

Ultraestructura en la etapa larval vitelina de *Brycon moorei* (Steindachner 1878) producida en un sistema con recirculación de agua¹

Carlos David-Ruales², Dayana Meza-Terraza³, Débora Machado-Fracalossi⁴

Resumen

Introducción. *Brycon moorei* (Dorada) es una especie endémica de la cuenca del río Magdalena con una fuerte presión pesquera comercial, deportiva y de consumo. Sin embargo, es considerada altamente vulnerable por la pérdida de sus hábitats. **Objetivo.** Observar y determinar algunas estructuras del estado larval usando Microscopía Electrónica de Barrido (MEB). **Materiales y métodos.** En un sistema de recirculación de agua se obtuvieron larvas por reproducción seminatural usando

extracto de hipófisis de carpa (EHC). Para la visualización en MEB, 10 larvas a diferentes tiempos de desarrollo fueron fijadas en solución de Karnovsky, siguiendo los protocolos internos del Centro de Microscopía Avanzada (CAM) de la Universidad de Antioquia. **Resultados.** De la inducción hormonal se obtuvieron ovocitos de $1110.7 \pm 97.3 \mu\text{m}$ de diámetro; el tiempo de latencia fue de 6 horas a una temperatura de 26°C ; la longitud total y el peso de la larva recién eclosionada fue de $3,05 \pm 0,05 \text{ mm}$ y $1,8 \pm 0,2 \text{ mg}$ respectivamente. Las observaciones en MEB

- 1 Artículo original derivado del proyecto de investigación: “Desarrollo temprano de la especie *Brycon moorei* – Steindachner, 1878 (Dorada del Magdalena): aspectos embrionarios, morfométricos, histológicos e histoquímicos, parámetros productivos y actividad de las enzimas digestivas en función de la dieta”, de la Universidad de los Llanos, ejecutado entre los años 2014 a 2018. Grupo de Investigación en Producción, Desarrollo y Transformación Agropecuaria. Financiado por el Centro de Investigaciones de la Universidad de los Llanos en el programa de apoyo a la formación Doctoral.
- 2 PhD en Ciencias Agrarias de la Universidad de los Llanos, MSc en Acuicultura de la Universidad de los Llanos, Especialista en Ecología de la Universidad de Nariño, Licenciado en Biología de la Universidad del Cauca, docente investigador y director del grupo GIPDTA de la Corporación Universitaria Lasallista. Correo: cdavid@unilasallista.edu.co. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3071-9919>
- 3 MSc en Ingeniería de la Universidad de Antioquia, Ingeniera de Materiales de la Universidad de Antioquia Investigadora del Laboratorio de Microscopía de Universidad Pontificia Bolivariana. Correo: dayana.mzatza@gmail.com ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3016-5936>
- 4 PhD en Pesquería y Acuicultura de la Universidad de Auburn (AL), Estados Unidos, MSc en Zootecnia de la Universidad Federal de Rio Grande do Sul, Brasil, Agrónoma de la Universidad Federal de Rio Grande do Sul, Brasil. Docente investigadora del doctorado en Acuicultura de la Universidade Federal de Santa Catarina, Departamento de Aquicultura, Florianópolis, SC, Brazil. Correo: devora.fracalossi@ufsc.br / ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-7601-9523>

Autor para Correspondencia: cdavid@unilasallista.edu.co

Recibido: 20/04/2022 Aceptado: 05/12/2022

*Los autores declaran que no tienen conflicto de interés

muestran células del pavimento que tapizan el cuerpo en la eclosión; neuromastos, el primordio del sistema branquial, células olfativas ciliadas y la glándula de cemento. El sistema de recirculación permitió mantener las condiciones de calidad de agua dentro del confort de la especie, asegurando sobrevivencias larvales del 95 %. **Conclusiones.** Las microfotografías

de MEB permitieron determinar estructuras como células especializadas asociadas a su comportamiento caníbal (olfato, detección de ondas) y otras relacionadas con su hábitat (glándula de cemento). A su vez el sistema de recirculación permite un adecuado manejo ambiental de las larvas.

Palabras clave: Ontogenia, larva, microscopía electrónica de barrido.

Ultrastructure in the yolk larval stage of *Brycon moorei* (Steindachner 1878) produced in recirculation aquaculture system

Abstract

Introduction. *Brycon moorei* (Dorada) is an endemic species of the Magdalena River basin with strong commercial, sport and consumption fishing pressure. However, it is considered highly vulnerable due to the loss of its habitats. Objective. Observe and determine some structures of the larval stage using Scanning Electron Microscopy (SEM). Materials and methods. In a recirculating water system, larvae were obtained by semi-natural reproduction using carp pituitary hormone (CPH). For visualization in SEM, 10 larvae at different development times were fixed in Karnovsky solution, following the internal protocols of the Center for Advanced Microscopy (CAM) of the University of Antioquia. Results. Oocytes

of $1110.7 \pm 97.3 \mu\text{m}$ in diameter were obtained from hormonal induction; the latency time was 6 hours at a temperature of 26°C ; the total length and weight of the newly hatched larvae were $3.05 \pm 0.05 \text{ mm}$ and $1.8 \pm 0.2 \text{ mg}$, respectively. SEM observations show pavement cells lining the body at hatching; neuromasts, the primordium of the branchial system, olfactory hair cells, and the cement gland. The recirculation system allowed to maintain water quality conditions within the comfort of the species, ensuring larval survival of 95 %. Conclusions. The SEM microphotographs made it possible to determine structures such as specialized cells associated with their cannibalistic behavior (smell, wave detection) and others related to their habitat (cement gland). In turn, the recirculation system allowed an adequate environmental management of the larvae.

Keywords: Ontogeny, larva, scanning electron microscopy

Ultraestructura no estágio de larva vitelina de *Brycon moorei* (Steindachner 1878) produzida em sistema com recirculação de água

Resumo

Introdução. *Brycon moorei* (Dorada) é uma espécie endêmica da bacia do rio Magdalena com forte pressão de pesca comercial, esportiva e de consumo. No entanto, é considerado altamente vulnerável devido à perda de seus habitats. **Meta.** Observar e determinar algumas estruturas do estágio larval usando Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV). **Materiais e métodos.** Em um sistema de recirculação de água, as larvas foram obtidas por reprodução semi-natural usando extrato de pituitária de carpa (EPC). Para visualização em MEV, 10 larvas em diferentes tempos de desenvolvimento foram fixadas em solução de Karnovsky, seguindo os protocolos internos do Centro de Microscopia Avançada (CAM) da Universidade de Antioquia. **Resultados.**

Oócitos de $1110,7 \pm 97,3 \mu\text{m}$ de diâmetro foram obtidos por indução hormonal; o tempo de latência foi de 6 horas a uma temperatura de 26°C ; o comprimento total e o peso das larvas recém-eclodidas foram $3,05 \pm 0,05 \text{ mm}$ e $1,8 \pm 0,2 \text{ mg}$, respectivamente. As observações do SEM mostram as células do pavimento que revestem o corpo na eclosão; neuromastos, o primórdio do sistema branquial, células ciliadas olfativas e a glândula de cimento. O sistema de recirculação permitiu manter as condições de qualidade da água dentro do conforto da espécie, garantindo uma sobrevivência larval de 95 %. **Conclusões.** As microfotografias MEV permitiram determinar estruturas como células especializadas associadas ao seu comportamento canibal (cheiro, detecção de ondas) e outras relacionadas ao seu habitat (glândula de cimento). Por sua vez, o sistema de recirculação permitiu um manejo ambiental adequado das larvas.

Palavras-chave: Ontogenia, larva, microscopia eletrônica de varredura.

