



**Caracterización morfológica, histológica e histoquímica del tracto gastrointestinal de
bocachico (*Prochilodus magdalenae*).**

Andrés Felipe Monsalve Blandón

Trabajo de investigación presentado para optar al título de Magíster en Biología

Asesores

Jonny Andrés Yepes Blandón, Zoot, MSc, PhD

Gersson Manuel Vásquez Machado, MVZ, MSc

Universidad de Antioquia
Facultad de Ciencias Exactas y Naturales
Maestría en Biología
Medellín, Antioquia, Colombia
2022

Dedicatoria

A todos a aquellos que me impulsaron a no desfallecer ante las dificultades, a la búsqueda de mi bienestar ante todas las cosas y siempre consciente de que más importante que llegar a la meta, lo verdaderamente valioso es el cómo se hace recorrido para llegar a estas.

A mis Padres, Hermanas, Asesores y Compañeros

Agradecimientos

Expreso mis agradecimientos a:

ISAGEN S.A por permitir mi participación en los proyectos de investigación enmarcados en el programa de manejo para la protección del recurso íctico y pesquero del río Sogamoso y su plano inundable, en el convenio 33/121 con la Piscícola San Silvestre S.A.

Piscícola San Silvestre S.A, y al grupo de investigación en peces nativos GIPEN, de la misma institución, por su apoyo en infraestructura y equipos requeridos para el desarrollo del trabajo.

A la Universidad de Antioquia y al Instituto de Biología de dicha universidad por ser garante en mi proceso de formación y brindar todas las oportunidades necesarias para la finalización de este trabajo.

Especialmente, a mis directores de trabajo de grado, profesores Jonny Andrés Yepes Blandón y Gersson Manuel Vásquez Machado por su incommensurable paciencia, guía y esfuerzos para la finalización de este proyecto

¡Gracias!

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	8
ABSTRACT	9
I. INTRODUCCIÓN	10
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	12
III. JUSTIFICACIÓN.....	14
IV. OBJETIVOS	16
A. Objetivo general	16
B. Objetivos específicos	16
V. HIPÓTESIS	16
VI. MARCO TEÓRICO.....	17
Diversidad Íctica del grupo Characiformes de Suramérica y Colombia.	17
Morfología del orden de los Characiformes y la familia Prochilontidae.	17
Familia Prochilodontidae	19
Nutrición y hábitos alimenticios de la familia Prochilodontidae.	20
Función de las mucinas en el tracto gastrointestinal de teleósteos.	20
Producción acuícola de <i>Prochilodus spp.</i>	21
Conservación de especies nativas en Colombia.	21
VII. METODOLOGÍA.....	23
Sitio de estudio	23
Muestreo de peces	23
Parámetros zootécnicos / Relaciones morfométricas / Índices corporales.....	24
Análisis histológicos e histoquímicos	24
Bienestar animal	23
Análisis estadístico.....	25

VIII RESULTADOS	27
Morfología.....	27
Morfología del tracto gastrointestinal	28
Histología e histoquímica del esófago.	29
Histología e histoquímica del estómago.....	31
Histología e histoquímica del intestino.	34
IX. DISCUSIÓN	39
X. CONCLUSIONES.....	44
REFERENCIAS	46

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Familias y subfamilias del orden Caraciformes..	18
Tabla 2 Registro de longitudes corporales de 15 individuos de bocachico (<i>P. Magdalenae</i>) ...	27
Tabla 3 Registro de pesos corporales de 15 individuos de bocachico (<i>P. Magdalenae</i>)	28
Tabla 4 Índices corporales de 15 individuos de bocachico (<i>P. magdalenae</i>)	28
Tabla 5: Dinámica de mucinas ácidas y neutras del tracto gastrointestinal de <i>P. magdalenae</i>	38

LISTA DE FIGURAS

Fig. 1. PLANO DE LOCALIZACIÓN DE PISCÍCOLA SAN SILVESTRE S.A.....	23
Fig. 2. Bocachico – <i>Prochilodus magdalenae</i>	27
Fig. 3. Morfología del tracto gastrointestinal de <i>Prochilodus magdalenae</i>	29
Fig. 4. Organización histológica y dinámica de mucinas del esófago de <i>P.magdalenae</i>	30
Fig. 5. Microscopia electrónica de transmisión (MET) de epitelio del esófago..	31
Fig. 6. Organización histológica y dinámica de mucinas del estómago de <i>P. magdalenae</i>	32
Fig 7. MET epitelio de la región cardial del estomago.	33
Fig. 8. Organización histológica y dinámica de mucinas de la región pilórica del estómago de <i>P. magdalenae</i>	34
Fig. 9. Histología del intestino de <i>P. magdalenae</i>	35
Fig 10. Ultraestructura epitelial del intestino de <i>P. magdalenae</i>	36
Fig. 11. Histoquímica del intestino de <i>P. magdalenae</i>	37

SIGLAS, ACRÓNIMOS Y ABREVIATURAS

AUNAP	Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca
C.I	Coeficiente Intestinal
cc	células caliciformes
CP	Ciegos pilóricos
cms.	Centímetros
cm.	Centímetro
e	Enterocitos
ecs	epitelio cilíndrico simple
EF	estómago fúndico
ggt	glándulas gástricas tubulares
gtr	glándulas tubulares rectas simples
I.G.S.	Índice gonadosomático
I.Z.	Índice Zihler
L.I.	Longitud intestinal
lp	Lamina propia
L.T.	Longitud total
tm	Túnica mucosa
MET	Microscopia electrónica de transmisión
MSc	Magister Scientiae
pm	Pared muscular
P.T.	Peso total
R.C	Rendimiento de carcasa
t	Tonelada
tm	Túnica muscular
TCL	Tejido conectivo laxo
TGI	Tracto gastrointestinal
TMC	Talla mínima de captura
TMM	Talla mínima de madurez sexual
UNIMAGDALENA	Universidad de Magdalena
VU (A2c, d)	Vulnerable, 80% de reducción de población en los últimos 10 años

RESUMEN

Este trabajo de investigación describe las características anatómicas, histológicas e histoquímicas del tracto gastrointestinal del Bocachico - *Prochilodus magdalenae*, pez endémico de la cuenca del Río Magdalena, de hábitos detritívoros, el cual cuenta con un tracto digestivo largo conformado por cuatro regiones bien definidas, la cavidad orofaríngea, el esófago, el estómago y el intestino. El esófago es un segmento tubular mediano, de pared gruesa con proyecciones digitiformes hacia la luz y abundantes glándulas acinares. La tinción histoquímica permitió la detección de mucinas neutras, ácidas sulfatadas y carboxiladas; la marcación para mucinas ácidas fue exclusivamente para células de moco y la marcación para mucinas neutras se observó tanto en células de moco, como en células epiteliales. El estómago de bocachico por su estructura macroscópica y su disposición en forma de U se podría clasificar como de tipo fúndico, con tres regiones, cardial, fúndica y pilórica. La presencia de diferentes tipos de mucinas detectadas en diferentes regiones del estómago correspondió exclusivamente a mucinas neutras, cuya función es la de proteger la mucosa de la acción del ácido gástrico y la actividad enzimática. El intestino de bocachico es una estructura de longitud considerable que forma múltiples asas intestinales organizadas en un paquete compacto que ocupa una gran parte de la cavidad celómica, Por medio de análisis histoquímicos se logró la detección de mucinas neutras y ácidas sulfatadas y carboxiladas con moderada intensidad en los segmentos anterior y medio. En la porción anterior hubo ligero predominio de mucinas neutras. En los segmentos medio y posterior hubo predominio de mucinas ácidas principalmente carboxiladas relacionadas con la absorción de nutrientes.

Palabras clave — Especies nativas, histología, tracto gastrointestinal, dinámica de mucinas, pez detritívoro.

ABSTRACT

This research project describes the anatomical, histological and histochemical characteristics of bocachico (*Prochilodus magdalenae*) gastrointestinal tract. This detritivorous endemic fish from the Magdalena river basin has a large digestive tract composed of four defined regions: the oropharyngeal cavity, esophagus, stomach, and intestine. The bocachico esophagus is a thick-walled, median tubular segment with finger-like folds and abundant acinar glands. Histochemical staining of the esophagus has detected neutral, acidic sulfated, and carboxylated mucins; while the marking for acidic mucins has been exclusive for mucus cells, the staining for neutral mucins has been observed in both mucus cells and columnar epithelial cells. Moreover, due to its macroscopic structure and its U-shaped disposition, the bocachico stomach could be classified as fundic type, with three regions: cardiac, fundic and pyloric. The mucin dynamics in all regions of the stomach corresponded exclusively to neutral mucins with the function of protecting the mucosa from the action of gastric acid and enzymatic activity. Finally, the histochemical analysis of the intestine, which is a long, super-coiled structure occupying practically the entire coelomic cavity, indicates the presence of sulfated and carboxylated neutral and acidic mucins with moderate intensity in the anterior and middle segments. In the anterior portion there was a slight predominance of neutral mucins, while in the middle and posterior segments, acidic mucins were more predominant, particularly carboxylated mucins related to nutrient absorption.

Keywords – native species, histochemistry, gastrointestinal tract, mucin dynamics, detritivorous fish

I. INTRODUCCIÓN

La cuenca del Río Magdalena-Cauca con una extensión aproximada de 273.000 Km² es protagonista en la economía hídrica continental del territorio colombiano, un 78% de la población se encuentra establecida en dicha cuenca, distribuida en 728 municipios (Cormagdalena-OMF Andina, 2015). Es uno de los cuerpos de agua representativos del norte de los Andes con desembocadura en el océano Atlántico, tiene una estructura ecosistémica aislada entre las tres cordilleras andinas, clave en los procesos de especiación y establecimiento de una amplia biodiversidad, en la que se reportan hasta el año 2021 unas 233 especies de peces, equivalente al 14,5% de la diversidad de peces de agua dulce de Colombia, 158 de estas especies son endémicas de la región, con siete órdenes y 33 familias, entre las más representativas se encuentran: el bagre rayado (*Pseudoplatystoma magdaleniatum*), bocachico (*Prochilodus magdalenae*), blanquillo (*Sorubim cuspicaudus*), barbul (*Pimelodus yuma*), rivulín del Magdalena (*Rivulus magdalenae*), pataló (*Ichthyoelephas longirostris*), *Brycon rubricauda*, *Hemibrycon cardalensis*, *Chaetostoma thomsoni*, *Trichomycterus mogotensis*, *Trichomycterus banneau*, *Astroblepus onzagaensis* y *Astroblepus grixalvii*. (Jiménez-Segura et al., 2021). Se hace necesario resaltar que la gran diversidad y abundancia íctica de los entornos hídricos de Colombia se ve reflejada en la alta productividad de sus actividades pesqueras, teniendo así, un incremento significativo en la última década, entre los años 2011 y 2020 la producción acuícola, que comprende cifras de cultivo y captura en entornos naturales, aumentó 216% pasando de 82.622 a 179.351 toneladas (t), las especies representativas dentro de los márgenes productivos del territorio nacional fueron: *Oreochromis* spp (tilapia), *Oncorhynchus* spp (trucha), *Piaractus brachypomus* (cachama), *Panaeus* spp (camarón) y otras especies nativas (Minagricultura, 2021). Las dos especies nativas de captura más representativas en el afluente del Magdalena son *Prochilodus magdalenae* (bocachico) y *Pseudoplatystoma magdaleniatum* (bagre rayado) (Duarte et al., 2018; Mojica et al., 2012). La sobreexplotación de los recursos pesqueros en afluentes naturales conlleva a una reducción considerable de las poblaciones de especies nativas, La Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca - AUNAP (2017) reportó que, según estimaciones ajustadas de producción, en 1975 la cuenca del Magdalena produjo 81.653 t/año de pescado, comparada con la producción del 2019 que fue de 14.250 t/año con una reducción del 82,5% (Aristizabal Regino, Pendiente de publicación; Duarte et al., 2018, 2019).

En el Libro Rojo de especies de peces dulceacuícolas de Colombia, *P. magdalenae* se encuentra clasificado como especie en estado vulnerable, VU (A2c,d) en la escala de clasificación descrita dentro de esa misma publicación. Genera preocupación el frágil estado de conservación del bocachico, a causa de la captura de especímenes debajo de la talla mínima legal de 28 cm (Mojica et al., 2012; Narváez et al., 2013). También se debe considerar la magnitud del impacto de actividades antropogénicas que han transformado severamente los humedales, además, han causado la pérdida del hábitat de los peces (Restrepo et al., 2021). Esto se debe a los vertimientos que llegan a los ríos, el desarrollo de infraestructura vial, tala de bosques, embalses, efluentes industriales y mineros y la fragmentación de los cuerpos de agua (Angarita et al., 2021; Gutiérrez-Moreno & De La Parra-Guerra, 2021). En este sentido, lo anterior es ocasionado por un proceso

de desarrollo agroindustrial acelerado en las últimas cinco décadas, que ha impulsado cambios en el uso del suelo por parte de actividades agropecuarias, agroindustriales, hidrocarburos, minería, urbanización, entre otros; esto conlleva a la alteración de las dinámicas hidrobiológicas naturales de los diferentes cuerpos de agua. (Atencio G et al., 2013; DoNascimento et al., 2017; Jiménez-Segura et al., 2021; Olatunde & Oladele, 2013). Comprometiendo la diversidad biológica de estos espacios naturales (Garbe et al., 2016; Zhang et al., 2018) Sumado a todo esto el cambio climático actual (Nicola *et al.*, 2013), que de continuar al ritmo que la comunidad científica ha observado durante los últimos años, se proyecta como un factor de amplio impacto en los ecosistemas, las sociedades y las economías a nivel global significaría un incremento en la presión sobre los medios de vida y el suministro de alimentos, incluidos los que provienen del sector de la pesca y la acuicultura (FAO, 2012).

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Según Duarte *et al.* En el informe del SEPEC (servicio estadístico pesquero colombiano (2019), el bocachico (*Prochilodus magdalenae*) es la especie que protagoniza las capturas en el afluente del Magdalena con cerca del 40% del desembarco de la pesca artesanal en el año 2019 y con proporciones similares a las de reportes de años anteriores (Duarte et al., 2019). La sobre explotación de los recursos pesqueros en afluentes naturales conlleva a una reducción notoria de las poblaciones de especies nativas, que junto a factores como las actividades antropogénicas que han transformado severamente los humedales, causado la pérdida del hábitat de los peces y la consecuente disminución de sus poblaciones (Gutiérrez-Moreno & De La Parra-Guerra, 2021). Puentes *et al.* (2014) reportó que para la cuenca del Magdalena en el año 2014 se estimó un TMC de 24,78 cm, y para los ríos Sinú y Atrato se obtuvieron los valores de 20,86 cm y 25,02cm, respectivamente. El porcentaje de pesca por debajo de la TML para Magdalena fue de 75%, el Sinú un poco más del 80% y en el Atrato los valores son menos alarmantes que estudios anteriores, pero sin dejar de ser preocupantes, con un 68% de la pesca por debajo de la talla legal.

La captura frecuente de individuos por debajo de la TML es un indicador de hábitos de pesca y explotación extensiva del recurso íctico de *P. magdalenae*, que impacta sobre la disponibilidad y estado de madurez sexual de los individuos y representa un riesgo para la conservación de la especie (Narváez et al., 2013). A esto se suma el hecho de que es necesario realizar una actualización de las tallas permitidas, por ser numéricamente cercanas a los valores de la talla media de madurez sexual y no garantizar la madures reproductiva de las poblaciones de peces(Narváez et al., 2013).

Las entidades regionales y nacionales relacionadas con la actividad pesquera y protección de la cuenca hidrológica del rio Magdalena (AUNAP y Área de Protección Ambiental y Ecológica de la Policía Nacional) consideran que sus esfuerzos no han sido por completo exitosos en la regulación de la actividad pesquera de la región, así como la inspección y vigilancia del acatamiento de las medidas adoptadas para la conservación de las especies nativas en la cuenca del Magdalena, se continúan presentando eventos de incumplimiento de los tiempos de veda y capturas de ejemplares por debajo de la talla mínima legal, siendo necesario evaluar las estrategias actuales implementadas en miras a una explotación sostenible de *P. magdalenae* y demás especies nativas de importancia comercial de la cuenca del Rio Magdalena (Mojica et al., 2012)

En Colombia se cuenta con estrategias para la sostenibilidad de los recursos pesqueros a través de programas de repoblamiento íctico, cuyo objetivo es conservar y restablecer las poblaciones de peces nativos, incluido el bocachico, a través de “producción en cautiverio”, usando parentales de poblaciones naturales originarios de la cuenca que se consideran amenazadas o bajo presión debido a la actividad antrópica. Se requiere para el éxito de la repoblación, un manejo apropiado de los individuos reproductores nativos a través de factores como la densidad, inducción hormonal, condiciones fisicoquímicas del agua y la alimentación, los cuales influyen en el desarrollo gonadal y embrionario, sobrevivencia a la manipulación, tasas de fecundidad y eclosión. (Atencio G et al.,

2013). Los estudios de la estructura, organización y funcionamiento del tracto gastrointestinal (TGI) en especies nativas de peces del grupo de los Carácidos de interés ecológico, económico y social que participan de los programas de repoblamiento, como es el caso de *P. magdalenae*, son una necesidad prioritaria para entender la correlación de los hábitos alimenticios de la especie con sus adaptaciones evolutivas, morfología, necesidades nutricionales, nicho ecológico, estado de salud, respuesta a los cambios ambientales, así mismo como el establecimiento de patrones de evaluación de estos diferentes aspectos por medio de descriptores estadísticos y morfológicos. (Bowen, 2022; Yepes-Blandón et al., 2022), y para el éxito en el establecimiento duradero de poblaciones en sus hábitats naturales (Burns, 2021). Así mismo, ahondar en el conocimiento de la biología básica de este sistema permitirá optimizar los procedimientos requeridos en el manejo de los reproductores para los programas de repoblamiento ictico y mejorar las estrategias de conservación y cuidado de esta y otras especies icticas de gran valor ecológico, nutricional, económico y cultural.

III. JUSTIFICACIÓN

Los programas de repoblamiento con especies nativas se fundamentan en la liberación (siembra) de alevinos y juveniles repoblantes mediante protocolos tecnificados y estandarizados luego del estudio de la ictiofauna del área destinada a repoblamiento (García-Dávila et al., 2012); El estudio de la estructura y organización del tracto gastrointestinal (TGI) de peces que participan de dichos programas, como es el caso de *P. magdalенаe* (Bocachico) es de gran interés para el entendimiento de la correlación entre la estructura del sistema digestivo de los peces y sus hábitos alimenticios (Abd El Hafez et al., 2013).

