



UNIVERSIDAD PERUANA  
**CAYETANO HEREDIA**

IDENTIFICACIÓN DE MONOGENEOS  
EN BRANQUIAS DE PIRAÑA DE  
VIENTRE ROJO (*PYGOCENTRUS  
NATTERERI*) ASOCIADOS A LESIONES  
HISTOPATOLÓGICAS EN AMBIENTES  
CONTROLADOS DE IQUITOS

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE  
MAESTRO EN SANIDAD ACUÍCOLA

RICHARD ALEXANDER TORRES GAONA

LIMA – PERÚ

2023



**ASESOR DE TESIS:**

PhD. Mg. MV. Marcos Enrique Serrano Martínez

**CO ASESOR DE TESIS:**

Dr. Mg. Blgo. Germán Augusto Murrieta Morey

**JURADO DE TESIS**

DRA. GALY JUANA MENDOZA TORRES

PRESIDENTE

MG. VICTOR JESUS HUARINGA PAYANO

VOCAL

MG. CIELO AYDELI LLERENA ZAVALA

SECRETARIO

## **DEDICATORIA**

A mis padres, Lyly y Richard y hermano Jhoel por el constante apoyo incondicional que me brindan día a día, lo cual me permiten avanzar en sosiego e intentando vivir de lo que tiende a brotar espontáneamente de mí.

## AGRADECIMIENTOS

Al Dr. German Murrieta por su apoyo, confianza, facilidades durante el desarrollo del proyecto y sobre todo por las enseñanzas que nos brindó en el Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP), Iquitos para la realización de este proyecto.

Al Dr. Enrique Serrano por su confianza, apoyo y sugerencias tanto en la dirección y el desarrollo del programa como la elaboración de la tesis

Al Dr. Llanco, Dr. Yunis y al Dr. Burga por su enseñanzas, orientación y consejos académicos brindados en esta etapa y en especial al Dr. Tantaleán de quien aprendí mucho más de él y no solo en sus clases.

A la Mg. Llerena, Dra. Mendoza y al Mg. Huaranga por sus comentarios, revisiones y más aún sus diferentes enfoques que han enriquecido esta tesis.

A la Sra. Lapa y al MV. Jefferson Pinedo por su paciencia y apoyo en los temas administrativos y del laboratorio sorteados en esta etapa.

A Nathaly, Miriam, Gabriela, al “Grupo UPCH-IIAP” y demás compañeros de la maestría por los momentos y conocimientos compartidos.

A los amigos e integrantes del Laboratorio de Parasitología y Sanidad acuícola del IIAP, Iquitos por la disposición de ayudarme y brindarme las facilidades para el desarrollo de este proyecto, más aún en tan atípico contexto.

## **FUENTE DE FINANCIAMIENTO**

La realización de esta tesis para optar el grado de Magister en Sanidad Acuícola ha sido posible gracias al apoyo financiero brindado al Programa de Maestría en Sanidad Acuícola de la UPCH subvencionado por el Fondo Nacional de Desarrollo Científico y Tecnológico del Perú (FONDECYT) del Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC). Convenio de Gestión N° 230-2015- FONDECYT-DE-PROMOCION 4.

# IDENTIFICACIÓN DE MONOGENEOS EN BRANQUIAS DE PIRAÑA DE VIENTRE ROJO (PYGOCENTRUS NATTERERI) ASOCIADOS A LESIONES HISTOPATOLÓGICAS EN AMBIENTES CONTROLADOS DE IQUITOS

## INFORME DE ORIGINALIDAD



## FUENTES PRIMARIAS

1	<a href="http://repositorio.inpa.gov.br">repositorio.inpa.gov.br</a> Fuente de Internet	1%
2	<a href="http://vet.ufmg.br">vet.ufmg.br</a> Fuente de Internet	1%
3	Submitted to University of Aberdeen Trabajo del estudiante	<1%
4	<a href="http://orbi.uliege.be">orbi.uliege.be</a> Fuente de Internet	<1%
5	<a href="http://www.scielo.br">www.scielo.br</a> Fuente de Internet	<1%
6	Germán Augusto Murrieta Morey, Carlos Alfredo Tuesta Rojas, Gladys Vargas Dávila, Luciano Alfredo Rodríguez Chu. "New species of Demidospermus (Monogenoidea: Dactylogyridae) from the gills of Pseudoplatystoma punctifer (Siluriformes:	<1%



## TABLA DE CONTENIDOS

**RESUMEN**

**ABSTRACT**

**LISTA DE TABLAS**

**LISTA DE FIGURAS**

<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>II.MARCO TEÓRICO</b> .....	4
<b>2.1</b> La acuicultura en la Amazonia Peruana .....	4
<b>2.2</b> Características de la piraña roja ( <i>Pygocentrus nattereri</i> , Kner,1858) .....	5
<b>2.3</b> Aspectos anatómicos y fisiológicos de las branquias.....	7
<b>2.4</b> Parásitos presentes en Piraña.....	8
<b>2.5</b> Monogeneos .....	9
<b>2.6</b> Principales lesiones ocasionados por monogeneos .....	13
<b>III. HIPÓTESIS</b> .....	16
<b>IV. OBJETIVOS</b> .....	17
<b>4.1</b> Objetivo general .....	17
<b>4.2</b> Objetivos específicos.....	17
<b>V. MATERIALES Y METODOS</b> .....	18
<b>5.1</b> Lugar y realización del estudio.....	18

5.2 Recolección de ejemplares .....	18
5.3 Población y obtención de muestra.....	19
5.4 Análisis parasitológico .....	19
5.4.1 Colecta de parásitos .....	19
5.4.2 Montaje .....	20
5.4.3 Conteo e identificación y de monogeneos .....	20
5.4.4 Índices parasitológicos.....	20
5.4.5 Factor de Fulton K .....	22
5.5 Análisis histopatológico .....	23
<b>VI. RESULTADOS .....</b>	<b>25</b>
6.1 Identificación de monogeneos.....	25
6.1.1 Clasificación taxonómica de <i>Anacanthorus</i> , Boeger & Kritsky, 1988.	25
6.1.2 Caracterización morfológica del género <i>Anacanthorus</i> Mizelle y Price, 1965 y sus especies identificadas.....	25
6.1.3 Clasificación taxonómica de <i>Amphithecium</i> , Boeger & Kritsky, 1998	28
6.1.4 Caracterización morfológica del género <i>Amphithecium</i> Boeger y Kritsky, 1998 y sus especies identificadas.....	29
6.1.5 Clasificación taxonómica de <i>Notozothecium minor</i> , Boeger & Kritsky, 1988 .....	31

6.1.6 Caracterización morfológica de <i>Notozothecium minor</i> Boeger & Kritsky, 1988 .....	32
6.1.7 Clasificación taxonómica de <i>Enallothecium aegidatum</i> , Boeger & Kritsky, 1998 .....	34
6.1.8 Caracterización morfológica de <i>E. aegidatum</i> , Boeger & Kritsky, 1998 .....	34
6.2 Índices parasitológicos .....	40
6.3 Estado de salud de los peces.....	42
6.4 Análisis histopatológico .....	42
<b>VII. DISCUSIÓN .....</b>	<b>52</b>
<b>VIII. CONCLUSIONES .....</b>	<b>64</b>
<b>IX. RECOMENDACIONES .....</b>	<b>65</b>
<b>X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS .....</b>	<b>66</b>
<b>XI. APENDICES</b>	
<b>XII. ANEXO</b>	

## LISTA DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Índice parasitológico registrado en 30 pirañas de vientre rojo <i>P. nattereri</i> procedentes de los estanques del IIAP, Iquitos departamento de Loreto- Perú.....	41
<b>Tabla 2.</b> Estatus comunitario y lugar de fijación de los parásitos encontrados en 30 pirañas de vientre rojo <i>P. nattereri</i> procedentes de los estanques del IIAP, Iquitos departamento de Loreto- Perú. ....	41
<b>Tabla 3.</b> Factor de condición de Fulton en <i>P. nattereri</i> colectados en los estanques del IIAP- Iquitos, Perú. ....	42
<b>Tabla 4.</b> Lesiones histológicas en las branquias, según el tipo de lesiones y grado de afección en pirañas de vientre rojo <i>P. nattereri</i> procedentes de los estanques del IIAP- Iquitos, Perú. ....	43

## LISTA DE FIGURAS

**Figura 1.** 1A *Anacanthorus thatcheri* vista ventral (Boeger y Kritsky, 1988) Figura esquematizada en una escala de 200  $\mu\text{m}$ . Complejos copulatorios esquematizados en una escala de 30  $\mu\text{m}$ . 1B. Pertenece a *A. thatcheri*. 1C Pertenece a *A. reginae*. 1D Ganchos y complejo copulatorio perteneciente a *A. amazónicos*. 1E. Ganchos y complejo copulatorio perteneciente a *A. sciponophallus*. Fuente: Boeger y Kritsky, 1988 y Van Every y Kritsky, 1992..... 28

**Figura 2.** 2A. *Amphithecium falcatum* vista ventral (Boeger y Kritsky, 1998) Figura esquematizada en una escala de 50  $\mu\text{m}$ . Complejo de anclas, barras ventrales y dorsales y complejo copulatorio de las especies del género *Amphithecium spp.* esquematizadas en una escala de 30  $\mu\text{m}$ . Estructuras esclerotizadas: 2B Pertenece a *A. brachycirrum*. 2C Pertenece a *A. calycinum*. 2D Pertenece a *A. falcatum*. 2E Pertenece a *A. junki*. Fuente: Morais, 2011... 31

**Figura 3.** 3A *Notozothecium minor* en vista ventral. Figura esquematizada en una escala de 50  $\mu\text{m}$ . Estructuras esclerotizadas de *Notozothecium minor* (Boeger and Kritsky, 1988) esquematizadas en 30  $\mu\text{m}$ : 3B Complejo copulatorio (visión ventral). 3C. Barra ventral y dorsal. 3D. Par de ganchos. 3E. Par de anclas. Fuente: Boeger y Kritsky, 1988.....33

**Figura 4.** 4A *Enallothecium spp.* (Vista ventral) Figura esquematizada en una escala de 100  $\mu\text{m}$ . Estructuras esclerotizadas de *Enallothecium aegidatum* (Boeger y Kritsky, 1998) en una escala de 25  $\mu\text{m}$ . 4B. Complejo copulatorio vista ventral.

