological monitoring. **Molecular Ecology Resources**, Hoboken, NJ, v. 15, n. 5, p. 1226-1237, 2015.

FREDERICO, Renata Guimarães; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; ANDRADE, André; ROSA, Gustavo Ribeiro; TORQUATO, Gabriel Vasco. Freshwater ecosystem vulnerability: is native climatic niche good enough to predict invasion events? **Aquatic Conservation**: Marine and Freshwater Ecosystems, Hoboken, NJ, v. 29, n. 11, p. 1890-1896, 2019.

FREITAS, Leonardo José Alves de; PRADO, Paula Suzanna; ARANTES, Fábio Pereira; SANTIAGO, Kleber Biana; SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete. Reproductive biology of the characid dourado *Salminus franciscanus* from the São Francisco River, Brasil. **Animal Reproduction Science**, Amsterdam, NL, v. 139, n. 1-4, p. 145-154, 2013.

FRICKE, Ronald; ESCHMEYER, William Neil; VAN der LAAN, Richard (ed.). **Eschmeyer's Catalog of Fishes**: genera, species, references. 2024. Disponível em: http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp. Acesso em: 21 ago. 2024.

FROESE, Rainer; PAULY, Daniel (ed.). **FishBase**. Version 10/2024. Kiel-DE, 2024. World Wide Web electronic publication. Disponível em: https://fishbase.org. Acesso em: 21 ago 2024.

FUIMAN, Lee Alan. Correspondence of myomeres and vertebrae and their natural variability during the first year of life in yellow perch. *In:* BRYAN, C. Fung; CONNER, J. V.; TRUESDALE, F. M. (ed.). **Proceedings of the fifth Annual Larval Fish Conference**. Baton Rouge, Louisiana: Louisiana State University: Louisiana Cooperative Fishery Research Unit: School of Forestry and Wildlife Management, c1982. p. 56-59.

FUIMAN, Lee Alan. Special considerations of fish eggs and larvae. *In*: FUIMAN, Lee Alan; WERNER, Robert Genieser (ed.). **Fishery Science**: the unique contributions of early life stages. Oxford: Blackwell Science, 2002. ch. 1, p. 1-32.

FUJIMURA, Koji; OKADA, Norihiro. Development of the embryo, larva and early juvenile of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae). Developmental staging system. **Development, Growth & Differentiation**, Hoboken, NJ, v. 49, n. 4, p. 301-324, 2007.

GALMAN, O. R.; AVTALION, R. R. Further study of the embryonic development of *Oreochromis niloticus* (Cichlidae, Teleostei) using scanning electron microscopy. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 34, n. 5, p. 653-664, 1989.

GALUCH, André Vieira; SUIBERTO, Mirian Rodrigues; NAKATANI, Keshiyu; BIALETZKI, Andréa; BAUMGARTNER, Gilmar. Desenvolvimento inicial e distribuição temporal de larvas e juvenis de *Bryconamericus stramineus* Eigenmann, 1908 (Osteichthyes, Characidae) na planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 25, n. 2, p. 335-343, 2003.

GALVÃO, Giancarlo Arrais; SILVA, Augusto Luis Bentinho; CARDOSO, Amanda Soares; SANTOS, Hellen da Silva; PEREIRA, Patrícia Avello Nicola; RIBEIRO, Leonardo Barros. Histomorfometria gonadal comparada de *Astyanax lacustris* (Lütken, 1875) e *Psellogrammus kennedyi* (Eigenmann, 1903) (Characiformes, Characidae) em um reservatório no semiárido brasileiro. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, SP, v. 42, n. 4, p. 734-748, 2016.

GARAVELLO, Júlio C.; BRITSKI, Heraldo A. Family Anostomidae (Headstanders). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 71-84.

GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; CLARO-GARCÍA, Alexander; COSTA, Alexandro Derly Augusto; BIALETZKI, Andréa; CASIMIRO, Armando Cesar Rodrigues; SWARÇA, Ana Claudia; RIBEIRO, Camila Roberta da Silva; ALMEIDA, Fernanda Simões de; LEME, Gean Lucas Alves; YABU, Marcelo Hideki Shigaki; PINE, Mariana Bozina; LIMA, Same Costa; FRANTINE-SILVA, Wilson; ORSI, Mário Luís. Composição ictiofaunística e ontogenia inicial das espécies. *In*: ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de; SWARÇA, Ana Claudia; CLARO-GARCÍA, Alexander; VIANNA, Norberto Castro; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; BIALETZKI, Andréa (org.). **Ovos, larvas e juvenis dos peixes da bacia do rio Paranapanema**: uma avaliação para a conservação. Assis, SP: Triunfal Gráfica & Editora, 2016. cap. 7, p. 55-104.

GODINHO, Alexandre Lima. Biologia reprodutiva da piaba-facão, *Triportheus guentheri* (Characiformes, Characidae) e o manejo hidrológico da represa de Três Marias. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 54, n. 3, p. 515-524, 1994.

GODINHO, Alexandre Lima; KYNARD, Boyd. Migration and spawning of radio-tagged zulega *Prochilodus argenteus* in a dammed Brazilian river. **Transactions of the American Fisheries Society**, Hoboken, NJ, v. 135, n. 3, p. 811-824, 2006.

GODINHO, Alexandre Lima; KYNARD, Boyd; GODINHO, Hugo Pereira. **Life in a Brazilian floodplain river**: migration, spawning, and management of São Francisco River fishes. Saarbrücken: LAP LAMBERT Academic Publishing. 2010. 116 p.

GODINHO, Alexandre Lima; KYNARD, Boyd; GODINHO, Hugo Pereira. Migration and spawning of female surubim (*Pseudoplatystoma corruscans*, Pimelodidae) in the São Francisco river, Brazil. **Environmental Biology of Fishes**, Berlin, DE, v. 80, n. 4, p. 421-433, 2007.

GODINHO, Alexandre Lima; KYNARD, Boyd; MARTINEZ, Carlos Barreira. Supplemental water releases for fisheries restoration in a Brazilian floodplain river: a conceptual model. **River Research and Applications**, Hoboken, NJ, v. 23, n. 9, p. 947-962, 2007.

GODINHO, Alexandre Lima; LAMAS, Ivana Reis; GODINHO, Hugo Pereira. Reproductive ecology of Brazilian freshwater fishes. **Environmental Biology of Fishes**, New York, NY, v. 87, n. 2, p. 143-162, 2010.

GODINHO, Alexandre Lima; POMPEU, Paulo dos Santos. A importância dos ribeirões para os peixes de piracema. *In*: GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. cap. 19, p. 361-372.

GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. 458 p., il.

GOGOLA, Tatiane Mary; SANCHES, Paulo Vanderlei; GUBIANI, Éder André; SILVA, Pedro Rogério Leandro da. Spatial and temporal variations in fish larvae assemblages of Ilha Grande National Park, Brazil. **Ecology of Freshwater Fish**, Hoboken, NJ, v. 22, n. 1, p. 95-105, 2013.

GOMES, Ana Caroline Alcântara Missias; GOMES, Leonardo Fernandes; ROITMAN, Iris; PEREIRA, Hasley Rodrigo; COUTO JUNIOR, Antonio Felipe; COSTA, Elizabeth Maria Mamede da; SILVA, Mariana Lessa Carneiro da;

JACOBSON, Tamiel Khan Baiocchi; RIBEIRO, Rômulo José da Costa; MIRANDA FILHO, Reinaldo José de; AVILA, Mario Lucio de; VIEIRA, Ludgero Cardoso Galli. Forest cover influences zooplanktonic communities in Amazonian streams. **Aquatic Ecology**, Dordrechet, NL, v. 54, n. 4, p. 1067-1078, 2020.

GOMES, Bruno Vilaça Campos; SCARPELLI, Regina Sampaio; ARANTES, Fábio Pereira; SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete. Comparative oocyte morphology and early development in three species of trahiras from the São Francisco River basin, Brazil. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 70, n. 5, p. 1412-1429, 2007.

GOMES, Iracema David; ARAÚJO, Francisco Gerson; ALBIERI, Rafael Jardim; UEHARA, Wagner. Opportunistic reproductive strategy of a non-native fish, the spotted metynnis *Metynnis maculatus* (Kner, 1858) (Characidae Serrasalminae) in a tropical reservoir in south-eastern Brazil. **Tropical Zoology**, Pavia, IT, v. 25, n. 1, p. 2-15, 2012.

GOMES, João Pedro Corrêa; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; CASARIM, Ruanny; POMPEU, Paulo dos Santos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de; ANDRADE, Francisco Ricardo; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; PRADO, Ivo Gavião; PESSALI, Tiago Casarim; VIEIRA, Fábio. Hydropower construction plans threaten the largest Brazilian national river. **Aquatic Conservation**: Marine and Freshwater Ecosystems, Hoboken, NJ, v. 30, n. 12, p. 2464-2465, 2020.

GOMES, Levy de Carvalho; GOLOMBIESKI, Jaqueline Ineu; GOMES, Adriana Regina Chippari; BALDISSEROTTO, Bernardo. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (Teleostei, Pimelodidae). **Ciência Rural**, Santa Maria, RS, v. 30, n. 1, p. 179-185, 2000.

GOMES, Rafael Zeferino; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Early development of *Brycon orthotaenia* (Pisces: Characidae). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 21, n. 1, p. 11-20, 2013.

GOMIERO, Leandro Muller; BRAGA, Francisco Manoel de Souza. Reproduction of a fish assemblage in the state of São Paulo, southeastern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 67, n. 2, p. 283-292, 2007.

GOMIERO, Leandro Muller; SOUZA, Ursulla Pereira; BRAGA, Francisco Manoel de Souza. Reprodução e alimentação de *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) em rios do Núcleo Santa Virgínia, Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo, SP. **Biota Neotropica**, Campinas, SP, v. 7, n. 3, p. 127-133, 2007.

GOMIERO, Leandro Muller; VILLARES JUNIOR, Gilberto Aparecido; NAOUS, Felipe. Reproduction of *Cichla kelberi* Kullander and Ferreira, 2006 introduced into an artificial lake in southeastern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 69, n. 1, p. 175-183, 2009.

GONÇALVES, Túlio Laje; BAZZOLI, Nilo; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Gametogenesis and reproduction of the matrinxã *Brycon orthotaenia* (GÜNTHER, 1864) (PISCES: CHARACIDAE) in the São Francisco River, Minas Gerais, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 66, n. 2A, p. 513-522, 2006.

GRAAF, Gerrit J. de; BORN, A. F.; UDDIN, A. M. K.; HUDA, S. Larval fish movement in the river Lohajang, Tangail, Bangladesh. **Fisheries Management and Ecology**, Hoboken, NJ, v. 6, n. 2, p. 109-120, 1999.

GRAÇA, Weferson Júnio da; VARELLA, Henrique Rosa; VIEIRA, Fabíola Gomes. Cichlidae. *In*: QUEIROZ, Luiz Jardim de; TORRENTE-VILARA, Gislene; OHARA, William Massaharu; PIRES, Tiago Henrique da Silva; ZUANON, Jansen; DORIA, Carolina Rodrigues da Costa (org.). **Peixes do rio Madeira**. 1. ed. São Paulo: Dialeto Latin American Documentary, 2013. v. 3, cap. 51, p. 330-389.

GUIMARÃES, Irũ Menezes; DIAS FILHO, Vinícius Augusto; SILVA, Ana Helena Gomes da; SANTOS, Rafael Silva; SEVERI, William. Morphological development of larvae and juveniles of *Prochilodus argenteus*. **Ciência Rural**, Santa Maria, RS, v. 47, n. 4, article e20160401, 2017.

GUIMARÃES-CRUZ, Rodrigo José; SANTOS, José Enemir dos; SATO, Yoshimi; VELOSO-JÚNIOR, Vanderlei da Conceição. Early development stages of the catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Pseudopimelodidae) from the São Francisco River basin, Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 25, n. 3, p. 321-327, 2009.

GURGEL, Liliane de Lima; VERANI, José Roberto; CHELLAPPA, Sathyabama. Reproductive ecology of *Prochilodus brevis* an endemic fish from the semiarid region of Brazil. **The Scientific World Journal**, New York, NY, v. 2012, article ID 810532, 2012.

HALLIDAY, Sarah J.; SKEFFINGTON, Richard A.; WADE, Andrew J.; BOWES, Mike J.; READ, Daniel S.; JARVIE, Helen P.; LOEWENTHAL, M. Riparian shading controls instream spring phytoplankton and benthic algal growth. **Environmental Science**: Processes & Impacts, Cambridge, UK, v. 18, n. 6, p. 677-689, 2016.

HARDY, Jerry D., Jr. **Development of fishes of the mid-Atlantic bight**: an atlas of egg, larval, and juvenile stages. [Fort Collins, Colo.]: Fish and Wildlife Service, U.S. Departament of the Interior, 1978. v. 3: Aphredoderidae through Rachycentridae. (Center for Environmental and Estuarine Studies of the University of Maryland contribution, no. 783-788). Biological Services Program FWS/OBS-78/12.

HEBERT, Paul David Neil; RATNASINGHAM, Sujeevan; DeWAARD, Jeremy R. Barcoding animal life: cytochrome *c* oxidase subunit 1 divergences among closely related species. **Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences**, London, UK, v. 270, p. S96-S99, 2003. N. Supplement 1.

HONORATO-SAMPAIO, Kinulpe; PRADO, Paula Suzanna; SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete. Comparative morphology of the oocyte surface and early development in four characiformes from the São Francisco River, Brazil. **Journal of Morphology**, Hoboken, NJ, v. 276, n. 10, p. 1258-1272, 2015.

HONORATO-SAMPAIO, Kinulpe; SANTOS, Gilmar Bastos; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete. Observations on the seasonal breeding biology and fine structure of the egg surface in the white piranha *Serrasalmus brandtii* from the São Francisco River basin, Brazil. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 75, n. 7, p. 1874-1882, 2009.

HOSTACHE, Gérard; MOL, Jan H. Reproductive biology of the neotropical armoured catfish *Hoplosternum littorale* (Siluriformes - Callichthyidae): a synthesis stressing the role of the floating bubble nest. **Aquatic Living Resources**, Les Ulis Cedex A, FR, v. 11, n. 3, p. 173-185, 1998.

HUMPHRIES, Paul; KECKEIS, Hubert; FINLAYSON, Brian. The river wave concept: integrating river ecosystem models. **BioScience**, Oxford, UK, v. 64, n. 10, p. 870-882, 2014.