Introducción

Conocer las características de embriones y larvas de cualquier especie se convierte en un herramienta fundamental que permite hacer aproximaciones a los patrones reproductivos y de crecimiento que exhiben en medio natural (Reynalte-Tataje et al., 2001) y que pueden convertirse en datos esenciales para su manejo y producción en confinamiento (Ribeiro et al., 1995); normalmente los trabajos con larvas de peces nativos en estadios tempranos se han

centrado al desarrollo embrionario y aspectos merísticos, por ejemplo para el género *Brycon* se reportan estudios con: *Brycon gouldingi* (Francine Faustino, 2010; Francine Faustino et al., 2011); *Brycon orbignyianus* (Bettinelli-Nogueira et al., 2014; Correia et al., 2010; Ganeco et al., 2009; Reynalte-Tataje et al., 2004); *Brycon guatemalensis* (Arias, 2017); *Brycon hilarii* (Oliveira et al., 2012); *Brycon cephalus* (Romagosa et al., 2001; Sversut de Alexandre et al., 2010); *Brycon orthotaenia* (Zeferino-Gomes et al., 2011); *Brycon nattereri* (Maria et al., 2017); *Brycon*

amazonicus (Da Silva *et al.*, 2017; Nakaghi *et al.*, 2014; Neumann *et al.*, 2018); *Brycon insignis* (Guilherme Souza *et al.*, 2017); para *Brycon moorei*, los estudios hacen referencia a la ontogenia, merística (C. A. David-Ruales *et al.*, 2020) y etiología del canibalismo y parte de su desarrollo inicial (Baras, 2005; Baras, Ndao, *et al.*, 2000; Baras & Jobling, 2002; Baras & Lucas, 2010; Vandewalle *et al.*, 2005); la mayor parte de estos trabajos se basan en microscopía óptica. Sin embargo, el uso de la microscopía electrónica de barrido (MEB), ha permitido revelar estructuras externas, tejidos y órganos, presentando información supremamente detallada que ha permitido profundizar y complementar los datos obtenidos con otro tipo de microscopía (Sversut de Alexandre *et al.*, 2010). En Colombia, los estudios de ultraestructura en especies ícticas son escasos, sin embargo, para las especies *Prochilodus magdalenae* y *Curimata mivartii*, muestran su relevancia (Giraldo-Sarmiento, 2022); por lo tanto, es importante el análisis morfológico y topográfico de *B. moorei* mediante MEB para incrementar su conocimiento y comparar con análisis histológicos y/o otras técnicas de microscopía convencional.

Teniendo en cuenta que la producción acuícola en el mundo ha incrementado de manera constante en los últimos años, esta producción necesita el suministro de semilla, para lo cual se hace indispensable mejorar los sistemas de obtención de larvas juveniles no solo de especies comerciales, también de especies nativas, que respondan de manera sostenible a estos requerimientos. Una respuesta a esta necesidad son los sistemas de recirculación de agua que permiten

mantener las condiciones de confort para cualquier especie y cuyo objetivo es entre otros el ahorro de agua (C. David-Ruales & Castañeda-Álvarez, 2010); según el informe de la FAO (2022), las condiciones ambientales del mundo y el efecto de la COVID-19, ha repercutido en crisis y otras emergencias humanitarias que implican no solo el hambre de millones de personas. Además, para la población que no tienen acceso a dietas saludables se hace indispensable cambiar el modelo de producción que priorice y mejore la integración de las pesquerías y la acuicultura a nivel global y que articule las políticas para una producción sostenible (FAO, 2022). Este contexto implica cuidar el agua y los recursos genéticos, por lo tanto, el trabajo con especies nativas se convierte en una prioridad para cualquier estado. Al respecto *Brycon moorei* (mueluda o dorada del Magdalena), endémica para Colombia, catalogada como una especie vulnerable (categoría A2c,d – Nacional en Peligro Crítico (A2c) – Regional) por su rápida reducción en tamaño poblacional en los últimos años (Mojica *et al.*, 2012), presenta una acelerada pérdida de su hábitat por contaminación y erosión debido a: la extracción de minerales (en especial el oro), transporte y producción de hidrocarburos, deforestación, desarrollo urbano y social inequitativo, agricultura y ganadería extensiva. Por otro lado, Colombia produce energía principalmente hidráulica y se conoce que la construcción de represas es otro factor que afecta de manera determinante los ciclos reproductivos de los peces y biota acompañante (Agostinho *et al.*, 2008). Por lo anterior, con este panorama se necesitan estrategias que ayuden a mitigar el impacto sobre esta especie con fines de

protección, sostenibilidad y producción. De esta manera y reconociendo la importancia ecológica, pesquera y productiva de *Brycon moorei*, se planteó hacer una aproximación a algunas estructuras en estado larval vitelino a través de MEB.

Materiales y Métodos

Plantel de reproductores, mantenimiento en cautiverio y evento reproductivo

Reproductores de dorada del río Magdalena de un año, completamente adaptados al confinamiento (Piscícola Doradal, municipio de Sonsón Antioquia) fueron alimentados con alimento comercial concentrado del 38 % de proteína cruda (PC). Para los eventos reproductivos y obtención de larvas, se hizo inducción hormonal con extracto de hipófisis de carpa (EHC), usando 5 mg/kg de peso vivo (PV) para las hembras, aplicando 10 % en la primera dosis y 90 % en la dosis definitiva con 12 horas de diferencia respecto a la primera dosis; para los machos se usó una sola dosis de 3,5 mg/kg PV aplicada con la segunda dosis de las hembras. El desove se hizo de manera seminatural, manteniendo una proporción sexual de 2 machos por hembra, para el manejo del sistema de recirculación y de la reproducción se siguió lo propuesto por David y Castañeda (2014) (C. . David-Ruales & Castañeda-Álvarez, 2014).

Manejo de larvas, calidad del agua y muestras para MEB

Todo el proceso de larvicultura se llevó a cabo en un sistema de recirculación, con 25 tanques de 60 L de volumen efectivo; unidos a un sistema de filtración con desgasificador, filtro biomecánico y lámpara UV. El caudal de entrada de cada tanque fue controlado por medio de flujómetros (Parker MR) y se mantuvo en 3,5 L min⁻¹; para evitar fluctuaciones en la calidad de agua, se hacía limpieza por succión de residuos a través de manguera siliconada de todos los tanques 45 minutos después, teniendo en cuenta que el frenesí alimenticio había terminado y evitando capturar las larvas. La calidad el agua durante el experimento fue registrada dos veces al día (a.m–p.m), midiendo oxígeno disuelto (OD–mg L⁻¹), temperatura (°C), y pH con la ayuda de una sonda multiparamétrica (YSI–Professional Plus); el amonio no ionizado (NH₃ mg L⁻¹), la alcalinidad y la dureza (Alk–Dz CaCO₃ mg L⁻¹) con el Kit F2A (Hachh®–USA).

Para el análisis de ultraestructura, 10 larvas a diferentes tiempos de desarrollo fueron fijadas en solución de Karnovsky, transferidas a buffer de cacodilato de sodio y post-fijadas en tetraóxido de osmio al 1 %, lavadas nuevamente en buffer y deshidratadas en diferentes fracciones de etanol/ agua 10 %-20 %-30 %-50 %-70 %-90 % y 100 % por 15 minutos en cada solución. Posteriormente, se secaron en secador de punto crítico (SPC) con CO₂ líquido/ gas hasta alcanzar el punto de equilibrio. (SAMDR I®–795). Una vez las muestras estuvieron secas se fijaron en una cinta de grafito, se les realizó un recubrimiento delgado en oro (Au) (equipo DENTON VACUUM Desk IV) y se analizaron en el microscopio electrónico de

barrido JEOLJSM 6490 LV en alto vacío con el fin de obtener imágenes en alta resolución. Se empleó el detector de electrones secundarios para evaluar la morfología, topografía de las muestras.

Resultados

Los valores de las variables de la calidad del agua registrados en el sistema de

recirculación (SRA), presentaron rangos que están dentro del confort de la especie, no se observaron cambios o fluctuaciones que afectan el desarrollo desde la incubación de los ovocitos hasta la obtención de las larvas, la tabla 1 presenta los promedios para temperatura (°C), oxígeno disuelto (OD mg L⁻¹), pH, alcalinidad y dureza (CaCO₃ mg L⁻¹) y NH₃ (mg L⁻¹) en el SRA.

Tabla 1. Variables de la calidad del agua en el SRA con larvas de la especie *Brycon moorei* (N= 30 por cada variable).