4C. Barra ventral y dorsal. 4D. Par de ganchos y anclas dorsal y ventral. Fuente: Kritsky *et al.*, 1998.....35

**Figura 5.** Monogéneos del género *Anacanthorus*. **5 A-C.** *Anacanthorus thatcheri*. 5A y B. Ejemplar con complejo copulador de protuberancia media y cirrus en forma de “j” y base en gancho, aumento de 60x. 5.C Vista completa en aumento de 20x..... 36

**Figura 6. A-C.** *Anacanthorus reginae*. 6A. Vista completa de *A. reginae*. 6B Detalle de proyección de triangular característica de esta especie. 6C Detalle de cirrus en forma de “j” con base simple. Clarificación: Hoyer’s.....36

**Figura 7.** *A. thatcheri* con útero y huevo cercano al complejo copulador. 7 A y C. Vista del cuerpo completo en aumento del 20x, nótese el haptor compuesto por ganchos y la ausencia de anclas (7A). 7B. Huevo junto a complejo copulador, aumento de 60x. 7C. Detalle del extremo anterior, complejo copulador y remanente del útero, aumento de 40x. Clarificación: Hoyer’s.....37

**Figura 8. A-C.** *Amphitecium calycinum*. 8A. Cuerpo completo. 8B. Ocelos, faringe y complejo copulador. 8C. Detalle del haptor con ganchos y anclas..... 38

**Figura 9. A-C.** *Notozothecium minor*. 9A y B. Cuerpo completo con aumento de 60x y 20x, respectivamente. 9C. Complejo copulador. Clarificación: Hoyer’s.... 38

**Figura 10. A-C.** *Amphitecium junki*. 10A. Vista del cuerpo completo. 10B. Detalle del complejo copulatorio, aumento de 60x. 10C. Detalle del haptor con ganchos y anclas, aumento de 60x. ....39

<b>Figura 11.</b> <i>Amphitecium falcatum</i> con detalle del extremo anterior con ocelos, faringe y complejo copulador, aumento de 60x. Clarificación: Hoyer´s.....	39
<b>Figura 12.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> sin lesiones con las principales estructuras: lamela primaria (LP), lamela secundaria (LS), Seno venoso central (SVC) con una morfología histológica conservada. 40x. H&E.....	44
<b>Figura 13.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con edema justalamelar en la base de las lamelas secundarias (asterisco). Aumento de 40x. H&E.....	44
<b>Figura 14.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con desprendimiento de epitelio de la lamela secundaria. Aumento de 10x (A) y 40x (B). H&E.....	45
<b>Figura 15.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con dilatación y congestión en la vena central con aumento del 10x (A) y 40x (B). H&E. ....	45
<b>Figura 16.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con hiperplasia interlamelar en diferentes grados. A. Tejido branquial menor aumento. B Monogeneo presente cortado transversalmente entre las lamelas secundarias. D. Hiperplasia interlamelar de crecimiento irregular. Aumento de 10x (A) y 40x (B-D). H&E.....	46
<b>Figura 17.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con fusión de lamelas secundarias (asterisco) de distribución multifocal Aumento de 10x (A) y 40x (B). H&E.....	47
<b>Figura 18.</b> Tejido branquial de <i>P. nattereri</i> con proceso inflamatorio (branquitis) con presencia de necrosis, infiltrado inflamatorio mononuclear e hiperplasia de células clorhídricas (flechas). Aumento de 40x. H&E.....	47

**Figura 19.** A. Tejido branquial de *P. nattereri* con hiperplasia interlamelar con desprendimiento de lamelas secundarias. B. Tejido branquial de *P. nattereri* con hiperplasia de lamelas secundarias. Aumento de 40x. H&E.....48

**Figura 20.** Branquias de *P. nattereri* con presencia de monogeneos fijados A. Monogeneo fijado en la lamela primaria con hiperplasia interlamelar y fusión interlamelar (asterisco). Recuadro. Monogeneo a mayor aumento. B. Detalle de Monogeneo a 100x. C. Presencia de varios monogeneos (Flechas) en lamelas primarias con hiperplasia interlamelar. D. Monogeneo adherido a espacio interlamelar, aumento del mismo ejemplar de la imagen C. E y F. Vista a 40x de Monogeneos fijados en espacio interlamelar. Aumento de 10x, 40x y 100x. H&E.....49

**Figura 21.** Branquias de *P. nattereri* con abundante población de linfocitos maduros y en algunos casos con presencia de eosinófilos (flechas) en las bases de los filamentos principales de los arcos branquiales. Aumento de 40x. H&E..... 50

**Figura 22.** Branquias de *P. nattereri* con presencia de quistes de myxozoos compatibles con el género *Myxobolus* sp. A. Quistes en la base de lamelas secundarias. B. Plasmodios con esporas en diferentes etapas sin reacción inflamatoria marcada. Recuadro: Detalle de las esporas. C. Plasmodio con abundantes esporas maduras rodeado de reacción inflamatoria linfocitaria, necrosis, hiperplasia interlamelar comprometiendo la estructura branquial. Recuadro: Esporas elipsoides con dos casquetes polares y sin proyecciones de cola. D. Plasmodio y esporas con tinción Ziehl Neelsen en donde se resalta el color de la



capsula y valvas de las esporas. Aumento de 10x y 40x. H&E y Ziehl  
Neelsen.....51

## RESUMEN

Los monogeneos son parásitos que constituyen un problema para el cultivo de peces en la Amazonía reportándose en diversas especies. Generalmente están adheridos a las branquias lesionando estos tejidos, lo que sirve como entrada a otros agentes patógenos secundarios. La piraña de vientre rojo (*Pygocentrus nattereri*) tiene valor económico como pez ornamental, así como para consumo humano, por lo que su doble propósito hace redituable su crianza y reproducción en medios controlados. En el Perú, no se ha determinado en su totalidad los monogeneos presentes en esta especie, por ello se identificó estos parásitos asociándolos a los efectos histopatológicos presentes. Fueron analizadas 30 muestras de *P. nattereri* de la provincia de Maynas, Loreto. Los índices parasitológicos indican una frecuencia del 100% con un total de 13 463 monogeneos, una intensidad media y abundancia media de 488.8 parásito/pez. Se identificaron 4 géneros y 10 especies representados por *Anacanthorus*, *Amphithecium*, *Notozothecium* y *Enallothecium* siendo *Anacanthorus thatcheri* la especie de mayor frecuencia. A nivel histopatológico se encontró principalmente hiperplasia interlamelar, desprendimiento de epitelio de la lamela y fusión de lamelas secundarias. Se reporta quistes de myxozoos por primera vez en el Perú en esta especie. Por lo que este estudio muestra el potencial daño causado por estas diversas especies de monogeneos, lo que es fundamental para el manejo sanitario futuros cultivos además de la importancia de esta especie en la conservación de la biodiversidad de monogeneos en la amazonia peruana.

**Palabras clave:** *Pygocentrus nattereri*, monogeneos, branquia, lesiones histopatológicas.

## ABSTRACT

Monogeneans are parasites that constitute a problem for fish farming in the Amazon, reported in various species. They are generally attached to the gills, injuring these tissues, which serves as an entrance for other secondary pathogens. The red-bellied piranha has economic value as an ornamental fish, as well as for human consumption, so its dual purpose makes its breeding and reproduction in controlled environments profitable. In Peru, the monogeneans present in this species have not been fully determined, therefore these parasites will be identified, associating them with the present histopathological effects. Thirty samples of *Pygocentrus nattereri* from the province of Maynas, Loreto, were analyzed. The parasitological indices show a frequency of 100% with a total of 13463 monogeneans, a mean intensity and mean abundance of 488.8 parasites/fish. Four genera and 10 species represented by *Anacanthorus*, *Amphithecium*, *Notozothecium* and *Enallothecium* were identified, *Anacanthorus thatcheri* being the most frequent species. At the histopathological level, interlamellar hyperplasia, detachment of the lamella epithelium, and fusion of secondary lamellae were mainly found. Myxozoan cysts are reported for the first time in Peru in this species. Therefore, this study shows the potential damage caused by these various monogeneans, which is essential for future crop health management, as well as the importance of this species in maintaining metazoan diversity in the Peruvian Amazon.

**Key words:** *Pygocentrus nattereri*, monogeneans, gill, histopathological lesions.

## I. INTRODUCCIÓN

Actualmente la acuicultura ha superado la pesca siendo el principal proveedor de pescado para el consumo humano, sustentada principalmente en aguas continentales (FAO, 2018). En ese sentido, la amazonia peruana tiene gran potencial para el desarrollo de la acuicultura nacional ya que cuenta con grandes extensiones de territorios, espejos de agua, etc. (Mendoza, 2013) y abundante diversidad de peces nativos. Asimismo, esta actividad se presenta como solución sustentable a futuro en el caso de la exportación de peces ornamentales, debido a su naturaleza netamente extractiva, ya que para estas regiones amazónicas representa una actividad de gran impacto económico (FAO, 2018; Ladisa *et al.*, 2017).

La amazonia peruana tiene especies nativas emblemáticas en la acuicultura como el paco (*Piaractus brachypomus*) y la gamitana (*Colossoma macropomum*) además de otras especies nativas (Campos, 2015) las cuales tienen constantes mejoras de manejo, producción y reproducción. Entre estas especies acuícolas nativas la piraña de vientre rojo (*Pygocentrus nattereri*) tiene una amplia distribución en la amazonia del Perú, puede llegar a los 30 cm de longitud y nada en cardúmenes (Grubich *et al.*, 2012). Tradicionalmente se ha pescado para consumo humano (Barros *et al.*, 2010), no obstante, también tiene demanda para ser comercializado como pez ornamental por lo que su reproducción en medios controlados lo hace rentable.

En condiciones ambientales de equilibrio los peces pueden convivir con bacterias, hongos, parásitos sin ocasionarle daños, sin embargo, es cuando se le somete al estrés de la manipulación, altas densidades y demás actividades relacionadas a la

acuicultura que se afecta negativamente la respuesta del sistema inmunológico (Balbuena & Rios, 2011) lo que les predisponen a desarrollar enfermedades.

Dentro de estos patógenos, en el caso de los peces amazónicos, diferentes parásitos son encontrados con elevada frecuencia (Vargas, 2012). En el caso de los helmintos que parasitan peces de agua dulce, los monogeneos son los parásitos que presentan mayor prevalencia y alta capacidad de proliferación, representados por varias especies (Flores Crespo & Flores Crespo, 2003). Entre los serratálmidos, la piraña de vientre rojo tiene la mayor cantidad de especies de monogeneos reportados (Thatcher *et al.*, 2006). En el Perú se han reportado en tilapia, gamitana, paco y otras especies amazónicas (Cabrera, 2019; Cayulla, 2018).

Los monogeneos poseen una estructura llamada haptor con la que se adhieren a las branquias y piel que a nivel histológico provoca en estos tejidos; hiperplasia interlamelar, hipersecreción de mucus y necrosis. Lo que puede llegar a lesionar gran parte de la branquia hasta atrofiarla completamente dejando áreas de solo filamentos branquiales (Thatcher *et al.*, 2006). Estas lesiones pueden servir de entrada para infecciones secundarias (Pavanelli *et al.*, 2008) lo que en condiciones de piscicultura intensiva puede agravarse y ocasionar tasas de mortalidad elevadas generando pérdidas económicas para el productor.

Por esos motivos es necesario identificar las especies de monogeneos en pirañas de vientre rojo de nuestro territorio, definir las lesiones histológicas que producen y relacionar los parámetros parasitológicos con la condición corporal. Con ello se podrá realizar un adecuado diagnostico parasitológico e histopatológico

constituyendo así una herramienta para la prevención y mejor manejo sanitario de posteriores cultivos de esta especie en la amazonia peruana.

## II.MARCO TEÓRICO

### 2.1 La acuicultura en la Amazonia Peruana

La acuicultura en esta región al igual que en todo el mundo ha tenido un crecimiento constante en los últimos años (FAO, 2018). La amazonia peruana cuenta con gran extensión de territorio y de espejos de agua para el desarrollo de los cultivos acuícola (Mendoza, 2013) además de poseer una gran diversidad de especies con potencial acuícola para el consumo interno y exportación (Garcia *et al.*, 2018). Esta actividad sustituye a la pesca de captura ya que la demanda de este tipo de proteína animal ha aumentado debido al crecimiento de la población (Garcia *et al.*, 2009) lo que coloca a estas especies de vida libre al límite de la explotación, comprometiendo así la sustentabilidad de las mismas (FAO, 2005).