HUMPHRIES, Paul; KING, Alison; McCASKER, Nicole; KOPF, R. Keller; STOFFELS, Rick; ZAMPATTI, Brenton; PRICE, Amina. Riverscape recruitment: a conceptual synthesis of drivers of fish recruitment in rivers. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, Ottawa, CA, v. 77, n. 2, p. 213-225, 2020.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS (IBAMA). Portaria nº 50, de 5 de novembro de 2007. **Diário Oficial da União**: seção 1, Brasília, DF, n. 213, p. 53, 6 nov. 2007. Disponível em: https://www.ibama.gov.br/sophia/cnia/legislacao/IBAMA/PT0050-051107.PDF. Acesso em: 5 jun. 2025.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS (IBAMA). Portaria nº 18, de 11 de junho de 2008. **Diário Oficial da União**: seção 1, Brasília, DF, n. 112, p. 79, 13 jun. 2008. Disponível em: https://www.ibama.gov.br/sophia/cnia/legislacao/IBAMA/PT0018-110608.PDF. Acesso em: 5 jun. 2025.

INSTITUTO ESTADUAL DE FLORESTAS (IEF) (Minas Gerais). **Áreas prioritárias**: estratégias para a conservação da biodiversidade e dos ecossistemas de Minas Gerais. Realização: Instituto Estadual de Florestas. Execução: Universidade Federal de Minas Gerais, WWF Brasil, Fundação Biodiversitas. Colaboração: Secretaria de Estado de Meio Ambiente e Desenvolvimento Sustentável, Fundação Estadual do Meio Ambiente, Instituto Mineiro de Gestão das Águas. Belo Horizonte: IEF, 2021. 168 p., il. color. Título da capa: Áreas prioritárias: estratégias para a conservação da biodiversidade e dos ecossistemas de Minas Gerais. Título da página de rosto: Projeto Áreas prioritárias: estratégias para a conservação da biodiversidade e ecossistemas de Minas Gerais.

INSTITUTO ESTADUAL DE FLORESTAS (IEF) (Minas Gerais). Portaria IEF nº 111, de 16 de outubro de 2003. Estabelece tamanhos mínimos para captura e transporte de espécies nativas de peixes das bacias hidrográficas de Minas Gerais. **Diário do Executivo** - **"Minas Gerais"**, Belo Horizonte, MG, 17 out. 2003. Disponível em: <https://siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?idNorma=16276#:~:text=Estabelece%20tamanhos%20m%C3%ADnimos%20para%20captura,bacias%20hidrogr%C3%A1ficas%20de%20Minas%20Gerais>. Acesso em: 5 jun. 2025.

INSTITUTO ESTADUAL DE FLORESTAS (IEF) (Minas Gerais). Portaria IEF nº 154, de 13 de outubro de 2011. Dispõe sobre a regulamentação da pesca na Bacia Hidrográfica do Rio São Francisco, no Estado de Minas Gerais, no período da piracema, e dá outras providências. **Diário do Executivo** - **"Minas Gerais"**, Belo Horizonte, MG, 14 out. 2011. Disponível em: http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?idNorma=19194#:~:text=RESOLVE%3A,-das%20esp%C3%A9cies%20de%20peixes%20nativos. Acesso em: 5 jun. 2025.

IQUEMATSU, Marcia Sayuri; CUNHA, Eduardo Ribeiro; BIALETZKI, Andréa. The dynamism fish-plant association: ontogenetic variations in assemblage attributes in neotropical floodplain lakes. **Ecology of Freshwater Fish**, Hoboken, NJ, v. 32, n. 1, p. 120-132, 2023.

IQUEMATSU, Marcia Sayuri; SILVA, Jislaine Cristina da; SOUZA, Mateus Babichi Veiga de; BIALETZKI, Andréa. Early ontogeny and habitat use by a small-sized non-native tetra (Characiformes, Acestrorhamphidae) from the upper Paraná River, Brazil. **Em preparação**.

JALABERT, Bernard; ZOHAR, Yonathan. Reproductive physiology in cichlid fishes, with particular reference to *Tilapia* and *Sarotherodon*. *In*: PULLIN, Roger S. V.; LOWE-McCONNELL, Rosemary Helen (ed.). **The biology and culture of tilapias**. Manila, Philippines: International Center of Living Aquatic Resources Management, 1982. p. 129-140. (ICLARM Conference Proceedings, no. 7).

JÉGU, Michel. Subfamily Serrasalminae (Pacus and piranhas). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 182-196.

JESUS, Dionísio dos Santos de; SOUZA, Raimundo Aderson Lobão de; MATOS, Edilson; RODRIGUES, Luiz Fernando de Souza; COSTA, Carlos Augusto Cordeiro. **Observações sobre o hábito da desova e ontogenia inicial da Larva do tamoatá (*Hoplosternum littorale*, HANCOCK, 1828) EIG. & EIG., 1888 (PISCES CALLICHTHYIDAE), em cativeiro**. Belém, PA: Faculdade de Ciências Agrárias do Pará (FCAP). Serviço de Documentação e Informação, 1984. 12 p., il. (FCAP. Informe Técnico, 11).

JESUS FILHO, José Cicero de. **Dinâmica espaço-temporal de larvas e formas jovens de peixes, no complexo hidrelétrico de Paulo Afonso - BA**. Orientadora: Fátima Lúcia de Brito dos Santos. 2021. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia de Pesca) - Universidade do Estado da Bahia (UNEB), Salvador, BA, 2021.

JIANG, Rijin; LUSANA, James Leonard; CHEN, Yongjiu. High-throughput DNA metabarcoding as an approach for ichthyoplankton survey in Oujiang River Estuary, China. **Diversity**, Basel, SW, v. 14, n. 12, article 1111, 2022.

JIMÉNEZ-SEGURA, Luz Fernanda; GODINHO, Alexandre Lima; PETRERE JUNIOR, Miguel. As desovas de peixes no alto-médio São Francisco. *In*: GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. cap. 20, p. 373-387.

JUNK, Wolfgang J.; BAYLEY, Peter B.; SPARKS, Richards E. The flood pulse concept in river-floodplain systems. *In*: DODGE, Douglas P. (ed.). **Proceedings of the International Large River Symposium (LARS)**. Ottawa, CA: Department of Fisheries and Oceans, 1989. p. 110-127. (Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences, ISSN 0706-6481, no. 106).

KELSO, William E.; KALLER, Michael D.; RUTHERFORD, D. Allen. Collecting, processing, and identification of fish eggs and larvae and zooplankton. *In*: ZALE, Alexander V.; PARRISH, Donna L.; SUTTON, Trent M. (ed.). **Fisheries techniques**. 3rd. ed. Bethesda, Md: American Fisheries Society, 2012. ch. 9, p. 363-451.

KEMP, Paul; SEAR, David; COLLINS, Adrian; NADEN, Pamela; JONES Iwan. The impacts of fine sediment on riverine fish. **Hydrological Processes**, Hoboken, NJ, v. 25, n. 11, p. 1800-1821, 2011.

KENDALL, Arthur W., Jr.; AHLSTROM, Elbert Halvor; MOSER, H. Geoffrey. Early life history stages of fishes and their characters. *In*: MOSER, H. Geoffrey; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, A. W., Jr.; RICHARDSON, S. L. (ed.). **Ontogeny and systematics of fishes**: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence, KS: The American Society of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 11-22. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748- 0539; n.1).

KIMMERLING, Naama; ZUQERT, Omer; AMITAI, Gil; GUREVICH, Tamara; ARMOZA-ZVULONI, Rachel; KOLESNIKOV, Irina; BERENSHTEIN, Igal; MELAMED, Sarah; GILAD, Shlomit; BENJAMIN, Sima; RIVLIN, Asaph; OHAVIA, Moti; PARIS, Claire B.; HOLZMAN, Roi; KIFLAWI, Moshe; SOREK, Rotem. Quantitative species-level ecology of reef fish larvae via metabarcoding. **Nature Ecology & Evolution**, Berlin, DE, v. 2, n. 2, p. 306-316, 2018.

KIPPER, Darlon; TAGUTI, Tátia Leika; BIALETZKI, Andréa; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; BAUMGARTNER, Gilmar; SANCHES, Paulo Vanderlei. Early ontogeny of *Clarias gariepinus* (Siluriformes, Clariidae) and aspects of its invasion potential in natural freshwater environments. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 35, n. 3, p. 411-418, 2013.

KIRSCHBAUM, Frank; SCHUGARDT, Christian. Reproductive strategies and developmental aspects in mormyrid and gymnotiform fishes. **Journal of Physiology-Paris**, Paris, FR, v. 96, n. 5-6, p. 557-566, 2002.

KJØRSVIK, Elin; PITTMAN, Karin; PAVLOV, Dimitri Alexandrovich. From fertilisation to the end of metamorphosis-functional development. *In*: MOKSNESS, Erlend; KJØRSVIK, Elin; OLSEN, Yngvar (ed.). **Culture of cold-water marine fish**. Oxford, UK: Blackwell Publishing, 2004. ch. 6, p. 204-278.

KO, Hui-Ling; WANG, Yu-Tze; CHIU, Tai-Sheng; LEE, Ming-An; LEU, Ming-Yih; CHANG, Kuang-Zong; CHEN, Wen-Yu; SHAO, Kwang-Tsao. Evaluating the accuracy of morphological identification of larval fishes by applying DNA barcoding. **PLoS One**, San Francisco, CA, v. 8, n. 1, article e53451, 2013.

KOTTELAT, Maurice; BRITZ, Ralf; HUI, Tan Heok; WITTE, Kai-Erik. *Paedocypris*, a new genus of Southeast Asian cyprinid fish with a remarkable sexual dimorphism, comprises the world's smallest vertebrate. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, London, UK, v. 273, n. 1589, p. 895-899, 2006.

KULLANDER, Sven O. Family Synbranchidae (Swamp-eels). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 594-595.

KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. Family Engraulididae (Anchovies). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 39-42.

LAMPERT, Vinicius Renner; AZEVEDO, Marco Aurélio; FIALHO, Clarice Bernhardt. Reproductive biology of *Bryconamericus stramineus* Eigenmann, 1908 (Ostariophysi: Characidae) from the Rio Ibicuí, RS, Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, PR, v. 50, n. 6, p. 995-1004, 2007.

LEAL, Ana Raquel Pereira. **Ecologia e caracterização morfológica das larvas e jovens de Sciaenidae, na planície de inundação de Xique-Xique – BA, Médio São Francisco**. Orientador: Marcel Rodrigo Cavallaro. 2015. 75 f., il. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia de Pesca) – Departamento de Educação, Universidade do Estado da Bahia, Paulo Afonso, BA, 2015.

LECHNER, Aaron; KECKEIS, Hubert; HUMPHRIES, Paul. Patterns and processes in the drift of early developmental stages of fish in rivers: a review. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, Dordrecht, NL, v. 26, n. 3, p. 471-489, 2016.

LEIS, Jeffrey M.; TRNSKI, Tom. **The larvae of Indo-Pacific shorefishes**. With contributions by B. Bruce... [*et al.*]. Honolulu: University of Hawaii Press; Sydney: The Australian Museum, c1989. xii, 371 p., ill.

LEWIS, Leah A.; RICHARDSON, David E.; ZAKHAROV, Evgeny; HANNER, Robert. Integrating DNA barcoding of fish eggs into ichthyoplankton monitoring programs. **Fishery Bulletin**, Seattle, WA, v. 114, n. 2, p. 153-165, 2016.

LIMA, Adriana Ferreira; MORO, Giovanni Vitti; KIRSCHNIK, Luciana Nakaghi Ganeco; BARROSO, Renata Melon. Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes. *In*: RODRIGUES, Ana Paula Oeda; LIMA, Adriana Ferreira; ALVES, Anderson Luis; ROSA, Daniele Klöppel; TORATI, Lucas Simon; SANTOS, Viviane Rodrigues Verdolin dos. **Piscicultura de água doce**: multiplicando conhecimentos. 1. ed. Brasília, DF: Embrapa, 2013. cap. 9, p. 301-346.

LIMA, André Ricardo Araújo; BARLETTA, Mário; COSTA, Mônica Ferreira. Seasonal distribution and interactions between plankton and microplastics in a tropical estuary. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, London, UK, v. 165, p. 213-225, 2015.

LIMA, Dérick Leandro Góis; CAJADO, Ruineris Almada; SILVA, Lenise Vargas Flores da; MAIA, Janna Laely dos Santos; ZACARDI, Diego Maia. Descrição morfológica do desenvolvimento inicial de *Brycon amazonicus* (Characiformes, Bryconidae) do Baixo Amazonas, Pará. **Biota Amazônia**, Macapá, AP, v. 11, n. 1, p. 60-67, 2021.

LIRA, Natália Lima; TONELLO, Sandro; LUI, Roberto Laridondo; TRALDI, Josiane Baccarin; BRANDÃO, Heleno; OLIVEIRA, Cláudio; BLANCO, Daniel Rodrigues. Identifying fish eggs and larvae: from classic methodologies to DNA metabarcoding. **Molecular Biology Reports**, Dordrecht, NL, v. 50, n. 2, p. 1713-1726, 2023.

LOEB, Marina Vianna; FIGUEIREDO, José Lima de. Redescription of the freshwater anchovy *Anchoviella vaillanti* (Steindachner, 1908) (Clupeiformes: Engraulidae) with notes on the distribution of estuarine congeners in the Rio São Francisco basin, Brazil. **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, SP, v. 45, p. 33-40, 2014. Número especial.

LOPES, Douglas [Alves]. **Taxonomy of Triportheidae Fowler (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes)**. Orientador: Fernando Rogério Carvalho. 2024. 349 f. il. Tese (Doutorado em Biodiversidade) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", São José do Rio Preto, 2024.

LOPES, Douglas Alves; GIMÊNES JUNIOR, Heriberto; RECH, Ricardo. Triportheidae. *In*: GIMÊNES JUNIOR, Heriberto; RECH, Ricardo (org.). **Guia ilustrado dos peixes do Pantanal e entorno**. Campo Grande, MS: Julien Design, 2022. p. 244-249.

LOPES, João de Magalhães; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; PERESSIN, Alexandre; POMPEU, Paulo dos Santos. Influence of rainfall, hydrological fluctuations, and lunar phase on spawning migration timing of the Neotropical fish *Prochilodus costatus*. **Hydrobiologia**, Dordrecht, NL, v. 818, n. 1, p. 145-161, 2018.

LOPES, João de Magalhães; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; PERESSIN, Alexandre; POMPEU, Paulo dos Santos. Upstream and downstream migration speed of *Prochilodus costatus* (Characiformes: Prochilodontidae) in upper São Francisco basin, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 17, n. 2, article e180072, 2019.

LOPES, João de Magalhães; PERESSIN, Alexandre; ANDRADE, Francisco Ricardo de; MOREIRA, Marina Ferreira; LUDWIG, Sandra; PIMENTEL, Juliana da Silva Martins; WOUTERS, Lídia; PRADO, Ivo Gavião; SUZUKI, Fábio Mineo; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; POMPEU, Paulo dos Santos. Uma década de estudos indica que o alto rio São Francisco deve ser protegido como um "rio de preservação permanente" por sua relevância na manutenção de peixes migradores. **Boletim da Sociedade Brasileira de Ictiologia**, n. 146, p. 8-22, 2024.