SRA	T(°C)	OD(mgL ⁻¹)	pH	Alk-Dz(mgL ⁻¹ CaCO ₃)	NH3(mgL ⁻¹)
(15 días)	26,0±0,4	5,5±0,5	6,5±0,8	20.8±1,7	0,002±0,00001

Fuente: elabora por los autores

La figura 1A con una magnificación de 80X en vista frontal dorsal, muestra una larva recién eclosionada (13 horas post-fertilización-HPF o 0 horas post-eclosión HPE), donde la aleta primigenia (AP) partiendo desde el límite ventral del saco de vitelo, se extiende y se ensancha en lo que será la aleta caudal, terminando en la parte dorsal y guardando distancia con el sistema nervioso central (SNC) poco desarrollado; se observan claramente los somitas (S); y

el inicio de la hendidura branquial (Φ) y la vesícula ótica (VO). La figura 1 B, muestra la magnificación de la parte caudal a 160X, indicando igualmente S y AP. La figura 1C, muestra en una magnificación de 1500X los gránulos de vitelo (GV) con formas geométricas de más de 10 μ m. La figura 1 D a 1500X, indica la VO con dos otolitos claramente distinguibles y rodeada de células escamosas (CE). En esta etapa la larva mide 3,04±0,23 mm y pesa 1,8±0,23 mg.

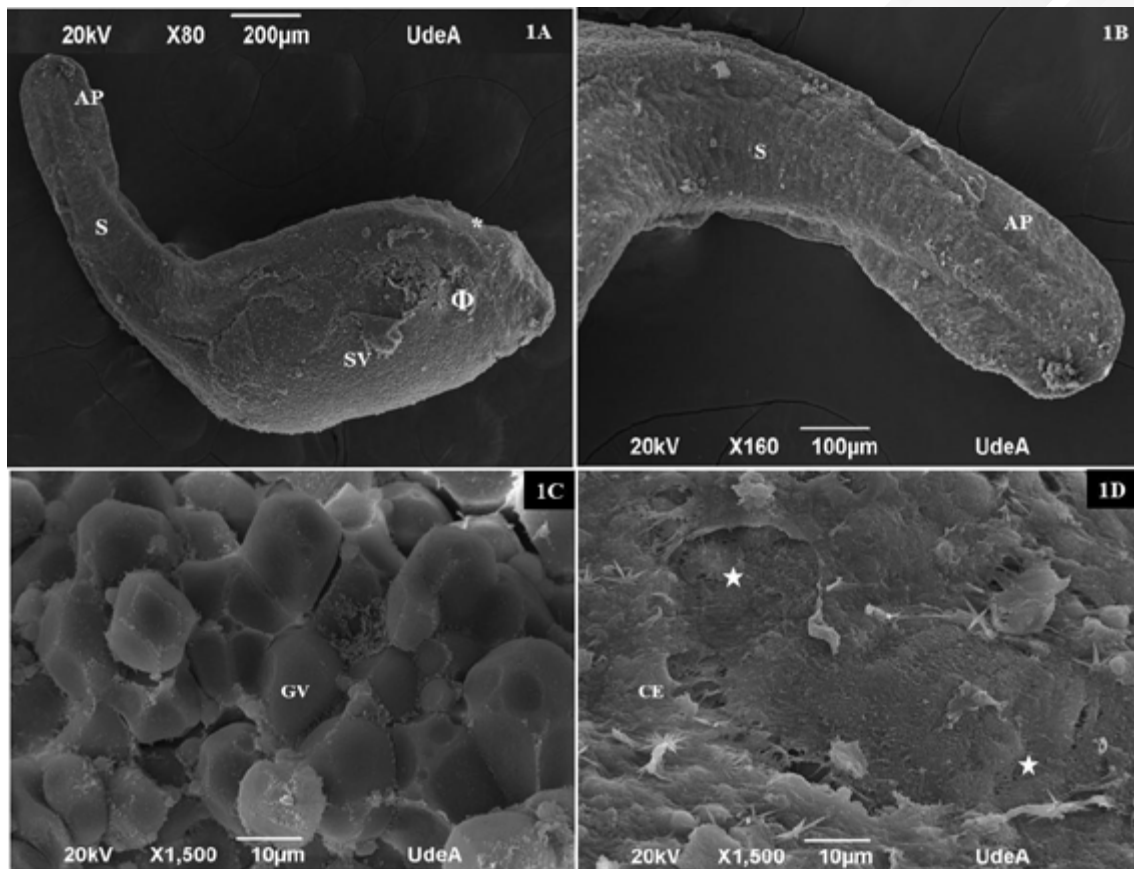


Figura 1.A. Microfotografías MEB de larva de *Brycon moorei*, a la eclosión (13 HPF–0 HPE). AP: aleta primigenia; S: somitas; SV: saco de vitelo; sistemas nerviosos central: (*); primordio de aleta pectoral (Φ) y vesícula ótica (flecha) (Magnificación 80X). **1B.** En magnitud de 160 X, se indica la región caudal, mostrando AP y S. **1C.** Microfotografía en MEB del SV, mostrando los gránulos de vitelo (GV) (Magnificación 1500 X). **1D.** En magnitud de 1500 X, se indica la vesícula ótica, con dos otolitos (estrellas) y rodeada de célula escamosas (CE).

Fuente: elabora por los autores

En la Figura 2A en una magnificación de 400x, se muestra el primordio de la boca y de la plácoda olfativa. En las Figuras 2B y 2C, se observa magnificación (3000X y 10.000X), el epitelio que tapiza gran parte de la larva caracterizado por células escamosas o del pavimento (CPv), con sus pliegues típicos

en asociación probablemente con células sensoriales (neuromastos-Nm), cerca de lo que podría ser la zona de la futura línea media lateral; al igual el primordio de la boca también está tapizado por células del pavimento.

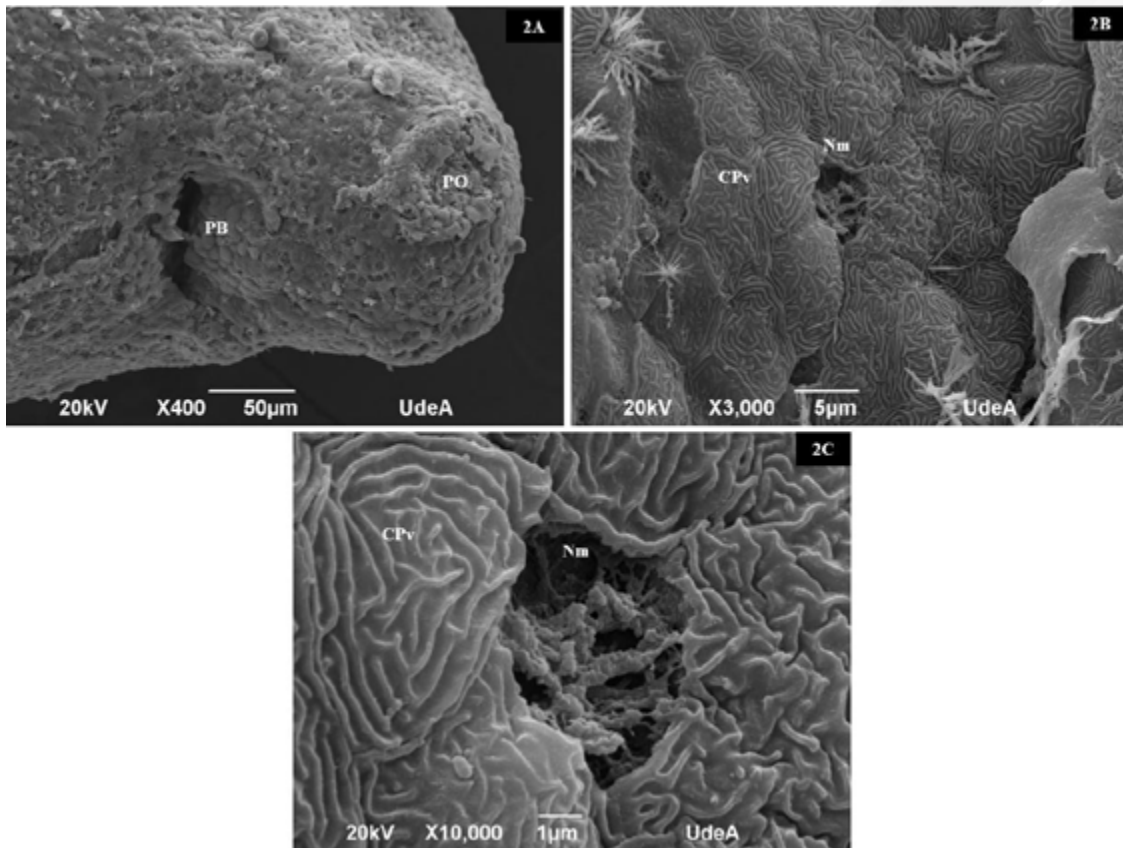


Figura 2.A. Microfotografía en MEB del primordio de la boca y de la placoda olfativa de larva recién eclosionada de *Brycon moorei* (Magnificación 400 x). **2B.** En magnitud de 3000 x, se indica las células del pavimento (CPv) y neuromástos (Nm); la microfotografía **2C** a 10.000x revela con mayor detalle las estructuras anteriores (CPv y mN).