En la literatura se encuentran disponibles estudios recientes que se enfocan en la descripción del desarrollo del TGI de las primeras fases de desarrollo de *P. magdalенаe* y otras especies del género con hábitos detritívoros como es el caso de *P. nigricans*, *P. Lineatus* y *P. argenteus* (Da Silva et al., 2022; Santos et al., 2016; Yepes-Blandón et al., 2022) De las conclusiones de estos autores se pueden inferir factores de importancia para la formulación de una adecuada alimentación durante el proceso de producción de alevinos y así garantizar la eficiencia de la reproducción en cautiverio (Atencio-García et al., 2003). Es importante resaltar que son escasos los estudios que brinden una adecuada comprensión la morfología y fisiología del TGI de peces detritívoros en estado adulto del género *Prochilodus* spp. A pesar de que la dieta se ha relacionado con la estructura de bocas, dientes y branquiespinas (Aya-Baquero et al., 2020; Londoño-Franco et al., 2017), En el caso de *P. magdalенаe*, no se cuenta con estudios que den claridad sobre la relación de la morfología de TGI, con la longitud corporal e intestinal, peso corporal, volumen de la cavidad abdominal, número de ciegos pilóricos, para enumerar solo algunos ejemplos de elementos corporales a considerar. De igual manera no se cuenta con datos de importancia para la comparación con otros grupos taxonómicos cercanos, cómo son el coeficiente intestinal y el índice de Zihler que permiten inferir sobre el hábito alimenticio de la especie y que serían de ayuda para la reconstrucción de la historia evolutiva y rol ecológico de la especie (Bowen, 2022; Santis et al., 2012).

Información necesaria para el planteamiento de estrategias de alimentación enfocadas al pleno desarrollo y mantenimiento de los peces en estadios avanzados del desarrollo con fines productivos o de conservación de la especie en cautiverio. Este vacío en el conocimiento de la biología fundamental del género *Prochilodus* persiste hasta la actualidad a pesar de la importancia de las diferentes especies de dicho género en la ecología de los grandes afluentes hídricos y la producción alimenticia continente Sur Americano (Bowen, 2022; Burns, 2021)

Para ahondar en el conocimiento fundamental de los procesos digestivos de *P. magdalенаe* es necesario comprender como los diferentes tejidos del TGI se comportan frente a la producción de mucinas, involucradas en los procesos de transporte del alimento ingerido, procesos de digestión y protección de las mucosas encargadas de la producción de enzimas digestivas (Alves et al., 2021; Vidal et al., 2020). Por otra parte, la identificación de los niveles de producción de mucinas en condiciones naturales tiene un papel preponderante en la respuesta inmune de los vertebrados, dan información de los estados de bienestar de los individuos frente a la presencia-ausencia de

patógenos, tales como parásitos y microorganismos presentes en el hábitat de los peces (Padra et al., 2019). Junto con el conocimiento e identificación de la dinámica de la naturaleza y producción de mucinas dentro del TGI se requiere de la identificación de los diferentes caracteres histológicos de los tejidos relacionados con su secreción y su participación en las diferentes etapas del proceso digestivo para una adecuada interpretación del origen y participación de los diferentes tipos de mucinas a través del TGI de *P. magdalenae* y su relación con la morfología, histología y ultraestructura celular del sistema digestivo. (Vidal et al., 2020)

IV. OBJETIVOS

A. Objetivo general

Caracterizar la estructura diferentes segmentos del tracto gastrointestinal de bocachico (*Prochilodus magdalenae*).

B. Objetivos específicos

1. Determinar los índices de trato gastrointestinal y órganos accesorios (hígado y gónadas) de bocachico (*Prochilodus magdalenae*).
2. Caracterizar la morfología del sistema digestivo de bocachico (*Prochilodus magdalenae*) mediante descripción histológica y ultraestructural.
3. Describir la dinámica histoquímica de las mucinas ácidas y neutras en diferentes regiones del tracto gastrointestinal del bocachico (*Prochilodus magdalenae*).

V. HIPÓTESIS

Las características histológicas e histoquímicas del tracto gastrointestinal de *Prochilodus magdalenae* muestra los rasgos distintivos de los hábitos alimenticio del género Prochilodontidae.

VI. MARCO TEÓRICO

Diversidad Íctica del grupo Characiformes de Suramérica y Colombia.

Cerca de un 25% de la diversidad de peces en el planeta se encuentra distribuida en los sistemas dulceacuícolas de la región neotropical que comprende Suramérica y Centroamérica, con cerca de 9100 especies de peces, distribuidas en 739 géneros, 69 familias y 20 órdenes en esta área continental que representa un 12% del territorio continental del planeta (Malabarba & Malabarba, 2020; Reis et al., 2016).

Dentro de la distribución de grupos taxonómicos de los peces de Sudamérica, el orden de los Characiformes, perteneciente al superorden de los ostariofisiarios, participa con aproximadamente un 31% de las especies dulceacuícolas validas actualmente; hay unas 2200 especies distribuidas en 24 familias, unas 644 especies de este orden se han identificado en Colombia para el 2017 (DoNascimento et al., 2017). La familia más diversa dentro del orden según Eschmeyer *et al.* es Characidae (aproximadamente 53 % de las especies del orden), seguida por Alestidae con un 6,5% de especies confirmadas, y Alestidae, Anostomidae y Curimatidae, cada una de ellas con un porcentaje aproximado al 5% del conteo de especies del género. En cuanto a la distribución geográfica se ha estimado que un 82,5% de las especies de este listado son endémicas del continente americano. (Tabla 1) (Eschmeyer et al., 2014)

Morfología del orden de los Characiformes y la familia Prochilodontidae.

Las características taxonómicas distintivas del orden de los carácidos son, presencia de un grupo de dientes por lo general bien desarrollados, aleta adiposa generalmente presente, cuerpo casi siempre cubierto de escamas con algunas raras excepciones, presencia escamas ctenoides o similares a ctenoides en algunos representantes; aleta pélvica presente (entre 5 y 12 radios), aleta anal entre corta y moderadamente larga y menos de 45 radios; línea lateral a menudo decurvada, a veces incompleta, mandíbula superior por lo general no verdaderamente protráctil, los dientes faríngeos suelen estar presentes, pero poco especializados y no presentan barbillas (Nelson, 1994). Es de interés en este estudio resaltar que los prochilontidos detritívoros poseen morfologías bucales pequeñas que son un primer paso para la selección del tipo de alimento a ingerir junto con una morfología de branquiespinas numerosas (entre 60 y 90 cerdas) delgadas y alargadas, que en algunas ocasiones se les denomina como especies filtradoras.(Aya-Baquero et al., 2020; Londoño-Franco et al., 2017).

Tabla 1. Familias y subfamilias del orden Caraciformes. Número de géneros y especies válidos del orden Caraciformes y su distribución geográfica, modificado del catálogo de peces de Eschmeyer y FishBase (Eschmeyer et al., 2014; Froese & Pauly, 2018)

<i>Characiformes</i> (Familias y Sub-Familias)	<i>Distribución</i>	<i>Géneros</i> <i>validos</i>	<i>Especies</i> <i>validas</i>
<i>Citharinidae</i>	África	3	8
<i>Distichodontidae</i>	África	16	108
<i>Crenuchidae</i>	C.A, S. A	11	113
<i>Crenuchinae</i>		2	3
<i>Characidiinae</i>		9	110
<i>Alestidae</i>	África	21	120
<i>Hepsetidae</i>	África	1	6
<i>Tarumaniidae</i>		1	1
<i>Erythrinidae</i>	Sur América	3	20
<i>Parodontidae</i>	C.A, S. A	3	32
<i>Cynodontidae</i>	Sur América	3	8
<i>Serrasalminidae</i>		17	100
<i>Colossomatinae</i>		3	9
<i>Myleinae</i>		9	33
<i>Serrasalminae</i>		5	58
<i>Hemiodontidae</i>	Sur América	5	34
<i>Anostomidae</i>	Sur América	16	151
<i>Chilodontidae</i>	Sur América	2	8
<i>Curimatidae</i>	C.A, S. A	8	117
<i>Prochilodontidae</i>	Sur América	3	21
<i>Lebiasinidae</i>	C.A, S. A	7	75
<i>Lebiasininae</i>		3	29
<i>Pyrrhulininae</i>		4	46
<i>Ctenolucidae</i>	Sur América	2	7
<i>Chalceidae</i>		1	5
<i>Triporthidae</i>		5	21
<i>Triporthinae</i>		1	17
<i>Agoniatinae</i>		1	2
<i>Clupeacharacinae</i>		2	2
<i>Gasteropelecidae</i>	Sur América	3	9
<i>Bryconidae</i>	C.A, S. A	4	49
<i>Bryconinae</i>		3	45
<i>Salmininae</i>		1	4
<i>Iguanodectidae</i>		3	38

<i>Acestrorhynchidae</i>	Sur América	8	31
<i>Acestrorhynchinae</i>		1	14
<i>Roestinae</i>		2	6
<i>Heterocharacinae</i>		5	11
<i>Characidae</i>	América	142	1244
<i>Stethaprioninae</i>		46	666
<i>Characids incertae sedis</i>		12	11
<i>Spintherobolinae</i>		3	6
<i>Exodontinae</i>		3	4
<i>Tetragonopterinae</i>		1	15
<i>Characinae</i>		8	93
<i>Aphyocharacinae</i>		8	23
<i>Cheirodontinae</i>		16	66
<i>Stevardiinae</i>		45	360

Familia Prochilodontidae

Posee una característica remarcable dentro de los peces, que hace de esta familia fácilmente reconocible de otras de otras familias y especies, y es la presencia de labios prominentemente carnosos equipados con dos hileras de múltiples dientes en forma de espátula y de un tamaño relativamente pequeño, las tallas en esta familia son variables, son peces con tendencia a poseer un contextura gruesa, de tamaño moderado a grande (alcanzando hasta 74 cm LT en *Prochilodus lineatus*), (Sverlij et al., s. f.) con escamas relativamente grandes, labios carnosos a muy carnosos (particularmente en *Ichthyoelephas*), y rayas pronunciadas a lo largo de las aletas anal y caudal en las especies de *Semaprochilodus*, excepto en los individuos de talla considerablemente grande (Moya et al., 2017).

La aleta dorsal está precedida por una espina procumbente que es bifurcada (*Prochilodus* y *Semaprochilodus*) o puntiaguda (*Ichthyoelephas*) (Castro & Vari, 2004; Froese & Pauly, 2018).

Aunque los tres géneros se distinguen fácilmente externamente, la morfología externa de la mayoría de las especies de cada género es relativamente constante y muchas especies pueden ser difíciles de diferenciar (Castro & Vari, 2004).

Los estudios actuales con técnicas de análisis molecular basadas en análisis bioinformático de secuencias a nivel genómico de las diferentes especies y grupos asignados hoy en día a los grupos taxonómicos de peces neotropicales pretenden brindar claridad sobre las diferencias evolutivas dentro de estos géneros (Vega Contreras et al., 2018; Yepes-Blandón et al., 2022) y facilitar una adecuada identificación de las especies debido a que las características morfológicas pueden presentar diferencias fenotípicas relacionadas con las condiciones ambientales y ecotróficas de los diversos habitats de las distintas poblaciones sin necesidad de un aislamiento geográfico significativo, como se ha observado en el caso de *P. lineatus* (Careaga & Carvajal-Vallejos, 2019) En algunos estudios realizados de la diversidad genética de las poblaciones de *P. magdalenae* se evidencia que estas muestran una baja variabilidad genética, lo que puede estar relacionado con los factores antropogénicos que ejercen presiones selectivas sobre las poblaciones lo que las convierte

en vulnerables a disminuciones poblacionales drásticas o procesos de extinción de la especie en sus entornos naturales (García-Castro & Márquez, 2024; Landínez-García et al., 2020).

Nutrición y hábitos alimenticios de la familia Prochilodontidae.

La familia Prochilodontidae posee hábitos de alimentación limnófago o iliófago (detritívoro), alimentándose de materia orgánica que se encuentra en el fondo, vegetación sumergida, o materia vegetal en descomposición rica en ligninas y celulosa, además de pequeñas cantidades de biomasa conformada por microorganismos (algas, hongos y bacterias), una dieta baja en proteínas, grasas y carbohidratos (Castro & Vari, 2004; Froese & Pauly, 2018; Nachi et al., 1998).

Donde el mayor aporte energético pareciese provenir de las sustancias poliméricas extracelulares producidas por los microorganismos contenido en el biofilm presente en las superficies de plantas acuáticas, rocas, sedimentos y materia orgánica no viva en los afluentes (Bowen, 2022; Bowen et al., 2006; Flemming et al., 2016).

Debido al tipo de materia orgánica que consumen en su dieta peces del grupo Prochilodontidae, se requieren prologados procesos digestivos para el aprovechamiento de nutrientes contenidos en esta y que a nivel morfológico y evolutivo los ha llevado a compartir características peces de hábitos herbívoros (Burns, 2021; Nachi et al., 1998). Se suele encontrar publicaciones que hacen uso del índice de Zihler, como un estimador del tipo de hábito de los peces relacionando el largo intestinal con la masa corporal y sugiere los siguientes intervalos para la clasificación del hábito alimenticio: herbívoros puros (2.0 a 2.1), omnívoros con preferencia herbívora (2.1 a 2.9), omnívoros con preferencia animal (2.9 a 3.7), carnívoros con preferencia por decapados y peces (3.7 a 4.0) y carnívoros con preferencia por peces y cefalópodos (4.0 a 4.5) (Karachle & Stergiou, 2010). Esta clasificación no tiene un rango asignado para peces detritívoros, pero bajo lo observado en las relaciones morfométricas entre el largo intestinal y longitud corporal de las especies de Prochilodontidae es un estimador a tomar en cuenta para la comparación y descripción de estas.

Las características más representativas de la biología de estos peces y que guardan relación con su hábito alimenticio, son mayor volumen de la cavidad abdominal en relación con su volumen corporal (Burns, 2021), estómagos musculares a modo de una molleja, adaptados a la trituración de la materia orgánica no viva y en algunos casos proceso facilitado por la presencia de partículas minerales (Bowen, 2022), abundantes ciegos pilóricos e intestinos muy alargados que tienen un pronunciado enrollamiento, necesario para su acomodación en la cavidad intestinal y que tiene una estrecha relación con el área de absorción y tiempo necesarios para la asimilación de nutrientes de la materia orgánica no viva de la dieta detritívora (Burns, 2021)

Función de las mucinas en el tracto gastrointestinal de teleósteos.

Las mucinas cumplen diferentes funciones en la biología de los vertebrados, en los peces son una importante adaptación de regulación de las condiciones frente a un organismo que habita en el medio acuático, según la revisión de Reverter *et al.* (2018), son importante en la osmorregulación, protección frente al desgaste físico de los tejidos, protección frente a toxinas, metales pesados y patógenos, a la vez que también participa en la comunicación química. Las mucinas del tracto digestivo cumplen funciones directamente relacionadas con la lubricación para el paso y digestión

de los alimentos, absorción de nutrientes, y protección contra organismos patógenos u oportunistas y la acción enzimática y corrosiva de las diferentes sustancias presentes en los procesos digestivos (Cao & Wang, 2009). Razones por las cual el estudio de los valores base y el cambio de la dinámica de mucinas puede ser un prometedor bioindicador para determinar el estado de salud de individuos, poblaciones e incluso ecosistemas frente a factores de presión tanto ambientales cómo antropogénicos (Olabuenaga, 2000; Pérez-Sánchez et al., 2013).

Las mucinas, proteínas formadoras de moco en el tracto gastrointestinal se producen en células glandulares conocidas como células de moco (globet cells), son protagónicas en la evolución de los organismos multicelulares y su adaptación a diferentes entornos, las proteínas de moco se almacenan a nivel celular en estructuras llamadas gránulos de mucina, (Perez-Vilar, 2007) y se reportan ampliamente como productoras, en el caso del tracto gastrointestinal, de la las mucinas ácidas carboxilasas, ácidas sulfatadas y neutras que cubre casi la totalidad de las paredes de este sistema biológico de peces según diferentes estudios (Cao & Wang, 2009; Okuthe & Bhomela, 2020; Vidal et al., 2020).

Producción acuícola de *Prochilodus spp.*

Especies representativas de este género de peces nativos como *P. magdalenae*, *P. nigricans*, *P. leneatus*, entre otros son apetecidos en los mercados aledaños a sitios de captura relacionados con estas especies, que gozan de un buen precio de venta al público y aceptación por parte de este (Bonilla-Castillo et al., 2018; Lozano Beltrán et al., 2017; Reis et al., 2016).

Lozano *et al.* (2019) Afirma que estas características en el caso de *P. magdalenae* en Colombia, han captado el interés de entes gubernamentales y productores en la búsqueda y desarrollo de sistemas de cultivo en cautiverio que permita competir con otras especies comerciales tales como tilapia (*Oreochromis spp.*), cachama (*Colossoma macropomum*) y carpa (*Cyprinus carpio*) en pro de asegurar una rentabilidad sostenida para los productores. En miras a una tecnificación del mejoramiento del cultivo de *P. magdalenae* se han realizado estudios orientados a la evaluación la productividad y sostenibilidad de esta especie en sistemas intensivos como BioFloc, sin ser una propuesta estructurada de todo el proceso de cultivo que contribuya significativamente al aumento de la producción acuícola de esta especie y permaneciendo vacíos en el entendimiento de la nutrición de esta especie (Genes et al., 2018; Lozano Beltrán et al., 2017; Mendoza et al., 2021).

Conservación de especies nativas en Colombia.

El bocachico (*P. Magdalenae*), ha tenido una importante participación dentro de la lista de especies explotadas por la pesca en el Río Magdalena, en los últimos 50 años, al punto de ser considerado una especie vulnerable (Mojica et al., 2012), situación que se ve agravada por su carácter migratorio reofílico de migraciones con periodos anuales en busca de aguas altas para reproducción y bajas para alimentación, movimientos migratorios que los hacen vulnerables a la captura (Doria-González et al., 2020). La transformación del paisaje de la cuenca del Río Magdalena debido a actividades antrópicas como actividad agrícola y ganadera, tala de árboles, interrupción de los cuerpos de agua, minería, explotación de hidrocarburos, expansión urbana, proyectos de infraestructura hidroeléctrica, desarrollo de infraestructura vial, y alteración de la calidad del agua

con vertimientos relacionados a las actividades antes mencionadas (Atencio G et al., 2013; Esteves, 2011; Garzón Yepes et al., 2013; Jiménez-Segura et al., 2021; Olatunde & Oladele, 2013; Sanchez, 2005; Zapata Padilla, 2019). Y que múltiples autores afirman que tiene un impacto considerable en la diversidad de especies y la estabilidad de las poblaciones de peces nativos (Agostinho et al., 2008; Aristizabal Regino, Pendiente de publicación; Dugan et al., 2010; Garbe et al., 2016; Zhang et al., 2018).