Las especies emblemáticas en la acuicultura de la amazonia peruana son el paco *Piaractus brachypomus* y gamitana *Colossoma macropomum* debido principalmente a su fácil manejo, calidad de carne y a los avances de las técnicas para su reproducción (Campos, 2015). Habiendo otras especies cultivables como el sábalo cola roja (*Brycon amazonicus*), paiche (*Arapaima gigas*), boquichico (*Prochilodus nigricans*) y algunos peces ornamentales (PRODUCE, 2018). Siendo las regiones de San Martín y Loreto son las que predominan con una producción de 1 924 y 1 135 toneladas, respectivamente, en el 2016 (Hartwich *et al.*, 2017).

Y no solo las especies ícticas de producción pueden ser usados para la acuicultura sino también las especies empleadas con un fin ornamental. Es por ello que en el Perú se está incentivando la investigación y desarrollo del potencial acuícola en

especies de ornamentales cultivándolos en estanques, usando tecnología regional o seleccionando ciertos peces nativos (Ortega *et al.*, 2012).

Actualmente, la pesca ornamental se ha convertido en una actividad económicamente importante siendo el sustento de miles de personas en la amazonia peruana debido, y sobre todo, a la demanda internacional (FAO, 2010; Moreau & Coomes, 2007). Se exporta principalmente a Asia y Estados Unidos (PROMPERÚ, 2015). Las regiones con mayor actividad en este rubro son; Loreto y Ucayali (PROMPERÚ, 2005).

La sobrepesca y su comercio tiene efectos perjudiciales ya que es totalmente extractiva e indiscriminada, menoscabando las poblaciones de peces ornamentales ya existentes (Ladisa *et al.*, 2017) así como también por tener un alto porcentaje de mortalidad en la cadena de transporte hasta el consumidor final (Oliver, 2001). Es por ello que se está obteniendo actualmente incipientes referencias en la acuicultura de algunas especies amazónicas ornamentales con el fin de generar una estrategia de sostenibilidad en el tiempo y conservación de la biodiversidad.

## **2.2 Características de la piraña roja (*Pygocentrus nattereri*, Kner, 1858)**

Clasificación taxonómica

Reino:	Animalia
Filo:	Chordata
Clase:	Actinopterygii
Orden:	Characiformes
Familia:	Serrasalmidae



Género: *Pygocentrus*

Especie: *P. nattereri* (Kner, 1858)

Esta especie es conocida comúnmente como piraña roja, paña roja, piraña caju o palometa en diferentes países de Latinoamérica. Pertenece a la subfamilia Serrasalminae (Characiforme) actualmente con 98 especies validas en 16 géneros (Dávila-García *et al.*, 2018; Fricke *et al.*, 2021). Según Freeman *et al.*, (2007) las “pirañas” o “verdaderas pirañas” son un grupo que tradicionalmente incluyen al género *Serrasalmus*, *Pristobrycon*, *Pygocentrus* y *Pygopristis*. Siendo solo dos las especies de *Pygocentrus*, la *P. nattereri* y la *P. piraya* las que mantienen mayor similitud genética (Bignotto *et al.*, 2019).

De amplia distribución en Sudamérica, en el Perú se ha registrado en diversos ríos y lagunas de las regiones de Loreto, Madre de Dios y Ucayali. Habita tanto en el cauce principal de ríos, así como en lagunas y áreas de inundación. Es una especie migratoria y se reproduce adhiriendo sus huevos a las raíces de plantas flotantes (García *et al.*, 2018). En vida libre exhibe una conducta social y nada en cardúmenes de 20 a 30 ejemplares (Sazima & Machado, 1990). Tiene un cuerpo comprimido, romboidal que alcanza una longitud de 30 cm, de escamas pequeñas y con la cabeza robusta (García *et al.*, 2018) . Como características distintivas tiene la cabeza y mandíbula muy desarrolladas, posee la mordida más fuerte entre los peces determinada a la fecha (Grubich *et al.*, 2012), con un cuerpo de tonalidad oscuro desde el dorso hasta la línea lateral y ciertas manchas en el flanco mientras que el vientre, aletas pares y anal son de color rojo intenso (García *et al.*, 2018). Es una

especie piscívora, agresiva, aunque puede ser oportunista alimentándose de plantas, insectos, gusanos y crustáceos (Pauly, 1994).

Se considera esta especie de importancia económica por su amplia distribución y vasta musculatura lo que la viabiliza como parte de la alimentación humana (Barros *et al.*, 2010). El mercado de consumo de especies ícticas en las regiones de Loreto y Ucayali se ha ido incrementando con el tiempo, alcanzando un desembarque de 144 y 91 toneladas respectivamente en promedio de esta especie (García *et al.*, 2018).

### **2.3 Aspectos anatómicos y fisiológicos de las branquias**

Las branquias están formadas por cuatro a cinco pares de arcos branquiales, en el borde posterior de cada arco bronquial se proyectan los filamentos branquiales, lamelas o laminillas primarias, y estas se dividen en laminillas secundarias en la parte superior e inferior con el fin de aumentar la superficie (Ellis, 1981). Están irrigadas por la arteria branquial aferente, que proviene de la aorta ventral para luego ser descargado por la arteria branquial eferente hacia la aorta dorsal para la irrigación sistémica (Evans *et al.*, 2005).

Las branquias se encargan principalmente del intercambio gaseoso, osmorregulación, equilibrio ácido-base y excreción de productos nitrogenados. Por lo que alguna perturbación en esta estructura anatómica puede resultar en alguna alteración de la osmorregulación o dificultad respiratoria (Roberts, 2012). Asimismo, están recubiertas en su superficie por un epitelio plano con otros tipos de células como las células pavimentosas, células de cloro, células acidófilas y células mucosas dispuestas en las laminillas y en el epitelio basal. Además de estas,

se encuentran las células pilares que soportan los múltiples capilares distribuidos entre las laminillas secundarias (Evans *et al.*, 2005; Genten *et al.*, 2009).

En teleósteos las branquias también poseen tejidos linfoides asociados a la mucosa (MALT) a la cual se le denomina específicamente como tejido linfoide asociado a la branquia (GIALT) y este tiene una organización difusa de variados leucocitos dispersos aleatoriamente en las laminillas primarias y secundarias. En este tejido se han identificado genes relacionados con el sistema de complemento, proinflamatorios, antiinflamatorios envueltos en las vías de respuesta inmune celular algunos de estos genes cumplen una función central en la inmunidad innata (Bjørngen & Koppang, 2022; Rességuier *et al.*, 2020).

Inicialmente Haugarvoll *et al.*, (2008) reportaron agregados linfoides en salmónidos en los septos interbranquiales a los que se les denominó tejido linfoide interbranquial (ILT). Estos poseen altos números de linfocitos T. Asimismo, se ha demostrado que, si bien el GIALT está presente en todos los peces, la presentación de ILT es variable entre los osteíctios (Rességuier *et al.*, 2020). El rol exacto del ILT en la respuesta inmune aún no está totalmente definido y todavía se discute si debe ser considerado dentro del GIALT o como un órgano aparte (Bjørngen & Koppang, 2022).

#### **2.4 Parásitos presentes en Piraña**

La alta posición en la cadena trófica que ocupa la piraña de vientre rojo *Pygocentrus nattereri* más su gran distribución en la amazonia hace que esta especie pueda actuar como hospedador intermediario, paraténico y final en muchas especies de parásitos. Por lo que, es una de las especies con mayor cantidad de parásitos

reportados. Entre los cuales están; copépodos, monogeneos, branchiuros, nematodos e isópodos (Thatcher *et al.*, 2006). Los nematodos al tener un ciclo de vida directo e indirecto pueden estar en la piraña tanto en estados larvarios como adultos. Se han reportados trece especies de nematodos siendo *Procamallanus (S.) inopinatus* la especie de mayor incidencia encontrados principalmente en intestino, así como en otros tejidos (Morais *et al.*, 2019). En el caso de los myxozoos se han reportado 12 especies principalmente del género *Ellipsomyxa* (Zatti *et al.*, 2018) siendo la *E. arariensis* la última especie encontrada en la vejiga natatoria de *P. nattereri* (da Silva *et al.*, 2018).

La fauna de ectoparásitos en la piraña de vientre rojo se compone de branquiuros (*Argulus sp.*, *Argulus elongatus* y *Dolops carvalhoi*) y de isópodos (*Braga patagónica*, *Anphira branchialis* y *Asotana sp.*). Se localizan en la parte más delgada de la piel y en las branquias, respectivamente (Carvalho *et al.*, 2004; Neves & Tavares-Dias, 2019).

En cuanto a parásitos con potencial zoonótico reportados en la piraña de vientre rojo se encuentra las metacercarias de los trematodos *Clinostomum marginatum* y *Austrodiplostomum compactum* localizados en la musculatura del filete (Mota Morais *et al.*, 2011) y las larvas de *Anisakis sp* parasitando el intestino e hígado. Es debido a su consumo crudo o con poca cocción en la amazonia peruana que el riesgo de zoonosis es alto (Morais., 2019).

## **2.5 Monogeneos**

La clase Monogenoidea consiste un grupo de ectoparásitos con un ciclo de vida directo encontrados en peces predominantemente, aunque también se reporta en

anfibios y reptiles. Estos habitan branquias, piel, fosas nasales, uréteres y algunos pocos en el tracto intestinal. La característica más útil para su reconocimiento está en el órgano posterior de fijación (haptor), una estructura plana y en forma de disco que puede estar constituido por estructuras esclerotizadas como las anclas, barras y ganchos (Thatcher *et al.*, 2006).

La parte anterior de su cuerpo se puede adherir por secreciones de los lóbulos cefálicos. En esta área se observa también dos pares de ojos, que en algunas especies lo han perdido. El sistema digestivo de estos organismos es simple. El sistema reproductivo de las hembras contiene un germarium (ovario), oviducto, ootipo, receptáculo seminal, útero y una o dos vaginas, mientras que en los machos incluye a los testículos, vas deferentes, vesícula seminal y complejo copulador. El complejo copulador (CC) está compuesto por el órgano copulador y la pieza accesoria que puede estar ausente en algunos taxones. Este CC puede ser muscular o estar esclerotizado y su morfología es importante para la clasificación de este grupo (Thatcher *et al.*, 2006).

Los monogeneos es el taxón menos conocido de los peces amazónicos y hasta 1970 solo se tenían pocos registros y a pesar de las constantes contribuciones de los taxónomos, gran parte aún permanece sin conocerse. La familia Dactylogyridae es el taxón más abundante en aguas de América del sur. El número de especies es grande, sin embargo, esta puede variar considerablemente de acuerdo a la distribución geográfica incluso de una misma especie de pez. Hay aproximaciones que asocian los órdenes y familias de hospedadores y el género de monogeneos como las especies de *Gussevia* y *Sciadicleithrum* que son reportados solo en el

género Cichlidae; *Anacanthorus* en Characiformes; *Vancleaveus*, *Dermidospermus* en Siluriformes; mientras que *Amphithecium spp.*, *Mymarothecium spp.*, *Nothozothecium spp.*, y otros son únicos de hospedadores Serrasálmidos (Thatcher *et al.*, 2006)

La cantidad de especies que puede albergar un hospedador es altamente variable, mientras que especies como Siluriformes poseen una o pocas especies, los serrasálmidos en cambio poseen una considerable mayor cantidad de monogeneos reportados siendo la piraña de vientre rojo, la especie en la que se tiene registro que alberga alrededor de 30 especies diferentes (Cohen *et al.*, 2013; Thatcher *et al.*, 2006), este considerable número de monogeneos las parasitan como hospedador paraténico y final. Por lo que posee un rol importante en el sustento de varias especies lo que contribuye directamente en el incremento de la biodiversidad metazoaria local (Boeger & Thatcher, 1988; Mota & Malta, 2015).