Fuente: elabora por los autores

En la Figura 3A, se observa una larva a 55X de 10 HPE-23 HPF con el SNC más desarrollado. Así mismo, se observan los primordios del sistema branquial (PrB), los S y el saco vitelino más reducido; aún se observa la AP, finalizando con la notocorda (N) en la región caudal. En la Figura 3B, se indica con una magnificación de 110X la región caudal, mostrando claramente los S; la AP y como la N comienza a extenderse, marcando levemente el inicio de la etapa de preflexión. En la figura 3C con una

magnificación de 200X, se muestra el SNC indicando claramente el cerebro posterior o romboencéfalo (R), marcado con los surcos neuronales o rombómeros (Ro) que limitan hacia la parte cefálica posterior con el cordón neural y hacia la parte anterior (mesencéfalo) con la glándula de cemento (GC); que a su vez limita anteriormente con el mesencéfalo (M) y totalmente anterior con el prosencéfalo (P), mostrando la placoda óptica (PIO) y la placoda olfativa (POlf); se observa además la boca (B) aún cerrada y los PrB, marcando

claramente tres surcos, limitando hacia la parte anterior cefálica con un pliegue que probablemente origine el opérculo. En la figura 3D con 800x de aumento, se observa

específicamente la estructura de la GC mostrando células adhesivas tipo prisma, con base tapizada en células con pliegues o células CPV.

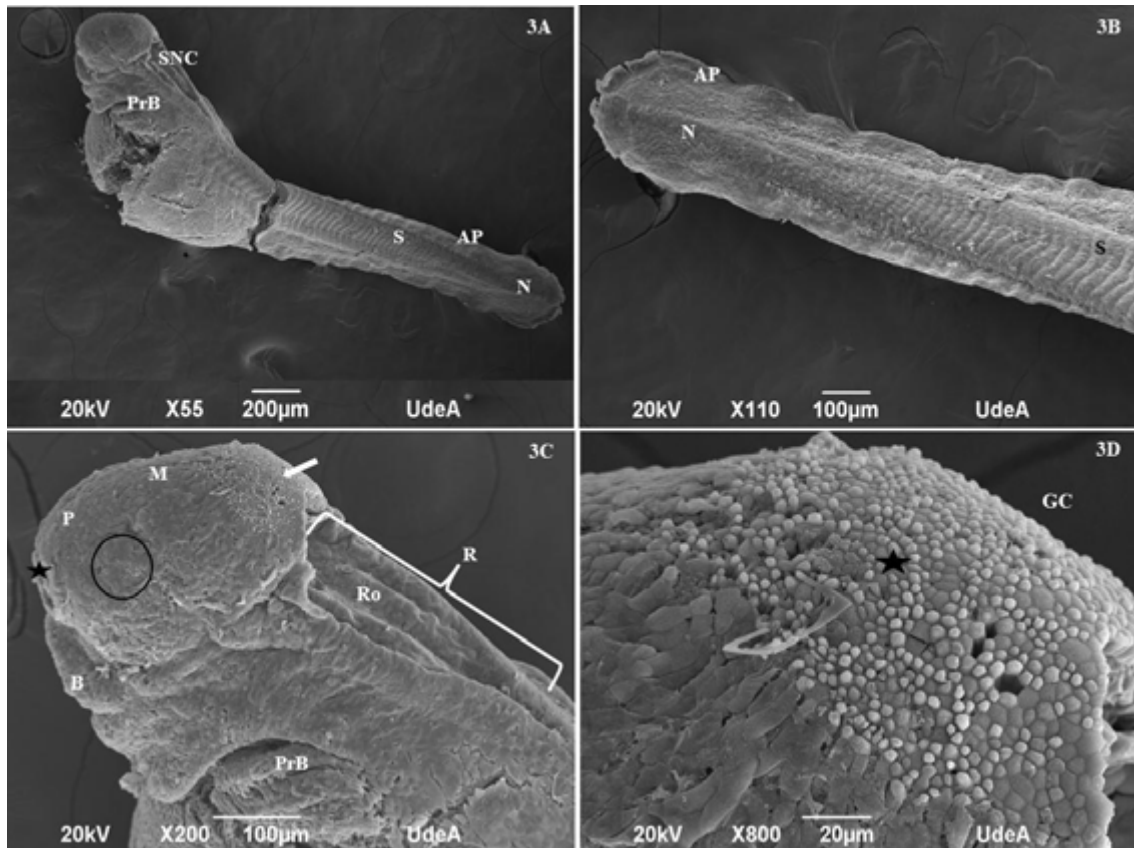


Figura 3.A. Larva de *Brycon moorei* de 10 HPE, mostrando SNC, AP, S y primordio del sistema branquial (PBr) (55X); en **3B** se magnifica a 110X, nótese el alargamiento de la notocorda (N); en **3C** se magnifica a 200X el SNC conformado por el romboencéfalo (R), con los rombómeros (Ro) claramente definidos; la glándula de cemento (GC); el mesencéfalo (M) y el prosencéfalo (P), con la placoda óptica (círculo) y la placoda olfativa (estrella), se observa además los PBr y la boca (B); en **3D**, con magnificación 800x se observa la GC, con células adhesivas primáticas (estrella).

Fuente: elabora por los autores

En la Figura 4A, muestra una ampliación a 220X de una larva de 12 HPE en posición latero-ventral indicando en la región cefálica la POlf, limitando hacia abajo con el labio

superior donde se notan los primordios de los dientes (PrD) sin romper el tejido tapizados con células PVC, esta misma composición se observa en el labio inferior. Lateralmente

se observa el primordio de la aleta pectoral (PrAP), que limita con los PrB. En la Figura 4B, con una ampliación de 500X, se muestra el surco generado en el labio superior probablemente asociado a la separación de los dos cartílagos de Meckel que formarán la premaxila. Luego en la Figura 4C, en una magnitud de 1000X muestra una vista lateral del labio superior, completamente tapizada

con CPv asociadas con pequeños orificios probablemente consistentes con células de moco (CMo); se indica además los PrD. En la figura 4D, se puede observar las CPv a 10.000X las cuales están constituidas por los surcos a semejanza de una huella dactilar, indicando el orificio que puede estar relacionado con una CMo.