Se requiere de una pronta formulación e implementación de estrategias que garanticen la conservación de las especies nativas en este hábitat junto con el uso sostenible del recurso pesquero fundamental para la seguridad alimentaria de las poblaciones de la región (Jiménez-Segura et al., 2021; Malabarba & Malabarba, 2020; Mojica et al., 2012; Reis et al., 2016). Para una evaluación efectiva de estas estrategias y su impacto en las poblaciones de peces nativos, se requiere de indicadores confiables que permitan un acertado diagnóstico de la salud, estabilidad y viabilidad de estas poblaciones en el tiempo, aun así, los esfuerzos se han concentrado en la vigilancia de la variabilidad genética de las poblaciones, como es el caso de *P. magdalenae* (Cifuentes et al., 2012; Fontalvo et al., 2018; Povh et al., 2008). Para un mejor diagnóstico del estado real de conservación de las especies nativas de peces y el riesgo que enfrentan con las constantes transformaciones de sus entornos, se requiere ahondar en la investigación de aspectos de su biología, tales como morfología, histoquímica y ultraestructura del tracto gastrointestinal, que nos brinda información de base para determinar cómo la biología del bocachico está siendo afectado por su entorno y que podemos esperar del futuro de la especie en la cuenca del Río Magdalena (Álvarez León, 2014).

VII. METODOLOGÍA

Sitio de estudio

El estudio se realizó en la Piscícola San Silvestre S.A. (PSS) ubicada en el Distrito Especial de Barrancabermeja, departamento de Santander, en el kilómetro 7 sobre la vía que comunica con el corregimiento el Llanito, en las coordenadas N 07°06'30,8", W 73°51'22,7" y altura de 74 msnm (Figura 1). La temperatura anual promedio es de 28,2°C y humedad relativa de 75%.



Fig. 1. PLANO DE LOCALIZACIÓN DE PISCÍCOLA SAN SILVESTRE S.A

Bienestar animal

Todos los procedimientos que involucraron el manejo de animales se realizaron de acuerdo con los estándares para el uso de animales de laboratorio descritos por el Comité de Cuidado y Uso de Recursos de Animales de Laboratorio del Consejo Nacional de Investigación (Academias Nacionales, EE. UU.), octava Edición (Albus, 2012). Así como por la resolución 0955 de 27/mayo/2020, expedida por la AUNAP, mediante la cual se asignó el permiso de investigación a la empresa Piscícola San Silvestre.

Muestreo de peces

Se empleó un total de 22 individuos adultos (machos y hembras) de bocachico que fueron capturados del medio natural (cuenca del río Magdalena), en varios puntos y varias épocas entre los años 2018-2020 y fueron trasladados a la PSS. Luego de un período de cuarentena de 24 horas en aguas filtradas y dos baños con sal (20 ppm durante 30 segundos), fueron trasladados a estanques en tierra a una densidad de un pez por cada m². Periódicamente, se suministraron fertilizantes (triple 15-15-15, fuente de nitrógeno, fósforo y potasio) Nutrimon®, para mantener niveles adecuados de productividad primaria (fito y zooplancton); además, se les suministró una suplementación con

alimento balanceado comercial para tilapia del 34% PC (1,0% de biomasa) distribuida en dos raciones diarias. Para la biometría y los análisis que se describen a continuación.

Parámetros zootécnicos / Relaciones morfométricas / Índices corporales

Para la caracterización morfométrica de los peces adultos de *Prochilodus magdalenae*, se emplearon 15 ejemplares, de los cuales se registraron medidas de longitud (cm) total (L.T), estándar (L.S) e intestinal (L.I) con ictiómetro; peso (g) total (P.T), eviscerado (P.E), contenido gastrointestinal (esófago, estómago, intestino) y peso individual de los siguientes órganos: esófago, estómago, intestino, hígado y gónadas con balanza OHAUS® EB series. Se realizó registro fotográfico con una cámara EOS Rebel T3i con lente Canon EF-S 18-55 mm f/4-5.6 IS STM para el análisis de las características anatómicas.

A partir de estas medidas se calcularon las siguientes relaciones morfométricas según los criterios de (Cabrera Páez et al., 2008).

- Factor de condición (K) = $\frac{\text{Peso Total (P.T)}}{\text{Longitud Total al cubo (L.T}^3)} * 100$
- Coeficiente Intestinal (C.I) = $\frac{\text{Longitud Intestinal (L.I)}}{\text{Longitud Total (L.T)}}$
- Índice Gonadozomático (I.G.S) = $\frac{\text{Peso Gónadas (P.G)}}{\text{Peso Total (P.T)}} * 100$
- Índice Hepatosomático (I.H.S) = $\frac{\text{Peso Hígado (P.H)}}{\text{Peso Total (P.T)}}$
- Rendimiento de carcasa (R.C) = $\frac{\text{Peso Eviscerado (P.E)}}{\text{Peso Total (P.T)}}$

Con el propósito de obtener un índice morfométrico diferente a coeficiente intestinal y que no fuera dependiente solo de las longitudes corporales, utilizamos el índice de Zihler según la publicación de Day *et al.* (2014).

- Índice de Zihler (I.Z) = $\frac{\text{Longitud Intestinal (L.I)}}{10 * \sqrt[3]{\text{Peso total}}}$

Rangos de clasificación de IZ

herbívoros puros (2.0 a 2.1)

omnívoros con preferencia herbívora (2.1 a 2.9)

omnívoros con preferencia animal (2.9 a 3.7)

carnívoros con preferencia por decapados y peces (3.7 a 4.0)

carnívoros con preferencia por peces y cefalópodos (4.0 a 4.5)

Análisis histológicos e histoquímicos

Para caracterizar la morfoestructura microscópica del tracto gastrointestinal, los ejemplares fueron muestreados al azar, anestesiados y sacrificados con baño de hielo y eugenol 10 ppm. Se realizó una incisión longitudinal a través de la región ventral y se extrajo el tracto gastrointestinal, así como el hígado, las gónadas y las branquias, los cuales fueron fijados en solución de formalina bufferado al 10% en una proporción de 1:10 durante 24 horas. También se inyectaron los órganos con esta solución para su posterior preservación.

Los tejidos fueron deshidratados en etanol a concentraciones seriadas y posteriormente, se realizó una limpieza con tolueno o equivalente, seguido de imbibición en parafina caliente y moldeamiento y se almacenaron los bloques a temperatura ambiente. Se realizaron cortes de 5 a 6 μm de espesor con micrótopo rotatorio Leica RM2125 RTS.

- A las secciones obtenidas se les realizó tinción con hematoxilina y eosina (H&E), de acuerdo con procedimientos estándar, y tomaron fotografías con un microscopio óptico Olympus® CX21 y cámara digital Basler® ACA5472-17UC COLOR para la medición morfométrica de los pliegues intestinales y evaluación cualitativa de la estructura del sistema digestivo (Verma et al., 2020; Vidal et al., 2020).

Para la detección de mucinas neutras se utilizó la técnica PAS (Periodic Acid-Schiff), y para las mucinas ácidas se realizó la tinción AB (Alcian Blue) con pH 1.0 y pH 2.5 (ABpH1.0 y ABpH 2.5, respectivamente) (Vidal *et al.* 2020). Se llevó a cabo la técnica secuencial ABpH2.5 + PAS para detectar la asociación entre mucinas neutras y ácidas. Para la detección específica de mucinas de origen epitelial y mucinas ácidas del tracto gastrointestinal se utilizó la tinción con mucicarmina (Kumar & Kiernan, 2011). Para la detección de fibras de colágeno en el tejido conectivo se realizó la tinción tricrómica de Masson.

Microscopía Electrónica de Transmisión (MET)

Un fragmento de tejido se fija en glutaraldehído bufferado en PBS al 2,5%. Las muestras se post-fijaron en tetróxido de osmio al 1% y acetato de uranilo al 3%, se deshidrataron progresivamente, se infiltraron en resina plástica mezclada con acetona 1:1 y se incluyeron en resina SPURR (Electron Microscopy Sciences, Fort Washington, PA, EE. UU.). Los bloques plásticos se cortaron con un ultramicrótopo Sorvall MT2-B. Los cortes semifinos (1 μm) fueron teñidos con azul de toluidina y se evaluaron para identificar las áreas apropiadas para cortes ultrafinos (Graham & Orenstein, 2007). Estas áreas se cortaron con diamante a un grosor de 80–100 nm (color de interferencia amarillo-dorado) y se colocaron en rejillas de cobre 200 mesh. Posteriormente los cortes se contrastaron con acetato de uranilo y citrato de plomo y se examinaron y fotografiaron con un microscopio electrónico de transmisión JEOL 1400 Plus del Hospital Universitario Fundación Santa Fe de Bogotá, Departamento de Patología.

Análisis estadístico

Para el experimento se aplicó un diseño de clasificación experimental completamente aleatorizado. Se emplearon estadísticos descriptivos para caracterizar la muestra respecto a los parámetros morfológicos y zootécnicos, los parámetros e índices corporales fueron expresados como promedio \pm STD (desviación estándar). (Moreno *et al.*, 2019).

Los resultados histoquímicos fueron interpretados con base a la intensidad de tinción del tejido para cada técnica de tinción. El nivel de intensidad se determinó mediante inspección cuantitativo y los resultados de intensidad de tinción se describieron en una tabla de distribución de mucinas ácidas y neutras del tracto gastrointestinal, como fue determinado en Diaz *et al.*, 2008 y Vidal *et al.*, 2020.

VIII RESULTADOS

Morfología



Fig. 2. Bocachico – *Prochilodus magdalenae*

Las medidas morfométricas recolectadas se resumieron en la **Tabla 2**. El peso promedio de los individuos colectados fue de 291.79 ± 65.04 g, con un valor mínimo de 221.0 g y un máximo de 440.0 g, por otra parte, el peso eviscerado promedio se calculó en un valor de 356 ± 59.06 g con un registro mínimo de 179.00 g y un máximo de 356.00 g.

La longitud total promedio (LT) fue 30.44 ± 1.98 cm con un mínimo de 28.0 cm y máximo de 34.0 cm mientras que la estándar (LE) tuvo un valor promedio de 24.66 ± 1.82 cm con un mínimo de 22.30 cm y un máximo de 28.00 cm.

Los órganos del tracto gastrointestinal se pesaron y se midieron. Para el esófago se registró un peso promedio de 0.6 ± 0.27 g, con pesos mínimo y máximo de 0.11 g y 1.26 g, respectivamente. En cuanto al estómago, el peso promedio fue de 2.88 ± 0.55 g, registrándose un peso mínimo de 1.32 g y un máximo de 4.12 g. El peso promedio de los intestinos fue de 4.81 ± 1.31 g en un rango de valores comprendidos entre 0.05 g y 7.34 g. Además, la longitud del intestino presentó un valor promedio fue de 88.18 ± 6.2 cm, registrándose longitudes entre 73.00 cm y 98.70 cm.

El peso del paquete gastrointestinal (PGI) fue de 12.02 ± 8.01 g. Por otra parte, se obtuvieron pesos promedio de hígado y gónadas de 2.2 ± 0.47 y 2.39 ± 1.02 , respectivamente.

Tabla 2 Registro de longitudes corporales de 15 individuos de bocachico (*P. magdalenae*)

	Máximo	Mínimo	Promedio
LT (cm)	34,00	28,00	$30,44 \pm 1,98$
LS (cm)	28,00	22,30	$24,66 \pm 1,82$
Intestino (cm)	98,70	73,00	$88,18 \pm 7,35$
Esófago (cm)	3,50	0,10	$1,26 \pm 0,95$

Tabla 3 Registro de pesos corporales de 15 individuos de bocachico (*P. magdalenae*)

	Máximo	Mínimo	Promedio
Peso (gr)	440,00	221,00	291,77±65,04
P. Eviscerado (gr)	356,00	179,00	249,24±58,06
Intestino (gr)	7,34	0,05	4,81±1,31
TGI (gr)	32,02	2,54	12,02±8,01
Hígado (gr)	3,18	1,06	2,20±0,47
Gónada (gr)	4,33	1,25	2,39±1,02
Vesícula (gr)	3,05	0,98	1,79±0,60
Estómago (gr)	4,12	1,32	2,88±0,55
Esófago (gr)	1,26	0,11	0,60±0,27

A partir de los datos obtenidos anteriormente (**Tablas 2 y 3**) se calcularon los siguientes índices corporales de condición K, coeficiente intestinal (C.I), índice de Zihler (I.Z) índice gonadosomático (IGS), índice hepatosomático (IHS) y rendimiento de carcasa, en la **Tabla 4** se resumen los índices corporales estimados.

Tabla 4 Índices corporales de 15 individuos de bocachico (*P. magdalenae*)

Índice	mínimo	Máximo	Promedio	Desviación
<i>K</i>	0,84	1,18	1,02	0,09
<i>C.I</i>	2,43	3,16	2,87	0,19
<i>IZ</i>	1,10	1,49	1,33	0,10
<i>IGS</i>	0,50	1,61	0,81	0,29
<i>IHS</i>	0,43	0,92	0,75	0,07
<i>R.C</i>	65,28	94,80	85,20	7,78

Descripción: Factor de condición (K), coeficiente intestinal (C.I), índice de Zihler (I.Z), índice hepatosomático (IHS), rendimiento de carcasa (R.C) e índice gonadosomático (IGS),

Morfología del tracto gastrointestinal

El tracto digestivo de *P. magdalenae* (**Fig. 4**), es un tracto digestivo largo conformado por cuatro regiones bien definidas, las cuales corresponden a la cavidad orofaríngea, el esófago, el estómago y el intestino. El esófago es un segmento tubular mediano con una longitud aproximada a los 2 cm, constituido por paredes musculares gruesas y disposición en forma de U, con tres regiones distinguibles como cardial, fúndica y pilórica (**Fig. 4, D**). La primera corresponde con una porción tubular posterior al esófago que sufre una dilatación hasta convertirse en una estructura sacular corta (parte media-región fúndica), y finalmente presenta una porción larga de paredes de grosor considerable con una túnica muscular prominente (estómago muscular-región pilórica).

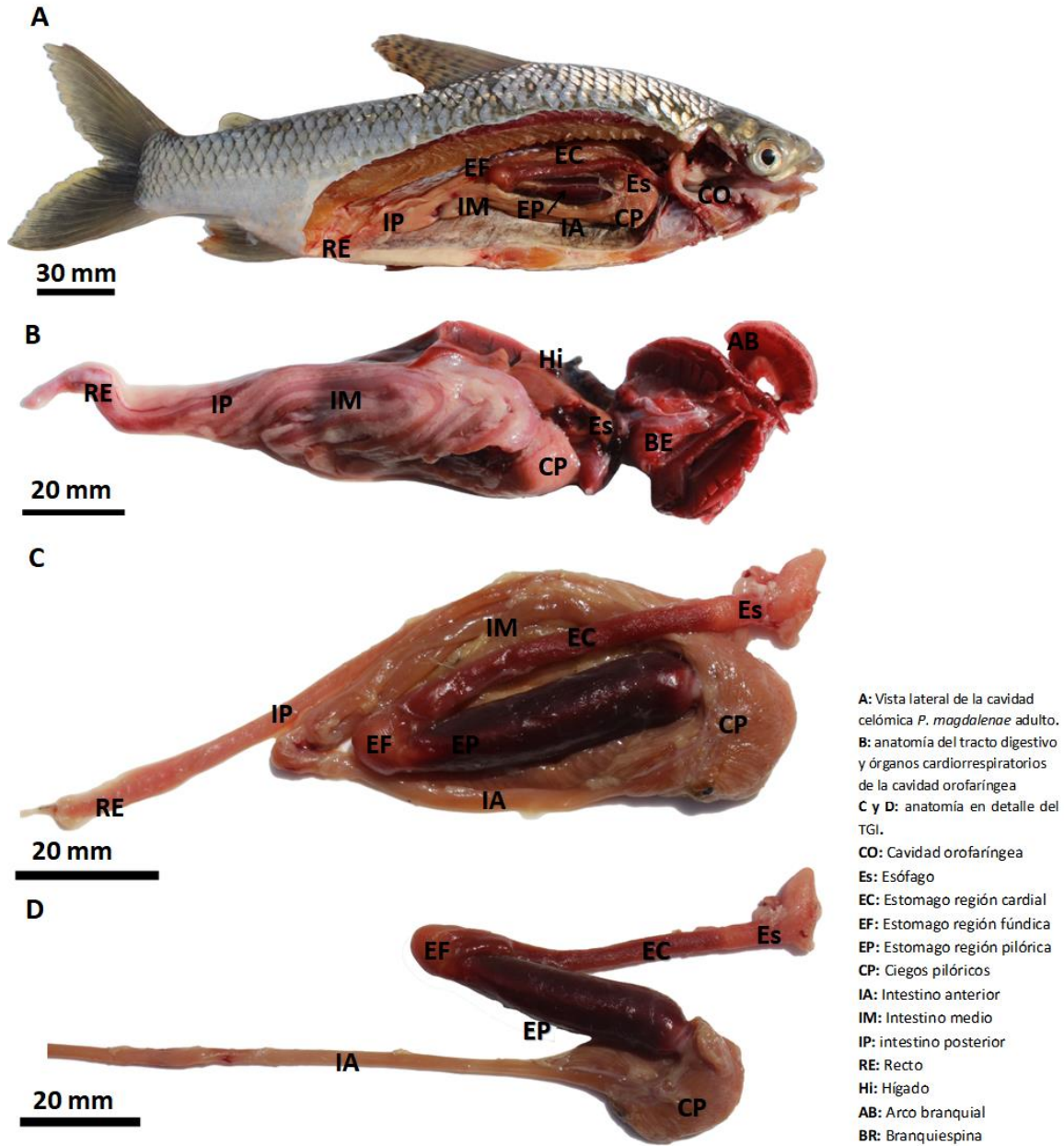


Fig. 3. Morfología del tracto gastrointestinal de *P. magdalenae*

El intestino de bocachico es una estructura larga intensamente enrollada, ocupando prácticamente toda la cavidad celómica (**Fig. 3, B y C**), con espirales dispuestos en forma pareada y curvados sobre si mismos de forma levógira (**Fig. 3c y d**). El intestino anterior es visiblemente más grande en diámetro que los otros segmentos y sus paredes son más delgadas.

Histología e histoquímica del esófago.

Se observó una mucosa revestida en el segmento inicial por un epitelio plano estratificado no queratinizado (**Fig. 4b**), que en el segmento medio presenta pliegues digitiformes que se proyectan

hacia la luz, los cuales se observan tapizados por un epitelio cilíndrico simple (ec). En toda la longitud de este órgano se presentan abundantes glándulas acinares mucosas. Debajo de la membrana basal del epitelio se apreció una gruesa capa de tejido conectivo laxo (tcl) que corresponde a la propia-submucosa (lp-sm), pues no se observó una muscular de la mucosa, por lo tanto, no hay una separación entre la lámina propia y la túnica submucosa (sm).

Mas externamente, la túnica muscular, conformada por dos capas de músculo estriado esquelético, la circular interna evidente en el primer tercio del esófago y la longitudinal externa que es más gruesa y notoria. Externa a la túnica muscular, se observa una túnica adventicia como una delgada capa de tejido conectivo laxo.