La descripción de las medidas, características morfométricas e identificación de las primeras especies propuestas de monogeneos fue realizado por Mizzelle y Price (1965). En donde describieron 8 especies del género *Anacanthorus*, *Cleidodiscus* y *Urocleidus* encontradas en pirañas de vientre rojo de un acuario en San Francisco que procedían del río Amazonas.

Luego Kritsky *et al.*, en 1988 describieron especies del género *Rhinoxenus* que fueron halladas en la cavidad nasal de pirañas de vientre rojo y en otros carácidos amazónicos.

En 1992, Kritsky *et al.*, describieron y corrigieron el diagnóstico del género *Anacanthorus* propuesto por Mizzelle y Price (1965) describiendo 35 nuevas

especies en diversos carácidos amazónicos, entre ellos una especie de *Anacanthorus* encontrada en pirañas de vientre rojo.

Posteriormente, Kritsky *et al.*, (1996) corrigieron el diagnóstico del género *Notozothecium* y propusieron el género *Myrmarothecium* de monogeneos encontrados en serrasálmidos obtenidos del río Amazonas de Brasil y Guinea Francesa, describiendo 3 especies de estos géneros en piraña de vientre rojo.

En 1997, Kritsky *et al.*, describieron 19 especies de monogeneos encontrados en serrasálmidos del río Amazonas, Brasil, de los géneros *Amphitecium*, *Heterothecium* y *Pithanothecium*. Siete especies de los géneros *Amphitecium* y *Heterothecium* fueron nuevos reportes. Seis especies de *Amphitecium* y una de *Pithanothecium* fueron encontradas en pirañas de vientre rojo (Kritsky *et al.*, 1997). Al siguiente año estos mismos autores reportaron dos especies de *Notothecium* encontrados en ejemplares de piraña de vientre rojo en un estudio donde reportan 12 especies de monogeneos, 7 nuevas especies de *Notothecium* y 3 nuevas especies de *Enallothecium* en serrasálmidos del río Amazonas (Kritsky *et al.*, 1998).

Vital *et al.*, (2011) evaluaron la correlación entre el factor de condición, la viabilidad del uso de la fauna parasitaria como bioindicador ambiental y la fauna metazoaria de la piraña de vientre rojo en diferentes fases del ciclo hidrológico en Manaus, Brasil, encontrando cinco especies de *Amphitecium*, una de *Pithanothecium* y una de *Rhinoxenus*.

Por su parte, Mota y Malta (2015) describieron la fauna monogenoidea que parasita a la piraña de vientre rojo en diferentes lagos de la amazonia central identificando 15 especies de siete géneros; *Amphitecium*, *Anacanthorus*, *Enallothecium*,

*Notothecium*, *Nothozothecium*, *Rhinoxenus* y *Gyrodactylus*. Asimismo, reporta una nueva especie de *Anacanthorus* destacando así el importante rol que cumple esta especie íctica en el mantenimiento de la diversidad metazoaria local.

En 2019, Rossin *et al.*, reportaron 4 especies de *Rhinoxenus*; dos nuevas y proporcionó nuevos datos morfológicos de las dos especies ya descritas. Estas se localizaban en las cavidades nasales de pirañas de vientre rojo del río Paraná en Argentina.

En el caso de *Anacanthorus*, tanto Moreira *et al.*, (2019) como Da Graça *et al.*, (2018) reconstruyeron las relaciones filogenéticas en base de datos moleculares entre varias especies de este género encontrando similitud a la clasificación en base de la morfología del complejo copulatorio, no obstante, estos mismos autores resaltan la necesidad de secuenciar un conjunto más grande monogéneos.

## **2.6 Principales lesiones ocasionados por monogéneos**

Se han descrito lesiones en branquias causadas y en presencia de monogéneos en diferentes especies de peces en todo el mundo por diversos autores. En el caso de Latinoamérica se han reportado en especies nativas, de consumo y ornamentales (Jerônimo *et al.*, 2014; Santos *et al.*, 2017; Dias *et al.*, 2021).

Se encontraron lesiones en branquias, con presencia de monogéneos de la subfamilia Ancyrocephalinae, como hiperplasia del epitelio, congestión, edema, desprendimiento del epitelio, fusión de lamelas y en caso de infecciones severas observaron necrosis y telangiectasia (Martins & Romero, 1996). Jerônimo *et al.*, (2014) reportó lesiones similares en ejemplares de *Piaractus mesopotamicus*



parasitados por *Anacanthorus penilabiatus*. En ejemplares de *Colossoma macropomun* Vargas *et al.*, (2015) describe, además de las lesiones ya detalladas, presencia de células granulares eosinofílicas en ejemplares parasitados con protozoos, copépodos y monogéneos de la familia Dactylogyridae. Por su parte Tavares-Dias *et al.*, (2021) también reportó en *C. macropomun* lesiones similares como las descritas anteriormente en branquias de peces parasitados con *Anacanthorus spathulatus*, *Notozothecium janauachensis* y *Mymarothecium boegeri*.

En el caso de especies introducidas como la Tilapia de Nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivada en Santa Catarina (Brasil) se ha reportado en branquias las lesiones ya descritas y epiteliocistitis en presencia de los monogéneos *Cichlidogyrus sclerosus* y *C. halli*, así como protozoarios concomitantes en piel (Steckert, 2017). En el Perú, Cabrera (2019) señala, en esta misma especie, similares lesiones en branquias con presencia de *Trichodina spp.* y monogéneos (*Cichlidogyrus sclerosus*, *C. thurstunae* y *Cichlidogyrus sp.*).

Asimismo, se realizó análisis histopatológicos en peces ornamentales en Brasil reportando las lesiones anteriormente detalladas en ejemplares parasitados con protozoos ciliados y los monogéneos; *Dactylogyrus extensus* y *D. minutus* (Santos *et al.*, 2017). Satora *et al.*, (2022) reportaron principalmente hiperplasia interlamelar acompañados de alteraciones vasculares en peces discos (*Symphysodon aequifasciatus*) infestados severamente con el monogéneo *Sciadicleithrum variabilum*. Mientras que en la amazonia peruana Aguinaga *et al.*, (2015)

encontraron alta prevalencia de monogeneos en cíclidos, mas no reportó lesiones histopatológicas.

### **III. HIPÓTESIS**

La identificación de las especies de monogeneos que parasitan las branquias de la piraña de vientre rojo *Pygocentrus nattereri* es factible, así como la descripción y diagnóstico de las lesiones histopatológicas presentes.

## **IV. OBJETIVOS**

### **4.1 Objetivo general**

Identificar las especies de monogeneos que parasitan las branquias de la piraña roja *Pygocentrus nattereri*, así como su relación con las lesiones histopatológicas presentes.

### **4.2 Objetivos específicos**

- Clasificar las especies de monogeneos identificadas que parasitan las branquias de la piraña de vientre rojo *P. nattereri*
- Calcular los índices parasitológicos de los monogeneos branquiales presentes en *P. nattereri* y el factor relativo de los peces analizados
- Describir las lesiones histopatológicas a nivel de las branquias y relacionarlas con la frecuencia de monogeneos.

## **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1 Lugar y realización del estudio**

El estudio parasitológico fue realizado en el Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola de la dirección de Investigaciones en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC) del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP) y el Laboratorio de Parasitología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia mientras que el análisis histopatológico fue realizado en el Laboratorio de Histología y Patología de la de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima.

### **5.2 Recolección de ejemplares**

Las pirañas de vientre rojo (*Pygocentrus nattereri*) usadas en este estudio fueron recolectadas en los estanques del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) de Iquitos, departamento de Loreto, durante los meses de enero y febrero del 2021. Los estanques de donde se recolectó los ejemplares fueron del tipo estanque de tierra. Los datos obtenidos fueron recolectados y registrados en formatos ya preestablecidos de muestreo y colecta (Anexo 2 y 3), asimismo los parámetros fueron medidos con el equipo multiparámetro Hann Instrument HI9829, EE.UU.

Los estanques de tierra del IIAP Iquitos tiene la captación de agua por lluvias y de aguas subterráneas propias de estas zonas con un vaciamiento periódico para la limpieza. Las especies criadas en estos estanques eran el paco, gamitanas, doncellas y paiches además de la especie colectada. Las pirañas tenían un peso y tamaño

promedio. La alimentación de las especies de producción de esos estanques fue con alimento comercial de producción local. Al momento de la colección se tomaron los parámetros del estanque E10 y E11 en los días de recolección registrándose temperatura, oxígeno disuelto, pH, CE y Solidos totales disueltos TSE (Apéndice 2).

### **5.3 Población y obtención de muestra**

La población estuvo constituida por pirañas de vientre rojo *P. nattereri* juveniles recolectadas aleatoriamente, provenientes de los estanques del IIAP de Iquitos producidas bajo las mismas condiciones con un peso y longitud promedio. La obtención de los ejemplares se realizó en los meses de enero y febrero del 2021. Los especímenes fueron trasladados en baldes con agua para al laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP).

La muestra estuvo constituida por el subconjunto de tejidos almacenados, fichas de muestreo y colecta (Anexo 2) de 30 pirañas de vientre rojo colectadas en el IIAP Iquitos y almacenadas en el banco de muestras del Laboratorio de Parasitología Animal de la FMVZ, UPCH, esto de acuerdo al cálculo de muestra para la detección de enfermedad con una prevalencia límite de 10% y un nivel de confianza del 95%.

### **5.4 Análisis parasitológico**

#### **5.4.1 Colecta de parásitos**

Los arcos branquiales, a excepción del tercio medial del segundo arco branquial derecho, fueron colocados en agua a 65° y agitados durante 1 min, para que los

monogéneos mueran relajados y estirados, luego se añadió formalina al 10% para su conservación (Jerônimo *et al.*, 2012) en el Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del IIAP Iquitos para la preservación de las muestras.

#### **5.4.2 Montaje**

El montaje de los parásitos en las láminas fue realizado en el Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del IIAP Iquitos, para ello se colocaron los monogéneos entre láminas cubre y portaobjetos con solución Hoyer's para la clarificación y observación de las estructuras esclerotizadas logrando así la identificación según las barras, anclas, ganchos y complejo copulador.

#### **5.4.3 Conteo e identificación de monogéneos**

El conteo e identificación de los parásitos fue realizado en el Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del IIAP, Iquitos y el Laboratorio de Parasitología de la FMVZ, UPOCH mediante el uso de un estereoscopio estándar y un microscopio de contraste de fases, Leica D7500, para visualizar las estructuras esclerotizadas. Con respecto a la identificación de monogéneos se tomó en cuenta las descripciones y características taxonómicas según: Boeger *et al.*, 2006, Mota y Malta, 2015, Kritsky *et al.*, 1992, Kritsky *et al.*, 1996 y Kritsky *et al.*, 1997, 1998.

#### **5.4.4 Índices parasitológicos**

El análisis cuantitativo de los índices parasitarios fue expresado según Bush *et al.*, 1997.