LOPES, João de Magalhães; POMPEU, Paulo dos Santos; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; PERESSIN, Alexandre; PRADO, Ivo Gavião; SUZUKI, Fábio Mineo; FACCHIN, Susanne; KALAPOTHAKIS, Evanguedes. The critical importance of an undammed river segment to the reproductive cycle of a migratory Neotropical fish. **Ecology of Freshwater Fish**, Hoboken, NJ, v. 28, n. 2, p. 302-316, 2019.

LOPES, Taise Miranda; OLIVEIRA, Fernando Garcia de; BIALETZKI, Andréa; AGOSTINHO, Angelo Antonio. Early development in the mouth-brooding cichlid fish *Satanoperca pappaterra* (Perciformes: Cichlidae). **Revista de Biología Tropical**, San José, CR, v. 63, n. 1, p. 139-153, 2015.

LORO, Vânia Lúcia; LUZ, Ronald Kennedy. Aspectos da biologia, reprodução e manejo de *Hoplias malabaricus* e *Hoplias lacerdae*. *In*: BALDISSEROTTO, Bernardo (org.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 3. ed. rev., atual. e ampl. Santa Maria: Editora UFSM, 2020. cap. 11, p. 229-244.

LUBZENS, Esther; YOUNG, Graham; BOBE, Julien; CERDÀ, Joan. Oogenesis in teleosts: How fish eggs are formed. **General and Comparative Endocrinology**, San Diego, CA, v. 165, n. 3, p. 367-389, 2010.

LUCAS, Murilo Cesar; KUBLIK, Natalya; RODRIGUES, Dulce B. B.; MEIRA NETO, Antônio A.; ALMAGRO, André; MELO, Davi de C. D.; ZIPPER, Samuel C.; OLIVEIRA, Paulo Tarso Sanches. Significant baseflow reduction in the São Francisco River basin. **Water**, Basel, SW, v. 13, n. 1, article 2, 2021.

LUDUVICE, Jefferson Saulo da Vitória; SOARES, Bruno Eleres; ROSA, Daniela Cristina de Oliveira; GOMES, Marcos Vinícius Teles; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Grazing unworried: environmental changes in a dammed river favor the diet of the invasive *Metynnis lippincottianus* (Characiformes, Serrasalmidae). **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, RJ, v. 28, n. 1, p. 31-40, 2024.

LUNDBERG, John G.; LITTMANN, Michael W. Family Pimelodidae (Long-whiskered catfishes). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 432-446.

LÜTKEN, Christian Frederik, 1827-1901. Peixes do rio das Velhas: uma contribuição para a ictiologia do Brasil. De acordo com as coleções e descrições do Prof. Johannes Theodor Reinhardt, por Christian FrederikLütken. Tradução do dinamarques e outros idiomas para o português: Luiz Paulo Ribeiro Vaz. Tradução do latim para o português: Vicente de Paulo Iannini. Revisão técnica e científica: Heraldo A. Britski. Revisão de texto: Maria Lina Soares Souza e Roberto Barros de Carvalho. *In*: ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; POMPEU, Paulo dos Santos (org.). **Peixes do rio das Velhas**: passado e presente. 2. ed. Belo Horizonte, MG: Argvmentvm, 2010. cap. 2, p. 25-166. Escritos da Soc. Cientifíca, Série 5, Seção de Ciências Naturais e Matemática, XII, 2. 1875. Copenhague, 1875. Projeto Manuelzão. Saúde, ambiente e cidadania na bacia do rio das Velhas. Sub-projeto S.O.S. Rio das Velhas. Disponível em: https://www.biodiversitylibrary.org/bibliography/101459. Acesso em: 1 abr. 2025.

LÜTKEN, Christian Frederik, 1827-1901. **Velhas-flodens fiske. Et bidrag til Brasiliens ichthyologi. Efter prof. J. Reinhardts indsamlinger og optegnelser. Ved. Chr. Fr. Lütken. Accedunt tabulae lithographicae quinque nec non synopsis, latine scripta, characterum essentialium piscium in hos opusculo enumeratorum**. Kjobenhavn: Bianco Lunos Bogtrykkeri, 1875. 132, [2], xxi p.; 5 pl. (1 double). (K. Danske videns. selsk. akr., 5 raekke. Naturvid. og math; afd. XII, 2). Extraído de Vidensk. Selsk. Skr., 5 Raekke, naturvedenskabelig og mathematisk Afd. XII, 2.

LUZ, Ronald Kennedy; REYNALTE-TATAJE, David Augusto; FERREIRA, Arthur Augusto; ZANIBONI FILHO, Evoy. Desenvolvimento embrionário e estágios larvais do mandi-amarelo *Pimelodus maculatus*. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, SP, v. 27, n. 1, p. 49-55, 2001.

LUZ, Sandra Cristina Soares da; EL-DEIR, Ana Carla Asfora; FRANÇA, Elton José de; SEVERI, William. Estrutura da assembléia de peixes de uma lagoa marginal desconectada do rio, no submédio Rio São Francisco, Pernambuco. **Biota Neotropica**, Campinas, SP, v. 9, n. 3, p. 117-129, 2009.

MACEDA-VEIGA, Alberto. Towards the conservation of freshwater fish: Iberian Rivers as an example of threats and management practices. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, Dordrecht, NL, v. 23, n. 1, p. 1-22, 2013.

MAGALHÃES, Agenor Couto de. **Monographia brazileira de peixes fluviaes**. São Paulo, SP: "Graphicars" Romiti, Lanzara & Zanin, 1931. 260 p. + errata [2] p.; plates (part col.).

MAGALHÃES, André Lincoln Barroso; ANDRADE, Renato Ferreira; GOMES, Bruno Vilaça Campos; PERINI, Violeta da Rocha; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Ultrastructure of the semicystic spermatogenesis in the South American freshwater characid *Hemigrammus marginatus* (Teleostei, Characiformes). **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 27, n. 4, p. 1041-1046, 2011.

MAGGIA, Maria-Éugenie; VIGOUROUX, Yves; RENNO, Jean-François; DUPONCHELLE, Fabrice; DESMARAIS, Eric; NUÑEZ, Jesus; GARCÍA-DÁVILA, Carmen; CARVAJAL-VALLEJOS, Fernando M.; PARADIS, Elise; MARTIN, James

F.; MARIAC, Cédric. DNA metabarcoding of Amazonian ichthyoplankton swarms. **PLoS One**, San Francisco, CA, v. 12, n. 1, article e0170009, 2017.

MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; SILVA, Patrícia Santos da; MAKRAKIS, Sérgio; LIMA, Ariane Furtado de; ASSUMPÇÃO, Lucileine de; PAULA, Salete de; MIRANDA, Leandro Esteves; DIAS, João H. P. Spawning and nursery habitats of Neotropical fish species in the tributaries of a regulated river. *In*: POURALI, Kia; RAAD, Vafa Niroomand (ed.). **Larvae**: morphology, biology and life cycle. Hauppauge, NY: Nova Science Publishers, 2012. p. 153-166.

MALABARBA, Luiz Roberto; CARVALHO NETO, Pedro; BERTACO, Vinícius de Araújo; CARVALHO, Tiago Pinto; SANTOS, Juliano Ferrer dos; ARTIOLI, Luiz Guilherme Schultz. **Guia de identificação dos peixes da bacia do rio Tramandaí**. Porto Alegre: Ed. Via Sapiens, 2013. 140 p., il. color. ANAMA, Projeto Taramandahy.

MAPBIOMAS. **São Francisco perdeu 50% da superfície de água nas últimas três décadas**. 2022. Disponível em: https://brasil.mapbiomas.org/2022/06/03/sao-francisco-perdeu-50-da-superficie-de-agua-nas-ultimas-tres-decadas/#:~:text=As%20pastagens%20ocupam%2014%2C8,mais%20dados%20do%20S%C3%A3o%20Francisco. Acesso em: 09 jun 2025.

MARIA, Alexandre Nizio; NINHAUS-SILVEIRA, Alexandre; ORFÃO, Laura Helena; VIVEIROS, Ana Tereza de Mendonça. Embryonic development and larval growth of *Brycon nattereri* Günther, 1864 (Characidae) and its implications for captive rearing. **Zygote**, Cambridge, UK, v. 25, n. 6, p. 711-718, 2017.

MARIAC, Cédric; RENNO, Jean-François; GARCÍA-DÁVILA, Carmen; VIGOUROUX, Yves; MEJIA, Eduardo; ANGULO, Carlos; RUIZ, Diana Castro; ESTIVALS, Guillain; NOLORBE, Christian; VASQUEZ, Aurea García; NUÑEZ, Jesus; COCHONNEAU, Gérard; FLORES, Mayra; ALVARADO, Jhon; VERTIZ, José; CHOTA-MACUYAMA, Werner; SÁNCHEZ, Homero; MIRANDA, Guido; DUPONCHELLE, Fabrice. Species-level ichthyoplankton dynamics for 97 fishes in two major river basins of the Amazon using quantitative metabarcoding. **Molecular Ecology**, Hoboken, NJ, v. 31, n. 6, p. 1627-1648, 2022.

MARIAC, Cédric; VIGOUROUX, Yves; DUPONCHELLE, Fabrice; GARCÍA-DÁVILA, Carmen; NUÑEZ, Jesus; DESMARAIS, Eric; RENNO, Jean-François. Metabarcoding by capture using a single COI probe (MCSP) to identify and quantify fish species in ichthyoplankton swarms. **PLoS One**, San Francisco, CA, v. 13, n. 9, article e0202976, 2018.

MARQUES, Camila; NAKAGHI, Laura Satiko Okada; FAUSTINO, Francine; GANECO, Luciana Nakaghi; SENHORINI, José Augusto. Observation of the embryonic development in *Pseudoplatystoma coruscans* (Siluriformes: Pimelodidae) under light and scanning electron microscopy. **Zygote**, Cambridge, UK, v. 16, n. 4, p. 333-342, 2008.

MARQUES, Nubia C. S.; JANKOWSKI, Kathi Jo; MACEDO, Marcia N.; JUEN, Leandro; LUIZA-ANDRADE, Ana; DEEGAN, Linda A. Riparian forests buffer the negative effects of cropland on macroinvertebrate diversity in lowland Amazonian streams. **Hydrobiologia**, Dordrecht, NL, v. 848, n. 15, p. 3503-3520, 2021.

MARQUES, Polyana dos Santos; SILVA, Jackeline Oliveira da; COROA, Pedro Gargur dos Santos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Distribuição espacial do ictioplâncton no médio São Francisco, Xique-Xique (BA). *In*: ENCONTRO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 32., 2022, São Cristóvão, SE. **Livro de resumos** [...]. São Cristóvão, Sergipe: Editora UFS, 2022. p. 71. Disponível em: https://ri.ufs.br/handle/riufs/16783. Acesso em: 25 mar. 2025.

MARTYN, Ulrike; WEIGEL, Detlef; DREYER, Christine. *In vitro* culture of embryos of the guppy, *Poecilia reticulata*. **Developmental Dynamics**, Hoboken, NJ, v. 235, n. 3, p. 617-622, 2006.

MASHAII, Nassrin; RAJABIPOUR, Farhad; MOHAMMADI, Mohamad; SARSANGI, Habib; BITARAF, Ahmad; HOSSEIN-ZADEH, Homayun; SHARIF-ROHANI, Mostafa. Reproduction of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* in brackish water. **Journal of Applied Aquaculture**, Abingdon, OR, v. 28, n. 1, p. 1-8, 2016.

MATARESE, Ann C.; SANDKNOP, E. M. Identification of fish eggs. *In*: MOSER, H. Geoffrey; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, A. W., Jr.; RICHARDSON, S. L. (ed.). **Ontogeny and systematics of fishes**: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence, KS: The American Society of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 27-31. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748- 0539; n. 1).

MATOS, Jonathans Fernandes. **Dinâmica espaço-temporal e desenvolvimento ontogenético de larvas de peixes da família Syngnathidae, do baixo São Francisco**. Orientador: Marcel Rodrigo Cavallaro. 2014. 85 f., il. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia de Pesca) - Universidade do Estado da Bahia, Paulo Afonso, BA, 2014.

MAZZONI, Rosana; IGLESIAS-RIOS, Ricardo. Environmentally related life history variations in *Geophagus brasiliensis*. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 61, n. 6, p. 1606-1618, 2002.

MELLO, Gabriel Caetano Guimarães de; SANTOS, José Enemir dos; GUIMARÃES-CRUZ, Rodrigo José; GODINHO, Alexandre Lima; GODINHO, Hugo Pereira. Allometric larval growth of the bottom-dwelling catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Siluriformes: Pseudopimelodidae). **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 13, n. 4, p. 677-684, 2015.

MELO, Ângelo José da Silva; SEVERI, William. Abundância e distribuição espacial e sazonal do ictioplâncton no reservatório de Sobradinho, rio São Francisco, Bahia. *In*: MOURA, Ariadne do Nascimento; ARAÚJO, Elcida de Lima; BITTENCOURT-OLIVEIRA, Maria do Carmo; PIMENTEL, Rejane Magalhães de Mendonça; ALBUQUERQUE, Ulysses Paulino de (ed.). **Reservatórios do Nordeste do Brasil**: biodiversidade, ecologia e manejo. 1. ed. Bauru, SP: Canal6, 2010. cap. 18, p. 503-540.

MELO, Rafael Magno Costa; ARANTES, Fábio Pereira; SATO, Yoshimi; SANTOS, José Enemir dos; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Comparative morphology of the gonadal structure related to reproductive strategies in six species of Neotropical catfishes (Teleostei: Siluriformes). **Journal of Morphology**, Hoboken, NJ, v. 272, n. 5, p. 525-535, 2011.

MELO, Rafael Magno Costa; FERREIRA, Carla Mohallem; LUZ, Ronald Kennedy; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Comparative oocyte morphology and fecundity of five characid species from São Francisco River basin, Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 27, n. 6, p. 1332-1336, 2011.

MELO-SILVA, Merieli; SILVA, Jislaine Cristina da; BIALETZKI, Andréa. Community structure of fish larvae in different biotopes of a neotropical river. **Community Ecology**, Heidelberg, DE, v. 23, n. 1, p. 1-12, 2022.

MENDONÇA, Marcos Marques; PICAPEDRA, Pablo Henrique dos Santos; FERRONATO, Michelli Caroline; SANCHES, Paulo Vanderlei. Diel vertical migration of predators (planktivorous fish larvae) and prey (zooplankton) in a tropical lagoon. **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, RS, v. 105, n. 2, p. 174-183, 2015.

MENEZES, Naercio A. Family Acestrorhynchidae (Acestrorhynchids). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 231-233.

MILLER, Bruce S.; KENDALL, Arthur W., Jr. **Early life history of marine fishes**. Berkeley, CA: University of California Press, 2009. xxii, 364 p., ill.