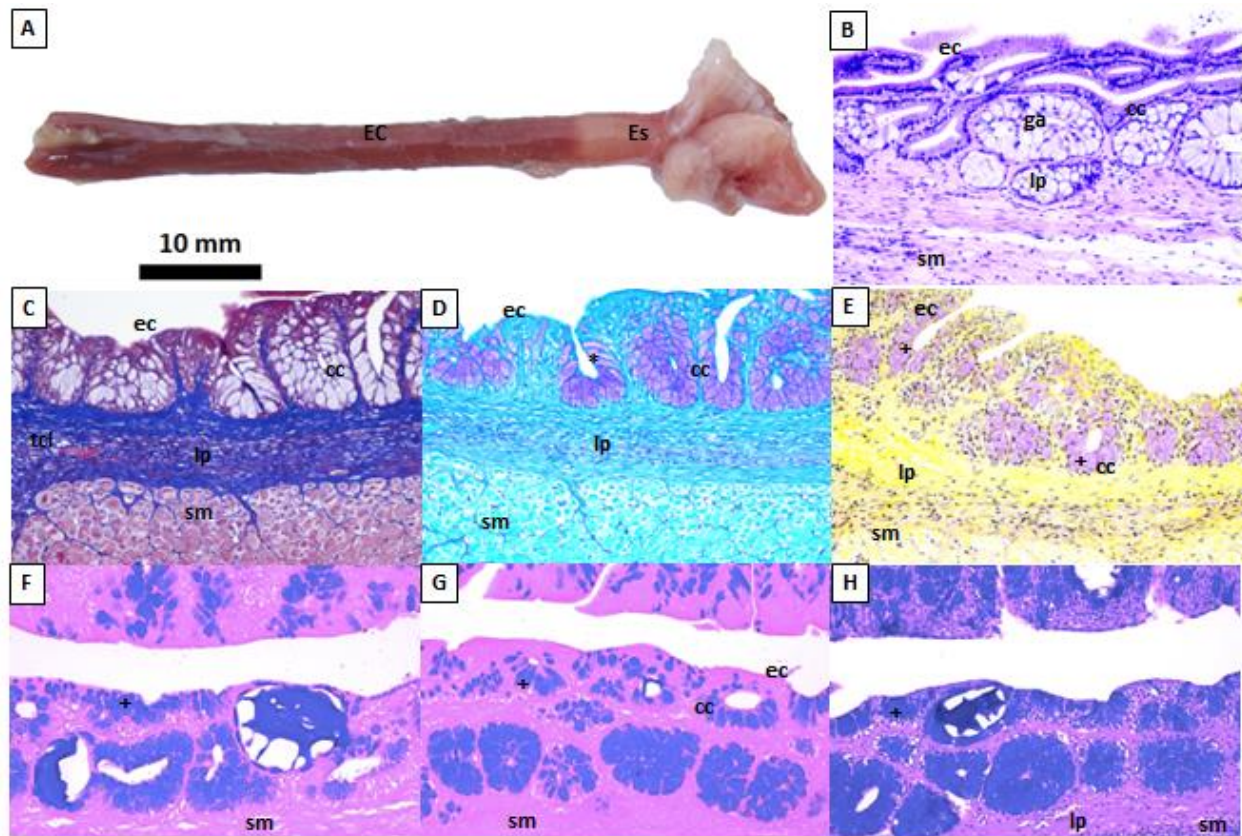


Fig. 4. Organización histológica y dinámica de mucinas del esófago de *P. magdalenae*

Se observa el epitelio cilíndrico simple (ec) conformado por células caliciformes (cc) sobre la lámina basal y la lámina propia (lp) conformada por tejido conectivo laxo (tcl). Se detectó la presencia de mucinas neutras (imagen d – marcado con el signo *) y ácidas (imágenes d, e y f – signo +) en las células caliciformes. Tinciones: b) Hematoxilina y eosina 100x c) Tricrómica de Masson 40x d) PAS 40x e) Mucicarmina 40x f) Alcian Blue (AB) pH 2.5 40x g) Alcian Blue (AB) pH 1.0 h) PAS/AB pH 2.5.

La microscopía electrónica de transmisión (MET) (Fig. 5), permitió observar con un mayor nivel de detalle la morfología celular del estrato superficial del epitelio, compuesto por células delgadas con núcleos alargados centrales características de un epitelio plano estratificado, las cuales muestran una electrodensidad mayor a la de las células caliciformes en el mismo tejido y también

se puede observar la presencia de microcrestas en la zona apical de dichas células (**Fig. 5a y b**). Adicionalmente, se observó una abundante acumulación de gránulos de mucinas en el interior de las células caliciformes y liberación de parte de esas mucinas al lumen.

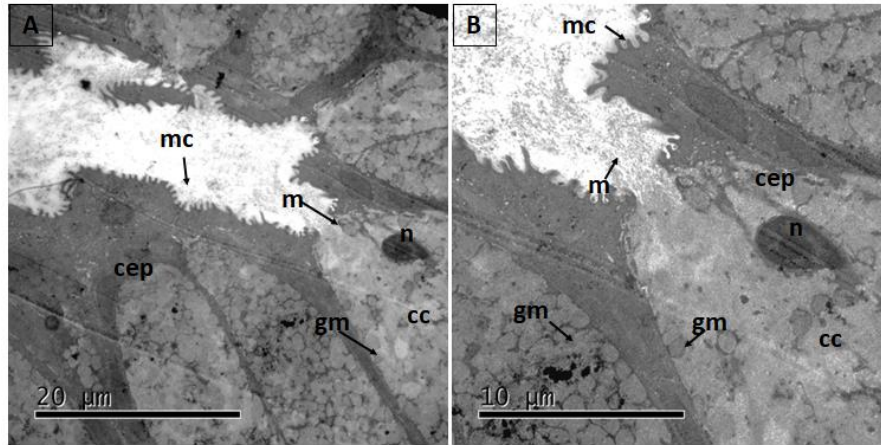


Fig. 5. Microscopia electrónica de transmisión (MET) del esófago de *P. magdalenae*. A) se observa células epiteliales planas (cep) con microcrestas (mc), célula caliciforme (cc) y gránulos de mucina al interior de la célula caliciforme, (m) liberación de mucinas al lumen. B) se observa en mayor detalle la liberación de mucinas (m) y los gránulos de mucina en la región citoplasmática de la célula (gm). (n) núcleo.

Mediante técnicas de tinción inmunohistoquímica, se apreciaron abundantes glándulas acinares mucosas conformadas por células caliciformes (cc), algunas ligeramente ovaladas (**Fig. 4b y c**).

En las células de moco del esófago las tinciones PAS, mucicarmina, AB pH 1.0 y AB pH 2.5 permitió evidenciar la presencia de mucinas neutras (**Fig. 4d, e, f y g**). La tinción de mucinas ácidas sulfatadas y carboxiladas se presentó exclusivamente en células de moco y la marcación para mucinas neutras se observó tanto en células de moco como en células columnares epiteliales. Con la tinción PAS/AB pH 2.5 (**Fig. 4h**) se observó la presencia co-localizada de mucinas ácidas y neutras siendo predominantes las de naturaleza ácida.

Histología e histoquímica del estómago.

La primera porción presenta una túnica mucosa ancha, que forma múltiples pliegues cortos que se proyectan hacia la luz, revestida por un epitelio cilíndrico simple (ecs) y abundantes glándulas gástricas tubulares con células oxinticopépticas y entre las glándulas escasa presencia de tejido conectivo laxo correspondiente a la lámina propia (**Fig. 6b y c**). Al final de la túnica mucosa se aprecia una delgada capa de músculo liso correspondiente a la muscular de la mucosa.

Externa a la túnica mucosa se observa una delgada capa de tejido conectivo laxo, (túnica submucosa) y debajo de esta, dos capas de músculo estriado esquelético, capas circulares interna y longitudinal externa (túnica muscular) y más externamente una capa de tejido conectivo laxo, la túnica adventicia/serosa (**Fig. 6c**).

La parte media que macroscópicamente se observa como una estructura sacular corta (**Fig. 6a-EF**), corresponde a una zona de transición donde la túnica mucosa se hace más delgada, tapizada por un

epitelio cilíndrico simple, debajo del cual se localiza una delgada capa de tejido conectivo laxo (la lámina propia), con presencia de vasos sanguíneos, con algunos pliegues en la mucosa y fositas gástricas. Esta mucosa es de un grosor menor a la anterior, explicado por la ausencia de las glándulas con células oxinticopépticas. Posterior a la lámina propia, la túnica mucosa presentó una delgada capa de músculo liso correspondiente a la muscular de la mucosa. Debajo de la túnica mucosa, una capa de tejido conectivo correspondiente a la túnica submucosa compuesta por TCL y externa a esta se aprecia la túnica muscular, que en esta porción del estómago presenta hasta tres capas de músculo liso, una oblicua interna, una circular media y una longitudinal externa. Al exterior de la túnica muscular, se encontró una delgada capa de TCL correspondiente a la túnica serosa.

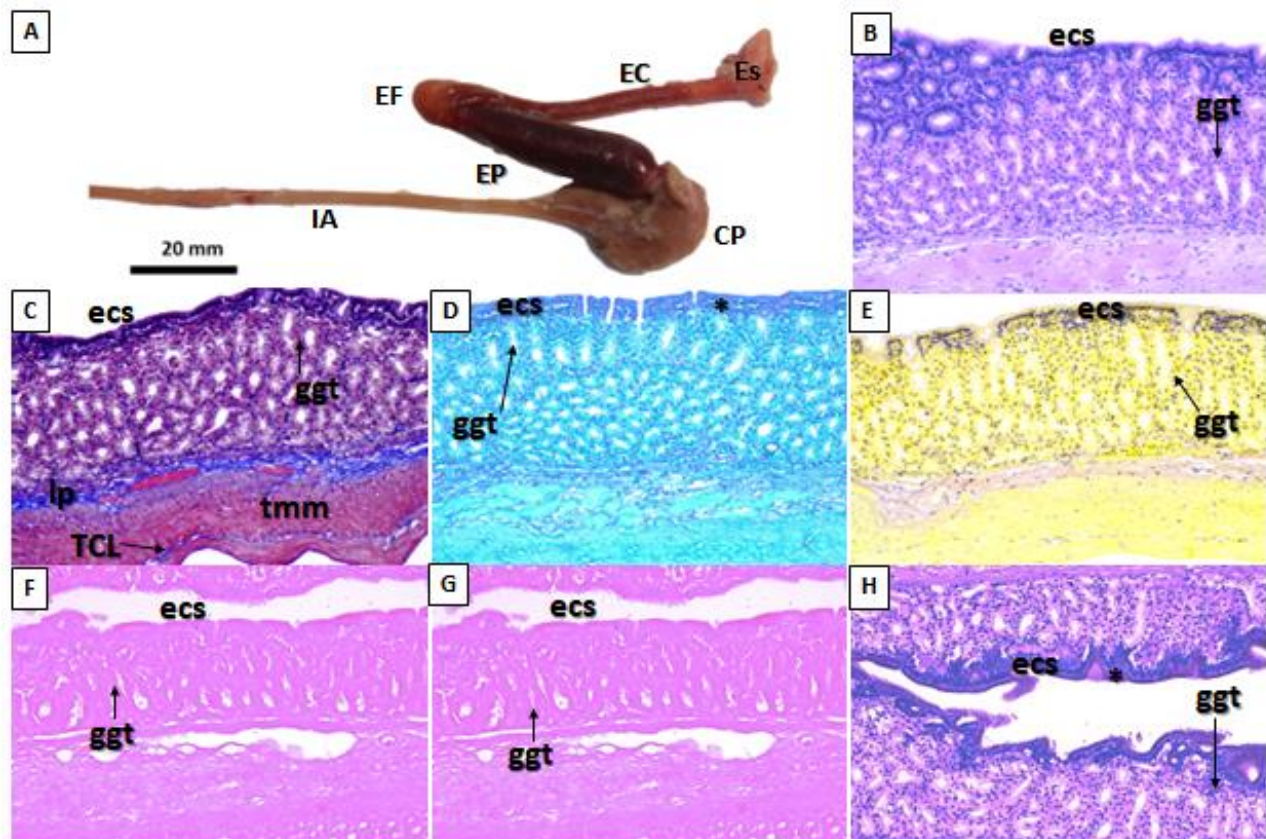


Fig. 6. Organización histológica y dinámica de mucinas del estómago de *P. magdalenae*.

Se observa el epitelio cilíndrico simple (ecs) y abundantes glándulas gástricas tubulares (ggt) conformado por células oxinticopépticas, sobre la lámina basal y la lámina propia (lp). Se detectó la presencia de mucinas neutras (imagen d y h – marcado con el símbolo *) y una total ausencia de mucinas ácidas (imágenes d, e, f y g) Tinciones: b) Hematoxilina y eosina 100x c) Tricrómica de Masson 40x d) PAS 40x e) Mucicarmina 40x f) Alcian Blue (AB) pH 2.5 40x g) Alcian Blue (AB) pH 1.0 h) PAS/AB pH 2.5.

El tercer segmento estomacal correspondió a una región con una gruesa pared muscular (Fig. 7 A), conformada por una túnica mucosa revestida por un epitelio cilíndrico simple y abundantes glándulas tubulares rectas simples; debajo del epitelio una delgada capa de tejido conectivo laxo,

la lámina propia o propia submucosa pues no se observó una muscular de la mucosa que separe la lámina propia de la submucosa y externa a esta una capa muy gruesa de músculo liso correspondiente a la túnica muscular siendo esta, la túnica más ancha en este segmento del tracto digestivo. Externa a esta túnica, una delgada capa de TCL correspondiente a la túnica serosa. La dinámica de mucinas en todas las regiones del estómago correspondió exclusivamente a mucinas neutras.

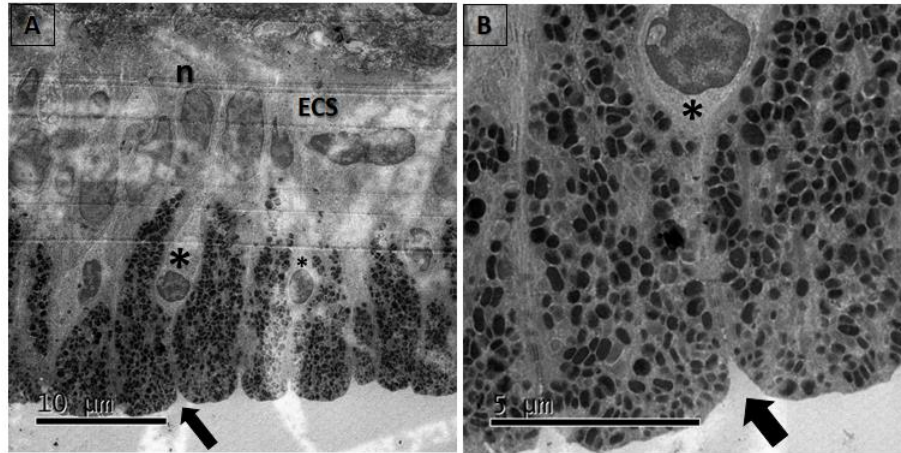


Fig 7. MET epitelio de la región cardinal del estómago: A) (ECS) epitelio cilíndrico simple, con presencia de células intraepiteliales, (*), invaginación (↑), (n) núcleo.

En las observaciones realizadas con MET (**Fig. 7**), se logra confirmar la estructura histológica del epitelio de la sección anterior del estómago, las células epiteliales muestran una marcada granularidad de fuerte electrodensidad hacia la zona apical, en el estrato epitelial también se pueden ver células intraepiteliales, posiblemente linfocitos migrando a través del epitelio, en la parte apical del tejido se observan pequeñas invaginaciones que le dan al epitelio una forma lobulada.

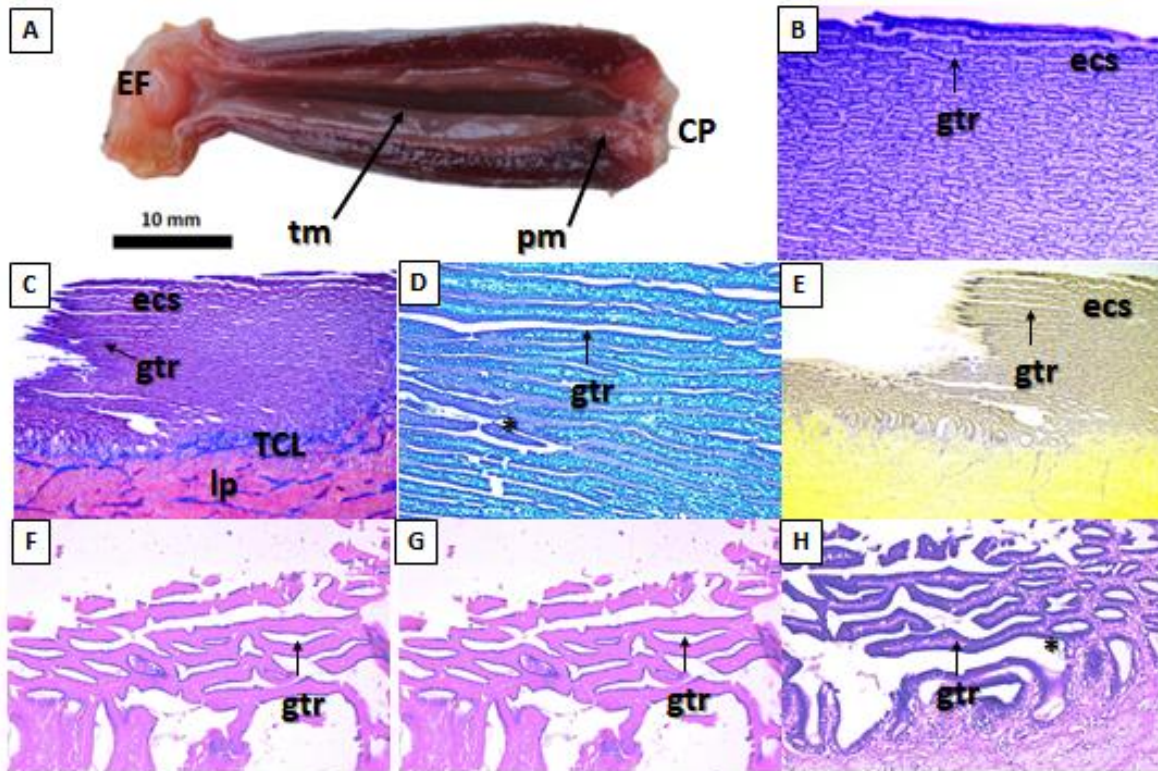


Fig. 8. Organización histológica y dinámica de mucinas de la región pilórica del estómago de *P. magdalenae*

A-Se observa una prominente pared muscular (pm) y una túnica mucosa (tm), se señalan la posición del estómago fúndico (EF) y la conexión con los ciegos pilóricos (CP). **B** mucosa revestida por un epitelio cilíndrico simple y glándulas tubulares rectas simples (gtr); **B** tejido conectivo laxo (TCL), la lámina. Se detectó la presencia de mucinas neutras (imagen d y h – marcado con el símbolo *) y una total ausencia de mucinas ácidas (imágenes d, e, f y g) Tinciones: b) Hematoxilina y eosina 10x c) Tricrómica de Masson 10x d) PAS 40x e) Mucicarmina 10x f) Alcian Blue (AB) pH 2.5 40x g) Alcian Blue (AB) pH 1.0 40x h) PAS/AB pH 2.5 40x.