### Frecuencia (%)

Es el número de hospederos infectados por parásitos divididos entre el número de peces analizados por 100.

$$F = \frac{\text{Numero de peces infectados}}{\text{Numero de peces analizados}} \times 100$$

### Intensidad media

Es el número total de parásitos de una especie, dividido por el número de peces infectados

$$IM = \frac{\text{Número total de parásitos}}{\text{Número de peces infectados}}$$

### Abundancia media

Es el número total de parásitos dividido por el número total de peces examinados



$$AM = \frac{\text{Número total de parásitos}}{\text{Numero de peces examinados}}$$

#### Estatus comunitario

Este índice se calculó de acuerdo a la frecuencia de parásitos encontrados en ambas branquias clasificándolas en un estrato central, secundario y raro. Esto según lo expuesto por Bush y Holmes, 1986. En donde; a) Principal o central: Son las especies de parásitos que están presentes en más de 2/3 en el hospedero, b) Secundario: Especies que están presentes en una a dos terceras partes en el hospedero, y c) Raros o satélites: Son aquellas especies que están presentes en menos de un tercio en el hospedero.

#### 5.4.5 Factor de Fulton K

Para determinar el estado de salud de los peces colectados se usó el factor de condición de Fulton ( $K$ ) que se expresa por la siguiente relación:

$$K = \frac{W}{L^3}$$

Donde:

W = Peso del pez en gramos

L = Longitud de pez en centímetros

Esta cifra está basada en la relación hipotética entre la longitud y el peso de los individuos de crecimiento isométrico conforme a la ley del cubo (Leyton *et al.*, 2015).

### **5.5 Análisis histopatológico**

El examen histopatológico se tomó la porción medial del segundo arco branquial del lado derecho de los peces y que fueron fijados en formol tamponado al 10% colectados en el IIAP de Iquitos y almacenados en el Laboratorio de Parasitología Animal de la FMVZ, UPCH. Las muestras fueron procesadas mediante el método rutinario de deshidratación en diferentes concentraciones graduales de alcohol etílico para luego ser incluidas en bloques de parafina, clarificadas y seccionadas en cortes de tres a cinco micras para luego ser finalmente coloreadas con tinción Hematoxilina-Eosina (H&E). Las láminas se observaron en un microscopio convencional de luz artificial Nikon Eclipse Ei y se anotaron las alteraciones branquiales en la ficha correspondiente (Anexo 3).

Para la clasificación de las lesiones histológicas se tomó de referencia el siguiente cuadro:

<b>Ausente</b>	Ausencia de lesiones en las muestras
<b>Leve</b>	Presencia de la lesión hasta el 25% de las muestras
<b>Moderado</b>	Presencia de la lesión del 25% hasta 50% de las muestras
<b>Severo</b>	Presencia de la lesión del 50% hasta el 100% de las muestras

## VI. RESULTADOS

### 6.1 Identificación de monogeneos

El reconocimiento de los parásitos se realizó mediante la microscopía de contraste de fases. Esto permitió observar y caracterizar las estructuras esclerotizadas propias de cada especie, las cuales son fundamentales para su identificación tanto a nivel interno como externo. Los monogeneos encontrados corresponden a la siguiente clasificación taxonómica.

#### 6.1.1 Clasificación taxonómica de *Anacanthorus*, Boeger & Kritsky, 1988

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
Clase	Monogenoidea Bychowsky, 1937
Orden	Dactylogyridea Bychowsky, 1937
Familia	Dactylogyridae Bychowsky, 1933
Subfamilia	Ancyrocephalinae Bychowsky, 1937
Género	<i>Anacanthorus</i> Mizelle e Price, 1965

#### 6.1.2 Caracterización morfológica del género *Anacanthorus* Mizelle y Price, 1965 y sus especies identificadas

Descripción basada en 149 especímenes de *A. thatcheri*, Boeger & Kritsky, 1988, 107 especímenes de *A. reginae*, Boeger & Kritsky, 1988, 1 espécimen de *A. amazonicus*, sp. n. y 1 espécimen de *A. sciponophallus*, sp. n. identificados.

Como característica determinante del género es que posee un haptor bilobulado armado con 7 pares de ganchos siendo 4 ventrales y 3 dorsales además de la ausencia de anclas y barras. Como características generales, tiene un cuerpo de tipo fusiforme dividido en región cefálica, tronco, pedúnculo y haptor. De tegumento fino, liso y con una región pedunculada ondulada. Cuatro lóbulos cefálicos siendo dos terminales y dos bilaterales. Órganos cefálicos presentes situados posterior, lateral y dorsal a la faringe. Manchas oculares presentes. Faringe muscular y glandular. Esófago presente, dos ciegos intestinales posteriores al testículo sin divertículo. Gónadas con partes levemente superpuestas, intercecales y con poro genital común medio ventral. Testículo postovariano, vaso deferente que se expande en una vesícula seminal fusiforme. Cirrus esclerotizado presente, la pieza accesoria puede estar presente o no. Ovario cercano al cuerpo medio, oviducto corto, útero bien desarrollado con región terminal variablemente esclerotizada. Dos bandas bilaterales de vitelino cercano a los ciegos terminales, el viteloducto está anterior al ovario ventral.

*Anacanthorus thatcheri* tiene un cirrus largo en forma de “J”, base con proceso puntiagudo anterior, la punta del cirro con abertura subterminal y proyección distal espatulada. La pieza accesoria no está articulada al cirro y tiene una pequeña expansión cerca de la mitad de su extensión.

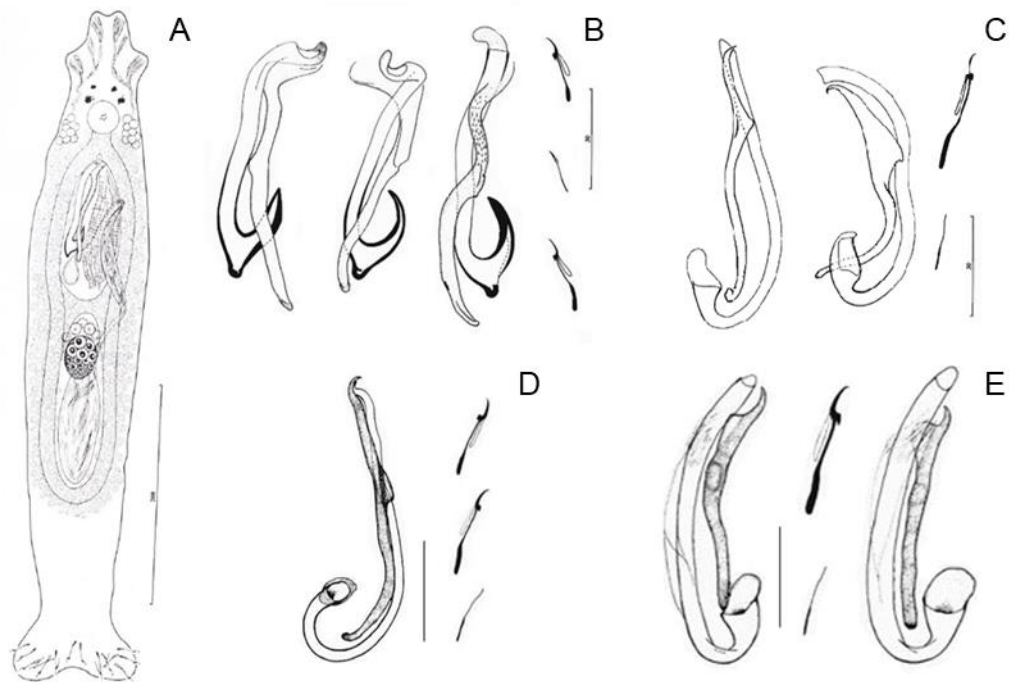
*Anacanthorus reginae* tiene un cirrus largo en forma de “J” con una base simple. La pieza accesoria no está articulada a la base del cirro, tiene forma de bastoncillo con un área de expansión subterminal variable, la cual es determinante para su

diferenciación con las demás especies de *Anacanthorus*. Está relacionada con *A. neotropicalis* en base a la morfología comparativa en los ganchos y haptor.

*Anacanthorus amazonicus* tiene un cirrus y una pieza accesoria no articulada. Cirro en forma de “J” con colgajo basal corto, en forma de “pluma” submedial y ligero engrosamiento de la pared del eje terminal. La pieza accesoria tiene forma de bastoncillo con punta ganchuda, el punto de articulación submedial está ligeramente elevado con un colgajo subterminal variable. Se diferencia de otras especies por su cirro más robusto y el colgajo en la porción distal de la pieza accesoria.

*Anacanthorus sciponophallus* tiene un cirrus en forma de “J” con un colgajo basal ovalado pequeño, terminalmente engrosado. Su pieza accesoria tiene forma de varilla con punta aguda ligeramente recurvada. Tiene un punto de articulación submedial indistinto a ligeramente elevado. Esta especie tiene una semejanza morfológica de los ganchos y complejo copulador con el *A. serrasalmi* sin embargo se diferencia de esta por tener una base cirral más pequeña y ovalada y una pieza accesoria más larga y recta con una punta ligeramente curvada.

Otras características específicas en las especies encontradas de este género en el presente estudio se corrobora con lo determinado por Boeger y Kritsky, 1988 y Van Every y Kritsky, 1992.



**Figura 1.** 1A *Anacanthorus thatcheri* vista ventral (Boeger y Kritsky, 1988) Figura esquematizada en una escala de 200  $\mu\text{m}$ . Complejos copulatorios esquematizados en una escala de 30  $\mu\text{m}$ . 1B. Perteneciente a *A. thatcheri*. 1C Perteneciente a *A. reginae*. 1D Ganchos y complejo copulatorio perteneciente a *A. amazonicus*. 1E. Ganchos y complejo copulatorio perteneciente a *A. sciponophallus*. Fuente: Boeger y Kritsky, 1988 y Van Every y Kritsky, 1992.

### 6.1.3 Clasificación taxonómica de *Amphithecium*, Boeger & Kritsky, 1998

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
SubClase	Monogenoidea Bychowsky, 1937
Ordem	Dactylogiridea Bychowsky, 1937
Família	Dactylogiridae Bychowsky, 1933
Subfamília	Ancyrocephalinae Bychowsky, 1937
Gênero	<i>Amphithecium</i> Boeger e Kritsky, 1998

**6.1.4** Caracterización morfológica del género *Amphithecium* Boeger y Kritsky, 1998 y sus especies identificadas.

Descripción basada en 68 especímenes de *A. junki* Boeger & Kritsky, 1988, 50 especímenes de *A. calycinum* Boeger & Kritsky, 1988, 10 especímenes de *A. falcatum*, Boeger & Kritsky, 1988 y 10 especímenes de *A. brachycirrum*, Boeger & Kritsky, 1988 identificados.