MINAS GERAIS. Lei nº 15.082, de 27 de abril de 2004. Dispõe sobre rios de preservação permanente e dá outras providências. **Diário do Executivo** - **"Minas Gerais"**, Belo Horizonte, MG, 28 abr. 2004. Disponível em: http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?idNorma=147. Acesso em: 17 jan. 2025.

MIRANDE, Juan Marcos. Morphology, molecules and the phylogeny of Characidae (Teleostei, Characiformes). **Cladistics**, Berlim, DE, v. 35, n. 3, p. 282-300, 2019.

MIRANDE, Juan Marcos. Phylogeny of the family Characidae (Teleostei: Characiformes): from characters to taxonomy. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 8, n. 3, p. 385-568, 2010.

MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; SILVA, Jackeline Oliveira da; JESUS, Fernanda Bomfim de. Importância do Médio e Submédio São Francisco para a renovação de estoques pesqueiros, semiárido brasileiro. **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, Curitiba, PR, v. 3, n. 4, p. 3923-3936, 2020.

MORAIS, Lecia Maria da Silva; COROA, Pedro Gargur dos Santos; SILVA, Jackeline Oliveira da; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Composição e caracterização do ictioplâncton no médio São Francisco, Xique-Xique (BA). *In*: ENCONTRO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 32., 2022, São Cristóvão, SE. **Livro de resumos** [...]. São Cristóvão, Sergipe: Editora UFS, 2022. p. 70. Disponível em: https://ri.ufs.br/handle/riufs/16783. Acesso em: 25 mar. 2025.

MOREIRA, Marina Ferreira; PERESSIN, Alexandre; LOPES, João de Magalhães; POMPEU, Paulo dos Santos. Fish assemblage and current status of the upper São Francisco River basin floodplain. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, SP, v. 35, article e26, 2023.

MOREIRA, Marina Ferreira; PERESSIN, Alexandre; POMPEU, Paulo dos Santos. Small rivers, great importance: refuge and growth sites of juvenile migratory fishes in the upper São Francisco Basin, Brazil. **Fisheries Management and Ecology**, Hoboken, NJ, v. 30, n. 1, p. 1-10, 2023.

MORIOKA, Shinsuke; SANO, Kosuke; PHOMMACHAN, Phoutsamone; VONGVICHITH, Bounsong. Growth and morphological development of laboratory-reared larval and juvenile *Pangasianodon hypophthalmus*. **Ichthyological Research**, Tokyo, JP, v. 57, n. 2, p. 139-147, 2010.

MURGAS, Luis David Solis; ALVES, Michelle Farias; CARNEIRO, William Franco; FELIZARDO, Viviane de Oliveira; MELLO, R. A.; MACHADO, Gilmara Junqueira; ANDRADE, Estefânia de Souza; POMPEU, Paulo dos Santos. Reproductive biology of pequira *Bryconamericus stramineus* (Eigenmann, 1908) in Funil Reservoir-MG, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 79, n. 4, p. 639-645, 2019.

NAKAGHI, Laura Satiko Okada; NEUMANN, Erika; FAUSTINO, Francine; MENDES, José Mário Ribeiro; BRAGA, Francisco Manoel de Souza. Moments of induced spawning and embryonic development of *Brycon amazonicus* (Teleostei, Characidae). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 22, n. 4, p. 549-557, 2014.

NAKATANI, Keshiyu; AGOSTINHO, Angelo Antonio; BAUMGARTNER, Gilmar; BIALETZKI, Andréa; SANCHES, Paulo Vanderlei; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; PAVANELLI, Carla Simone. **Ovos e larvas de peixes de água doce**: desenvolvimento e manual de identificação. Maringá: Eduem, 2001. xviii, 378 p., il.

NAKATANI, Keshiyu; BAUMGARTNER, Gilmar; BAUMGARTNER, Maria do Socorro Tenório. Larval development of *Plagioscion squamosissimus* (Heckel) (Perciformes, Sciaenidae) of Itaipu reservoir (Paraná River, Brazil). **Revista**

Brasileira de Zoologia, Curitiba, PR, v. 14, n. 1, p. 35-44, 1997.

NAKATANI, Keshiyu; BIALETZKI, Andréa; BAUMGARTNER, Gilmar; SANCHES, Paulo Vanderlei; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli. Temporal and spatial dynamics of fish eggs and larvae. *In:* THOMAZ, Sidinei Magela; AGOSTINHO, Angelo Antonio; HAHN, Norma Segatti (ed.). **The upper Paraná River and its floodplain**: physical aspects, ecology and conservation. Leiden: Backhuys Publishers, 2004. ch. 13, p. 293-308. (Biology of inland waters).

NAKATANI, Keshiyu; LATINI, João Dirço; BAUMGARTNER, Gilmar; BAUMGARTNER, Maria do Socorro Tenório. Distribuição espacial e temporal das larvas de curvina *Plagioscion squamosissimus* (Heckel, 1840) (Osteichthyes, Sciaenidae) no Reservatório de Itaipu. **Revista Unimar**, Maringá, PR, v. 15, p. 191-209, 1993. Suplemento.

NAKAUTH, Ana Carolina Souza Sampaio; VILLACORTA-CORREA, Marle Angélica; FIGUEIREDO, M. R.; BERNARDINO, G.; FRANÇA, J. M. Embryonic and larval development of *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829). **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 76, n. 1, p. 109-116, 2016.

NASCIMENTO, Márcia Maria do; NASCIMENTO, Wallace Silva; CHELLAPPA, Naithirithi Thiruvenkatachari; CHELLAPPA, Sathyabama. Biologia reprodutiva do curimatã comum, *Prochilodus brevis* (Characiformes: Prochilodontidae) no açude Marechal Dutra, Rio Grande do Norte, Brasil. **Biota Amazônia**, Macapá, AP, v. 2, n. 2, p. 31-43, 2012.

NEAR, Thomas J.; THACKER, Christine E. Phylogenetic classification of living and fossil Ray-finned fishes (*Actinopterygii*). **Bulletin of the Peabody Museum of Natural History**, New Haven, CT, v. 65, n. 1, p. 3-302, 2024.

NELSON, Joseph S. **Fishes of the world**. 3rd ed. New York: J. Wiley, 1994. xvii, 600 p., ill.

NELSON, Joseph S. **Fishes of the world**. 4th ed. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, c2006. xix, 601 p.

NELSON, Joseph S.; GRANDE, Terry C.; WILSON, Mark V. H. **Fishes of the world**. 5th ed. Hoboken, NJ: Wiley, c2016. xli, 707 p.

NEWTON, Alice; ICELY, John; CRISTINA, Sónia; BRITO, Ana; CARDOSO, Ana Cristina; COLIJN, Franciscus; DALLA RIVA, Simona; GERTZ, Flemming; HANSEN, Jens Würgler; HOLMER, Marianne; IVANOVA, Kateryna; LEPPÄKOSKI, Erkki; CANU, Donata Melaku; MOCENNI, Chiara; MUDGE, Stephen; MURRAY, Nicholas; PEJRUP, Morten; RAZINKOVAS, Arturas; REIZOPOULOU, Sofia; PÉREZ-RUZAFA, Angel; SCHERNEWSKI, Gerard; SCHUBERT, Hendrik; CARR, Laishalla; SOLIDORO, Cosimo; VIAROLI, Pierluigi; ZALDÍVAR, José-Manuel. An overview of ecological status, vulnerability and future perspectives of European large shallow, semi-enclosed coastal systems, lagoons and transitional waters. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, London, UK, v. 140, p. 95-122, 2014.

NINHAUS-SILVEIRA, Alexandre; FORESTI, Fausto; AZEVEDO, Alexandre de. Structural and ultrastructural analysis of embryonic development of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Characiforme; Prochilodontidae). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 14, n. 3, p. 217-229, 2006.

NOBILE, André Batista; FREITAS-SOUZA, Diogo; RUIZ-RUANO, Francisco Jesus; NOBILE, Maria Lígia Marques de Oliveira; COSTA, Gabriela Omura da; LIMA, Felipe Pontieri de; CAMACHO, Juan Pedro M.; FORESTI, Fausto; OLIVEIRA, Cláudio. DNA metabarcoding of Neotropical ichthyoplankton: enabling high accuracy with lower cost. **MBMG Metabarcoding and Metagenomics**, Sofia, BG, v. 3, p. 69-76, 2019.

NOGUEIRA, Cristiano; BUCKUP, Paulo Andreas; MENEZES, Naércio Aquino; OYAKAWA, Osvaldo T.; KASECKER, Thais P.; RAMOS NETO, Mario B.; SILVA, José Maria C. da. Restricted-range fishes and the conservation of Brazilian freshwaters. **PloS One**, San Francisco, CA, v. 5, n. 6, article e11390, 2010.

NOGUEIRA, Danilo Oliveira; MATOS, Jonathans Fernandes; SANTOS, Darlan Patrício Nóbrega; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; GONÇALVES, Regina Célia. Dinâmica lateral de formas jovens de peixes na foz do rio São Francisco, Piaçabuçu - AL, Brasil. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 19., São Luiz, MA. **Anais do [**...]. São Luis, MA: Associação dos Engenheiros de Pesca dos Estados (AEPs). Federação das Associações dos Engenheiros de Pesca do Brasil (FAEP). Associação Brasileira de Engenharia de Pesca (ABEP), 2015.

NORMANDO, Felipe Talin; ARANTES, Fábio Pereira; LUZ, Ronald Kennedy; THOMÉ, Ralph Gruppi; RIZZO, Elizete; SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo. Reproduction and fecundity of tucunaré, *Cichla kelberi* (Perciformes: Cichlidae), an exotic species in Três Marias Reservoir, Southeastern Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 25, n. 3, p. 299-305, 2009.

NORMANDO, Felipe Talin; SANTIAGO, Kleber Biana; GOMES, Marcos Vinícius Teles; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Impact of the Três Marias dam on the reproduction of the forage fish *Astyanax bimaculatus* and *A. fasciatus* from the São Francisco River, downstream from the dam, southeastern Brazil. **Environmental Biology of Fishes**, Berlin, DE, v. 97, n. 3, p. 309-319, 2014.

NORTHCOTE, Thomas G. Migratory strategies and production in freshwater fishes. *In:* GERKING, Shelby Delos (ed.). **Ecology of freshwater fish production**. Oxford: Blackwell Scientific, 1978. p. 326-359.

NUNES, Diego Mendes Ferreira; MAGALHÃES, André Lincoln Barroso; WEBER, André Alberto; GOMES, Rafael Zeferino; NORMANDO, Felipe Talin; SANTIAGO, Kleber Biana; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Influence of a large dam and importance of an undammed tributary on the reproductive ecology of the threatened fish matrinxã *Brycon orthotaenia* Günther, 1864 (Characiformes: Bryconidae) in southeastern Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 13, n. 2, p. 317-324, 2015.

OLDANI, Norberto Oscar. Identificacion y morfologia de las larvas y juveniles de *Pimelodus maculatus* Lacépède 1803 (Pisces, Pimelodidae). **Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral**, Santa Fé, AR, v. 14, n. 2, p. 193-202, 1983.

OLIVEIRA, Júlio César Sá; CHELLAPPA, Sathyabama. Fecundidade e tipo de desova do tamuatá, *Hoplosternum littorale* Hancock (Osteichthyes, Siluriformes) no Rio Curiaú, Macapá, Amapá. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 19, n. 4, p. 1053-1056, 2002.

OLIVEIRA, Lucas Silva de; CAJADO, Ruineris Almada; SANTOS, Luan R. B. dos; ZACARDI, Diego Maia. Structure of the ichthyoplankton community in a Neotropical floodplain lake affected by environmental degradation. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, RJ, v. 94, n. 1, article e20201598, 2022.

OLIVEIRA, Lucas Silva de; OLIVEIRA-JUNIOR, José Max Barbosa; CAJADO, Ruineris Almada; SILVA, Fabíola Katrine Souza da; ZACARDI, Diego Maia. Ichthyoplankton and plastic waste drift in a river in the Amazon Basin, Brazil. **Frontiers in Environmental Science**, Lausanne CH, SW, v. 11, article 1068550, 2023.

OLIVEIRA, Rosana Sobral Floresta de. **Variação espaço-temporal do ictioplâncton em um trecho do baixo rio São Francisco, nordeste do Brasil**. Orientador: Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito. 2021. 49 f., il. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) - Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, SE, 2021.

OLIVEIRA, Rosana Sobral Floresta de; COROA, Pedro Gargur dos Santos; GOMES, Marcos Vinícius Teles; MARINHO, Sérgio Antônio Medeiros; SANTOS, José Enemir dos; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Embryogenesis and larval development of migratory matrinchã *Brycon orthotaenia* Günther 1864 (Characiformes: Bryconidae). **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 36, n. 5, p. 613-623, 2020.

ORSI, Mário Luís; ALMEIDA, Fernanda Simões de; SWARÇA, Ana Claudia; CLARO-GARCÍA, Alexander; VIANNA, Norberto Castro; GARCIA, Diego Azevedo Zoccal; BIALETZKI, Andréa (org.). **Ovos, larvas e juvenis dos peixes da bacia do rio Paranapanema**: uma avaliação para a conservação. Assis, SP: Triunfal Gráfica & Editora, 2016. 136 p., il. Vários autores. Projeto Duke Energy Brasil.

OSSE, Jan W. M.; BOOGAART, Jos G. M. van den. Fish larvae, development, allometric growth, and the aquatic environment. **ICES Marine Science Symposia**, Copenhagen, DK, v. 201, p. 21-34, 1995.

OYAKAWA, Osvaldo T. Family Erythrinidae (Trahiras). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 238-240.

PACHLA, Lucas Adriano; HARTMANN, Paula Betina; MASSARO, Marthoni Vinicius; BASTIAN, Rodrigo; PELICICE, Fernando Mayer; REYNALTE-TATAJE, David Augusto. First record of the mating behaviour of the spotted surubim *Pseudoplatystoma corruscans* in the Uruguay River. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 97, n. 4, p. 1233-1237, 2020.

PAES, Maria do Carmo Faria; MAKINO, Lilian Cristina; VASQUEZ, Leonardo Avendaño; FERNANDES, João Batista Kochenborger; VALENTIN, Fernanda Nogueira; NAKAGHI, Laura Satiko Okada. Induced reproduction and early development histology of Oscar *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 23, n. 2, p. 237-246, 2015.

PAIVA, Melquíades Pinto; BASTOS, Stênio de Araújo. Marcações de peixes nas regiões do alto e médio São Francisco (Brasil). **Ciência e Cultura**, São Paulo, SP, v. 34, n. 10, p. 1362-1365, 1982.

PAIVA, Melquíades Pinto; NEPOMUCENO, Francisco Hilton. On the reproduction in captivity of the oscar, *Astronotus ocellatus* (CUVIER), according to the mating methods (Pisces-Cichlidae). **Amazoniana**, Kiel, DE, v. 10, n. 4, p. 361-377, 1989.