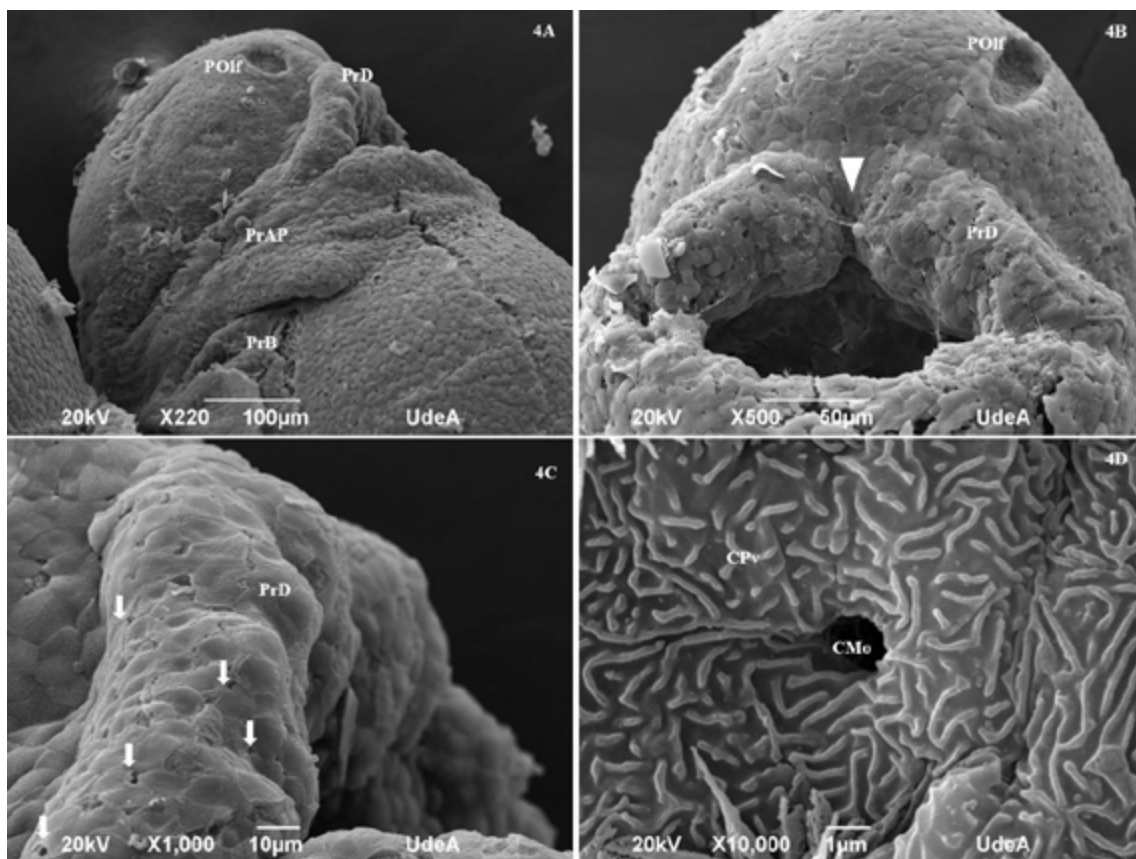


Figura 4.A. Vista latero-ventral de larva vitelina de *B. moorei*, de 12 HPE, indicando POlf; primordios de los dientes (PrD); PrB y primordio de la aleta pectoral (PrAP), en 220X. **4B.** Muestra en 500x B, POlf, PrD y surco del labio superior (triángulo invertido). **4C.** Vista lateral del labio superior en 1000X, tapizado con CPv, indicando los PrD y varios orificios (flechas) probablemente células de moco (CMo). **4D** Muestra una ampliación a 10.000x de uno de los orificios consistente con CMo, rodeado por CPv

Fuente: elabora por los autores

En la Figura 5A se indica la POIf totalmente delimitada por CPv a 2300X. Posteriormente, en la Figura 5B, se observa claramente las PVC con sus estructuras dactilares típicas y el interior de la POIf con una estructura consistente con una célula olfativa ciliada

(COIf) y varios orificios probablemente asociados a CMo a 8000X. Por último, en la Figura 5C con una magnificación de 20.000x, se muestra claramente la COIf con los cilios típicos de este tipo celular.

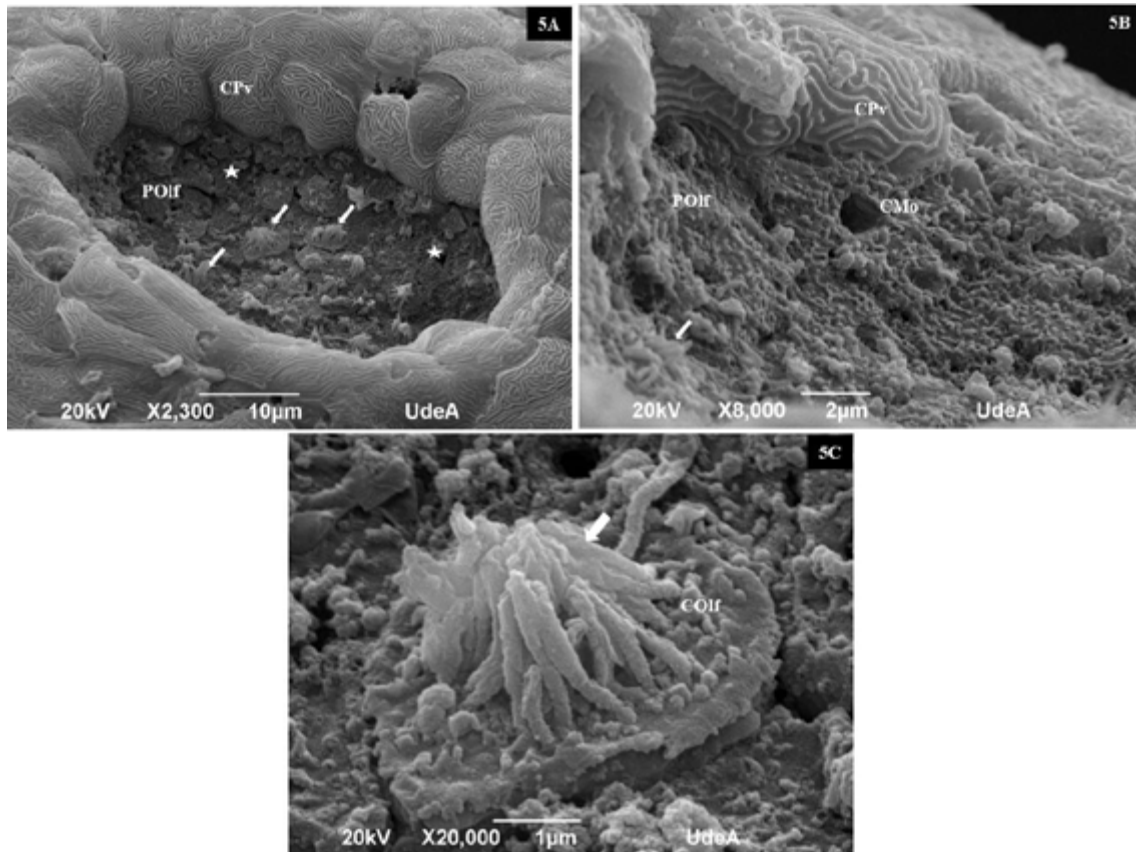


Figura 5.A. Microfotografía de la POIf en larva vitelina de *B. moorei*, de 12 HPE, limitada por CPv y en su interior con muchos tipos celulares probablemente asociados a células olfativas de tipo ciliar (flechas) y CMo (estrellas). **5B**, ampliación de la POIf a 8000X y las CPv que la rodean; se indica además una célula ciliada olfativa (COIf) (flecha) y un orificio consistente con CMo. **5C** con 20.000X en la cual se presenta claramente una célula olfativa (COIf) con sus cilios característicos (flecha).

Fuente: elabora por los autores

Discusión

Se considera que el estado larval es una de las etapas más complejas y delicadas en la vida de los peces, tanto en medio natural como en confinamiento, a su vez en el manejo en cautiverio es fundamental controlar la calidad del agua, para ello los sistemas con recirculación de agua son una herramienta fundamental para tener el control de estos parámetros y acercarse a la producción sostenible (C. A. David-Ruales & Castañeda-Álvarez, 2010); en el presente estudio los principales parámetros de calidad de agua se mantuvieron dentro de los rangos de confort para la especie (C. A. David-Ruales & Castañeda-Álvarez, 2018) y también están acorde con lo reportado para el manejo de estanques piscícolas (Boyd & Tucker, 1998).