El carácter fundamental para la identificación del género es la presencia de dos vaginas bilaterales no esclerotizadas y dilatadas cada una dando una vuelta alrededor de sendos ciegos intestinales abriéndose en las superficies dorso laterales. Mientras que en cuanto a características generales posee un cuerpo fusiforme, achatado dorsoventralmente. Se divide en región cefálica, cuello, pedúnculo y haptor. De tegumento fino, liso con escamas o papilas. Dos lóbulos bilaterales cefálicos terminales y glándulas cefálicas unicelulares presentes. Cuatro ojos, el par anterior raramente está ausente, gránulos elongados y ovales. Boca subterminal ventral. Faringe muscular y glandular. Esófago corto. Dos ciegos intestinales confluentes y posteriores a los testículos sin divertículos. Gónadas intercecales. Testículo dorsal al germario. Vaso deferente da vuelta en el ciego intestinal izquierdo. La vesícula seminal no tiene dilatación. Próstata con dos áreas bilaterales glandulares dorsales a los ciegos. Poro genital ventral medial cerca y al nivel de la bifurcación cecal. El complejo copulatorio comprende en una pieza accesoria articulándose en la base del órgano copulatorio tubular por un proceso de articulación proximal, flexible y variable. Presencia de dos vaginas bilaterales no



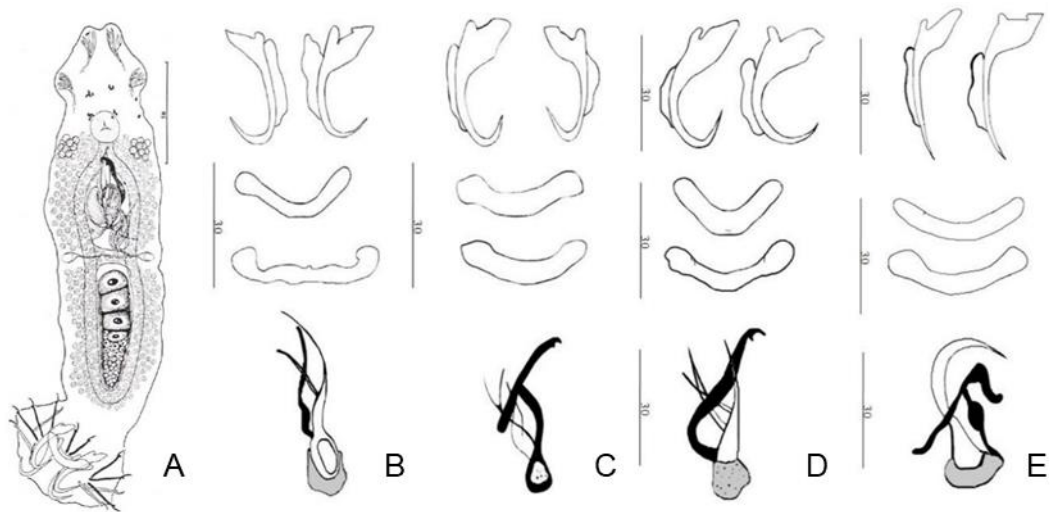
esclerotizadas abriéndose en las superficies dorsolaterales. Receptáculo seminal generalmente ausente. Haptor sub hexagonal, siete pares de ganchos similares con distribución ancirocefalinae.

*Amphithecium brachycirrum* no posee una terminación en gancho en la pieza accesoria lo que la diferencia de las demás especies del género *Amphithecium* que si lo posee con cierto grado de variabilidad. El nombre de esta especie proviene de griego que hace referencia a lo pequeño que es el tamaño de su complejo copulador.

*Amphithecium falcatum* se asemeja a *A. calycinum* en las estructuras esclerotizadas del haptor el cual posee terminaciones en forma de gancho u hoz en la pieza accesoria. Además *A. calycinum* posee una terminación en el cirrus espatulada mientras que en *A. falcatum* tiene esta terminación en agudo.

*Amphithecium junki* por su parte posee anclas semejantes a las de *A. catolonensis* sin embargo se diferencia por poseer un ramo del cirrus en forma de cuchilla además de ganchos con alas más cortas.

Otras características particulares en las especies encontradas de este género en el presente estudio se corrobora con lo determinado por Boeger & Kritsky, 1988 y Kritsky *et al.*, 1997.



**Figura 2.** 2A. *Amphithecium falcatum* vista ventral (Boeger y Kritsky, 1998) Figura esquematizada en una escala de 50 µm. Complejo de anclas, barras ventrales y dorsales y complejo copulatorio de las especies del género *Amphithecium* spp. esquematizadas en una escala de 30 µm. Estructuras esclerotizadas: 2B Pertenciente a *A. brachycirrum*. 2C Pertenciente a *A. calycinum*. 2D Pertenciente a *A. falcatum*. 2E Pertenciente a *A. junki*. Fuente: Morais, 2011.

### 6.1.5 Clasificación taxonómica de *Notozothecium minor*, Boeger & Kritsky, 1988

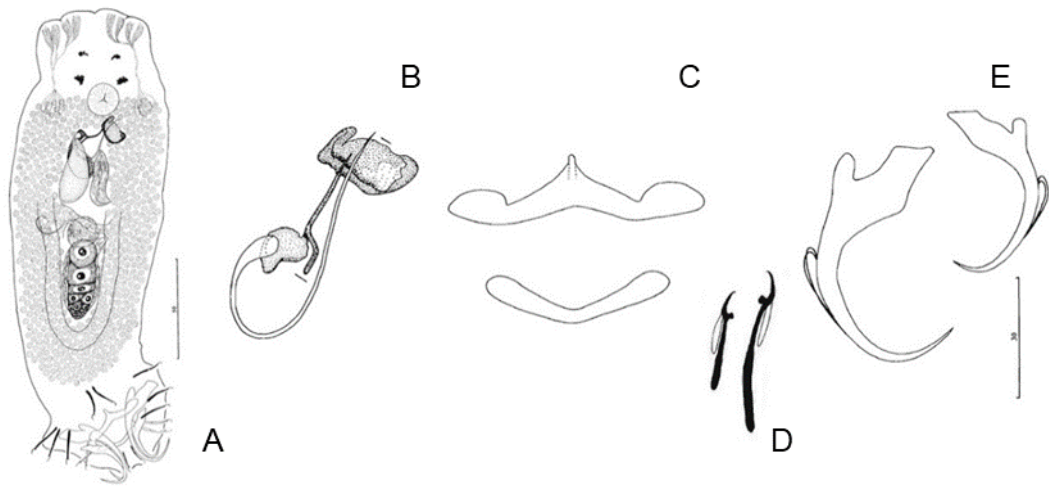
Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
Clase	Monogenoidea Bychowsky, 1937
Orden	Dactylogyridea Bychowsky, 1937
Familia	Dactylogyridae Bychowsky, 1933
Subfamilia	Ancyrocephalinae Bychowsky, 1937
Género	<i>Notozothecium</i> , Boeger & Kritsky, 1988

**6.1.6** Caracterización morfológica de *Notozothecium minor* Boeger & Kritsky, 1988

Descripción basada en 42 especímenes de *Notozothecium minor* Boeger & Kritsky, 1988 identificados.

Posee un cuerpo compuesto por región cefálica, tronco, pedúnculo y haptor. Tegumento delgado, liso o con anillamientos escamosos. Dos terminales, 2 lóbulos cefálicos bilaterales y 4 ojos. Boca subterminal y medioventral; faringe muscular, glandular; esófago corto; 2 ciegos intestinales confluentes posteriores al testículo, sin divertículos. Gónadas intercecales, dos reservorios prostáticos. Las próstatas comprenden áreas glandulares bilaterales situadas dorsalmente a los ciegos. Poro genital medioventral cerca del nivel de la bifurcación cecal. El complejo copulador está compuesto por órgano copulador articulado y pieza accesoria. El órgano copulador es un tubo alargado en espiral con anillo en sentido antihorario. La pieza accesoria tiene proceso de articulación proximal, varilla distal y placa terminal flabelada. Vagina única no dilatada y ligeramente esclerotizada. Ciego intestinal derecho en bucle, que se abre en la superficie dextrodorsal del tronco. Receptáculo seminal que se encuentra en la línea media anterior al germario. Haptor globoso a subhexagonal con complejos ancla/barra dorsal y ventral, 7 pares de ganchos con distribución ancirocefalinae. Barra ventral con proyección anteromedial. Anzuelos o ganchos similares, cada uno con pulgar truncado que sobresale, punta delicada, vástago que comprende 2 subunidades.

*Notozothecium minor* se distingue de las otras especies congéneres por tener una doble curva cerca de la mitad de la longitud de la varilla distal de la pieza accesoria.



**Figura 3.** 3A *Notozothecium minor* en vista ventral. Figura esquematizada en una escala de 50 µm. Estructuras esclerotizadas de *Notozothecium minor* (Boeger and Kritsky, 1988) esquematizadas en 30 µm: 3B Complejo copulatorio (visión ventral). 3C. Barra ventral y dorsal. 3D. Par de ganchos. 3E. Par de anclas. Fuente: Boeger y Kritsky, 1988.

**6.1.7** Clasificación taxonómica de *Enallothecium aegidatum*, Boeger & Kritsky, 1998

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
SubClase	Monogenoidea Bychowsky, 1937
Ordem	Dactylogiridea Bychowsky, 1937
Família	Dactylogiridae Bychowsky, 1933
Subfamília	Ancyrocephalinae Bychowsky, 1937
Género	<i>Enallotecium</i> Boeger y Kritsky, 1998

**6.1.8** Caracterización morfológica de *E. aegidatum*, Boeger & Kritsky, 1998

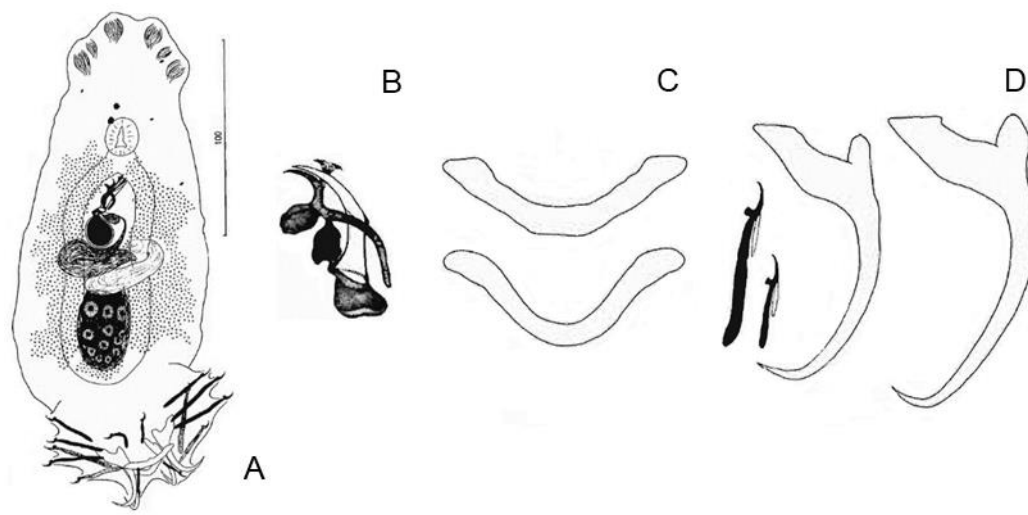
Descripción basada en un espécimen de *Enallothecium aegidatum*, Boeger y Kritsky, 1998 identificados.