Histología e histoquímica del intestino.

Histológicamente se distinguen cuatro segmentos, anterior, glandular, medio y posterior. Todos presentan una túnica mucosa con pliegues digitiformes que se proyectan hacia la luz, siendo más cortos en el segmento posterior. La túnica mucosa en todos los segmentos estuvo revestida por un epitelio cilíndrico simple, con de enterocitos. En el segmento posterior se reduce el número de células cilíndricas y se aumenta la cantidad de células de moco. En los segmentos anterior, medio y posterior debajo del epitelio se observó una capa de tejido conectivo laxo correspondiente a la propia-submucosa pues no se observó en dichos segmentos una muscular de la mucosa que separara dichas capas de tejido conectivo y posterior a esta, dos capas de músculo liso la circular interna y la longitudinal externa las cuales conforman la túnica muscular.

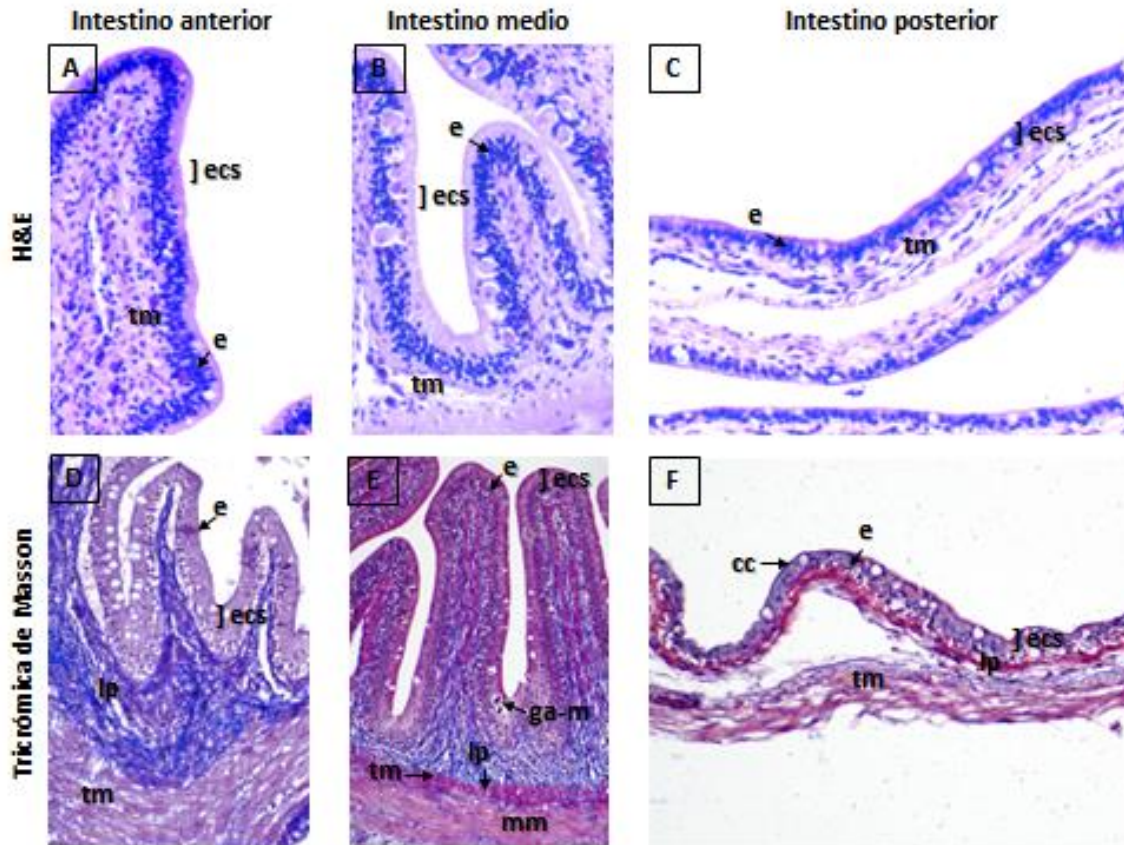


Fig. 9. Histología del intestino de *P. magdalenae*

Organización histológica de las regiones anteriores (a y d) media (b y e) y posterior (c y f) del intestino de *P. magdalenae*. Se observa el epitelio cilíndrico simple (ecs) conformado por las células caliciformes (cc) y enterocitos (e). Se observa la presencia de tejido conectivo correspondiente a la lámina propia (lp) y la túnica muscular (tm). Tinciones: a, b y c: Hematoxilina y eosina 40x; c, d y e) Tricrómica de Masson 40x.

Externa a la túnica muscular, una capa delgada de tejido conectivo laxo correspondiente a la túnica serosa. El segmento anterior del intestino se abre hacia múltiples estructuras digitiformes que terminan en un extremo ciego, correspondientes a los ciegos pilóricos con una túnica mucosa con pliegues digitiformes proyectados hacia la luz, revestida por un epitelio cilíndrico simple (Fig. 10 b y c). Debajo del cual se encuentra una delgada capa de tejido conectivo laxo la lámina propia y más externamente la túnica muscular con dos capas de músculo liso, la circular interna y la longitudinal externa y en la periferia una delgada capa de TCL, la túnica serosa. Posterior al segmento anterior del intestino en esta especie, se encuentra un área cuya túnica mucosa presenta una capa muscular de la mucosa, la cual separa la lámina propia de la túnica submucosa, observándose en esta última abundantes glándulas acinares productoras de moco. Posterior a la túnica submucosa, la túnica muscular y la serosa similar a lo reportado en los otros segmentos.

Al evaluar la ultraestructura del epitelio intestinal en los diferentes segmentos (Fig. 10) se puede observar una mayor presencia de enterocitos en la región anterior y media, se confirma la presencia

de un epitelio cilíndrico simple y se destaca la presencia de abundantes microvellosidades (borde en cepillo) en la parte apical de las células epiteliales.

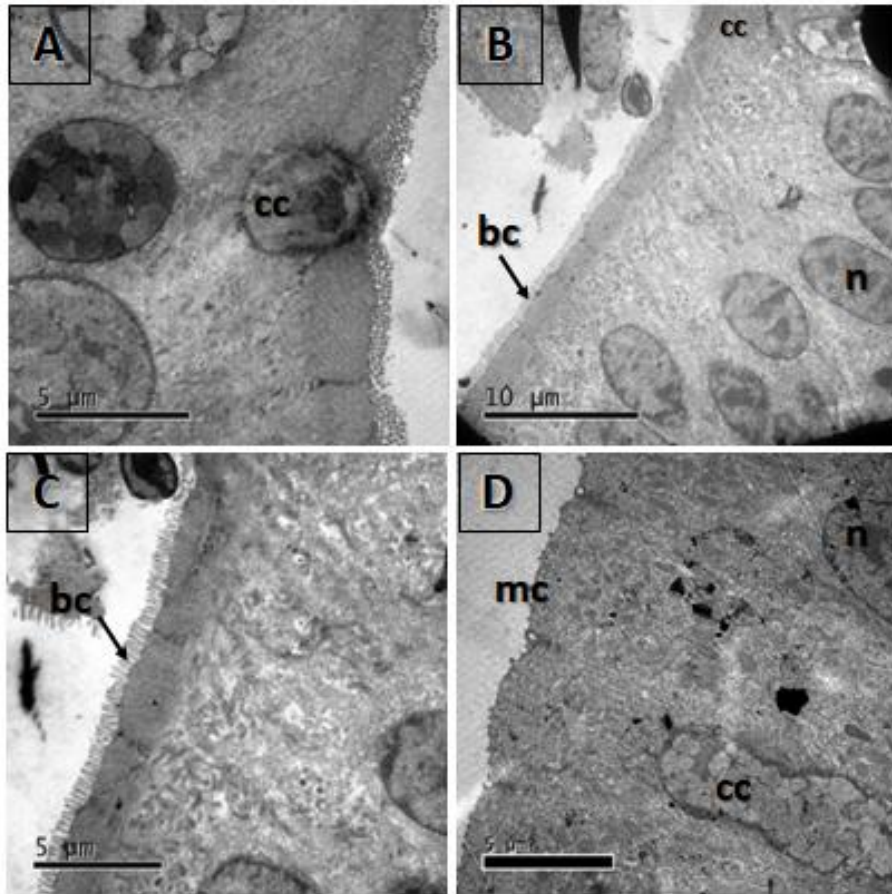


Fig. 10. Ultraestructura epitelial del intestino de *P. magdalenae*. región anterior (a) media (b y c) y posterior (d) (cc) células caliciformes, (mc) microcrestas, (n) núcleo, (bc) borde en cepillo del epitelio intestinal y microvellosidades.

El análisis histoquímico evidenció la presencia de mucinas neutras y ácidas sulfatadas y carboxiladas con moderada intensidad en los segmentos anterior y medio dado el bajo número de células de moco en dichos segmentos. En la porción anterior hubo un ligero predominio de mucinas neutras y en los segmentos medio y posterior el predominio de mucinas ácidas principalmente carboxiladas (Fig.11).

En la tabla a continuación (Tabla 5) se resumió lo observado de la dinámica de mucinas ácidas y neutras para el tracto digestivo de *P. magdalenae*, también se resalta aspectos importantes de la histología de esta especie en lo referente a los tipos celulares involucrados en la secreción de dichas mucinas.

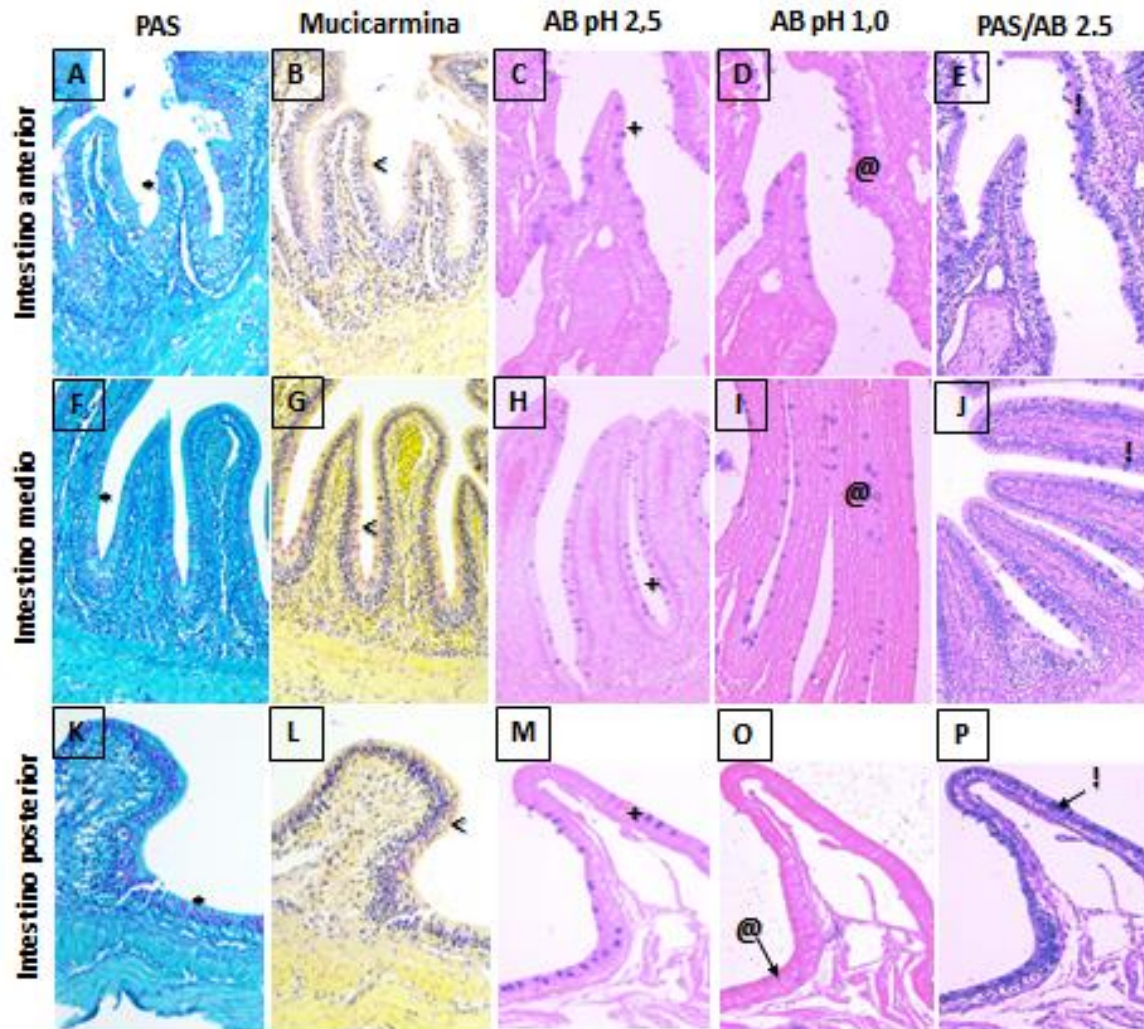


Fig. 11. Histoquímica del intestino de *P. magdalenae*

Se detecta la presencia de mucinas neutras (*) en las células caliciformes del intestino anterior (a), medio (f) y posterior (k); mucinas ácidas epiteliales (<) en la región anterior (b), media (g) y posterior (l); mucinas ácidas carboxiladas (+) en c, h y m; ácidas sulfatadas (@) en d, i y o, y por último colocalización de mucinas ácidas y neutras (!) en e, j y p. Tinciones: a, f y k) PAS 40x b, g y l) Mucicarmina 40x; c, h y m) Alcian Blue (AB) pH 2.5 40x; d, i y o) Alcian Blue (AB) pH 1.0 40x; e, j y p) PAS/AB pH 2.5 40x.

Tabla 5: Distribución de mucinas ácidas y neutras del tracto gastrointestinal de *P. magdalenae*.

Tinción	Tipo de mucinas	Esófago porción craneal	Esófago porción media	Esófago porción caudal	Estómago región antral	Estómago región fúndica	Estómago región pilórica	Intestino anterior	Intestino medio	Intestino posterior
PAS	Mucinas neutras	+++ CC y epitelio	+++ CC y epitelio	+++ CC y epitelio	+++ epitelial	+++ epitelial	+++ epitelial	++ Pocas CC	+	++
AB pH 1.0	Mucinas ácidas sulfatadas	+++ CC	+++ CC	+++ CC	-	-	-	++ Pocas CC	++	++
AB pH 2.5	Mucinas ácidas carboxiladas	+++ CC	+++ CC	+++ CC	-	-	-	++ Pocas CC	++	++
PAS/AB pH 2.5	Mucinas ácidas y neutras	+++ predominio de mucinas ácidas y leve marcación neutra	+++ predominio de mucinas ácidas y leve marcación neutra. EC marcación exclusivamente neutra	+++ predominio de mucinas ácidas y leve marcación neutra. EC marcación exclusivamente neutra	+++ exclusivamente neutra	+++ exclusivamente neutra	+++ exclusivamente neutra	++ Pocas CC Tanto ácidas como neutras (estas ligeramente predominantes)	++ Predominancia de mucinas ácidas carboxiladas	++ Predominancia de mucinas ácidas carboxiladas
Mucicarmina	Mucinas ácidas epiteliales	++ CC	++ CC	++ CC	-	-	-	+	+	++

Las intensidades de la tinción se valoraron como (-) ausencia, (+) leve, (++) moderada y (+++) intensa, (cc) células caliciformes

IX. DISCUSIÓN

Para la determinación del grado de bienestar de los individuos utilizados en el estudio se calculó el factor de condición Fulton o también conocido como factor de condición K, este índice se utiliza para determinar el impacto de diferentes condiciones ambientales en la salud de los peces relacionado con su estado nutricional. (Cifuentes et al., 2012; Froese, 2006; Muñoz Ramírez et al., 2015) los individuos empleados en este estudio y que fueron capturados del medio natural presentaron un factor K promedio de 1.02 ± 0.09 , un valor inferior a los datos obtenidos por Contreras *et al.* En ciénagas del Rio Sogamoso con valores promedio de 1.21 ± 0.03 , 1.24 ± 0.06 y 1.20 ± 0.05 para tres puntos de estudio entre junio de 2017 y mayo del 2018, y en el que argumentan que la alta concentración de detritos de origen antrópico puede estar influyendo en la temprana maduración sexual del *P. Magdalenae*, tal como se ha reportado para *Prochilodus lineatus* y relacionado a los valores de factor (k) superiores a 1.0 (Alonso et al., 2015; Cifuentes et al., 2012).

El IHS promedio de los peces del estudio realizado fue de 0.75 ± 0.07 , diferentes autores relacionan los valores inferiores a 1.0 con una baja reserva energética, indicio de que los individuos no estaban en etapa reproductiva (Contreras Almazo et al., 2019).

Karachle y Stergiou, (2010) sostienen que existe una fuerte correlación entre el largo intestinal y los hábitos alimenticios, un patrón general entre un gran número de especies, siendo los intestinos cortos propios de especies con hábitos carnívoros, seguido por omnívoros e intestinos largos en el caso de hábitos herbívoros y detritívoros. Parámetros morfométricos relacionados con la longitud intestinal como el coeficiente intestinal (C.I) y el índice de Zihler se usan con frecuencia para inferir los hábitos alimenticios de especies ícticas. En esta investigación el estimado de ambos índices fue de 2.87 ± 0.19 y 1.33 ± 0.10 respectivamente, el C.I corresponde a lo reportado para especies omnívoras, pero muy cercano a un valor de 3.0, estipulado para detritívoros (Karachle y Stergiou, 2010). Por su parte, el índice de Zihler (I.Z) que ofrece una relación morfométrica entre el largo intestinal y la masa corporal del pez, sugiere los siguientes rangos: herbívoros puros (2.0 a 2.1), omnívoros con preferencia herbívora (2.1 a 2.9), omnívoros con preferencia animal (2.9 a 3.7), carnívoros con preferencia por decapados y peces (3.7 a 4.0) y carnívoros con preferencia por peces y cefalópodos (4.0 a 4.5) (Karachle y Stergiou, 2010; Day *et al.* 2014). El valor estimado para *P. magdalenae* difiere bastante de los valores propuestos en este sistema de clasificación que no posee un número significativo de reportes para la clasificación de detritívoros y es importante resaltar que al IZ ser un índice ajustado a la masa corporal y no de la forma corporal, facilita la comparación entre taxones con gran variedad de formas corporales, también hacemos hincapié en que es apropiado evaluar la conveniencia de agregar un rango de clasificación para detritívoros y poder identificar tendencias y diferencias con relación a las posibles variaciones de la dieta de especies con este hábito.

Frente a este faltante de información sería necesario realizar un estudio estadístico robusto con un amplio número de especies y hábitats que permita calcular y asignar un rango de valores adecuado para la clasificación de peces con hábitos detritívoros, en especial para la cuenca del Magdalena

que cuenta con unas 32 especies de los taxones *Prochilodontidae*, *Loricariidae*, *Anostomidae*, *Cichlidae*, *Characidae* con dicho habito (Jiménez-Segura et al., 2021).