Los teleósteos Neotropicales de agua dulce, migradores, en general presentan similitudes en su ontogenia, las cuales se relacionan con: tiempos cortos, poco vitelo, ausencia de pigmentación y larvas poco desarrolladas a la eclosión, entre otras características (Nakatani *et al.*, 2001); desde las características del huevo, el desarrollo embrionario y larval, *Brycon moorei* sigue patrones similares observados en especies del mismo género, entre ellas: *Brycon gouldingi* (F. Faustino *et al.*, 2015; F. Faustino, Makino, Neumann, Satiko, *et al.*, 2018; Francine Faustino, 2010; Francine Faustino *et al.*, 2011); *Brycon guatemalensis* (Arias, 2017); *Brycon orbignyanus* (Bettinelli-Nogueira *et al.*, 2014; Ganeco *et al.*, 2009; Reynalte-Tataje *et al.*, 2004); *Brycon hiliarii* (Oliveira *et al.*, 2012); *Brycon orthotaenia* (Zeferino-Gomes *et al.*, 2011); *Brycon amazonicus* (Da Silva *et*

al., 2017; Nakaghi *et al.*, 2014; Neumann *et al.*, 2018; Pardo-Carrasco *et al.*, 2006; Sampaio-Nakauth *et al.*, 2016); *Brycon nattereri* (Maria *et al.*, 2017); *Brycon insignis* (Andrade-Talmelli *et al.*, 2001; E. De Andrade-Talmelli, E.T. Kavamoto, M.Y. Narahara, 2002) y *Brycon cephalus* (Romagosa *et al.*, 2001; Sversut de Alexandre *et al.*, 2010); además de algunos reportes para la misma especie (Baras, Maxi, *et al.*, 2000; Baras & Jobling, 2002; C. A. David-Ruales *et al.*, 2020; Vandewalle *et al.*, 2005) y para otras especies pertenecientes a la familia Characidae (G. Souza *et al.*, 2016; Guilherme Souza *et al.*, 2017).

En el presente estudio, se notó la presencia de la glándula adhesiva aún en las 10 HPE; este órgano diseñado para la fijación a algún objeto evita que las larvas sean arrastradas por las corrientes (Jones, 1937), o para fijarse cerca de la lámina más superficial del agua para garantizar el intercambio gaseoso vía superficie corporal, mientras se desarrolla el sistema braquial (E. Braun, 1996; Vandewalle *et al.*, 2005), se ha reportado presencia de este órgano en otras especies como: *Salminus brasiliensis* (Santos & Godinho, 2002); *Brycon gouldingi* (F. Faustino, Makino, Neumann, & Nakaghi, 2018); *Esox lucius* (E. Braun, 1996); *Astyanax mexicanus* (Rétaux & Pottin, 2011); *Pterophyllum scalare* (Groppelli *et al.*, 2003), *Hybognathus hankinsoni*, *Notemigonus crysoleucas*, *Cyprinus carpio* y *Gila atraria* (Maurakis *et al.*, 2017).

Desde la organogénesis y el periodo de eclosión, se observa claramente la especialización del tubo neural dirigido al desarrollo de las tres vesículas cerebrales (prosencefalo; mesencefalo y rombocéfalo) y la espina cordal (Timmermans, 1987),

corroborado por los reportes para *B. cephalus* (Sversut de Alexandre *et al.*, 2010); *B. gouldingi* (F. Faustino, Makino, Neumann, Satiko, *et al.*, 2018); *D. rerio* (Kimmel *et al.*, 1995); *Carassius auratus* (Tsai *et al.*, 2013); *P. lineatus* (Ninhaus-Silveira *et al.*, 2006); *P. corruscans* (Marques *et al.*, 2008); *Zungaro jahu* (Marques *et al.*, 2017) y *Oryzias latipes* (Iwamatsu, 2004); se observa también el romboencéfalo con los rombómeros que limitan claramente el mesencéfalo de la medula espinal y que a su vez originarán el cerebelo y la médula oblongata con sus correspondientes funciones como ha sido bien estudiado en la especie *Danio rerio* (Kimmel *et al.*, 1995, 2001; Rocha *et al.*, 2020) (Kimmel *et al.*, 1995, 2001; Rocha *et al.*, 2020), reportado igualmente para *B. gouldingi* y *D. rerio* (F. Faustino *et al.*, 2015; Kimmel *et al.*, 1995); estas estructuras.

Las células del pavimento pueden establecer cerca del 90% de las células epiteliales (Laurent & Dunel, 1980), con patrones característicos como micropuentes o de huella digital en su superficie apical (Perry & Laurent, 1993), sus funciones están relacionadas con protección y respuestas al medio que está en contacto directo con este epitelio (Hawkes, 1974; Perry & Laurent, 1993); este patrón y tipo celular se presentó en *B. moorei* y se han observado en otros Bryconidos como *B. gouldingi* (F. Faustino, Makino, Neumann, & Nakaghi, 2018) y en otras especies como *Hoplias malabaricus* (Moron & Fernandes, 1996); *Anguilla rostrata*, *Oncorhynchus mykiss* y *Oreochromis mossambicus* (Perry, 1997); *Clarias batrachus* (Lewis, 1979). La plácoda

olfatoria puede estar formada por células sensoriales ciliadas, células receptoras, con numerosas microvellosidades y células no sensoriales ciliadas, que participan en el movimiento del agua en el epitelio olfativo, mientras la larva tiene poco desarrollo (Matsuoka, 2001) estos tipos celulares al igual que en *B. moorei*, se presentaron en *B. amazonicus* (Neumann *et al.*, 2018); *B. gouldingi* (F. Faustino, Makino, Neumann, & Nakaghi, 2018) y *Sardinops melanostictus* (Matsuoka, 2001). En *B. moorei* neuramastos fueron observables desde la eclosión, en *B. amazonicus* fueron descritos a partir de las 25 HPE (Neumann *et al.*, 2018); se conoce que su distribución, número y tiempo de desarrollo, pueden tener diversos patrones (Gompel *et al.*, 2001).

Conclusión

Brycon moorei presenta diferentes estructuras celulares especializadas desde etapas tempranas en el desarrollo ontogénico. Este es el primer reporte de células adhesivas presentes en la glándula de cemento para esta especie. Por lo anterior, es importante tener en cuenta estas características para optimizar el manejo de la especie en cautiverio y mejorar la sobrevivencia.

Agradecimiento

De manera muy especial al Centro de Microscopía Avanzada de la Universidad de Antioquia y su equipo de trabajo en la Sede de Investigación Universitaria (SIU).

Referencias

- Agostinho, A., Pelicice, F., & Gomes, L. (2008). Dams and the fish fauna of the Neotropical region: impacts and management related to diversity and fisheries. *Brazilian Journal of Biology*, 68(4 suppl), 1119–1132. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842008000500019>
- Andrade-Talmelli, E. F., Kavamoto, E. T., Romagosa, E., & Fenerich-Verani, N. (2001). Embrionic and larval development of the Piabanha, *Brycon insignis*, Steindachner, 1876 (Pisces, Characidae). *Boletim Do Instituto de Pesca, São Paulo*, 27(1), 21–28. <https://doi.org/10.1007/s00330-006-0500-2>
- Arias, A. M. (2017). Desarrollo larval de *Brycon guatemalensis* (Regan, 1908) (Pisces Characidae). *Brenesia*, 66, 31–36. <http://cat.inist.fr/?aModele=afficheN&cpsidt=18915280>
- Baras, E. (2005). Minimización del canibalismo en especies de peces con larvas piscívoras: estrategias y éxitos con el carácido *Brycon moorei*. In J. F. Renno, C. García, F. Duponchelle, & J. Nuñez (Eds.), *Biología de las Poblaciones de Peces de la Amazonía y Piscicultura* (pp. 227–233). Red de Investigación sobre la Ictiofauna Amazónica.
- Baras, E., & Jobling, M. (2002). Dynamics of intracohort cannibalism in cultured fish. *Aquaculture Research*, 33(7), 461–479. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2002.00732.x>
- Baras, E., & Lucas, M. C. (2010). Individual growth trajectories of sibling *Brycon moorei* raised in isolation since egg stage, and their relationship with aggressive behaviour. *Journal of Fish Biology*, 77(4), 985–997. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2010.02740.x>
- Baras, E., Maxi, M. Y. J., Ndao, M., & Mélard, C. (2000). Sibling cannibalism in dorada under experimental conditions. II. Effect of initial size heterogeneity, diet and light regime on early cannibalism. *Journal of Fish Biology*, 57(4), 1021–1036. <https://doi.org/10.1006/jfbi.2000.1365>
- Baras, E., Ndao, M., Maxi, M. Y. J., Jeandrain, D., Thomé, J. P., Vandewalle, P., & Mélard, C. (2000). Sibling cannibalism in dorada under experimental conditions. I. Ontogeny, dynamics, bioenergetics of cannibalism and prey size selectivity. *Journal of Fish Biology*, 57(4), 1001–1020. <https://doi.org/10.1006/jfbi.2000.1366>
- Bettinelli-Nogueira, L., Lima-Godinho, A., & Pereira-Godinho, H. (2014). Early development and allometric growth in hatchery-reared characin *Brycon orbignyanus*. *Aquaculture Research*, 45(6), 1004–1011. <https://doi.org/10.1111/are.12041>
- Boyd, C. E., & Tucker, C. (1998). *Pond aquaculture water quality management*. (C. E. Boyd (ed.)). pringer Science+Business Media. <https://doi.org/10.1007/978-1-4615-5407-3>