Cuerpo dorsoventralmente achatado dividido en región cefálica, cuello, pedúnculo y haptor. Tegumento fino, liso o con anulaciones. Dos lóbulos cefálicos terminales bilaterales, órganos cefálicos presentes, glándulas cefálicas unicelulares laterales o posteriores a la faringe. Ojos pocos desarrollados o ausentes. Boca subterminal medio ventral, faringe muscular y glandular, esófago corto o ausente, dos ciegos intestinales y dos gónadas sin divertículos. Testículo dorsal al ovario, vaso deferente dando vuelta al ciego intestinal izquierdo, vesícula seminal es una dilatación del vaso deferente en forma de C. Posee dos reservorios prostáticos. El Complejo copulatorio comprende un cirrus articulado con pieza accesoria. Órgano copulatorio en forma de tubo corto con abertura diagonal. Receptáculo seminal ausente, vagina dorsal izquierda, dilatada, no esclerotizada dando una vuelta en el

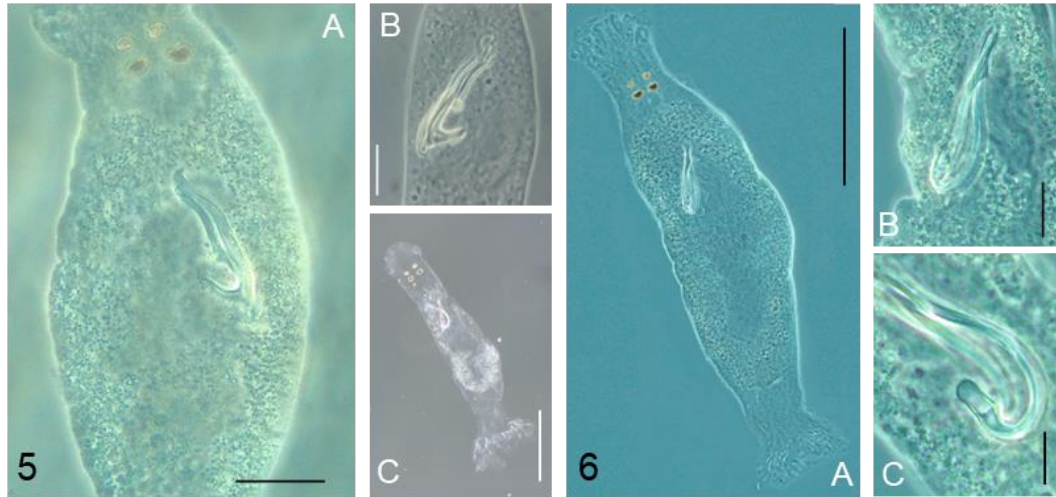
lado izquierdo del ciego, poro genital ventral próximo y a nivel de la bifurcación cecal. Haptor subhexagonal con pares de anclas dorsales y ventrales, barras dorsales y ventrales, siete pares de ganchos con la distribución ancirocefalinae.

*Enallothecium aegidatum* se diferencia de sus congéneres principalmente por tener anclas con ejes alargados, un tallo más alargado y robusto, pieza accesoria con menor proyección y ancla dorsal ligeramente menor que la ancla ventral. Además, presenta una proyección pequeña tipo umbela esclerotizada en la pieza accesoria.

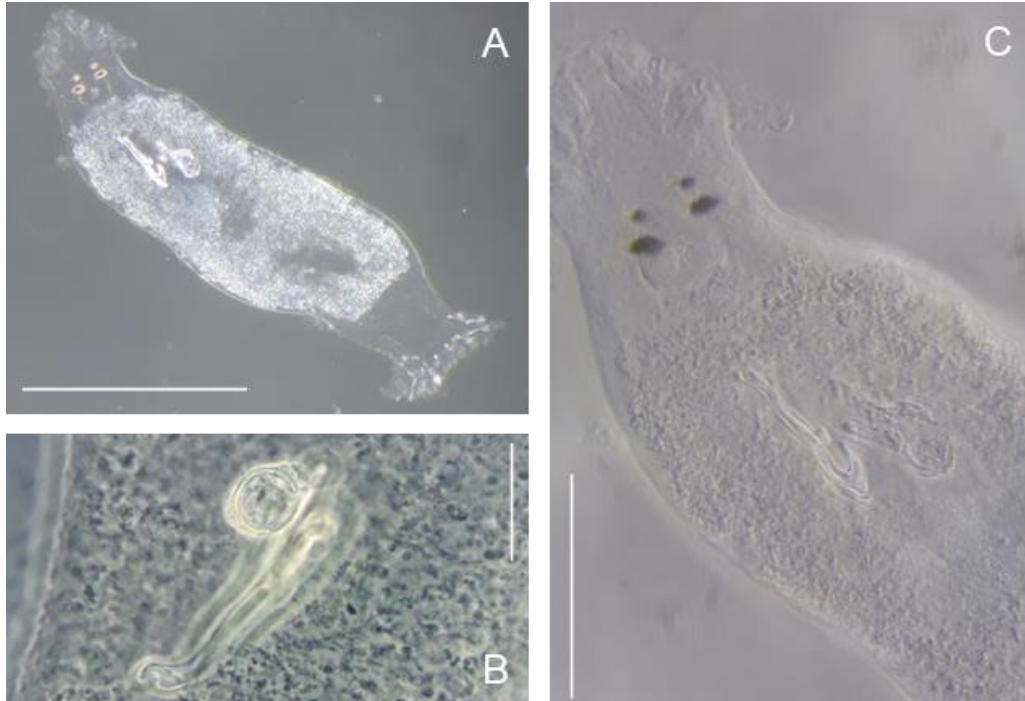
Inicialmente fue descrita como *Notothecium aegidatum* por Boeger y Kritsky (1988) parasitando las branquias de pirañas sin embargo luego fue cambiado al género *Enallothecium* por Kritsky *et al.*, 1998. (Mota & Malta, 2015).



**Figura 4.** 4A *Enallothecium spp.* (vista ventral) Figura esquematizada en una escala de 100 µm. Estructuras esclerotizadas de *Enallothecium aegidatum* (Boeger y Kritsky, 1998) en una escala de 25 µm. 4B. Complejo copulatorio vista ventral. 4C. Barra ventral y dorsal. 4D. Par de ganchos y anclas dorsal y ventral. Fuente: Kritsky *et al.*, 1998.

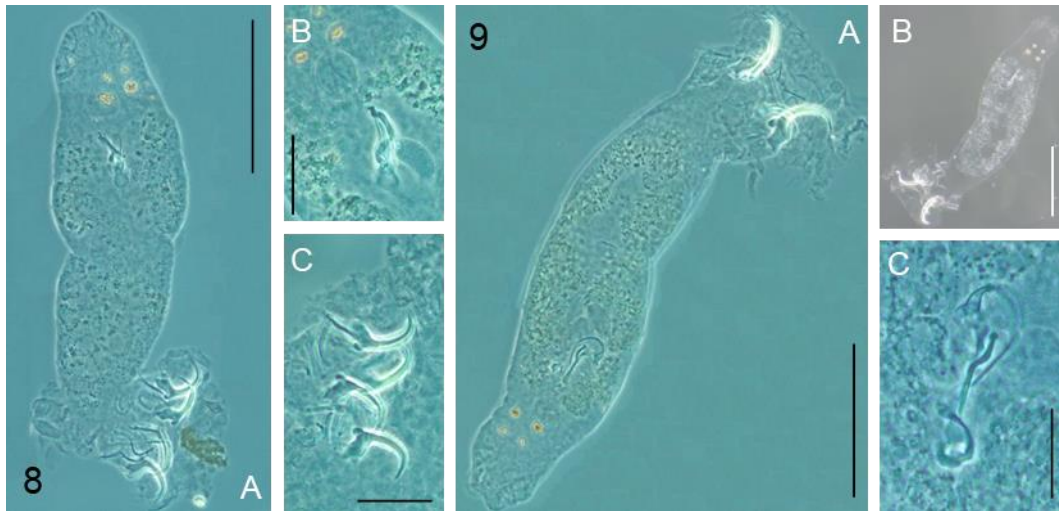


**Figura 5-6.** Monogeneos del género *Anacanthorus*. **5 A-C.** *Anacanthorus thatcheri*. 5A y B. Ejemplar con complejo copulador de protuberancia media y cirrus en forma de “j” y base en gancho, aumento de 60x. 5.C Vista completa en aumento de 20x. **6 A-C.** *Anacanthorus reginae*. 6A. Vista completa de *A. reginae*. 6B Detalle de proyección de triangular característica de esta especie. 6C Detalle de cirrus en forma de “j” con base simple. Clarificación: Hoyer´s.

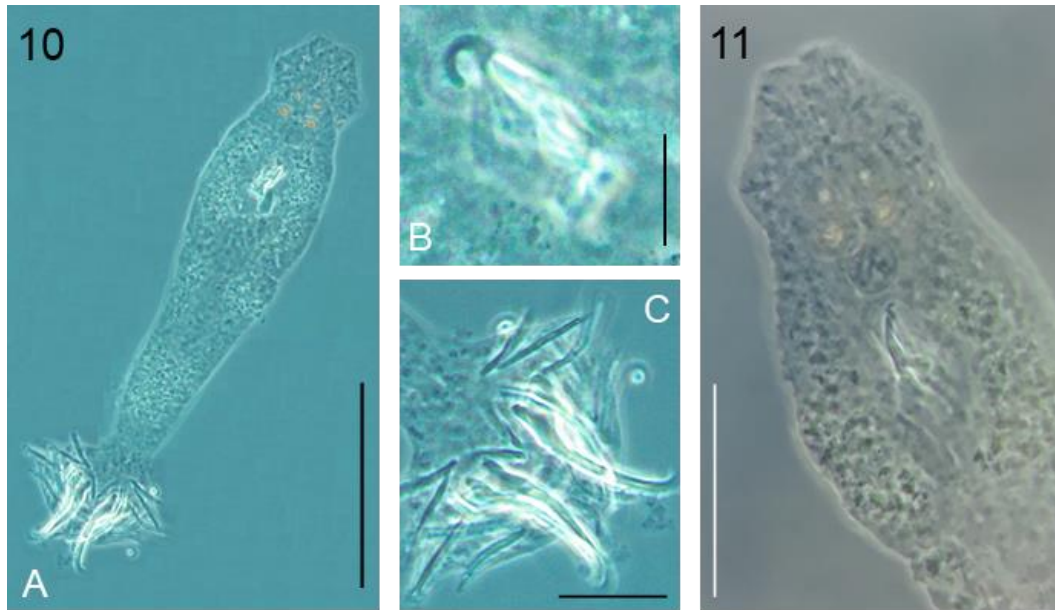


**Figura 7.** *A. thatcheri* con útero y huevo cercano al complejo copulador. 7 A y C. Vista del cuerpo completo en aumento del 20x, nótese el haptor compuesto por ganchos y la ausencia de anclas (7 A). 7B. Huevo junto a complejo copulador, aumento de 60x. 7C. Detalle del extremo anterior, complejo copulador y remanente del útero, aumento de 40x. Clarificación: Hoyer´s.





**Figura 8- 9.** 8 A-C. *Amphitecium calycinum*. 8A. Cuerpo completo. 8B. Ocelos, faringe y complejo copulador. 8C. Detalle del haptor con ganchos y anclas. 9 A-C. *Notozothecium minor*. 9A y B. Cuerpo completo con aumento de 60x y 20x, respectivamente. 9C. Complejo copulador. Clarificación: Hoyer's



**Figura 10-11.** Monogeneos del género *Amphitecium*. **10 A-C.** *Amphitecium junki*. 10A. Vista del cuerpo completo. 10B. Detalle del complejo copulatorio, aumento de 60x. 10C. Detalle del haptor con ganchos y anclas, aumento de 60x. **11.** *Amphitecium falcatum* con detalle del extremo anterior con ocelos, faringe y complejo copulador, aumento de 60x. Clarificación: Hoyer's.

## 6.2 Índices parasitológicos

De los 30 especímenes, todas se encontraban parasitadas en las branquias con un total de 13463 monogeneos, un 100% de frecuencia total (F%) de monogeneos, una intensidad media (IM) de 488.8 parasito/pez y abundancia media (AM) de 488.8 parasito/pez. Las especies identificadas fueron: *Anacanthorus thatcheri*, *Anacanthorus reginae*, *Anacanthorus amazonicus*, *Anacanthorus sciponophallus*, *Amphithecium junki*, *Amphithecium calycinum*, *Amphithecium falcatum*, *Amphithecium brachycirrum*, *Notozothecium minor* y *Enallothecium aegidatum* en branquias. En siete especímenes no determinó las especies, no obstante, si se identificó el género; *Notozothecium* y *Amphithecium*. Los índices parasitológicos, estatus comunitarios y lugar de fijación están descritas en la tabla 1 y 2.