PANKHURST, Ned W.; MUNDAY, Philip L. Effects of climate change on fish reproduction and early life history stages. **Marine and Freshwater Research**, Clayton, VIC, v. 62, n. 9, p. 1015-1026, 2011.

PARK, Jae-Min; KIM, Na-Ri; HAN, Kyeong-Ho; HAN, Ji-Hyeong; SON, Maeng-Hyun; CHO, Jae-Kwon. Spawning behavior, egg development, larvae and juvenile morphology of *Hyphessobrycon eques* (Pisces: Characidae) Characidae fishes. **Development & Reproduction**, Seoul, KOR, v. 18, n. 4, p. 241-249, 2014.

PARK, Jae-Min; MUN, Seong Jun; YIM, Hu Sun; HAN, Kyeong-Ho. Egg development and larvae and juveniles morphology of Carp, *Cyprinus carpio* in Korean. **Development & Reproduction**, Seoul, KOR, v. 21, n. 3, p. 287-295, 2017.

PASCHOALINI, Alessandro Loureiro; ELOI, Mariana Rodrigues; SANTOS, José Enemir dos; SANTOS, José Cláudio Epaminondas dos; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Induced reproduction and early development in dourado, *Salminus franciscanus* Lima & Britski, 2007 (Pisces: Characiformes). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 29, n. 4, p. 270-275, 2021.

PATNAIK, BK Balaram; MAHAPATRO, Neelam; JENA, Bhabani Sankar. Ageing in fishes. **Gerontology**, Basel, SW, v. 40, n. 2-4, p. 113-132, 1994.

PAULA, Salete de. **Caracterização do desenvolvimento larval do pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887)**: morfometria e crescimento isométrico. Orientador: Maristela Cavicchioli Makrakis. 2012. 35 f.

Dissertação (Mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2012.

PAVANELLI, Carla Simone. Family Parodontidae (Parodontids). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 46-50.

PEIXOTO, Luiz Antônio Wanderley; WOSIACKI, Wolmar Benjamin. *Eigenmannia besouro*, a new species of the *Eigenmannia trilineata* species-group (Gymnotiformes: Sternopygidae) from the rio São Francisco basin, northeastern Brazil. **Zootaxa**, Auckland, NZ, v. 4126, n. 2, p. 262-270, 2016.

PEIXOTO, Paloma Vitória Lima; ANDRADE, Ítalo Bertoni Lopes de; SALES, Bianca Camargo Penteado; PEREIRA, Lilian Cristina. Rupture of Brumadinho dam (Minas Gerais, Brazil): embryotoxicity in zebrafish induced by metal mixture-contaminated water. **Journal of Environmental Science and Health. Part B**: Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes, Philadelphia, PA, v. 57, n. 6, p. 479-488, 2022.

PELICICE, Fernando Mayer; AGOSTINHO, Angelo Antonio. Fish-passage facilities as ecological traps in large neotropical rivers. **Conservation Biology**, Hoboken, NJ, v. 22, n. 1, p. 180-188, 2008.

PELICICE, Fernando Mayer; POMPEU, Paulo dos Santos; AGOSTINHO, Angelo Antonio. Large reservoirs as ecological barriers to downstream movements of Neotropical migratory fish. **Fish and Fisheries**, Hoboken, NJ, v. 16, n. 4, p. 697-715, 2015.

PEPIN, Pierre. Feeding by larval fish: how taxonomy, body length, mouth size, and behaviour contribute to differences among individuals and species from a coastal ecosystem. **ICES Journal of Marine Science**, Oxford, UK, v. 80, n. 1, p. 91-106, 2023.

PEREIRA, Adriana Heloísa. **Impacto de usinas hidrelétricas e do rompimento de barragem de rejeitos na estrutura genética populacional de peixes**: um estudo com *Prochilodus costatus* no Rio Paraopeba. Orientador: Evanguedes Kalapothakis. 2021. 109 f., il. Tese (Doutorado em Genética) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2021.

PEREIRA, Cristiano Rosa; BARCELLOS, Leonardo José Gil; KREUTZ, Luiz Carlos; QUEVEDO, Rosmari Mezzalira; RITTER, Filipe; SILVA, Leonardo Bolognesi da. Embryonic and larval development of jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824, Pisces, Teleostei), a South American catfish. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 66, n. 4, p. 1057-1063, 2006.

PEREIRA, Raíssa Scarpa. **Variações espaciais e temporais do ictioplâncton no rio Paraopeba, abrangendo um período anterior e posterior ao rompimento da barragem B1 em Brumadinho-MG**. Orientador: Gilmar Bastos Santos. 2021. 54 f., il. Dissertação (Mestrado em Biologia de Vertebrados) - Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2021.

PERESSIN, Alexandre. **Migration of neotropical fishes in a free flowing river stretch**: evaluation of biotelemetry as study method, insights about partial migration, and consequences for conservation. Orientador: Paulo dos Santos Pompeu. 2022. 86 p. il. Tese (Doutorado em Ecologia Aplicada) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2022.

PERINI, Violeta da Rocha; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Biology of eggs, embryos and larvae of *Rhinelepis aspera* (Spix & Agassiz, 1829) (Pisces: Siluriformes). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 18, n. 2, p. 159-171, 2010.

PERINI, Violeta da Rocha; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Comparative analysis of the oocytes and early development of two species of Curimatidae teleost fish. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 42, n. 1, p. 40-47, 2013.

PERROTTI, Paulo Brant; ABDO, Tiago Figueiredo; MEIRELES, Wesley Alves; MARCON, Lucas; BAZZOLI, Nilo. Ontogenesis and embryogenesis of *Megaleporinus elongatus* larvae (Characiformes: Anostomidae) from the Jequitinhonha River Basin. **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 35, n. 2, p. 520-528, 2019.

PICAPEDRA, Pablo Henrique dos Santos; LANSAC-TÔHA, Fábio Amodêo; BIALETZKI, Andréa. Diel vertical migration and spatial overlap between fish larvae and zooplankton in two tropical lakes, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 75, n. 2, p. 352-361, 2015.

PINDER, Adrian C. **Keys to larval and juvenile stages of coarse fishes from fresh waters in the British Isles**. Editor D.W. Sutcliffe. Cumbria, UK: Freshwater Biological Association, 2001. 136 p., ill. (some col.). (Scientific publication / Freshwater Biological Association, no. 60).

PINI, Suelen Fernanda Ranucci; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli; NEVES, Mayara Pereira; MAKRAKIS, Sergio; SHIBATTA, Oscar Akio; KASHIWAQUI, Elaine Antoniassi Luiz. Ichthyofauna in the last free-flowing river of the Lower Iguaçu basin: the importance of tributaries for conservation of endemic species. **ZooKeys**, Sofia, BG, v. 1041, p. 183-203, 2021.

PIZZIOLO, Gabriel Henrique Spiazzi; VIANA, Mateus Maia; PASCHOALINI, Alessandro Loureiro; BAZZOLI, Nilo. Reprodução induzida e embriogênese do Panga (*Pangasianodon hypophthalmus*). **Revista Sinapse Múltipla**, Betim, MG, v. 11, n. 1, p. 233-236, jan./jul. 2022.

POMPEU, Paulo dos Santos; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; CALLISTO, Marcos. The effects of urbanization on biodiversity and water quality in the Rio das Velhas Basin, Brazil. **American Fisheries Society Symposium**, Hoboken, NJ, v. 47, p. 11-22, 2005.

POMPEU, Paulo dos Santos; WOUTERS, Lídia; HILÁRIO, Heron Oliveira; LOURES, Raquel Coelho; PERESSIN, Alexandre; PRADO, Ivo Gavião; SUZUKI, Fábio Mineo; CARVALHO, Daniel Cardoso de. Inadequate Sampling Frequency and Imprecise Taxonomic Identification Mask Results in Studies of Migratory Freshwater Fish Ichthyoplankton. **Fishes**, Basel, SW, v. 8, n. 10, article 518 (1-15), 2023.

PONTON, Dominique. Sampling neotropical young and small fishes in their microhabitats: an improvement of the quatrefoil light-trap. **Archiv fur Hydrobiologie**, Stuttgart, DE, v. 131, n. 4, p. 495-502, 1994.

PONTON, Dominique; MÉRIGOUX, Sylvie. Description and ecology of some early life stages of fishes in the River Sinnamary (French Guiana, South America). **Folia Zoologica**, Brno, CZ, v. 50, Monograph 1, p. 4-116, 2001.

POTTHOFF, T. Clearing and staining techniques. *In*: MOSER, H. Geoffrey; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, A. W., Jr.; RICHARDSON, S. L. (ed.). **Ontogeny and systematics of fishes**: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence, KS: The American Society of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 35-37. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748- 0539; n. 1).

POWLES, H.; MARKLE, D. F. Identification of larvae. *In*: MOSER, H. Geoffrey; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, A. W., Jr.; RICHARDSON, S. L. (ed.). **Ontogeny and systematics of fishes**: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence, KS: The American Society

of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 31-33. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748- 0539; n. 1).

PRADO, Cynthia Peralta Almeida; GOMIERO, Leandro Muller; FROEHLICH, O. Spawning and parental care in *Hoplias malabaricus* (Teleostei, Characiformes, Erythrinidae) in the southern Pantanal, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 66, n. 2B, p. 697-702, 2006.

QIANG, Liyuan; CHENG, Jinping. Exposure to microplastics decreases swimming competence in larval zebrafish (*Danio rerio*). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, San Diego, CA, v. 176, p. 226-233, 2019.

RAMOS, Telton Pedro Anselmo; LUSTOSA-COSTA, Silvia Yasmin; LIMA, Railla Maria Oliveira; BARBOSA, José Etham de Lucena; MENEZES, Rosemberg Fernandes. First record of *Moenkhausia costae* (Steindachner 1907) in the Paraíba do Norte basin after the São Francisco River diversion. **Biota Neotropica**, Campinas, SP, v. 21, n. 2, article e20201049, 2021.

RATCLIFFE, Frances C.; WEBSTER, Tamsyn M. Uren; RODRIGUEZ-BARRETO, Deiene; O'RORKE, Richard; GARCIA de LEANIZ, Carlos; CONSUEGRA, Sofia. Quantitative assessment of fish larvae community composition in spawning areas using metabarcoding of bulk samples. **Ecological Applications**, Hoboken, NJ, v. 31, n. 3, article e02284, 2021.

RAVAGLIA, Mario Aldo; MAGGESE, María Cristina. Oogenesis in the swamp eel *Synbranchus marmoratus* (Bloch, 1795) (Teleostei; Synbranchidae). Ovarian anatomy, stages of oocyte development and micropyle structure. **Biocell**, Henderson, NV, v. 26, n. 3, p. 325-337, 2002.

REIS, Roberto Esser. Family Callicthtyidae (Armored catfishes). *In:* REIS, Roberto E.; KULLANDER, Sven O.; FERRARIS, Carl J., Jr. (org.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, 2003. p. 291-309.

RESENDE, Emiko Kawakami de. Migratory fishes of the Paraguay-Paraná Basin excluding the Upper Paraná Basin. *In*: CAROLSFELD, Joachim; HARVEY, Brian; ROSS, Carmen; BAER, Anton (ed.). **Migratory fishes of South America**: biology, fisheries and conservation status. Victoria, BC: World Fisheries Trust; Ottawa, CA: International Development Research Centre; Washington, D.C.: International Bank for Reconstruction and Development / The World Bank, c2003. ch. 3, p. 99-155.

RESENDE, Emiko Kawakami de; CATELLA, Agostinho Carlos; NASCIMENTO, Flávio Lima do; PALMEIRA, Shirley da Silva; PEREIRA, Rosana Aparecida Candido; LIMA, Maristela de Silva; ALMEIDA, Vera Lúcia Lescano de. **Biologia do curimbatá (*Prochilodus lineatus*), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) na bacia hidrográfica do rio Miranda, Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil**. Corumbá, MS: EMBRAPA-CPAP, 1995. 75 p. (EMBRAPA-CPAP. Boletim de Pesquisa, 02).

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; ÁVILA-SIMAS, Sunshine de; LOPES, Carolina Antonieta; SILVA, Jade de Oliveira da; ROS, Maíra Magdaleno de Carvalho Silva da; ZANIBONI FILHO, Evoy. Guiding the path of larvae: the potential of light traps in Neotropical freshwater fish research. **Environmental Advances**, Oxford, UK, v. 16, article 100516, 2024.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; GARCIA, Valquiria; NUNES, Michele Cavalheiro; LOPES, Carolina Antonieta; ZANIBONI FILHO, Evoy. Armadilhas luminosas e o ictioplâncton. *In*: NUÑER, Alex Pires de Oliveira; ZANIBONI FILHO, Evoy (org.). **Reservatório de Machadinho**: peixes, pesca e tecnologias de criação. Florianópolis: Editora da UFSC, 2012. cap. 5, p. 107-126.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; HERMES-SILVA, Samara; SILVA, Patrícia Alves da; BIALETZKI, Andréa; ZANIBONI FILHO, Evoy. Locais de crescimento de larvas de peixes na região do Alto Rio Uruguai (Brasil). *In*: ZANIBONI FILHO, Evoy; NUÑER, Alex Pires de Oliveira (org.). **Reservatório de Itá**: estudos ambientais, desenvolvimento de tecnologias de cultivo e conservação da ictiofauna. Florianópolis: Editora da UFSC, 2008. cap. 7, p. 159-193.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; LOPES, Carolina Antonieta; MASSARO, Marthoni Vinicius; HARTMANN, Paula Betina; SULZBACHER, Rosalva; SANTOS, Joyce Andreia dos; BIALETZKI, Andréa. State of the art of identification of eggs and larvae of freshwater fish in Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, SP, v. 32, article e6, 2020.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; NAKATANI, Keshiyu; FERNANDES, Rodrigo; AGOSTINHO, Angelo Antônio; BIALETZKI, Andréa. Temporal distribution of ichthyoplankton in the Ivinhema River (Mato Grosso do Sul State/ Brazil): influence of environmental variables. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 9, n. 2, p. 427-436, 2011.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; ZANIBONI-FILHO, Evoy; LOPES, Carolina Antonieta; ÁVILA-SIMAS, Sunshine de; BIALETZKI, Andréa. New technique for identification of ichthyoplankton and its application in biomonitoring studies, management and conservation of neotropical fish. **Environmental Management**, New York, NY, v. 74, n. 4, p. 808-817, 2024.

REYNALTE-TATAJE, David Augusto; ZANIBONI FILHO, Evoy; MUELBERT, Betina. Stages of the embryonic development of the piavuçu *Leporinus macrocephalus* (Garavello & Britski, 1988). **Acta Scientarium**, Maringá, PR, v. 23, n. 4, p. 823-827, 2001.