La morfología y distribución observada de los órganos del sistema gastrointestinal de *P. magdalenae* coincide con la información recopilada de las generalidades y particularidades de las estructuras digestivas en teleósteos Genten *et al.* (2009) y Grosell *et al.* (2011), *P. magdalenae* cuenta con un tracto digestivo largo conformado por cuatro regiones bien definidas (cavidad orofaríngea, esófago, estómago e intestino). El esófago es una estructura tubular de longitud media con aproximadamente 2 cm, de paredes gruesas, a nivel histológico cuenta con una mucosa cuyo epitelio presenta una morfología variable de sus células, en la parte anterior se encuentra uno del tipo plano estratificado pero a medida que avanza hacia la región media es de configuración de células cilíndricas simple y nuevamente en la zona cercana a la estomacal plano estratificado, con numerosas glándulas acinares mucosas, con una marcada presencia de mucinas ácidas en las células caliciformes y neutras a nivel de epitelio, observaciones que coinciden con las realizadas por Lecknes (2005) en una especie piscícola omnívora perteneciente a los caraciformes, *Gymnocorymbus ternetzi*, *Brycon amazonicus* (Vidal et al., 2020) y *Schizodon knerii* (Dos Santos et al., 2015). Estas similitudes histológicas e histoquímicas, también se pueden observar en especies de otros grupos taxonómicos menos relacionados como son los casos de *Tilapia sparrmani* (Okuthe & Bhomela, 2020) *Oreochromis niloticus* y *Clarias gariepinus* (Awaad et al., 2014).

La secreción de mucinas de tipo neutro en la mucosa del tracto esofágico facilita el paso del alimento a la vez que ofrece protección frente al daño por abrasión a causa de la ausencia de saliva y un proceso masticatorio, como si sucede en otros vertebrados (Abd El Hafez et al., 2013; Cao & Wang, 2009). Las mucinas ácidas confieren protección contra al establecimiento de posibles patógenos en la luz del esófago, al igual que contribuir a la degradación del alimento antes del ingreso al estomago (Awaad et al., 2014; Marchetti et al., 2006; Phrompanya et al., 2019).

En cuanto a la ultraestructura se pueden observar similitudes en la disposición de las glándulas acinares, presencia de microcrestas hacia la parte luminal, interrupción de la continuidad del tejido epitelial escamoso y abundante contenido granular de mucinas, al comparar con especies como, *Saliminus affinis* (Atencio García et al., 2008), *Sparus aurata* (Abumandour & El-Bakary, 2018; Knutsen et al., 2021). Para el género *Prochilodus* no se encuentran estudios que respalden lo encontrado a nivel de la estructura esofágica, facilitando las comparaciones en lo referente a la estructura estomacal e intestinal para este género.

El estómago de *P. Magdalenae* por su estructura macroscópica y su disposición en forma de U se podría clasificar como de tipo fúndico según lo reportado por Moraes *et al.*, (1997). En teleósteos la diversidad de formas y estructuras estomacales es muy amplia, incluso ausente en familias como Cyprinidae, Labridae, Gobiidae, Scaridae, Cyprinodontidae, y algunos miembros Poeciliidae (Genten et al., 2009; Ray & Ringø, 2014). La organización celómica de *P. magdalenae* en lo referido a los enrollamientos y pliegues del tracto gastrointestinal (esófago, estómago e intestino) muestra una gran similitud en lo reportado por Alonso *et al.* (2015) para *Astyanax endy*, *Astyanax rutilus*, *Cheirodon interruptus*, *Aphyocharax anisitsi*, *Gymnocorymbus ternetzi*, *Bryconamericus*

thomasi, *Markiana nigripinnis*, *Characidium borellii*, también pertenecientes al grupo de los carácidos (Alonso et al., 2015). El mismo informe también identificó patrones de organización histológica para toda la estructura estomacal muy similar a lo observado en este estudio para *P. magdalенаe*, incluso particularidades estructurales en lo referente al grosor de capa muscular del estómago pilórico (Fig. 6 – a) y que coinciden con lo reportado para *Prochilodus lineatus* (Bowen, 2022).

El tejido muscular que recubre la región pilórica estomacal, cumple las funciones de una molleja en peces herbívoros y detritívoros, facilitando degradación de fibras vegetales y demás materia orgánica no viva con la acción mecánica de los movimientos musculares (Burns, 2021; Moraes et al., 1997), en el caso de *P. lineatus* se ha confirmado la retención de partículas minerales (arena) durante el proceso digestivo en la región pilórica, que ayuda al proceso de trituración de los detritos ingeridos por el pez, dicha retención y selección de partículas sugieren de un control muscular que retenga y mezcle el alimento durante dicho proceso y una posterior movilización de este hacia el intestino (Beltran et al., 2013; Bowen, 2022; Ramírez Espitia et al., 2020). A pesar de la similitud entre la estructura de los tractos gastrointestinales de *P. magdalенаe* y *P. lineatus* se requiere de estudios que confirmen cómo ocurren los procesos mecánicos, enzimáticos y de asimilación de los nutrientes de *P. magdalенаe*.

Las mucinas detectadas en las diferentes regiones del estómago de *P. magdalенаe* en este estudio correspondieron exclusivamente a mucinas neutras. (Fig. 5, Fig.6 y Tabla. 4), igualmente observadas en otras especies como *Brycon amazonicus* (Vidal et al., 2020), *Hyphessobrycon anisitsi*, *Gymnocorymbus ternetzi* (Leknes, 2011, 2015). Las mucinas neutras tienen un papel preponderante en la protección de la mucosa intestinal frente al daño mecánico de elementos de difícil digestión, como en el caso de herbívoros y detritívoros, a la vez que protege al tejido del daño del ácido clorhídrico secretado por las células oxinticopépticas y la actividad enzimática del estómago (Domeneghini et al., 2005; Genten et al., 2009), en este estudio se confirmó la presencia de este tipo celular en la región cardial de estómago de *P. magdalенаe*.

Con MET del tejido epitelial en la región pilórica del estómago de *P. magdalенаe* se logró corroborar la estructura del epitelio cilíndrico simple, ausente de glándulas acinares y una marcada granularidad correspondiente a las mucinas neutras detectadas con PAS, morfología consistente en especies del grupo de carácidos *A. endy*, *A. rutilus*, *C. interruptus*, *A. anisitsi*, *G. ternetzi*, *B. thomasi*, *M. nigripinnis*, *C. borellii* (Alonso et al., 2015). En dicho estudio se analizó la morfología desde técnicas de microscopía óptica, pero cuenta con una descripción detallada y coincidente con lo revelado con MET en este estudio. Estudios en otros grupos taxonómicos, como Siluriformes, en la especie *Clarias gariepinus* ((Moawad et al., 2017), Salmoniformes con *Brachymystax tsinlingensis* (Xiong et al., 2019) y Perciriformes con *Perca fluviatilis* (Noaillac-Depeyre & Gas, 1978) las observaciones del epitelio estomacal con MET reportan granularidades intracelulares relacionadas con la actividad secretoria del tejido. A nivel intraepitelial también se observaron células granulares electrodensas correspondiente a linfocitos migratorios, similar a lo observado en con MET en *Pimelodus pictus* (Olaya et al., 2007) y *Lates niloticus* (Namulawa et al., 2015).

La morfología intestinal de *P. magdalenae*, en especial el largo intestinal y enrollamiento de este dentro de la cavidad celómica es concordante con lo reportado para diferentes especies de peces detritívoros en diferentes grupos taxonómicos y constantes dentro del género Prochilodontidae (Bowen, 2022; Burns, 2021; Nachi et al., 1998). El largo intestinal que suele ser entre 3 y 6 veces el largo corporal, el abundante número de ciegos pilóricos (que en este estudio corresponden a la porción anterior del intestino), numerosos pliegues epiteliales y el aumento del volumen de la cavidad celómica, son adaptaciones evolutivas convergentes en peces detritívoros, donde una mayor área superficial es necesaria para una absorción eficiente de nutrientes en una dieta baja en nutrientes (Burns, 2021; Nachi et al., 1998).

Las observaciones realizadas en la ultraestructura del epitelio intestinal de *P. magdalenae*, revelaron en la composición epitelial de enterocitos alargados, con núcleos ovalados de notoria electrodensidad hacia la parte basal de la célula, hacia la zona apical la membrana celular posee numerosas microvellosidades y un citoplasma de mayor electrodensidad al de la zona basal del enterocito. Las microvellosidades son un rasgo característico del epitelio intestinal de peces que incrementan el área superficial de la membrana celular proyectada hacia la luz intestinal (Alonso et al., 2015; Bosi et al., 2022; Namulawa et al., 2015), esta morfología conserva una estrecha relación con los rasgos fisiológicos observados en peces de hábito detritívoro.

El estudio histoquímico del intestino de *P. magdalenae* mostró presencia de mucinas neutras y ácidas sulfatadas y carboxiladas con moderada intensidad en los segmentos anterior y medio dado el bajo número de células de moco en dichos segmentos

En la porción anterior se observó una leve mayor presencia de mucinas neutras con respecto a las mucinas ácidas. En los segmentos medio y posterior hubo predominio de mucinas ácidas principalmente carboxiladas. La presencia de mucinas ácidas y neutras en el intestino también se ha reportado ampliamente en diferentes especies y grupos taxonómicos, algunos estudios reportan resultados similares para *T. sparrmanii* (Okuthe & Bhomela, 2020), *Oreochromis niloticus* (Phrompanya et al., 2019) y *Brycon amazonicus* (Vidal et al., 2020). La presencia de los diferentes tipos de mucinas presentes en las diferentes regiones intestinales analizadas en este estudio se vincula con la absorción de proteínas, iones entre otras partículas lo largo de todo el intestino (Bosi et al., 2022). Estas mucinas también están en la protección del epitelio contra la acción de patógenos y facilitar el tránsito del alimento y heces, al lubricar las paredes de la luz intestinal (Derrien et al., 2010; Genten et al., 2009; Quintana-Hayashi et al., 2018).

Conocer la distribución de mucinas ácidas y neutras en el tracto gastrointestinal de *P. magdalenae* es importante para establecer marcos de referencia sobre el bienestar de los peces, como se reporta lo sucedido con el parásito *Enteromyxum leei* que afectan la dinámica de expresión de las mucinas del tracto gastrointestinal al establecerse en el intestino de *Sparus aurata* (Pérez-Sánchez et al., 2013). Permeación de microorganismo en el tejido epitelial implicando la destrucción de microvellosidades en las diferentes regiones del tracto gastrointestinal (Ringø et al., 2010). afectación de la ultraestructura de los tejidos gastrointestinal frente a la exposición a diferentes sustancias contaminantes como herbicidas (Kumari et al., 2018)

X. CONCLUSIONES

Con este trabajo se aporta información sobre *P. magdalenae* en la cuenca del Magdalena, la relación entre su morfología, estado nutricional y la introducción de otros parámetros no empleados de forma recurrente para la descripción de factores morfométricos de la especie, como lo es el índice de Zihler (I.Z), se contrastaron estos datos con lo reportado en la bibliografía disponible, donde no se hallaron reportes del cálculo de I.Z para especies de peces con hábito detritívoro, lo contribuye al estudio comparativo de especies y grupos taxonómicos con diferentes hábitos alimenticios a partir de índices corporales que no tengan como único valor de referencia el largo corporal e incluya parámetros como la masa corporal, más acorde con la diversidad taxonómica de peces.

Se observó y reportó la estructura histológica de los diferentes segmentos del tracto gastrointestinal junto con descripciones de aspectos de la ultraestructura de las células epiteliales de esófago, estómago en las regiones cardial, fúndica y pilórica, intestino anterior (ciegos pilóricos), medio y posterior. Se resalta la ausencia de una capa muscular de la mucosa, en las diferentes estructuras del TGI, exceptuando la región cardial del estómago y el intestino anterior, donde se pudo observar una delgada línea de tejido muscular entre la lámina propia y la capa submucosa. Se destaca la presencia de una gruesa capa muscular en la región pilórica del estómago similar a una molleja que puede tener directas implicaciones con la degradación mecánica de los alimentos, donde también puede estar involucrada la presencia de partículas minerales exógenas contribuyendo al mismo. Se requieren estudios del proceso de digestión e interacción directa de los tejidos observados en *P. magdalenae* con el proceso digestivo y la eficiencia de este.

Se logró caracterizar la dinámica de mucinas neutras y ácidas presentes en el tracto gastrointestinal de *P. magdalenae*, se evidenció la presencia de mucinas neutras en todos los segmentos analizados, presentando una mayor presencia y exclusividad en las regiones estomacales donde son producidas en el tejido epitelial, las mucinas ácidas sulfatadas se encontraron localizadas en todos los segmentos diferentes al estómago y con una mayor secreción en el intestino medio con respecto a la presencia de mucinas neutras.

La descripción de la estructura a nivel histológico, ultraestructural y el perfil de secreción de mucinas en el tracto gastrointestinal de *P. magdalenae* contribuye a la comprensión de los procesos involucrados en su alimentación, el conocimiento de la biología básica de esta importante especie nativa es de importancia para el desarrollo de planes de manejo que tengan como objetivo el cultivo con fines de conservación o de producción comercial.

XI. RECOMENDACIONES

La descripción inicial de los aspectos de la histología, histoquímica y ultraestructura del tracto intestinal de *Prochilodus magdalenae* es un punto de inicio para comprender la biología básica de esta especie, aun así para inferir aspectos generales de su biología, la plasticidad de sus características frente a situaciones como clima, estado nutricional, temporada del año y épocas reproductivas requiere de un esfuerzo mucho mayor que conlleva el estudio de diferentes poblaciones, lugares y épocas del año dentro de la cuenca de este sistema hídrico, dichos esfuerzos permitirán a investigaciones futuras estimar el impacto de diferentes presiones ecológicas sobre las poblaciones en su entorno natural como lo son el efecto de patógenos, cambios en las condiciones fisicoquímicas de la columna de agua, stress por factores ambientales, tales como, el cambio climático, alteración de los cauces y deficiencias nutricionales. Dichos diagnóstico permitirían una mejor evaluación del impacto de los programas de repoblamiento de especies nativas a la vez que un diseño de estrategias para garantizar el éxito de estos.

REFERENCIAS

1. Abd El Hafez, E. A., Mokhtar, D. M., Abou-Elhamd, A. S., & Hassan, A. H. S. (2013). Comparative Histomorphological Studies on Oesophagus of Catfish and Grass Carp. *Journal of Histology*, 2013, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2013/858674>
2. Abumandour, M. M. A., & El-Bakary, N. E. R. (2018). Morphological Descriptions of the Esophagus of the Sea Bream (*Sparus aurata*, Linneaus 1758). *Russian Journal of Marine Biology*, 44(2), 135-140. <https://doi.org/10.1134/S1063074018020025>
3. Agostinho, Aa., Pelicice, Fm., & Gomes, Lc. (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>
4. Albus, U. (2012). Guide for the Care and Use of Laboratory Animals (8th edn). *Laboratory Animals*, 46(3), 267-268. <https://doi.org/10.1258/la.2012.150312>
5. Alonso, F., Mirande, J. M., & Pandolfi, M. (2015). Gross anatomy and histology of the alimentary system of Characidae (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes) and potential phylogenetic information. *Neotropical Ichthyology*, 13(2), 273-286. <https://doi.org/10.1590/1982-0224-20140137>
6. Álvarez León, R. (2014). Los peces de Colombia: 20 años de esfuerzos para su conservación y protección. *Boletín Científico CIOH*, 32, 85-104. <https://doi.org/10.26640/22159045.265>
7. Alves, A. P. C., Pereira, R. T., & Rosa, P. V. (2021). Morphology of the digestive system in carnivorous freshwater dourado *SALMINUS BRASILIENSIS*. *Journal of Fish Biology*, 99(4), 1222-1235. <https://doi.org/10.1111/jfb.14821>

8. Angarita, H., Santos-Fleischmann, A., Rogéliz, C., Campo, F., Narváez-Campo, G., Delgado, J., Santos, T., Herrera-R., G., & Jiménez-Segura, L. (2021). Modificación del hábitat para los peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia. En Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, L. Jiménez-Segura, & C. A. Lasso (Eds.), *Peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Diversidad, conservación y uso sostenible* (1.^a ed., pp. 265-194). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://doi.org/10.21068/B2020RRHHXIX07>
9. Aristizabal Regino, J. (Pendiente de publicación). *Evaluación técnica y financiera del sistema de producción de alevinos de bocachico (Prochilodus magdalenae) en la Piscícola San Silvestre S.A.* Universidad de Antioquia, Facultad de Ciencias Agrarias.
10. Atencio G, V., Kerguelén D, E., Naar, E., & Petro, R. (2013). Desempeño reproductivo del bocachico *Prochilodus magdalenae* inducido dos veces en un mismo año. *Revista MVZ Córdoba*, 18(1), 3304-3310.
11. Atencio García, V., Hernández Muñoz, J., & Pardo Carrasco, S. (2008). DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA DEL TUBO DIGESTIVO DE JUVENILES DE RUBIO *Salminus affinis* (PISCES: CHARACIDAE). *Acta Biológica Colombiana*, 13(3), 97-110.
12. Atencio García, V. J., Pertuz Buelvas, V. M., Pérez Espitia, F., Ortiz Mestra, R., & Pardo Carrasco, S. C. (2010). Manejo de la primera alimentación de dorada *Brycon sinuensis* ofreciendo larvas de bocachico *Prochilodus magdalenae*. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 23(3), 317-324.
13. Atencio-García, V., Kerguelén, E., Wadnipar, L., & Narváez, A. (2003a). Manejo de la primera alimentación del bocachico (*Prochilodus magdalenae*). *Revista MVZ Córdoba*, 254-260. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1049>

14. Atencio-García, V., Kerguelén, E., Wadnipar, L., & Narváez, A. (2003b). Manejo de la primera alimentación del bocachico (*Prochilodus magdalenae*). *Revista MVZ Córdoba*, 254-260. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1049>
15. Avendaño-Ibarra, R., Funes-Rodríguez, R., Hinojosa-Medina, A., González-Armas, R., & Aceves-Medina, G. (2004). Seasonal abundance of fish larvae in a subtropical lagoon in the west coast of the Baja California Peninsula. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 61(1), 125-135. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2004.03.017>
16. Awaad, A. S., Moawad, U. K., & Tawfik, M. G. (2014). Comparative Histomorphological and Histochemical Studies on the Oesophagus of Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* and African Catfish *Clarias gariepinus*. *Journal of Histology*, 2014, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2014/987041>
17. Aya-Baquero, E., Arias-Castellanos, J. A., & Hernández-Herrera, S. M. (2020). Biología alimentaria de *Prochilodus mariae* durante la primera fase de crecimiento. *Orinoquia*, 24(2), 39-50. <https://doi.org/10.22579/20112629.629>
18. Ba-Omar, T. A., & Victor, R. (2000). Ultrastructural Changes in the Epithelium of the Stomach of *Aphanius dispar* (Cyprinodontidae), Due to Stress from Starvation. *Sultan Qaboos University Journal for Science [SQUJS]*, 5, 1-9. <https://doi.org/10.24200/squjs.vol5iss0pp1-9>
19. Barreto Reyes, C. G. (2017). *PRODUCCIÓN PESQUERA DE LA CUENCA DEL RÍO MAGDALENA: DESEMBARCOS Y ESTIMACIÓN ECOSISTÉMICA* (p. 113). AUNAP. <http://sepec.aunap.gov.co/Home/VerPdf/63>
20. Beltran, L. G., V, D. S., M, H. V., Gómez-Ramirez, E., & Giraldo, H. H. (2013). Descripción anatómica e histológica del tracto digestivo de Nicuro *Pimelodus blochii* (Valenciennes, 1840). *Orinoquia*, 17(1), 102-110. <https://doi.org/10.22579/20112629.55>