- Correia, M. A. Reis, C. M., Maciel, R., Da, L., Nascimento, S., & Júnior, A. M. (2010). ONTOGENIA DA PIGMENTAÇÃO DAS LARVAS DE TRÊS ESPÉCIES DE CHARACIFORMES, CRIADAS EM INCUBATÓRIO. *Enciclopédia Biosfera*, 6(11), 1–14. <http://www.conhecer.org.br/enciclop/2010c/ontogenia.pdf>
- Da Silva, C. R., Pereira Dos Santos, M., Senhorini, J. A., Paes, M. D. C. F., Valentin, F. N., Fujimoto, T., Do Nascimento, N. F., Yasui, G. S., & Nakaghi, L. S. O. (2017). The effect of temperature on the initial development of *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 as tool for micromanipulation of embryos. *Zygote*, 25(5), 637–651. <https://doi.org/10.1017/S096719941700051X>
- David-Ruales, C., & Castañeda-Álvarez, G. (2014). Recirculation system for larviculture stage of *Brycon moorei* Evaluation of a recirculation system for Dorada (*Brycon moorei*-Steindachner 1878) larvae in the Magdalena River. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 9(2), 179–189. <http://www.scielo.org.co/pdf/cmzv/v9n2/v9n2a04.pdf>
- David-Ruales, C., & Castañeda-Álvarez, G. D. (2010). Larvicultura de peces comerciales en sistemas de recirculación. In L. F. Garcés-Giraldo (Ed.), *Perspectivas y Avances de investigación* (1st ed., pp. 199–215). Editorial Artes y Letras S.A.S.
- David-Ruales, C. A., Machado-Fracalossi, D., Betancur-Gonzalez, E. M. ., Rodríguez-Franco, N. .Castañeda-Álvarez, G. D. ., Florez-Restrepo, C. ., & Vásquez-Torres, W. (2020). Relaciones alométricas en estadios tempranos de la especie *Brycon moorei* Steindachner (Characidae), en condiciones controladas. *Actualidades Biológicas*, 42(113). <https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v42n113a02>
- David-Ruales, C. A., & Castañeda-Álvarez, G. D. (2018). *Manual de producción de mueluda o dorada el Magdalena (Brycon moorei)* (J. F. Montoya-Carvajal (ed.); 1st ed.). Editorial Lasallista.
- E. Braun, N. P. and M. S. (1996). The Adhesive Organ of Larval Pike *Esox Lucius* L., (Pisces). *Int. Revue Ges. Hydrobiol.* 81, 101–108.
- E. De Andrade-Talmelli, E.T. Kavamoto, M.Y. Narahara, N. F.-V. (2002). Reprodução Induzida da Piabanha, *Brycon insignis* (Steindachner, 1876), Mantida em Cativeiro. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31(2), 803–811. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982002000400001>
- FAO. (2022). *World Fisheries and Aquaculture Towards Blue Transformation*. (Food and Agriculture Organization of the United Nations (ed.)). <https://doi.org/https://doi.org/10.4060/cc0461en>
- Faustino, F., Makino, L. C., Neumann, E., & Nakaghi, L. S. O. (2015). Morphological and morphometric aspects of early life stages of piabanha *Brycon*

- gouldingi (Characidae). *Journal of Fish Biology*, 86(5), 1491–1506. <https://doi.org/10.1111/jfb.12652>
- Faustino, F., Makino, L. C., Neumann, E., & Nakaghi, L. S. O. (2018). Ultrastructure aspects of *Brycon gouldingi* (Teleostei, Characidae) related to swimming ability and feeding during larval development. *Journal of Fish Biology*, 92(5), 1560–1573. <https://doi.org/10.1111/jfb.13612>
- Faustino, F., Makino, L. C., Neumann, E., Satiko, L., & Nakaghi-Okada, L. S. (2018). Histological description of the larval development of *Brycon gouldingi* Lima, 2004. *Int. J. Aquat. Biol.*, 6(2), 75–87.
- Faustino, Francine. (2010). *Desenvolvimento embrionário e larval de Brycon gouldingi (Teleostei, Characidae)* [Universidad Estadual Paulista]. https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/86681/faustino_f_me_jabo.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Faustino, Francine, Nakaghi, L. S. O., & Neumann, E. (2011). *Brycon gouldingi* (Teleostei, Characidae): aspects of the embryonic development in a new fish species with aquaculture potential. *Zygote (Cambridge, England)*, 19(4), 351–363. <https://doi.org/10.1017/S0967199410000535>
- Ganeco, L. N., Franceschini-Vicentini, I. B., & Nakaghi, L. S. O. (2009). Structural analysis of fertilization in the fish *Brycon orbignyanus*. *Zygote*, 17(02), 93–99. <https://doi.org/10.1017/S0967199408005030>
- Giraldo-Sarmiento, R. L. (2022). *Desarrollo ontogénico y morfofuncional de alevinos de Prochilodus magdalenae y Curimata mivartii con fines de conservación y seguridad alimentaria*. Universidad de Córdoba. Facultad de Ciencias Básicas. Tesis de Maestría en Biotecnología. 83 pp.
- Gompel, N., Cubedo, N., Thisse, C., Thisse, B., Dambly-Chaudière, C., & Ghysen, A. (2001). Pattern formation in the lateral line of zebrafish. *Mechanisms of Development*, 105(1), 69–77. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0925-4773\(01\)00382-3](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0925-4773(01)00382-3)
- Groppelli, S., Pennati, R., Sotgia, C., & De Bernardi, F. (2003). Cement gland apparatus of the angelfish pterophyllum scalare (teleostei, cichlidae): Functional morphology in comparison with adhesive organs of other chordata. *Italian Journal of Zoology*, 70(2), 133–139. <https://doi.org/10.1080/11250000309356506>
- Hawkes, J. W. (1974). The Structure of Fish Skin. I. General Organization. *Cell Tiss. Res.*, 149, 147–158.
- Iwamatsu, T. (2004). Stages of normal development in the medaka *Oryzias latipes*. *Mechanisms of Development*, 121(7–8), 605–618. <https://doi.org/10.1016/j.mod.2004.03.012>
- Jones, B. Y. S. (1937). On the origin and development of the cement glands in *Eetroplus maculatus* (Bloch).

- Proceedings of the Indian Academy of Sciences-Section B*, 6(4), 251–261. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/BF03051431>
- Kimmel, C. B., Ballard, W. W., Kimmel, S. R., Ullmann, B., & Schilling, T. F. (1995). Stages of Embryonic Development of the Zebrafish CHARLES. *Developmental Dynamics*, 10. <https://doi.org/10.1002/aja.1002030302>
- Kimmel, C. B., Miller, C. T., & Keynes, R. J. (2001). Neural crest patterning and the evolution of the jaw. *Journal of Anatomy*, 199(1–2), 105–120. <https://doi.org/10.1046/j.1469-7580.2001.19910105.x>
- Laurent, P., & Dunel, S. (1980). Morphology of gill epithelia in fish. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 238(3), R147–R159. <https://doi.org/10.1152/ajpregu.1980.238.3.R147>
- Lewis, S. V. (1979). A scanning electron microscope study of the gills of the air-breathing catfish, *Clarias batrachus* L. *Journal of Fish Biology*, 15(4), 381–384. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1979.tb03620.x>
- Maria, A. N., Ninhaus-Silveira, A., Orfão, L. H., & Viveiros, A. T. M. (2017). Embryonic development and larval growth of *Brycon nattereri* Günther, 1864 (Characidae) and its implications for captive rearing. *Zygote*, 25(6), 711–718. <https://doi.org/10.1017/S0967199417000594>
- Marques, C., Faustino, F., Bertolucci, B., Paes, M. D. C. F., Silva, R. C. Da, & Nakaghi, L. S. O. (2017). Embryonic development in Zungaro jahu. *Zygote*, 25(1), 17–31. <https://doi.org/10.1017/S0967199416000277>
- Marques, C., Nakaghi, L. S. O., Faustino, F., Ganeco, L. N., & Senhorini, J. A. (2008). Observation of the embryonic development in *Pseudoplatystoma coruscans* (Siluriformes: Pimelodidae) under light and scanning electron microscopy. *Zygote*, 16(4), 333–342. <https://doi.org/10.1017/S0967199408004838>
- Matsuoka, M. (2001). Development of sense organs in the Japanese sardine *Sardinops melanostictus*. *Fisheries Science*, 67(6), 1036–1045. <https://doi.org/10.1046/j.1444-2906.2001.00359.x>
- Maurakis, G. E., Science, C., & Tech, V. (2017). *Microstructure of Attachment Mechanisms of Newly Hatched Larvae of Four Cyprinid Species with Comments on Terminology*. 68(3), 1–23. <https://doi.org/10.25778/XJT5-TR11>
- Mojica, J., Usma, R., Álvarez-León, R., & Lasso, C. (Eds.). (2012). *Libro rojo de peces dulceacuícolas de Colombia* (1 ed.). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. http://awsassets.panda.org/downloads/libro_rojo_peces_dulceacuicolas_de_colombia__dic_2012.pdf