RIBEIRO, Ariana Cella; CRAMPTON, William G. R. Sternopygidae. *In*: QUEIROZ, Luiz Jardim de; TORRENTE-VILARA, Gislene; OHARA, William Massaharu; PIRES, Tiago Henrique da Silva; ZUANON, Jansen; DORIA, Carolina Rodrigues da Costa (org.). **Peixes do rio Madeira**. 1. ed. São Paulo: Dialeto Latin American Documentary, 2013. v. 3, cap. 41, p. 218-229.

RICARDO, Mônica Cândida Pereira; RIZZO, Elizete; SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo. Análise histológica da reprodução de *Tetragonopterus chalceus* Agassiz, 1829 (Pisces: Characidae) na represa de Três Marias, Minas Gerais. **Bios**: Cadernos do Departamento de Ciências Biológicas da PUC Minas, Belo Horizonte, MG, v. 6, n. 6, p. 113-120, 1998.

RICHARDS, William Joseph. Introduction. *In*: RICHARDS, William Joseph (ed.). **Early stages of Atlantic fishes**: an identification guide for the Western Central North Atlantic. Boca Raton, FL: London: Taylor & Francis, 2006. v. 1, ch. 1, p. 1-70. (CRC marine biology series).

RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Reproduction and embryogenesis. *In*: BALDISSEROTTO, Bernardo; URBINATI, Elisabeth Criscuolo; CYRINO, José Eurico Possebon (ed.). **Biology and physiology of freshwater Neotropical fish**. London, UK; San Diego, CA: Academic Press, 2020. ch. 13, p. 287-313.

RIZZO, Elizete; GODINHO, Hugo Pereira. Superfície de ovos de peixes Characiformes e Siluriformes. *In*: GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. cap. 7, p. 115-132.

RIZZO, Elizete; SATO, Yoshimi; BARRETO, Bianca Pellucci; GODINHO, Hugo Pereira. Adhesiveness and surface patterns of eggs in neotropical freshwater teleosts. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 61, n. 3, p. 615-632, 2002.

ROCHA, Marcelo Salles; ZUANON, Jansen. Pimelodidae. *In*: QUEIROZ, Luiz Jardim de; TORRENTE-VILARA, Gislene; OHARA, William Massaharu; PIRES, Tiago Henrique da Silva; ZUANON, Jansen; DORIA, Carolina Rodrigues da Costa (org.). **Peixes do rio Madeira**. 1. ed. São Paulo: Dialeto Latin American Documentary, 2013. v.3, cap.37, p. 78-129.

ROCHA, Thiago Lopes; CARVALHO, Rodolfo; YAMADA, Áureo Tatsumi; SABÓIA-MORAIS, Simone Maria Teixeira de. Morphologic analysis of developmental phases and gill ontogenesis in neotropical species *Poecilia vivipara* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) exposed to different salinities. **Zoologia**, Curitiba, PR, v. 27, n. 4, p. 554-562, 2010.

RODRIGUES, Amanda Cantarute; GRANZOTTI, Rafaela Vendrametto; SANTOS, Natália Carneiro Lacerda dos; BINI, Luis Mauricio; SEVERI, William; GOMES, Luiz Carlos. Interspecific variation in fish spatial synchrony relates to reproductive traits in a highly fragmented river. **Austral Ecology**, Hoboken, NJ, v. 47, n. 8, p. 1636-1651, 2022.

RODRIGUES, Daniel Aparecido da S.; STARLING, Maria Clara V. M.; BARROS, André Luiz C. de; SANTOS, Mônica C.; SILVA, Eloísa Stéphanie da; VIANA, Guenther Carlos C.; RIBEIRO, Lara Fabian da S.; SIMCIK, Matt F.; AMORIM, Camila C. Occurrence of antibiotics, hormones and PFAs in surface water from a Nile tilapia aquaculture facility in a Brazilian hydroelectric reservoir. **Chemosphere**, Kidlington, UK, v. 352, article 141444, 2024.

RORIZ LEMES, Daniel Moreira; VIZIOLI, Bianco; MARCON, Lucas; BAZZOLI, Nilo. Reproduction of the internal inseminator *Trachelyopterus galeatus* (Linnaeus, 1766) (Siluriformes: Auchenipteridae). **Journal of Applied Ichthyology**, London, UK, v. 33, n. 1, p. 69-74, 2017.

ROSA, Gustavo Ribeiro; SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; BIALETZKI, Andréa; SANTOS, Gilmar Bastos. Spatial and temporal distribution of ichthyoplankton during an unusual period of low flow in a tributary of the São Francisco River, Brazil. **River Research and Applications**, Chichester, UK, v. 34, n. 1, p. 69-82, 2018.

ROXO, Fábio Fernandes; SILVA, Gabriel Souza Costa; OLIVEIRA, Cláudio. A new species of *Hisonotus* (Siluriformes, Loricariidae) from rio São Francisco basin, Brazil. **ZooKeys**, Sofia, BG, n. 498, p. 127-143, 2015.

SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; CASARIM, Ruanny; ROSA, Gustavo Ribeiro; CALDEIRA, Yuri Malta; POMPEU, Paulo dos Santos. The ichthyofauna of the Rio Carinhanha basin, one of the main tributaries of the Rio São Francisco. **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, SP, v. 51, n. 4, p. 31-44, 2020.

SALVADOR, Gilberto Nepomuceno; LEAL, Cecília Gontijo; BREJÃO, Gabriel Lourenço; PESSALI, Tiago Casarim; ALVES, Carlos Bernardo Mascarenhas; ROSA, Gustavo Ribeiro; LIGEIRO, Raphael; MONTAG, Luciano Fogaça de Assis. Mining activity in Brazil and negligence in action. **Perspectives in Ecology and Conservation**, Barcelona, ES, v. 18, n. 2, p. 139-144, 2020.

SAMPAIO, Cláudio Luís Santos; PAIVA, Andréa Carla Guimarães de; SILVA, Emerson Carlos Soares e. Peixes, pesca e pescadores do Baixo São Francisco, Nordeste do Brasil. *In*: NOGUEIRA, Eliane Maria de Souza; SÁ, Maria de Fátima Pereira de (org.). **A Pesca artesanal no baixo São Francisco**: atores, recursos, conflitos. 1. ed. Petrolina, PE: SABEH-Editora da Sociedade Brasileira de Ecologia Humana, 2015. cap. 3, p. 107-148.

SAMPAIO, Edson Vieira; SATO, Yoshimi. Biologia reprodutiva e desova induzida de duas espécies de bagres (Osteichthyes: Siluriformes) da bacia do rio São Francisco. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 28, n. 3, p. 263-268, 2006.\

SANCHES, Paulo Vanderlei; GOGOLA, Tatiane Mary; SILVA, Rafael Olimpio; TOPAN, Dhyego Amilton; PICAPEDRA, Pablo Henrique dos Santos; PIANA, Pitágoras Augusto. Arms as areas for larval development of migratory fish species in a Neotropical reservoir and the influence of rainfall over abundances. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 97, n. 5, p. 1306-1316, 2020.

SANCHES, Paulo Vanderlei; NAKATANI, Keshiyu; BIALETZKI, Andréa. Morphological description of the developmental stages of *Parauchenipterus galeatus* (Linnaeus, 1766) (Siluriformes, Auchenipteridae) on the floodplain of the upper Paraná river. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 59, n. 3, p. 429-438, 1999.

SANCHES, Paulo Vanderlei; NAKATANI, Keshiyu; BIALETZKI, Andréa; BAUMGARTNER, Gilmar; GOMES, Luiz Carlos; LUIZ, Elaine Antoniassi. Flow regulation by dams affecting ichthyoplankton: the case of the Porto Primavera dam, Paraná River, Brazil. **River Research and Applications**, Hoboken, NJ, v. 22, n. 5, p. 555-565, 2006.

SÁNCHEZ-BOTERO, Jorge Iván; ARAÚJO-LIMA, Carlos Alberto Rego Monteiro. As macrófitas aquáticas como berçário para a ictiofauna da várzea do rio Amazonas. **Acta Amazônica**, Manaus, AM, v. 31, n. 3, p. 437-447, 2001.

SANGER, Frederick; NICKLEN, Steven; COULSON, Alan R. DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, DC, v. 74, n. 12, p. 5463-5467, 1977.

SANTANA, Cristiane Ávila; TONDATO, Karina Keila; SÚAREZ, Yzel Rondon. Reproductive biology of *Hyphessobrycon eques* (Characiformes: Characidae) in Southern Pantanal, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 79, n. 1, p. 70-79, 2019.

SANTIAGO, Kleber Biana. **Biologia reprodutiva do pacu *Myleus micans* (Lütken, 1875) (Characidae: Serrasalminae) do rio São Francisco, região de Três Marias, Minas Gerais**. Orientador: Manuel Antonio Andrade Furtado Neto. 2006. 68 f., il. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Pesca) - Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2006.

SANTIN, Miriam; BIALETZKI, Andréa; ASSAKAWA, Luciana Fugimoto; TAGUTI, Tátia Leika. Abundância e distribuição temporal de larvas de *Pachyurus bonariensis* Steindachner, 1879 (Perciformes, Sciaenidae), em uma baía do pantanal matogrossense. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 31, n. 1, p. 65-71, 2009.

SANTOS, Eurico. **Peixes da água doce (vida e costumes dos peixes do Brasil)**. Belo Horizonte: Editora Itatiaia, 1981. 267 p., il. (Coleção Zoologia Brasílica, v. 2).

SANTOS, Guilherme Moreira. **Variações espaço-temporais do ictioplâncton em uma sub-bacia represada do sudeste do Brasil**. Orientador: Gilmar Bastos Santos. 2018. 44 f., il. Dissertação (Mestrado em Biologia de Vertebrados) – Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2018.

SANTOS, Hélio Batista dos; ARANTES, Fábio Pereira; SAMPAIO, Edson Vieira; SATO, Yoshimi. Artificial reproduction and reproductive parameters of the internally inseminated driftwood catfish *Trachelyopterus galeatus* (Siluriformes: Auchenipteridae). **Ichthyological Research**, Tokyo, JP, v. 60, n. 2, p. 142-148, 2013.

SANTOS, Hélio Batista dos; SAMPAIO, Edson Vieira; ARANTES, Fábio Pereira; SATO, Yoshimi. Induced spawning and reproductive variables of the catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Siluriformes: Pseudopimelodidae). **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 11, n. 3, p. 607-614, 2013.

SANTOS, Hersília de Andrade e; POMPEU, Paulo dos Santos; KENJI, Danilo Okuma Lessa. Changes in the flood regime of São Francisco River (Brazil) from 1940 to 2006. **Regional Environmental Change**, Heidelberg, DE, v. 12, n. 1, p. 123-132, 2012.

SANTOS, José Enemir dos; GODINHO, Hugo Pereira. Larval ontogeny and swimming behaviour of the leporin fish *Leporinus elongatus* (Valenciennes, 1874) under experimental conditions. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 48, p. 109-116, 1996. Suplemento 1.

SANTOS, José Enemir dos; GODINHO, Hugo Pereira. Morfogênese e comportamento larvais do surubim (*Pseudoplatystoma coruscans* Agassiz, 1829) sob condições experimentais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 46, n. 2, p. 139-147, 1994.

SANTOS, José Enemir dos; GODINHO, Hugo Pereira. Ontogenic events and swimming behavior of larvae of the characid fish *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes, Characidae) under laboratory conditions. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 19, n. 1, p. 163-171, 2002.

SANTOS, José Enemir dos; SALES, Naiara Guimarães; SANTOS, Marcella Lourenço dos; ARANTES, Fábio Pereira; GODINHO, Hugo Pereira. Early larvae ontogeny of the Neotropical fishes: *Prochilodus costatus* and *P. argenteus* (Characiformes: Prochilodontidae). **Revista de Biología Tropical**, San José, CR, v. 64, n. 2, p. 537-546, 2016.

SANTOS, Joyce Andreia dos; SOARES, Claudemir Martins; BIALETZKI, Andréa. Early ontogeny of yellowtail tetra fish *Astyanax lacustris* (Characiformes: Characidae). **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 51, n. 10, p. 4030-4042, 2020.

SANTOS, Maria Luiza de Almeida. **Caracterização das condições favoráveis ao recrutamento de peixes em dois possíveis ambientes de desenvolvimento inicial**. Orientador: Gilmar Bastos Santos. 2022. [43f., il.]. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Meio Ambiente e Biodiversidade) – Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2022.

SANTOS, Udson; SILVA, Priscilla C.; BARROS, Lucas C.; DERGAM, Jorge A. Fish fauna of the Pandeiros River, a region of environmental protection for fish species in Minas Gerais state, Brazil. **Check List**, Sofia, BG, v. 11, n. 1, article 1507, 2015. Disponível em: http://dx.doi.org/10.15560/11.1.1507. Acesso em: 6 set. 2024.

SANTOS, Victor Garcia Sales dos; COROA, Pedro Gargur dos Santos; ROSA, Gustavo Ribeiro; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Ontogênese do peixe migrador surubim *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix & Agassiz, 1829) Siluriformes: Pimelodidae. *In*: ENCONTRO DE ZOOLOGIA DO NORDESTE, 21., Recife, PE. 2023. **Anais do** [...]. Recife, PE: Universidade Federal de Recife, 2023. Disponível em: https://doity.com.br/anais/resumosezn2023/trabalho/310091. Acesso em: 25 mar. 2025.

SANTOS, Zaqueu dos; OLIVEIRA, Lucas Silva de; CAJADO, Ruineris Almada; SILVA, Fabíola Katrine Souza da; SILVA, Lenise Vargas Flores da; ZACARDI, Diego Maia. Early ontogeny of the commercially valuable fish red-bellied pacu *Piaractus brachypomus* (Characiformes, Serrasalmidae) from the Amazon, Brazil. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 102, n. 1, p. 214-224, 2023.

SÁ-OLIVEIRA ver OLIVEIRA, Júlio César Sá.

SARMENTO-SOARES, Luisa Maria; BUCKUP, Paulo Andreas. A new *Glanidium* from the Rio São Francisco Basin, Brazil (Siluriformes: Auchenipteridae: Centromochlinae). **Copeia**, Lawrence, KS, n. 4, p. 846-853, 2005.

SATO, Yoshimi. **Reprodução de peixes da bacia do rio São Francisco**: indução e caracterização de padrões.

Orientador: Nelsy Fenerich-Verani. 1999. 179 f., il. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1999.

SATO, Yoshimi; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete; BOSCHI, Maria Beatriz; MIRANDA, Mário Olindo Tallarico de. Influence of the Abaeté River on the reproductive success of the neotropical migratory teleost *Prochilodus argenteus* in the São Francisco River, downstream from the Três Marias Dam, southeastern Brazil. **River Research and Applications**, Hoboken, NJ, v. 21, n. 8, p. 939-950, 2005.