21. Bonilla-Castillo, C. A., Córdoba, E. A., Gómez, G., & Duponchelle, F. (2018). Population dynamics of *Prochilodus nigricans* (Characiformes: Prochilodontidae) in the Putumayo River. *Neotropical Ichthyology*, 16(2). <https://doi.org/10.1590/1982-0224-20170139>
22. Bosi, G., Merella, P., Maynard, B. J., & Sayyaf Dezfuli, B. (2022). Microscopic Characterization of the Mucous Cells and Their Mucin Secretions in the Alimentary Canal of the Blackmouth Catshark *Galeus melastomus* (Chondrichthyes: Elasmobranchii). *Fishes*, 7(1), 8. <https://doi.org/10.3390/fishes7010008>
23. Bowen, S. H. (2022). Digestion and assimilation of benthic biofilm by the Sábalo, *PROCHILODUS LINEATUS*. *Journal of Fish Biology*, 100(1), 107-116. <https://doi.org/10.1111/jfb.14924>
24. Bowen, S. H., Gu, B., & Huang, Z. (2006). Diet and Digestion in Chinese Mud Carp *Cirrhinus molitorella* Compared with Other Ilyophagous Fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 135(5), 1383-1388. <https://doi.org/10.1577/T05-158.1>
25. Burns, M. D. (2021). Adaptation to herbivory and detritivory drives the convergent evolution of large abdominal cavities in a diverse freshwater fish radiation (Otophysi: Characiformes). *Evolution*, 75(3), 688-705. <https://doi.org/10.1111/evo.14178>
26. Cabrera Páez, Y., Aguilar Betancourt, C., & González-Sansón, G. (2008). Indicadores morfológicos y reproductivos del pez *Gambusia puncticulata* (Poeciliidae) en sitios muy contaminados del río Almendares, Cuba. *Revista de Biología Tropical*, 56(4), 1991-2004.
27. Cao, X. J., & Wang, W. M. (2009). Histology and Mucin Histochemistry of The Digestive Tract of Yellow Catfish, *Pelteobagrus fulvidraco*. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 38(4), 254-261. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2009.00932.x>
28. Careaga, M., & Carvajal-Vallejos, F. M. (2019). *Los sábalo (Characiformes Prochilodontidae: Prochilodus) de Bolivia* (Van Damme P.A., Baigún C.R.M., Sarmiento J.,

- Carvajal-Vallejos F.M.). Editorial INIA.
https://www.academia.edu/40653050/Peces_y_pesquerias_en_las_cuencas_Pilcomayo_y_Bermejo
29. Castro, M. fernanda B. (s. f.). *Informe Final 30 de Abril de 2007*. Recuperado 23 de enero de 2025, de https://www.academia.edu/25090020/Informe_Final_30_de_Abril_de_2007
30. Castro, R. M. C., & Vari, R. P. (2004). Detritivores of the South American fish family Prochilodontidae (Teleostei:Ostariophysi:Characiformes): A phylogenetic and revisionary study. *Smithsonian Contributions to Zoology*, 622, 1-189.
<https://doi.org/10.5479/si.00810282.622>
31. Cifuentes, R., González, J., Montoya, G., Jara, A., Ortíz, N., Piedra, P., & Habit, E. (2012). Relación longitud-peso y factor de condición de los peces nativos del río San Pedro (cuenca del río Valdivia, Chile). *Gayana (Concepción)*, 76, 86-100. <https://doi.org/10.4067/S0717-65382012000100009>
32. Contreras Almazo, I. A., Cantillo González, O. E., Coronel Ortiz, I. Y., González Rentería, M., & Pacheco Peñaranda, E. (2019). Aspectos biológicos y reproductivos en hembras *Prochilodus magdalenae* (Steindachner, 1879) Ciénagas Del Departamento Del Cesar, Colombia. *AquaTIC: revista electrónica de acuicultura*, 54, 1-14.
33. Cormagdalena-OMF Andina. (2015). *Plan de manejo de la cuenca del río Magdalena-Cauca. Fase II*. Fluidis Servicios. <https://www.car.gov.co/uploads/files/5ac6789272df3.pdf>
34. Da Silva, F. K. S., Cajado, R. A., De Oliveira, L. S., Dos Santos, Z., Dos Santos, J. A., Da Silva, L. V. F., Sousa, R. G. C., & Zacardi, D. M. (2022). Early development of *Prochilodus nigricans* Spix & Agassiz 1829 (Characiformes: Prochilodontidae) in captivity. *Aquaculture Research*, 53(12), 4540-4555. <https://doi.org/10.1111/are.15951>

-
35. Day, R. D., Tibbetts, I. R., & Secor, S. M. (2014). Physiological responses to short-term fasting among herbivorous, omnivorous, and carnivorous fishes. *Journal of Comparative Physiology B*, 184(4), 497-512. <https://doi.org/10.1007/s00360-014-0813-4>
36. Derrien, M., van Passel, M. W., van de Bovenkamp, J. H., Schipper, R. G., de Vos, W. M., & Dekker, J. (2010). Mucin-bacterial interactions in the human oral cavity and digestive tract. *Gut Microbes*, 1(4), 254-268. <https://doi.org/10.4161/gmic.1.4.12778>
37. Domeneghini, C., Arrighi, S., Radaelli, G., Bosi, G., & Veggetti, A. (2005). Histochemical analysis of glycoconjugate secretion in the alimentary canal of *Anguilla anguilla* L. *Acta Histochemica*, 106(6), 477-487. <https://doi.org/10.1016/j.acthis.2004.07.007>
38. DoNascimento, C., Herrera-Collazos, E. E., Herrera-R., G. A., Ortega-Lara, A., Villa-Navarro, F. A., Usma Oviedo, J. S., & Maldonado-Ocampo, J. A. (2017). Checklist of the freshwater fishes of Colombia: A Darwin Core alternative to the updating problem. *ZooKeys*, 708, 25-138. <https://doi.org/10.3897/zookeys.708.13897>
39. Doria-González, M. A., Espitia-Galvis, A. M., Segura-Guevara, F. F., & Olaya-Nieto, C. W. (2020). BIOLOGÍA REPRODUCTIVA DEL BOCACHICO *Prochilodus magdalenae* (PROCHILODONTIDAE) EN EL RÍO SAN JORGE, COLOMBIA. *Acta Biológica Colombiana*, 26(1), 54-61. <https://doi.org/10.15446/abc.v26n1.82907>
40. Dos Santos, M. L., Arantes, F. P., Santiago, K. B., & Santos, J. E. D. (2015). Morphological characteristics of the digestive tract of *Schizodon knerii* (Steindachner, 1875), (Characiformes: Anostomidae): An anatomical, histological and histochemical study. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 87(2), 867-878. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201520140230>
41. Duarte, L. O., Manjarrés Martínez, L., De la Hoz-M, J., Cuello, F., & Altamar, J. (2018). *Estado de los principales recursos pesqueros de Colombia. Análisis de indicadores basados en tasas*

- de captura, tallas de captura y madurez* (Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca (AUNAP)). Universidad del Magdalena.
42. Duarte, L. O., Manjarrés Martínez, L., & reyes Ardila, H. (2019). *Estadísticas de desembarco y esfuerzo de las pesquerías artesanales e industriales de Colombia entre febrero y diciembre de 2019*. Universidad del Magdalena. http://sepec.aunap.gov.co/Archivos/Estadisticas_de_desembarco_y_esfuerzo_Conv.-150-2017.pdf
43. Dugan, P. J., Barlow, C., Agostinho, A. A., Baran, E., Cada, G. F., Chen, D., Cowx, I. G., Ferguson, J. W., Jutagate, T., Mallen-Cooper, M., Marmulla, G., Nestler, J., Petre, M., Welcomme, R. L., & Winemiller, K. O. (2010). Fish Migration, Dams, and Loss of Ecosystem Services in the Mekong Basin. *AMBIO*, 39(4), 344-348. <https://doi.org/10.1007/s13280-010-0036-1>
44. Eschmeyer, W. N., Van Der Laan, R., & Fricke, R. (2014). Family-group names of Recent fishes. *Zootaxa*, 3882(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3882.1.1>
45. Escobar, F. D., Polo, C. J., Alonso, J. C., Puentes, V., & Pesca, A. N. de A. y. (2014). *Estados de los principales recursos pesqueros de Colombia 2014*. Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca - AUNAP. <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/34405>
46. Esteves, F. de Assis. (2011). *Fundamentos de limnologia*. Editora Interciência. <https://www.editorainterciencia.com.br/index.asp?pg=prodDetalhado.asp&idprod=95&token>
- ≡
47. Flemming, H.-C., Wingender, J., Szewzyk, U., Steinberg, P., Rice, S. A., & Kjelleberg, S. (2016). Biofilms: An emergent form of bacterial life. *Nature Reviews Microbiology*, 14(9), 563-575. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.94>

-
48. Fontalvo, P. P., Berdugo, G. O., & Narváez Barandica, J. (2018). Diversidad y estructura genética del *Prochilodus magdalenae* (Pisces: Prochilodontidae) aguas arriba y abajo de la represa Betania, Colombia. *Intropica*, 87. <https://doi.org/10.21676/23897864.2505>
49. Froese, R. (2006). Cube law, condition factor and weight-length relationships: History, meta-analysis and recommendations. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(4), 241-253. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2006.00805.x>
50. Froese, R., & Pauly, D. (2018). *FishBase* (Catalogue of Life). Species 2000: Naturalis, Leiden. www.fishbase.se
51. Garbe, J., Beevers, L., & Pender, G. (2016). The interaction of low flow conditions and spawning brown trout (*Salmo trutta*) habitat availability. *Ecological Engineering*, 88, 53-63. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2015.12.011>
52. García-Castro, K. L., & Márquez, E. J. (2024). Temporal-scale assessment of population genetics of the freshwater fish *Prochilodus magdalenae* in an area impacted by construction of a dam. *Hydrobiologia*, 851(6), 1513-1531. <https://doi.org/10.1007/s10750-023-05396-z>
53. García-Dávila, C. R., Castro-Ruiz, D., Rengifo-Trigoso, D., Chota-Macuyama, W., García-T., J., & Renno, J. F. (2012). LINEAMIENTOS GENERALES PARA EL REPOBLAMIENTO DE PECES AMAZÓNICOS EN AMBIENTES NATURALES. *Folia Amazónica*, 21(1-2), 97. <https://doi.org/10.24841/fa.v21i1-2.37>
54. Garzón Yepes, N. V., Gutiérrez Camargo, J. C., & Fundación Alma (with Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt). (2013). *Deterioro de humedales en el Magdalena Medio: Un llamado para su conservación*. Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
55. Genes, J. A., Buelvas, V. P., Araujo, J. E., Velásquez, C. J., García, V. A., & Guevara, M. P. (2018). Desempeño de bocachico *prochilodus magdalenae* en sistemas intensivos de

- producción con tecnología biofloc. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 16(1), Article 1. <https://doi.org/10.18684/bsaa.v16n1.1149>
56. Genten, F., Terwinghe, E., & Danguy, A. (2009). *Atlas of Fish Histology* (0 ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9780367803599>
57. Giraldo Sarmiento, R. L. (2022). *Desarrollo ontogénico y morfofuncional de alevinos de Prochilodus magdalenae y Curimata mivartii con fines de conservación y seguridad alimentaria*. <https://repositorio.unicordoba.edu.co/handle/ucordoba/5103>
58. Gomez, D., Sunyer, J. O., & Salinas, I. (2013). The mucosal immune system of fish: The evolution of tolerating commensals while fighting pathogens. *Fish & Shellfish Immunology*, 35(6), 1729-1739. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2013.09.032>
59. Graham, L., & Orenstein, J. M. (2007). Processing tissue and cells for transmission electron microscopy in diagnostic pathology and research. *Nature Protocols*, 2(10), 2439-2450. <https://doi.org/10.1038/nprot.2007.304>
60. Grossell, M., Farrel, A. P., & Brauner, C. J. (2010). *Fish Physiology: The Multifunctional Gut of Fish* (Primera Edición). Elsevier Inc. <https://shop.elsevier.com/books/fish-physiology-the-multifunctional-gut-of-fish/grosell/978-0-12-374982-6>
61. *Guía de las especies migratorias de la biodiversidad en Colombia – Volumen 2 Peces*. (s. f.). Recuperado 24 de enero de 2025, de <https://www.minambiente.gov.co/documento-entidad/guia-de-las-especies-migratorias-de-la-biodiversidad-en-colombia-volumen-2-peces/>
62. *Guía de las especies Migratorias de la Biodiversidad en Colombia. Peces*. (s. f.). <https://www.minambiente.gov.co/wp-content/uploads/2021/10/Gui%CC%81a-especies-migratorias-de-la-biodiversidad-en-Colombia-Volumen-2-peces.pdf>
63. Gutiérrez-Moreno, L. C., & De La Parra-Guerra, A. C. (2021). Contaminación del agua de la cuenca del río Magdalena, Colombia, y su relación con los peces. En Instituto de Investigación

- de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, L. Jiménez-Segura, & C. A. Lasso (Eds.), *Peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Diversidad, conservación y uso sostenible* (1.^a ed., pp. 239-264). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://doi.org/10.21068/B2020RRHHXIX06>
64. Hernández H, D., Navarro M, O., & Muñoz F, J. (2017). Diversidad genética del bocachico *Prochilodus magdalena* en el departamento de Sucre. *Revista Colombiana de Ciencia Animal - RECIA*, 9(S1), 99-106. <https://doi.org/10.24188/recia.v9.nS.2017.527>
65. Hernández-Blázquez, F. J., Ferreira, N., de Carvalho, C. A., & Ferri, S. (1990). Morphological aspects of the esophagus and stomach of a freshwater iliophagous fish under scanning electron microscopy. *Gegenbaurs Morphologisches Jahrbuch*, 136(1), 119-125.
66. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Jiménez-Segura, L., & Lasso, C. A. (Eds.). (2021). *Peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Diversidad, conservación y uso sostenible* (1.^a ed.). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://doi.org/10.21068/A2020RRHHXIX>
67. Jiménez-Segura, L. F., Carvajal-Quintero, J. D., & Aguirre, N. (2010). Las ciénagas como hábitat para los peces: Estudio de caso en la ciénaga de Ayapel (Córdoba), Colombia. *Actualidades Biológicas*, 32(92), Article 92. <https://doi.org/10.17533/udea.acbi.331490>
68. Jiménez-Segura, L., Lasso, C. A., & Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (Eds.). (2021). *Peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Diversidad, conservación y uso sostenible* (1.^a ed.). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://doi.org/10.21068/A2020RRHHXIX>
69. Johnson, K. S., & Clements, K. D. (2022). Histology and ultrastructure of the gastrointestinal tract in four temperate marine herbivorous fishes. *Journal of Morphology*, 283(1), 16-34. <https://doi.org/10.1002/jmor.21424>

-
70. Junk, W. J. (2007). Freshwater fishes of South America: Their biodiversity, fisheries, and habitats—a synthesis. *Aquatic Ecosystem Health & Management*, 10(2), 228-242. <https://doi.org/10.1080/14634980701356733>
71. Karachle, P. K., & Stergiou, K. I. (2010). Intestine Morphometrics of Fishes: A Compilation and Analysis of Bibliographic Data. *Acta Ichthyologica Et Piscatoria*, 40(1), 45-54. <https://doi.org/10.3750/AIP2010.40.1.06>
72. Kerguelén-Durango, E., & Atencio-García, V. (2015). Environmental characterization of the reproductive season of migratory fish of the Sinú river (Córdoba, Colombia). *Revista MVZ Córdoba*, 20(3), 4766-4778. <https://doi.org/10.21897/rmvz.46>
73. Knutsen, H. R., Sørensen, S. R., Munk, P., Bardal, T., & Kjørsvik, E. (2021). Digestive Tract and the Muscular Pharynx/Esophagus in Wild *Leptocephalus* Larvae of European Eel (*Anguilla anguilla*). *Frontiers in Marine Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.545217>
74. Koshio, S. (2016). Immunotherapies Targeting Fish Mucosal Immunity – Current Knowledge and Future Perspectives. *Frontiers in Immunology*, 6. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2015.00643>
75. Kumar, G. L., & Kiernan, J. A. (2011). *Education Guide Special Stains and H & E Second Edition—Dako*. Dako. https://microscopist.co.uk/files/cs/library/technicaloverviews/public/08066_special_stains_educationguide.pdf
76. Kumari, P., Samanta, P., Pal, S., Mukherjee, A., & Ghosh, A. (2018). Histopathological and ultrastructural alterations in some organs of *Oreochromis niloticus* exposed to glyphosate-based herbicide, excel mera 71. *Journal of Microscopy and Ultrastructure*, 6(1), 35. https://doi.org/10.4103/JMAU.JMAU_8_18

-
77. Landínez-García, R. M., Narváez, J. C., & Márquez, E. J. (2020). Population genetics of the freshwater fish *Prochilodus magdalenae* (Characiformes: Prochilodontidae), using species-specific microsatellite loci. *PeerJ*, 8, e10327. <https://doi.org/10.7717/peerj.10327>
78. Leknes, I. L. (2005). On the structure of intestine and presence of endocytic cells in the lamina propria of platy and black tetra (Teleostei). *Fish & Shellfish Immunology*, 19(2), 149-152. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2004.12.004>
79. Leknes, I. L. (2011). Histochemical studies on mucin-rich cells in the digestive tract of a teleost, the Buenos Aires tetra (*Hyphessobrycon anisitsi*). *Acta Histochemica*, 113(3), 353-357. <https://doi.org/10.1016/j.acthis.2010.01.010>
80. Leknes, I. L. (2015). Mucin in epithelial cells in oesophagus and stomach of black tetra, *Gymnocorymbus ternetzi* (Characidae, Teleostei). *Zoomorphology*, 134(2), 269-277. <https://doi.org/10.1007/s00435-015-0256-9>
81. Londoño-Franco, L. F., Laverde-Trujillo, L. M., & Muñoz-García, F. G. (2017a). Descripción Anatómica e Histológica del Aparato Digestivo de la Sabaleta (*Brycon henni*), Antioquia, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 28(3), 490. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i3.13354>
82. Londoño-Franco, L. F., Laverde-Trujillo, L. M., & Muñoz-García, F. G. (2017b). Descripción Anatómica e Histológica del Aparato Digestivo de la Sabaleta (*Brycon henni*), Antioquia, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 28(3), 490. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i3.13354>
83. Lozano Beltrán, G., Rivera Mendoza, R., Martínez Jordan, J., Castellanos Romero, K., Gutiérrez, L. C., Acosta Orellano, N., Estrada López, H., Ruiz Lázaro, A., & Prieto Pulido, R. (2017). *Desarrollo y gestión de la producción de bocachico en jagüeyes en el departamento*