- Moron, S. E., & Fernandes, M. N. (1996). Pavement cell ultrastructural differences on *Hoplias malabaricus*, gill epithelia. *Journal of Fish Biology*, 49(2), 357–362. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1996.tb00030.x>
- Nakaghi, L. S. O., Neumann, E., Faustino, F., Mendes, J. M. R., & De Braga, F. M. (2014). Moments of induced spawning and embryonic development of *Brycon amazonicus* (Teleostei, Characidae). *Zygote*, 22(4), 549–557. <https://doi.org/10.1017/S0967199413000130>
- Nakatani, K., Agostinho, A.A., Baumgartner, G., Bialetzki, A., & Sanches P.V. & Cavicchioli, M. (2001). *Ovos e larvas de Peixes de Agua Doce: Desenvolvimento e Manual de Identificação*. (EDUEM/ Nupélia (Ed.)). Maringá, PR: EDUEM : UEM-Nupélia ; [Brazil] : Eletrobrás, 2001.
- Neumann, E., Paes, M. C. F., Mendes, J. M. R., Braga, F. M. S., & Nakaghi, L. S. O. (2018). Larval development of *Brycon amazonicus* (Teleostei, Bryconidae) with a focus on locomotory, respiratory and feeding structures. *Journal of Fish Biology*. <https://doi.org/10.1111/jfb.13832>
- Ninhaus-Silveira, A., Foresti, F., & De Azevedo, A. (2006). Structural and ultrastructural analysis of embryonic development of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Characiforme; Prochilodontidae). *Zygote*, 14(3), 217–229. <https://doi.org/10.1017/S096719940600373X>
- Oliveira, F. G. de, Bialetzki, A., Gomes, L. C., Santin, M., & Taguti, T. L. (2012). Desenvolvimento larval de *Brycon hilarii* (Characiformes, Characidae). *Iheringia. Série Zoologia*, 102(1), 62–70. <https://doi.org/10.1590/S0073-47212012000100009>
- Pardo-Carrasco, S., Arias-Castellanos, J. A., Suárez-Mahecha, H., Cruz-Casallas, P. E., Vázquez-Torres, W., Atencio-García, V., & Zaniboni-Filho, E. (2006). Inducción a la maduración final y ovulación del yamú *Brycon amazonicus* con EPC y mGnRH-a. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 19(5), 160–166. <https://doi.org/10.1016/j.sse.2011.01.008>
- Perry, S. F. (1997). THE CHLORIDE CELL: Structure and Function in the Gills of Freshwater Fishes. *Annual Review of Physiology*, 59(1), 325–347. <https://doi.org/10.1146/annurev.physiol.59.1.325>
- Perry, S.F., & Laurent, P. (1993). *Environmental effects on fish gill structure and function BT–Fish Ecophysiology* (J. C. Rankin & F. B. Jensen (Eds.); pp. 231–264). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-011-2304-4_9
- Rétaux, S., & Pottin, K. (2011). A question of homology for chordate adhesive organs. *Communicative & Integrative Biology*, 4(1), 75–77. <https://doi.org/10.4161/cib.4.1.13926>
- Reynalte-Tataje, D., Zaniboni-Filho, E., & Esquivel, J. (2004). Embryonic and

- larvae development of piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Pisces, Characidae). *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 26(1), 67–71.
- Reynalte-Tataje, D., Zaniboni-filho, E., & Muelbert, B. (2001). *Stages of the embryonic development of the piavuçu Leporinus macrocephalus* (Garavello & Britski, 1988). 823–827.
- Ribeiro, C. R. Leme dos Santos, H. S., & Bolsan, A. A. (1995). Estudo comparativo da embriogênese de peixes ósseos (PACU, *Piaractus mesopotamicus*; tambaqui, *Colossoma macropomum* e híbrido tambacu). *Rev. Bras. Biol.*, 55, 65–78.
- Rocha, M., Singh, N., Ahsan, K., Beiriger, A., & Prince, V. E. (2020). Neural crest development: insights from the zebrafish. *Developmental Dynamics*, 249(1), 88–111. <https://doi.org/https://doi.org/10.1002/dvdy.122>
- Romagosa, E., Narahara, M. Y., & Fenerich-Verani, N. (2001). Stages of embryonic development of the “Matrinxã”, *Brycon cephalus* (Pisces, Characidae). *Boletim Do Instituto de Pesca*, 27(1), 27–32. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.eurpsy.2016.01.2011>
- Sampaio-Nakauth, A. C. S., Villacorta-Correa, M. A., Figueiredo, M. R., Bernardino, G., & França, J. M. (2016). Embryonic and larval development of *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829). *Brazilian Journal of Biology*, 109(1), 109–116. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.13914>
- Santos, J. E., & Godinho, H. P. (2002). Ontogenic events and swimming behavior of larvae of the characid fish *Sa / minus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes , Characidae) under laboratory conditions. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 19(1), 163–171. <https://doi.org/10.1590/S0101-81752002000100015>
- Souza, G., Melo, E. J. T., Caramaschi, E. P., Andrade, D. R., & Monteiro, L. R. (2016). Early development and allometric growth patterns of the grumatã (*Prochilodus vimboides* Kner, 1859). *Zygote*, 24(3), 428–441. <https://doi.org/10.1017/S0967199415000350>
- Souza, Guilherme, Caramaschi, E. P., & Monteiro, L. R. (2017). Morphometrics and allometry of the larvae of five Characiformes species in the Paraíba do sul River Basin. *Zygote*, 25(4), 507–518. <https://doi.org/10.1017/S096719941700034X>
- Sversut de Alexandre, J., Ninhaus-Silveira, A., Verssimo-Silveira, R., Buzollo, H., Senhorini, J. A., & Penteado-Chaguri, M. (2010). Structural analysis of the embryonic development in *Brycon cephalus* (Gnther, 1869). *Zygote*, 18(2), 173–182. <https://doi.org/10.1017/S0967199409990190>
- Timmermans, L. P. M. (1987). Early development and differentiation in fish. *Sarsia*, 72(3–4), 331–339. <https://doi.org/10.1080/00364827.1987.10419731>

- Tsai, H. Y., Chang, M., Liu, S. C., Abe, G., & Ota, K. G. (2013). Embryonic development of goldfish (*Carassius auratus*): A model for the study of evolutionary change in developmental mechanisms by artificial selection. *Developmental Dynamics*, 242(11), 1262–1283. <https://doi.org/10.1002/dvdy.24022>
- Vandewalle, P., Germeau, G., Besancenet, P., Parmentier, E., & Baras, E. (2005). Early development of the head skeleton in *Brycon moorei* (Pisces, Ostariophysi, Characidae). *Journal of Fish Biology*, 66(4), 996–1024. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2005.00656.x>
- Zeferino-Gomes, R., Sato, Y., Rizzo, E., & Bazzoli, N. (2011). Early development of *Brycon orthotaenia* (Pisces: Characidae). *Zygote*, 21(1), 11–20. <https://doi.org/10.1017/S0967199411000311>