SATO, Yoshimi; CARDOSO, Elizabeth Lomelino; GODINHO, Alexandre Lima; GODINHO, Hugo Pereira. Hypophysation of the anostomid fish white-piau *Schizodon knerii* from the Rio São Francisco basin. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 48, p. 63-70, 1996c. Suplemento 1.

SATO, Yoshimi; CARDOSO, Elizabeth Lomelino; GODINHO, Alexandre Lima; GODINHO, Hugo Pereira. Hypophysation of the fish *Prochilodus affinis* from the Rio São Francisco basin, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v. 48, p. 55-62, 1996b. Suplemento 1.

SATO, Yoshimi; CARDOSO, Elizabeth Lomelino; GODINHO, Alexandre Lima; GODINHO, Hugo Pereira. Hypophysation parameters of the fish *Prochilodus marggravii* obtained in routine hatchery station conditions. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 56, n. 1, p. 59-64, 1996a.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; GODINHO, Hugo Pereira. Reprodução induzida de peixes da bacia do São Francisco. *In*: GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. cap. 14, p. 275-289.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; NUÑER, Alex Pires de Oliveira; GODINHO, Hugo Pereira; VERANI, José Roberto. Padrões reprodutivos de peixes da bacia do São Francisco. *In*: GODINHO, Hugo Pereira; GODINHO, Alexandre Lima (org.). **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, c2003. cap. 13, p. 229-274.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; VERANI, José Roberto; GODINHO, Hugo Pereira; SAMPAIO, Edson Vieira. Induced reproduction and reproductive characteristics of *Rhinelepis aspera* Agassiz, 1829 (Osteichthyes: Siluriformes, Loricariidae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, PR, v. 41, n. 3, p. 309-314, 1998.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; VERANI, José Roberto; GODINHO, Hugo Pereira; SAMPAIO, Edson Vieira. Reproductive traits of the yellow-mandi catfish *Pimelodus maculatus* Lacépède (Osteichthyes, Siluriformes) in captive breeding. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 16, n. 4, p. 981-986, 1999.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; VERANI, José Roberto; GODINHO, Hugo Pereira; VIEIRA, Lisandro Juno Soares. Reprodução artificial do dourado *Salminus brasiliensis* (Pisces: Characidae) da bacia do rio São Francisco. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, São Paulo, SP, v. 21, n. 3, p. 113-116, 1997.

SATO, Yoshimi; FENERICH-VERANI, Nelsy; VERANI, José Roberto; VIEIRA, Lisandro Juno Soares; GODINHO, Hugo Pereira. Induced reproductive responses of the neotropical anostomid fish *Leporinus elongatus* Val. under captive breeding. **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 31, n. 2, p. 189-193, 2000.

SATO, Yoshimi; GODINHO, Hugo Pereira. Migratory fishes of the São Francisco River. *In*: CAROLSFELD, Joachim; HARVEY, Brian; ROSS, Carmen; BAER, Anton (ed.). **Migratory fishes of South America**: biology, fisheries and conservation status. Victoria, BC, CA: World Fisheries Trust; Washington, DC: IBRD / The World Bank; Ottawa, ON, CA: IDRC, c2003. ch. 5, p. 195-232.

SATO, Yoshimi; SAMPAIO, Edson Vieira; FENERICH-VERANI, Nelsy; VERANI, José Roberto. Biologia reprodutiva e reprodução induzida de duas espécies de Characidae (Osteichthyes, Characiformes) da bacia do São Francisco, Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 23, n. 1, p. 267-273, 2006.

SAWAYA, Paulo; MARANHÃO, Alba de Albuquerque. A construção dos ninhos e a reprodução de alguns peixes neotrópicos (*Cichlidae* - gen. *Cichla* e *Astronotus*). **Boletins da Faculdade de Philosophia, Sciencias e Letras, Universidade de São Paulo. Zoologia**, São Paulo, SP, v. 11, n. 11, p. 357-381, 1946.

SAZIMA, Ivan. Behavior of two Brazilian species of parodontid fishes, *Apareiodon piracicabae* and *A. ibitiensis*. **Copeia**, Lawrence, KS, n. 1, p. 166-169, 1980.

SCHMIDT, Amanda Borges dos Santos; PEREIRA, Vanessa de Brito; ANTUNES, Arthur Henrique de Sousa; BERNARDES, Ana Luiza Faria; SANTANA, Herick Soares de; DEI TOS, Claudenice. Reproduction and fecundity of invader of internal insemination *Trachelyopterus galeatus* in a Neotropical floodplain. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, PR, v. 43, article e56235, 2021.

SCHULZ, Rudiger Winfried; FRANÇA, Luiz Renato de; LAREYRE, Jean-Jacques; LeGac, Florence; CHIARINI-GARCIA, Helio; NOBREGA, Rafael Henrique; MIURA, Takeshi. Spermatogenesis in fish. **General and Comparative Endocrinology**, San Diego, CA, v. 165, n. 3, p. 390-411, 2010.

SECOR, David H.; DEAN, John Mark; HANSBARGER, Jeffrey. Modification of the quatrefoil light trap for use in hatchery ponds. **The Progressive Fish-Culturist**, Bethesda, MD, v. 54, n. 3, p. 202-205, 1992. Technical Notes.

SFAKIANAKIS, Dimitris G.; RENIERI, Elisavet; KENTOURI, Maroudio; TSATSAKIS, Aristides M. Effect of heavy metals on fish larvae deformities: a review. **Environmental Research**, San Diego, CA, v. 137, p. 246-255, 2015.

SHIBATTA, Oscar Akio. Introdução à ilustração de peixes 5: desenho de larvas de peixes com auxílio de microscópio estereoscópico com câmera clara. **Boletim Sociedade Brasileira de Ictiologia**, Londrina, PR, n. 121, p. 20-27, 2017.

SHIBATTA, Oscar Akio. Pseudopimelodidae. *In*: QUEIROZ, Luiz Jardim de; TORRENTE-VILARA, Gislene; OHARA, William Massaharu; PIRES, Tiago Henrique da Silva; ZUANON, Jansen; DORIA, Carolina Rodrigues da Costa (org.). **Peixes do rio Madeira**. 1. ed. São Paulo: Dialeto Latin American Documentary, 2013. v.2, cap.35, p. 338-346.

SILVA, Acacia Santos da; COROA, Pedro Gargur dos Santos; ROSA, Gustavo Ribeiro; BRITO, Marcelo Fulgêncio Guedes de. Desenvolvimento larval de *Salminus franciscanus* Lima & Britski, 2007 (Characiformes, Bryconidae). *In*: ENCONTRO DE ZOOLOGIA DO NORDESTE, 21., Recife, PE. 2023. **Anais do** [...]. Recife, PE: Universidade Federal de Recife, 2023. Disponível em: https://doity.com.br/anais/resumosezn2023/trabalho/309477. Acesso em: 25 mar. 2025.

SILVA, Anailza Cristina Galdino da; SEVERI, William; CASTRO, Maviael Fonseca de. Morphological development of *Anchoviella vaillanti* (Steindachner, 1908) (Clupeiformes: Engraulidae) larvae and early juveniles. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 8, n. 4, p. 805-812, 2010.

SILVA, Augusto Luís Bentinho; GALVÃO, Giancarlo Arraes; ROCHA, Aline Alves Ferreira da; GUTIERRE, Silvia Maria Millan; SANTOS, Geiza Rodrigues dos; COSTA, Bruno Dourado Fernandes da; PEREIRA, Luiz Cezar Machado; NICOLA, Patricia Avello. Ichthyofauna on the move: fish colonization and spread through the São Francisco Interbasin Water Transfer Project. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 21, n. 1, article e220016, 2023.

SILVA, Fabíola Katrine Souza da; CAJADO, Ruineris Almada; OLIVEIRA, Lucas Silva de; SANTOS, Zaqueu dos; SANTOS, Joyce Andreia dos; SILVA, Lenise Vargas Flores da; SOUSA, Raniere Garcez Costa; ZACARDI, Diego Maia. Early development of *Prochilodus nigricans* Spix & Agassiz 1829 (Characiformes: Prochilodontidae) in captivity. **Aquaculture Research**, Hoboken, NJ, v. 53, n. 12, p. 4540-4555, 2022.

SILVA, Gabriel Souza Costa; MELO, Bruno Francelino de; OLIVEIRA, Cláudio; BENINE, Ricardo Cardoso. Revision of the South American genus *Tetragonopterus* Cuvier, 1816 (Teleostei: Characidae) with description of four new species. **Zootaxa**, Auckland, NZ, v. 4200, n. 1, p. 1-46, 2016.

SILVA, Ingrid Nayara Pereira da; SILVA, Sávio Benício da; SANTOS, Darlan Patrício da Nóbrega; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; GONÇALVES, Regina Célia. Dinâmica espacial das formas jovens de peixes nos reservatórios do complexo de Paulo Afonso, semiárido bahiano. *In*: ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, 21., 2015, Paulo Afonso, BA. **Anais do** [...]. Paulo Afonso, BA: SBI, 2015. 390-1 (Pôster), p. 403.

SILVA, Jackeline Oliveira da. **Padrões da distribuição vertical diária do ictioplâncton em um rio Neotropical Cisandino**. Orientador: Marcelo Fulgêncio Guedes de Brito. 2024. 46 f., il. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação) - Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, SE, 2024.

SILVA, Jislaine Cristina; ROSA, Rafael Rogério; GALDIOLI, Eliana Maria; SOARES, Claudemir Martins; DOMINGUES, Wladimir Marques; VERÍSSIMO, Samuel; BIALETZKI, Andréa. Importance of dam-free stretches for fish reproduction: the last remnant in the Upper Paraná River. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, SP, v. 29, article e106, 2017.

SILVA, Jislaine Cristina da; SOARES, Claudemir Martins; GROU, Carlos Eduardo Vargas; BIALETZKI, Andréa. Induced reproduction and early ontogeny of the invasive catfish *Pterygoplichthys ambrosettii* (Holmberg, 1893) (Siluriformes, Hypostomidae). **Em preparação**.

SILVA, M. G. T. D.; SILVA, M. E. G. Abundância relativa e zoneamento de ovos e larvas de peixes do lago represado de Sobradinho no período de 1983 a 1988. *In*: PAREDES, Jorge Avelino da Lança Falcão (ed.). **Estudos para desenvolvimento da pesca em reservatório do rio São Francisco**: memórias do Projeto Sobradinho (1982-1989). Camaçarí, Bahia: CEPED, 2000. p. 89-103.

SILVA, Patricia Sarai da; MIRANDA, Leandro Esteban; MAKRAKIS, Sergio; ASSUMPÇÃO, Lucileine de; DIAS, João Henrique Pinheiro; MAKRAKIS, Maristela Cavicchioli. Tributaries as biodiversity preserves: an ichthyoplankton perspective from the severely impounded Upper Paraná River. **Aquatic Conservation**: Marine and Freshwater Ecosystems, Hoboken, NJ, v. 29, n. 2, p. 258-269, 2019.

SILVA, Sávio Benício da; LEAL, Ana Raquel Pereira; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; SILVA, Jackeline Oliveira da. Variação espaço-temporal do ictioplâncton e das formas jovens de peixes na planície de inundação de Xique-Xique - BA, reservatório de Sobradinho. *In:* CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 19., 2015, São Luís, MA. **Anais do** [...]. São Luís, MA: Associação dos Engenheiros de Pesca dos Estados (AEPs). Federação das Associações dos Engenheiros de Pesca do Brasil (FAEP). Associação Brasileira de Engenharia de Pesca (ABEP), 2015. p.1264-1269.

SILVA, Sávio Benício da; LEAL, Ana Raquel Pereira; SILVA, Jackeline Oliveira da; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; GONÇALVES, Regina Célia. Gradiente longitudinal das formas jovens de peixes na planície de inundação de Xique-Xique - BA, reservatório de Sobradinho, semiárido brasileiro. *In:* ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, 21., 2015, Paulo Afonso, BA. **Anais do** [...]. Paulo Afonso, BA: SBI, 2015. 591-1 (Pôster), p. 629.

SILVA, Sávio Benício da; SILVA, Ingrid Nayara Pereira da; SILVA, Jackeline Oliveira da; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; GONÇALVES, Regina Célia. Dinâmica lateral do ictioplâncton e das formas jovens de peixes, em um trecho a jusante do reservatório de Sobradinho, Sub-Médio São Francisco - Brasil. *In:* ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, 21., 2015, Paulo Afonso, BA. **Anais do** [...]. Paulo Afonso, BA: SBI, 2015. 390-2 (Pôster), p. 405.

SILVA-ARAÚJO, Monalisa; SILVA-JUNIOR, Eduardo F.; NERES-LIMA, Vinicius; FEIJÓ-LIMA, Rafael; TROMBONI, Flavia; LOURENÇO-AMORIM, Christine; THOMAS, Steven A.; MOULTON, Timothy P.; ZANDONÀ, Eugenia. Effects of riparian deforestation on benthic invertebrate community and leaf processing in Atlantic forest streams. **Perspectives in Ecology and Conservation**, London, UK, v. 18, n. 4, p. 277-282, 2020.

SILVANO, Jacira; OLIVEIRA, Cristina Luisa Conceição de; FIALHO, Clarice Bernhardt; GURGEL, Hélio de Castro Bezerra. Reproductive period and fecundity of *Serrapinnus piaba* (Characidae: Cheirodontinae) from the rio Ceará Mirim, Rio Grande do Norte, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 1, n. 1, p. 61-66, 2003.

SIVIDANES, Vinicius Pimenta; DUTRA, Fabrício Martins; MENDONÇA, Pedro Pierro. Desenvolvimento embrionário da carpa prateada, *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes, 1844). **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, Niterói, RJ, v. 19, n. 1, p. 21-25, 2012.

SNYDER, Darrel E. Myomere and vertebra counts of the North American cyprinids and catostomids. *In*: HOYT, Robert D. (ed.). **Proceedings of Third Symposium on Larval Fish**. Bowling Green, Kentucky: Western Kentucky University, 1979. p. 53-69.

SNYDER, Darrel E. Terminologies for intervals of larval fish development. *In*: BOREMAN, John (ed.). **Great Lakes fish egg and larvae identification**: proceedings of a workshop, sponsored by National Power Plant Team. Ann Arbor, Michigan: U. S. Fish and Wildlife Service, National Power Plant Team, 1976. p. 41-60. FWS/OBS-76/23. Workshop held in Ann Arbor, Mich., April 19-21, 1976.

SOUZA, Anderson Miranda; SALVIANO, Alessandra Monteiro; MELO, José Fernando Bibiano; FELIX, Wagner Pereira; BELÉM, C. S.; RAMOS, Pagaduan Nalgelee. Seasonal study of concentration of heavy metals in waters from lower São Francisco River basin, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, SP, v. 76, n. 4, p. 967-974, 2016.