- del Atlántico: Prochilodus magdalena*, Steindachner, 1878. Ediciones Universidad Simón Bolívar. <https://hdl.handle.net/20.500.12442/6617>
84. Maestre, J., & Manjarrés-Martínez, L. (2016). (PDF) *Estadísticas de desembarco y esfuerzo de las pesquerías artesanales e industriales de Colombia en los sitios y puertos pesqueros monitoreados por el SEPEC durante el período julio a diciembre de 2016*. sepec.aunap.gov.co. [https://www.researchgate.net/publication/317840578 Estadísticas de desembarco y esfuerzo de las pesquerías artesanales e industriales de Colombia en los sitios y puertos pesqueros monitoreados por el SEPEC durante el periodo julio a diciembre de 2016](https://www.researchgate.net/publication/317840578_Estadisticas_de_desembarco_y_esfuerzo_de_las_pesquerias_artesanales_e_industriales_de_Colombia_en_los_sitios_y_puertos_pesqueros_monitoreados_por_el_SEPEC_durante_el_periodo_julio_a_diciembre_de_2016)
85. Mahmud, M. A. (s. f.). Comparative Morphological Studies on Testes and Seminal Vesicles of African Catfish (*Clarias gariepinus*) and Nile Tilapia (*Tilapia nilotica*). *Journal of Animal and Veterinary Advances*. Recuperado 23 de enero de 2025, de [https://www.academia.edu/71861300/Comparative Morphological Studies on Testes and Seminal Vesicles of African Catfish Clarias gariepinus and Nile Tilapia Tilapia nilotic a](https://www.academia.edu/71861300/Comparative_Morphological_Studies_on_Testes_and_Seminal_Vesicles_of_African_Catfish_Clarias_gariepinus_and_Nile_Tilapia_Tilapia_nilotic_a)
86. Malabarba, L., & Malabarba, M. (2020). *Biology and physiology of freshwater neotropical fish*. Academic press.
87. Marchetti, L., Capacchietti, M., Sabbieti, M. G., Accili, D., Materazzi, G., & Menghi, G. (2006). Histology and carbohydrate histochemistry of the alimentary canal in the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Fish Biology*, 68(6), 1808-1821. <https://doi.org/10.1111/j.0022-1112.2006.01063.x>
88. Martins, Y. S., Arantes, F. P., Sato, Y., Dos Santos, J. E., Rizzo, E., & Bazzoli, N. (2012a). Comparative analysis of gonadal morphology in six fish species of the *Incertae Sedis* genera in Characidae of occurrence in the São Francisco River Basin, Brazil. *Acta Zoologica*, 93(1), 48-56. <https://doi.org/10.1111/j.1463-6395.2010.00478.x>

89. Martins, Y. S., Arantes, F. P., Sato, Y., Dos Santos, J. E., Rizzo, E., & Bazzoli, N. (2012b). Comparative analysis of gonadal morphology in six fish species of the *Incertae Sedis* genera in Characidae of occurrence in the São Francisco River Basin, Brazil. *Acta Zoologica*, 93(1), 48-56. <https://doi.org/10.1111/j.1463-6395.2010.00478.x>
90. Mendoza, L. C., Pertuz-Buelvas, V., Espinosa-Araujo, J., Atencio-García, V. J., & Prieto-Guevara, M. J. (2021). Potencialidad del cultivo de bocachico *Prochilodus magdalenae* con tecnología biofloc. *Orinoquia*, 25(2), 25-39. <https://doi.org/10.22579/20112629.706>
91. Minagricultura. (2021). *Cadena de la acuicultura Enero—Junio 2021., septiembre 21 de 2021.* Dirección de cadenas pecuarias, pesqueras y acuícola. <https://www.minagricultura.gov.co/ministerio/direcciones/Paginas/Direccion-de-Cadenas-Pecuarias.aspx>
92. Ministerio de Agricultura. (s. f.). *Dirección de Cadenas Pecuarias, Pesqueras y Acuícolas.* Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. Recuperado 23 de enero de 2025, de <https://www.minagricultura.gov.co/ministerio/direcciones/Paginas/Direccion-de-Cadenas-Pecuarias.aspx>
93. Moawad, U. K., Awaad, A. S., & Tawfiek, M. G. (2017). Histomorphological, histochemical, and ultrastructural studies on the stomach of the adult African catfish (*Clarias gariepinus*). *Journal of Microscopy and Ultrastructure*, 5(3), 155-166. <https://doi.org/10.1016/j.jmau.2016.08.002>
94. Mojica, J., Usma Oviedo, J., Álvarez-León, R., & Lasso, C. (2012). *Libro Rojo de Peces Dulceacuícolas de Colombia, 2012.* (1 Ed). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://www.wwf.org.co/?207781/Libro-Rojo-de-Peces-Dulceacucolas-de-Colombia-2012>

-
95. Moraes, M. F. P. G. de, Barbola, I. F., & Guedes, É. A. C. (1997). Alimentação e relações morfológicas com o aparelho digestivo do «curimbatá», *Prochilodus lineatus* (Valenciennes) (Osteichthyes, Prochilodontidae), de uma lagoa do Sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 14, 169-180. <https://doi.org/10.1590/S0101-81751997000100015>
96. Moreno, J. M., Aguilar, F. A., Boada, N. S., Rojas, J. A., & Prieto, C. A. (2019). Análisis morfométrico e índices corporales del capitán de la sabana (*Eremophilus mutisii*). *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 66(2), 141-153. <https://doi.org/10.15446/rfmvz.v66n2.82433>
97. Moya, L., Yomona, M., & Cañas, C. (2017). *GUÍA DE RECONOCIMIENTO DE LOS PRINCIPALES PECES DE CONSUMO EN LA REGIÓN LORETO | SINIA*. <https://sinia.minam.gob.pe/documentos/guia-reconocimiento-principales-peces-consumo-region-loreto>. <https://sinia.minam.gob.pe/documentos/guia-reconocimiento-principales-peces-consumo-region-loreto>
98. Muñoz Ramírez, L. A., Soto Duque, A., Muñoz, E., Gordillo Suárez, M., Sánchez Garcés, G. C., & Leyton F., S. A. (2015). *Estimación del factor de condición de fulton (k) y la relación longitud-peso en tres especies ícticas presentes en un sector sometido a factores de estrés ambiental en la cuenca alta del río Cauca*. <https://red.uao.edu.co/entities/publication/71021de4-370c-4e21-84af-114c47855752>
99. Nachi, A. M., Hernandez-Blazquez, F. J., Barbieri, R. L., Leite, R. G., Ferri, S., & Phan, M. T. (1998). Intestinal histology of a detritivorous (iliophagous) fish *Prochilodus scrofa* (characiformes, prochilodontidae). *Annales des Sciences Naturelles - Zoologie et Biologie Animale*, 19(2), 81-88. [https://doi.org/10.1016/S0003-4339\(98\)80002-6](https://doi.org/10.1016/S0003-4339(98)80002-6)

-
100. Namulawa, V. T., Kato, C. D., Nyatia, E., Rutaisire, J., & Britz, P. J. (2015). Transmission Electron Microscopy of the Gastrointestinal Tract of Nile Perch *Lates niloticus*. *International Journal of Morphology*, 33(2), 751-758. <https://doi.org/10.4067/S0717-95022015000200053>
101. Narváez, J. C., Hoz, J. de la, Racedo, J. B., Bolívar, F., Rivera, R., Álvarez, T., Mora, A., Riascos, C., & Bonilla, O. B. (2013). *Tallas mínimas de captura para el aprovechamiento sostenible de las principales especies de peces comerciales de Colombia*. Editorial Unimagdalena. <https://repositorio.unimagdalena.edu.co/handle/123456789/21730>
102. Noaillac-Depeyre, J., & Gas, N. (1978). Ultrastructural and cytochemical study of the gastric epithelium in a fresh water teleostean fish (*Perca fluviatilis*). *Tissue and Cell*, 10(1), 23-37. [https://doi.org/10.1016/0040-8166\(78\)90004-6](https://doi.org/10.1016/0040-8166(78)90004-6)
103. Okuthe, G. E., & Bhomela, B. (2020). Morphology, histology and histochemistry of the digestive tract of the Banded tilapia, *Tilapia sparrmanii* (Perciformes: Cichlidae). *Zoologia*, 37, 1-14. <https://doi.org/10.3897/zoologia.37.e51043>
104. Olabuenaga, S. E. (2000). SISTEMA INMUNE EN PECES. *Gayana (Concepción)*, 64(2), 205-215. <https://doi.org/10.4067/S0717-65382000000200010>
105. Olatunde, S. O., & Oladele, O. (2013). Eco-partitioning and indices of heavy metal accumulation in sediment and *Tilapia zillii* fish in water catchment of River Niger at Ajaokuta, North Central Nigeria. *International Journal of Physical Sciences*, 8(20), 1111-1117. <https://doi.org/10.5897/IJPS2013.3912>
106. Olaya, C. M., Ovalle, C. H., Gómez Ramírez, E., Rodríguez Caicedo, D., Caldas Martínez, M. L., & Hurtado Giraldo, H. (2007). *Histología y morfometría del sistema digestivo del silúrido bagre tigrino (*pimelodus pictus*)*. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/24915>
107. Padra, J. T., Murugan, A. V. M., Sundell, K., Sundh, H., Benktander, J., & Lindén, S. K. (2019). Fish pathogen binding to mucins from Atlantic salmon and Arctic char differs in avidity

- and specificity and is modulated by fluid velocity. *PLOS ONE*, 14(5), e0215583. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0215583>
108. (PDF) Los sábalos (Characiformes: Prochilodontidae: Prochilodus) de Bolivia. (s. f.). En *ResearchGate*. Recuperado 23 de enero de 2025, de https://www.researchgate.net/publication/344075891_Los_sabalos_Characiformes_Prochilodontidae_Prochilodus_de_Bolivia
109. (PDF) Zapata, L. A. & J.S. Usma (Eds.). 2013. *Guía de las especies Migratorias de la Biodiversidad en Colombia. Peces. Vol. 2. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible / WWF-Colombia. Bogotá, D.C. Colombia. 486p.* (s. f.). *ResearchGate*. Recuperado 24 de enero de 2025, de https://www.researchgate.net/publication/267624487_Zapata_L_A_JS_Usma_Eds_2013_Guia_de_las_especies_Migratorias_de_la_Biodiversidad_en_Colombia_Peces_Vol_2_Ministerio_de_Ambiente_y_Developmento_Sostenible_WWF-Colombia_Bogota_DC_Colombia_486p
110. Pérez-Sánchez, J., Estensoro, I., Redondo, M. J., Calduch-Giner, J. A., Kaushik, S., & Sitjà-Bobadilla, A. (2013). Mucins as Diagnostic and Prognostic Biomarkers in a Fish-Parasite Model: Transcriptional and Functional Analysis. *PLoS ONE*, 8(6), e65457. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0065457>
111. Perez-Vilar, J. (2007). Mucin Granule Intraluminal Organization. *American Journal of Respiratory Cell and Molecular Biology*, 36(2), 183-190. <https://doi.org/10.1165/rcmb.2006-0291TR>
112. Phrompanya, P., Saenphet, K., & Saenphet, S. (2019). Comparative histochemical study of the gastrointestinal tracts of the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and the hybrid catfish (*Clarias batrachus* x *Clarias gariepinus*). *Acta Histochemica*, 121(3), 261-267. <https://doi.org/10.1016/j.acthis.2019.01.003>

113. Povh, J. A., Lopera Barrero, N. M., Ribeiro, R. P., Lupchinski Jr., E., Gomes, P. C., & Lopes, T. S. (2008). Monitoreo genético en programas de repoblamiento de peces mediante marcadores moleculares. *Ciencia e Investigación Agraria*, 35(1). <https://doi.org/10.4067/S0718-16202008000100001>
114. Quintana-Hayashi, M. P., Padra, M., Padra, J. T., Benktander, J., & Lindén, S. K. (2018). Mucus-Pathogen Interactions in the Gastrointestinal Tract of Farmed Animals. *Microorganisms*, 6(2), 55. <https://doi.org/10.3390/microorganisms6020055>
115. Ramírez Espitia, E. J., Hurtado Giraldo, H., & Gómez Ramírez, E. (2020). Anatomía general, histología y morfometría del sistema digestivo del pez *Pterophyllum scalare* (Perciformes: Cichlidae). *Revista de Biología Tropical*, 68(4). <https://doi.org/10.15517/rbt.v68i4.40393>
116. Ray, A. K., & Ringø, E. (2014). The Gastrointestinal Tract of Fish. En D. Merrifield & E. Ringø (Eds.), *Aquaculture Nutrition* (1.^a ed., pp. 1-13). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781118897263.ch1>
117. Reis, R. E., Albert, J. S., Di Dario, F., Mincarone, M. M., Petry, P., & Rocha, L. A. (2016). Fish biodiversity and conservation in South America. *Journal of Fish Biology*, 89(1), 12-47. <https://doi.org/10.1111/jfb.13016>
118. Restrepo, J. D., Cárdenas-Rozo, A., Panuagua-Arroyave, J. F., & Jiménez-Segura, L. (2021). Aspectos físicos de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Geología, hidrología, sedimentos, conectividad, ecosistemas acuáticos e implicaciones para la Biota. En Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, L. Jiménez-Segura, & C. A. Lasso (Eds.), *Peces de la cuenca del río Magdalena, Colombia: Diversidad, conservación y uso sostenible* (1.^a ed., pp. 41-84). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. <https://doi.org/10.21068/B2020RRHHXIX01>

119. Reverter, M., Tapissier-Bontemps, N., Lecchini, D., Banaigs, B., & Sasal, P. (2018). Biological and Ecological Roles of External Fish Mucus: A Review. *Fishes*, 3(4), 41. <https://doi.org/10.3390/fishes3040041>
120. Ringø, E., Løvmo, L., Kristiansen, M., Bakken, Y., Salinas, I., Myklebust, R., Olsen, R. E., & Mayhew, T. M. (2010). Lactic acid bacteria vs. pathogens in the gastrointestinal tract of fish: A review. *Aquaculture Research*, 41(4), 451-467. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02339.x>
121. Rizzo, E., & Bazzoli, N. (2020). Reproduction and embryogenesis. En *Biology and Physiology of Freshwater Neotropical Fish* (pp. 287-313). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815872-2.00013-0>
122. Sanchez, O. (2005). *Temas sobre restauración ecológica*. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=311387>
123. Santamaría Merchán, S. C. (2014). Nutrición y alimentación de peces nativos. *reponame:Repositorio Institucional de la Universidad Nacional Abierta y a Distancia*. <http://repository.unad.edu.co/handle/10596/2697>
124. Santis, H. R. P., Sepulveda, C. A. Z., & Betancur, D. A. V. (2012). Evaluación de la morfometría y del hábito alimenticio en tilapia roja *Oreochromis* sp. Y tilapia nilótica *Oreochromis niloticus* var. Chitralada bajo diferentes condiciones de manejo en dos granjas piscícolas del occidente antioqueño. *Revista Politécnica*, 8(14), Article 14.
125. Santos, A. E., Pedreira, M. M., Santos, T. G., Moura, G. D. S., Santos, J. C. E. D., & Silva, R. C. (2016). Development of the digestive system in larvae of the Neotropical fish *Prochilodus argenteus* (Characiformes, Prochilodontidae). *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, 38(1), 9. <https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v38i1.28824>

-
126. Sverlij, S. B., Espinach Ros, A., & Orti, G. (s. f.). *Sinopsis de los datos biológicos y pesqueros del sabalo Prochilodus lineatus (Valenciennes, 1847)*. Recuperado 24 de enero de 2025, de <https://openknowledge.fao.org/items/77875e44-311b-40c1-9663-d4a5949e51f4>
127. Vega Contreras, N. A., Galvis, F., & Salazar Mercado, S. A. (2018). Relaciones evolutivas de los peces *Prochilodus reticulatus* y *Prochilodus magdalenae* (Characiformes: Prochilodontidae). *Revista de Ciencias*, 21(1), 161. <https://doi.org/10.25100/rc.v21i1.6348>
128. Verma, C. R., Gorule, P. A., Kumkar, P., Kharat, S. S., & Gosavi, S. M. (2020). Morpho-histochemical adaptations of the digestive tract in Gangetic mud-eel *Ophichthys cuchia* (Hamilton 1822) support utilization of mud-dwelling prey. *Acta Histochemica*, 122(7), 151602. <https://doi.org/10.1016/j.acthis.2020.151602>
129. Vidal, M. R., Ruiz, T. F. R., Dos Santos, D. D., Gardinal, M. V. B., De Jesus, F. L., Faccioli, C. K., Vicentini, I. B. F., & Vicentini, C. A. (2020). Morphological and histochemical characterisation of the mucosa of the digestive tract in matrinxã *BRYCON AMAZONICUS* (Teleostei: Characiformes). *Journal of Fish Biology*, 96(1), 251-260. <https://doi.org/10.1111/jfb.14217>
130. Xiong, D. M., Meng, Y. X., Yu, H. R., Liu, X. L., & Liu, H. X. (2019). Structure and ultrastructure studies of the digestive tract of the endangered Qinling lenok (*Brachymystax tsinlingensis* Li, 1966). *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, 18(4), 981-995. <https://doi.org/DOI: 10.22092/ijfs.2019.118867>
131. Yepes-Blandón, J. A., Vásquez-Machado, G., Ávila-Coy, J., Ortiz-Acevedo, Y., & Estrada-Posada, A. (2022). Embryogenesis and early larval development in bocachico (*Prochilodus magdalenae*) in Colombia. *The Journal of Basic and Applied Zoology*, 83(1), 58. <https://doi.org/10.1186/s41936-022-00299-2>

-
132. Zapata Padilla, L. A. (2019). *La pesca y la acuicultura en Colombia: Del agua a la mesa* (Luis Alonso Zapata Padilla). WWF Colombia. <https://www.wwf.org.co/?359430/La-pesca-en-Colombia-del-agua-a-la-mesa>
133. Zhang, P., Yang, Z., Cai, L., Qiao, Y., Chen, X., & Chang, J. (2018). Effects of upstream and downstream dam operation on the spawning habitat suitability of *Coreius guichenoti* in the middle reach of the Jinsha River. *Ecological Engineering*, 120, 198-208. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2018.06.002>
134. Zoccal Garcia, D. A., Derly Augusto Costa, A., Simões De Almeida, F., Bialetzki, A., & Orsi, M. L. (2018). Spatial distribution and habitat use by early fish stages in a dammed river basin, Southern Brazil. *Revista de Biología Tropical*, 66(2), 605. <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i2.33384>