SOUZA, César Franck Oliveira de. **Dinâmica espaço-temporal e identificação das larvas de Pleuronectiformes no estuário do rio São Francisco AL/SE**. Orientadora: Patrícia Barros Pinheiro. 2016. 58 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia de Pesca) - Departamento de Educação, Universidade do Estado da Bahia, Paulo Afonso, BA, 2016.

SOUZA, César Franck Oliveira de; CARDOSO, Lídia Brena de Oliveira; SANTOS, Darlan Patrício da Nóbrega; MONTENEGRO, Ana Karla Araújo; GONÇALVES, Regina Célia. Variação lateral do ictioplâncton e das formas jovens de peixes em um trecho do sub-médio São Francisco - Brasil. *In:* ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, 21., 2015, Paulo Afonso, BA. **Anais do** [...]. Paulo Afonso, BA: SBI, 2015. 522-1 (Pôster), p. 141.

SOUZA, Mateus Babichi Veiga de; TONDATO-CARVALHO, Karina Keyla; BIALETZKI, Andréa. Ichthyoplankton dynamics in the Brazilian Pantanal: contribution of an important tributary and maintenance of connectivity. **Ecology of Freshwater Fish**, Hoboken, NJ, v. 34, n. 1, article e12808, 2025. Disponível em: https://doi.org/10.1111/eff.12808. Acesso em: 13 mar. 2025.

SOUZA, Mateus Babichi Veiga de; TONDATO-CARVALHO, Karina Keyla; GIMÊNES JUNIOR, Heriberto; BIALETZKI, Andréa. Early ontogeny of tetra *Markiana nigripinnis* (Characiformes: Characidae). **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 21, n. 2, article e220114, 2023.

SOUZA, Mateus Babichi Veiga de; VOLPATO, Renan Souza; BIALETZKI, Andréa. Description of the early development of *Hoplias intermedius* (Günther, 1864) (Characiformes: Erythrinidae). **Em preparação**.

STARLING, Maria Clara V. M.; CHRISTOFARO, Cristiano; MACEDO-REIS, Luiz Eduardo; MAILLARD, Phillippe; AMORIM, Camila C. Monitoring network optimization and impact of fish farming upon water quality in the Três Marias Hydroelectric Reservoir, Brazil. **Environmental Science and Pollution Research**, Heidelberg, DE, v. 31, n. 9, p. 13455-13470, 2024.

SULZBACHER, Rosalva; MASSARO, Marthoni Vinicius; BRUTTI, Virian Coradini; HARTMANN, Paula Betina; PACHLA, Lucas Adriano; REYNALTE-TATAJE, David Augusto. Importance of biotopes of a neotropical river for ichthyoplankton: patterns in biotope association, community structure and spatial distribution. **Biologia**, New York, NY, v. 78, n. 9, p. 2409-2422, 2023.

SUMIDA, Barbara Y.; WASHINGTON, Betsy B.; LAROCHE, Wayne A. Illustrating fish eggs and larvae. *In*: MOSER, H. Geoffrey; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, A. W., Jr.; RICHARDSON, S. L. (ed.). **Ontogeny and systematics of fishes**: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence, KS: The American Society of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 33-35. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748- 0539; n. 1).

SUZUKI, Harumi Irene; AGOSTINHO, Angelo Antonio; WINEMILLER, Kirk Owen. Relationship between oocyte morphology and reproductive strategy in loricariid catfishes of the Paraná River, Brazil. **Journal of Fish Biology**, Hoboken, NJ, v. 57, n. 3, p. 791-807, 2000.

TABERLET, Pierre; COISSAC, Eric; POMPANON, François; BROCHMANN, Christian; WILLERSLEV, Eske. Towards next-generation biodiversity assessment using DNA metabarcoding. **Molecular Ecology**, Hoboken, NJ, v. 21, n. 8, p. 2045-2050, 2012.

TAYLOR, Monica. The development of *Symbranchus marmoratus*. **Quarterly Journal of Microscopical Science**, London, UK, v. 59, pt. 1 - New Series, n. 233, p. 1-51 + 4 pl., 1913**.** Publicação encerrada em 1965. Continua como: Journal of Cell Science. Sendo esse artigo republicado no **Journal of Cell Science**, v. s2-59, n. 233, p. 1-51, 1913.

TAYLOR, William Robert; VAN DYKE, George C. Revised procedures for staining and clearing small fishes and other vertebrates for bone and cartilage study. **Cybium**, Paris, FR, v. 9, n. 2, p. 107-119, 1985.

TEIXEIRA, Daniel Fonseca. **Ichthyoplankton DNA metabarcoding as a tool for large-scale inventory and reproductive dynamics analysis of the ichthyofauna**. Orientador: Daniel Cardoso de Carvalho. 2024. 76 f., il. Tese (Doutorado em Genética) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2024.

TEIXEIRA, Daniel Fonseca; HILÁRIO, Heron Oliveira; SANTOS, Gilmar Bastos; CARVALHO, Daniel Cardoso de. DNA metabarcoding assessment of Neotropical ichthyoplankton communities is marker-dependent. **Ecology and Evolution**, Hoboken, NJ, v. 13, n. 10, article e10649, 2023.

TELES, Maria Eloiza de Oliveira; GODINHO, Hugo Pereira. Ciclo reprodutivo da pirambeba *Serrasalmus brandtii* (Teleostei, Characidae) na represa de Três Marias, rio São Francisco. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, SP, v. 57, n. 2, p. 177-184, 1997.

THOMÉ, Ralph Gruppi; BAZZOLI, Nilo; RIZZO, Elizete; SANTOS, Gilmar Bastos; RATTON, Thiago Fonseca. Reproductive biology of *Leporinus taeniatus* Lütken (Pisces, Anostomidae) in Juramento Reservoir, São Francisco

River basin, Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, PR, v. 22, n. 3, p. 565-570, 2005.

THOMÉ, Ralph Gruppi; CARDOSO, Isabella Cristina de Oliveira; OLIVEIRA, Sabrina Elisa de; SANTOS, Hélio Batista dos. Oogenesis is accompanied by cyclic morphological changes in hepatocytes of Neotropical freshwater fish *Piabina argentea*. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 47, n. 5, p. 466-474, 2018.

THOMPSON, Fabiano; OLIVEIRA, Braulio Cherene de; CORDEIRO, Marcelle Candido; MASI, Bruno P.; RANGEL, Thiago Pessanha; PAZ, Pedro; FREITAS, Thamyres; LOPES, Grasiele; SILVA, Bruno Sergio; CABRAL, Anderson S.; SOARES, Maria; LACERDA, Diego; VERGILIO, Cristiane dos Santos; LOPES-FERREIRA, Mônica; LIMA, Carla; THOMPSON, Cristiane; REZENDE, Carlos Eduardo de. Severe impacts of the Brumadinho dam failure (Minas Gerais, Brazil) on the water quality of the Paraopeba River. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, NL, v. 705, article 135914, 2020.

TICIANI, Douglas; DELARIVA, Rosilene Luciana; IQUEMATSU, Marcia Sayuri; BIALETZKI, Andréa. Larval development of *Characidium orientale* (Actinopterygii: Crenuchidae) a small Neotropical fish. **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, RS, v. 112, article e2022003, 2022.

TOLKKINEN, Mari J.; HEINO, Jani; AHONEN, Saija H. K.; LEHOSMAA, Kaisa; MYKRÄ, Heikki. Streams and riparian forests depend on each other: a review with a special focus on microbes. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, NL, v. 462, article 117962, 2020.

TRAVASSOS, Haroldo. Catálogo dos peixes do vale do rio São Francisco. **Boletim da Sociedade Cearense de Agronomia**, Fortaleza, CE, v. 1, p. 1-66, jun. 1960.

TRNSKI, Tom; LEIS, Jeffrey M. A beginner's guide to illustrating fish larvae. *In*: HANCOCK, D. A. (ed.). **Larval Biology. Australian Society for Fish Biology Workshop, Hobart, 20 August 1991**. Canberra, AU: Australian Government Publishing Service, 1992. p. 198-202. (Bureau of Rural Resources Proceedings Series, no. 15).

UCHÔA, José Gescilam S. M.; OLIVEIRA, Paulo Tarso S.; BALLARIN, André S.; MEIRA NETO, Antônio A.; GASTMANS, Didier; JASECHKO, Scott; FAN, Ying; WENDLAND, Edson C. Widespread potential for streamflow leakage across Brazil. **Nature Communications**, Berlin, DE, v. 15, article 10211, 2024.

URHO, Lauri. Characters of larvae-what are they? **Folia Zoologica**, Brno, CZ, v. 51, n. 3, p. 161-186, 2002.

URIBE, Mari Carmen; GRIER, Harry John; MEJÍA-ROA, Víctor. Comparative testicular structure and spermatogenesis in bony fishes. **Spermatogenesis**, London, UK, v. 4, n. 3, article e983400, 2014. Disponível em: https://doi.org/10.4161/21565562.2014.983400. Acesso em: 8 set. 2024.

VALENTIN, Fernanda Nogueira; NASCIMENTO, Nivaldo Ferreira do; SILVA, Regiane Cristina da; FERNANDES, João Batista Kochenborger; GIANNECCHINI, Luiz Gustavo; NAKAGHI, Laura Satiko Okada. Early development of *Betta splendens* under stereomicroscopy and scanning electron microscopy. **Zygote**, Cambridge, UK, v. 23, n. 2, p. 247-256, 2015.

VAZZOLER, Anna Emília Amato de Moraes. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos**: teoria e prática. Maringá: Eduem; São Paulo, SP: SBI, 1996. xviii, 169 p., il.

VIEIRA, Elisabeth Farias; ISAAC, Victoria Judith; FABRÉ, Nídia Noemi. Biologia reprodutiva do tambaqui, *Colossoma macropomum* CUVIER, 1818 (Teleostei, Serrasalmidae), no baixo Amazonas, Brasil. **Acta Amazônica**, Manaus, AM, v. 29, n. 4, p. 625-638, 1999.

VIEIRA, Fábio; GOMES, João Pedro Corrêa; MAIA, Bruno Pereira; SILVA, Luiz Gustavo Martins da. **Peixes do Quadrilátero Ferrífero**: guia de identificação. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, 2015. 206 p., il. color.

VIEIRA, Mariana Alves Ferreira. **Desenvolvimento inicial da Piaba-facão, *Triportheus guentheri* (Garman, 1890) (Actinopterygii: Triportheidae), espécie endêmica da bacia do rio São Francisco, Brasil**. Orientador: Gilmar Bastos Santos. 2022. 37 f., il. algumas color. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Meio Ambiente e Biodiversidade) - Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2022.

WALTER, Brian E. Early ontogeny of aquarium-raised *Moenkhausia sanctaefilomenae* (Characiformes: Characidae). **Ichthyological Research**, Tokyo, JP, v. 59, n. 2, p. 95-103, 2012.

WARD, James V.; STANFORD, Jack A. Ecological factors controlling stream zoobenthos with emphasis on thermal modification of regulated streams. *In*: WARD, James V.; STANFORD, Jack A. (ed.). **The ecology of regulated streams**. New York: Plenum, 1979. p. 35-55.

WARD, James V.; STANFORD, Jack A. The serial discontinuity concept: extending the model to floodplain rivers. **Regulated rivers**: research & management, Chichester, UK, v. 10, n. 2-4, p. 159-168, 1995.

WARD, Robert DeCourcy; ZEMLAK, Tyler S.; INNES, Bronwyn H.; LAST, Peter R.; HEBERT, Paul David Neil. DNA barcoding Australia's fish species. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, London, UK, v. 360, n. 1462, p. 1847-1857, 2005.

WEBER, André Alberto; ARANTES, Fábio Pereira; SATO, Yoshimi; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Oocyte adhesiveness and embryonic development of *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758) (Pisces: Characidae). **Zygote**, Cambridge, UK, v. 21, n. 2, p. 198-202, 2013.

WEBER, André Alberto; SATO, Yoshimi; SANTOS, José Enemir dos; RIZZO, Elizete; BAZZOLI, Nilo. Eggs ultrastcture and early development of *Franciscodoras marmoratus* (Pisces: Doradidae). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Hoboken, NJ, v. 41, n. 3, p. 177-183, 2012.

WEEKS, Emma N. I.; HILL, Jeffrey E. Grass Carp, the White Amur: *Ctenopharyngodon idella* Cuvier and Valenciennes (Actinopterygii: Cyprinidae: Squaliobarbinae). EENY593/IN1038, 6/2014. **EDIS**, Gainesville, FL, v. 2014, n. 6, 2014.

WHITEHEAD, Peter James Palmer; NELSON, Gareth J.; WONGRATANA, Thosaporn. **FAO species catalogue**. **v.7**: Clupeoid fishes of the world (Suborder Clupeoidei): an annotated and illustrated catalogue of the herrings, sardines, pilchards, sprats, shads, anchovies, and wolf-herrings. pt.2: Engraulididae. Rome: FAO, 1988. p.305-579. (FAO Fisheries Synopsis, ISSN 0014-5602, n.125, v.7, pt.2).

WOOTTON, Robert John; SMITH, Carl. **Reproductive biology of teleost fishes**. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, 2015. 472 p., ill.

WOYNAROVICH, Elek; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**: manual de extensão. Tradução de Vera Lucia Mixtro Chama. Brasília, DF: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p., il. (FAO Documento técnico sobre pesca, n.201 – FIR/T201 (En)). Título original: The artificial propagation of warm-water finfishes – a manual for extension.

YU, Douglas W.; JI, Yinqiu; EMERSON, Brent C.; WANG, Xiaoyang; YE, Chengxi; YANG, Chunyan; DING, Zhaoli. Biodiversity soup: metabarcoding of arthropods for rapid biodiversity assessment and biomonitoring. **Methods in Ecology and Evolution**, Hoboken, NJ, v. 3, n. 4, p. 613-623, 2012.

ZACARDI, Diego Maia; PONTE, Silvana Cristina Silva da; CHAVES, Claudia Sousa; OLIVEIRA, Lucas Silva de; CAJADO, Ruineris Almada. Variação interanual no recrutamento de larvas de *Mylossoma* (Characidae; Characiformes) no Baixo Amazonas, Pará, Brasil. **Acta of Fisheries and Aquatic Resources**, São Cristovão, SE, v. 6, n. 1, p. 17-28, 2018.

ZACARDI, Diego Maia; SANTOS, Joyce Andreia dos; OLIVEIRA, Lucas Silva de; CAJADO, Ruineris Almada; POMPEU, Paulo dos Santos. Ichthyoplankton studies as referential for the management and monitoring of fishery resources in the Brazilian Amazon basin. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, SP, v. 32, article e203, 2020.

ZANIBONI FILHO, Evoy; RIBOLLI, Josiane; HERMES-SILVA, Samara; NUÑER, Alex Pires de Oliveira. Wide reproductive period of a long-distance migratory fish in a subtropical river, Brazil. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, PR, v. 15, n. 1, article e160135, 2017.





ISBN: 978-65-88694-10-7