PARÁSITOS	NPI	ÍNDICES PARASITOLÓGICOS			
		F (%)	IM	A	AM
<b>MONOGENEA</b>	30	100.0	448.8	13463.0	448.8
<i>Anacanthorus thatcheri</i>	29	96.7	143.9	4174.0	139.1
<i>Anacanthorus reginae</i>	28	93.3	115.4	3231.0	107.7
<i>Amphithecium junki</i>	24	80.0	84.1	2020.0	67.3
<i>Amphithecium calycinum</i>	24	80.0	61.7	1481.0	49.4
<i>Notozothecium minor</i>	22	73.3	61.2	1346.0	44.9
<i>Amphithecium falcatum</i>	12	40.0	22.4	269.0	9.0
<i>Amphithecium brachycirrum</i>	7	23.3	38.5	269.0	9.0
<i>Amphithecium sp.</i>	5	16.7	26.9	135.0	4.5
<i>Enallothecium aegidatum</i>	3	10.0	13.5	41.0	1.3
<i>Anacanthorus amazonicus</i>	1	3.3	40.4	40.0	1.3
<i>Anacanthorus sciponophallus</i>	1	3.3	26.9	27.0	0.9
<i>Notozothecium sp.</i>	1	3.3	26.9	27.0	0.9

NPI= Número de peces infectados; F (%) = Frecuencia; I= Intensidad; IM= Intensidad media; A= Abundancia, Abundancia media.

**Tabla 1.** Índice parasitológico registrado en 30 pirañas de vientre rojo *P. nattereri* procedentes de los estanques del IIAP, Iquitos departamento de Loreto- Perú.

PARÁSITOS	FRECUENCIA F (%)	ESTATUS COMUNITARIO*	LUGAR DE FIJACION
<i>Anacanthorus thatcheri</i>	96.7	Central	Branquias
<i>Anacanthorus reginae</i>	93.3	Central	Branquias
<i>Amphithecium junki</i>	80.0	Central	Branquias
<i>Amphithecium calycinum</i>	80.0	Central	Branquias
<i>Notozothecium minor</i>	73.3	Central	Branquias
<i>Amphithecium falcatum</i>	40.0	Secundario	Branquias
<i>Amphithecium brachycirrum</i>	23.3	Secundario	Branquias
<i>Amphithecium sp.</i>	16.7	Secundario	Branquias
<i>Enallothecium aegidatum</i>	10.0	Secundario	Branquias
<i>Anacanthorus amazonicus</i>	3.3	Raro	Branquias
<i>Anacanthorus sciponophallus</i>	3.3	Raro	Branquias
<i>Notozothecium sp.</i>	3.3	Raro	Branquias

\*Principal o central (> 45%); Secundarios (entre 10 y 45%); Raros “satélite” (<10%)

**Tabla 2.** Estatus comunitario y lugar de fijación de los parásitos encontrados en 30 pirañas de vientre rojo *P. nattereri* procedentes de los estanques del IIAP, Iquitos departamento de Loreto- Perú.

### 6.3 Estado de salud de los peces

Se estimó la salud de los peces mediante el Factor de condición de Fulton ( $K$ ) de los 30 ejemplares en la siguiente tabla.

ESPECIE	PESO MEDIO	LONGITUD MEDIO	(K)	AMPLITUD (K)
<i>P. nattereri</i>	80.71	14.7	2.53	1.86- 3.25

**Tabla 3.** Factor de condición de Fulton en *P. nattereri* colectados en los estanques del IIAP-Iquitos, Perú.

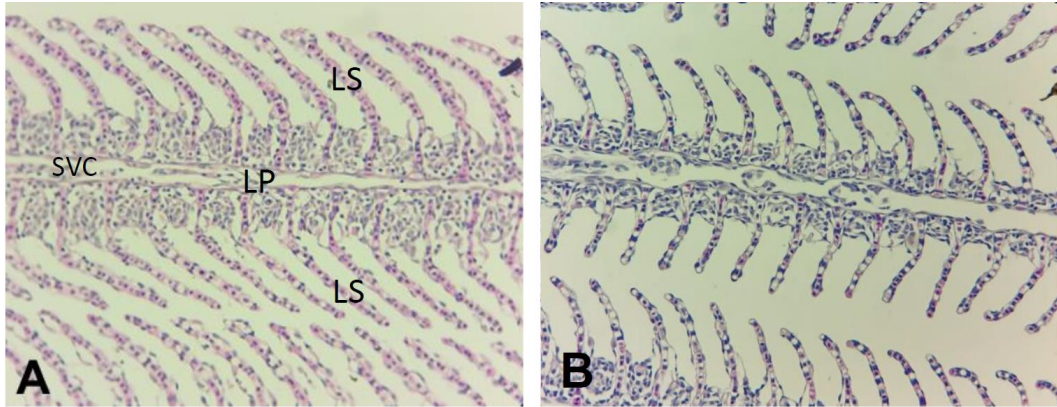
### 6.4 Análisis histopatológico

Se observó principalmente lesiones como hiperplasia interlamelar en un 66.6% (20/30) y desprendimiento de epitelio de la lamela en un 50% (15/30), seguido de fusión de lamelas secundarias en un 36.6% (11/30) e hiperplasia de la lamela secundaria en un 26.6% (8/30), y con un menor porcentaje se presentó edema justalamelar en un 13.3% (04/30) y en un 6.6% (02/30) congestión e inflamación cada uno (Tabla 4). Todas estas lesiones con una presentación leve predominantemente. Además, se encontró agregados linfocitarios y quistes de myxozoos en un 86.6% (26/30) y 26.6% (08/30), respectivamente.

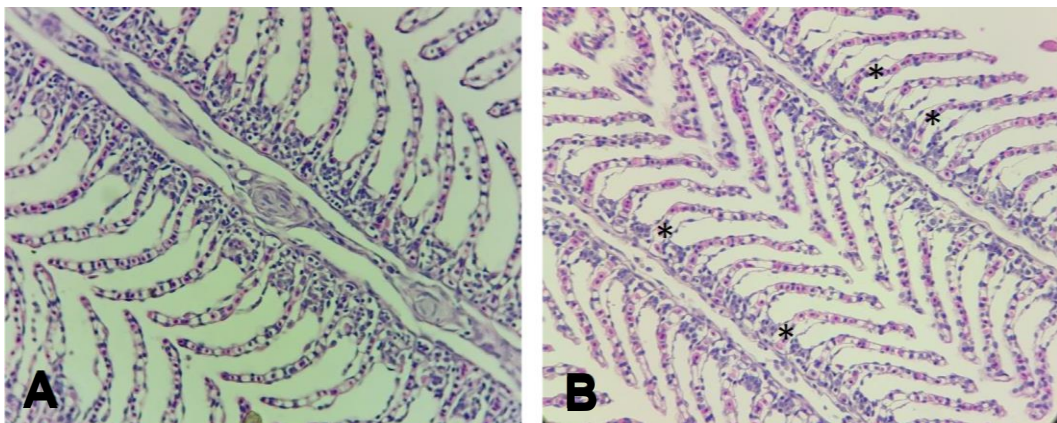
TRASTORNOS	TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCION			N	%
		Leve	Moderado	Severo		
<b>De crecimiento</b>	Hiperplasia interlamelar	10	9	1	20/30	66.6
	Hiperplasia de lamela secundaria	8	0	0	08/30	26.6
	Fusión de Lamelas secundarias	11	0	0	11/30	36.6
<b>Degenerativo</b>	Desprendimiento del epitelio de la lamela	8	6	1	15/30	50
<b>Hemodinámico</b>	Congestión de vena central	4	0	0	04/30	13.3
	Edema justalamelar	4	1	0	05/30	19.9
<b>Inflamatorio</b>	Branquitis	1	1	0	02/30	6.6
<b>Otros</b>	Quistes de myxozoos	-	-	-	08/30	26.6
	Agregados linfocitarios	-	-	-	26/30	86.6

\*N= Numero de lesiones, %= Porcentaje de lesiones

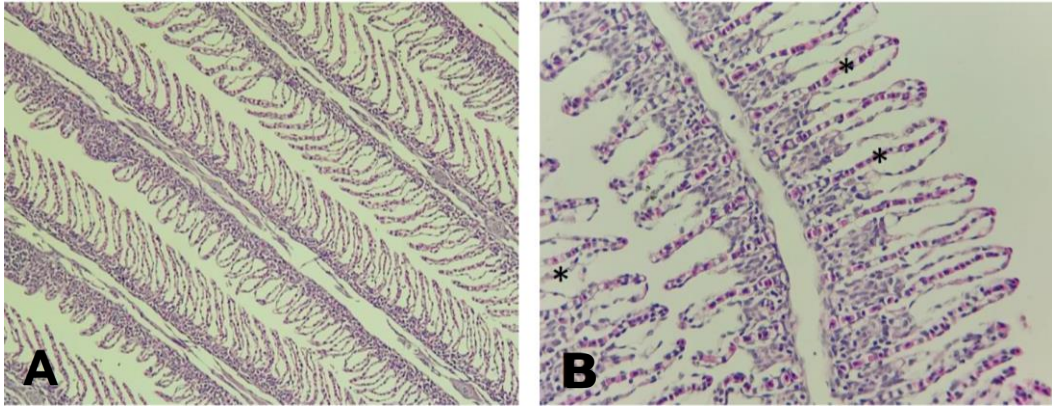
**Tabla 4.** Lesiones histológicas en las branquias, según el tipo de lesiones y grado de afección en pirañas de vientre rojo *P. nattereri* procedentes de los estanques del IIAP- Iquitos, Perú.



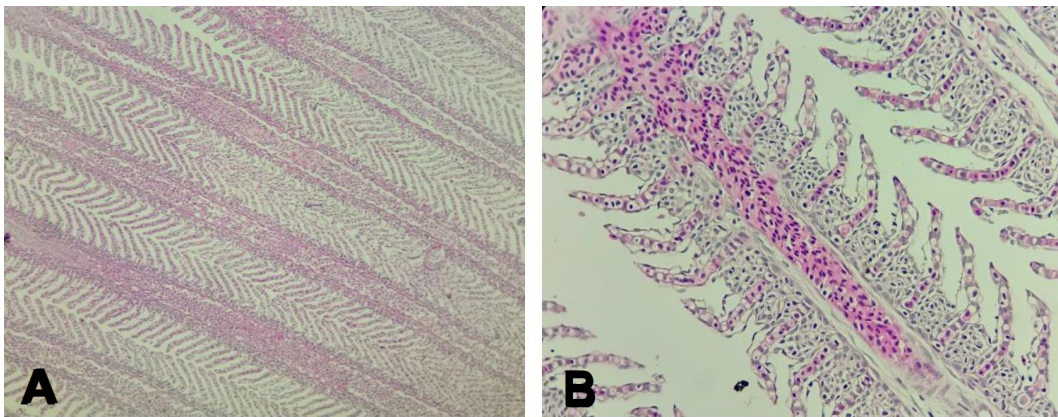
**Figura 12.** Tejido branquial de *P. nattereri* sin lesiones con las principales estructuras: lamela primaria (LP), lamela secundaria (LS), Seno venoso central (SVC) con una morfología histológica conservada. 40x. H&E.



**Figura 13.** Tejido branquial de *P. nattereri* con edema justamelar en la base de las lamelas secundarias (asterisco). Aumento de 40x. H&E.

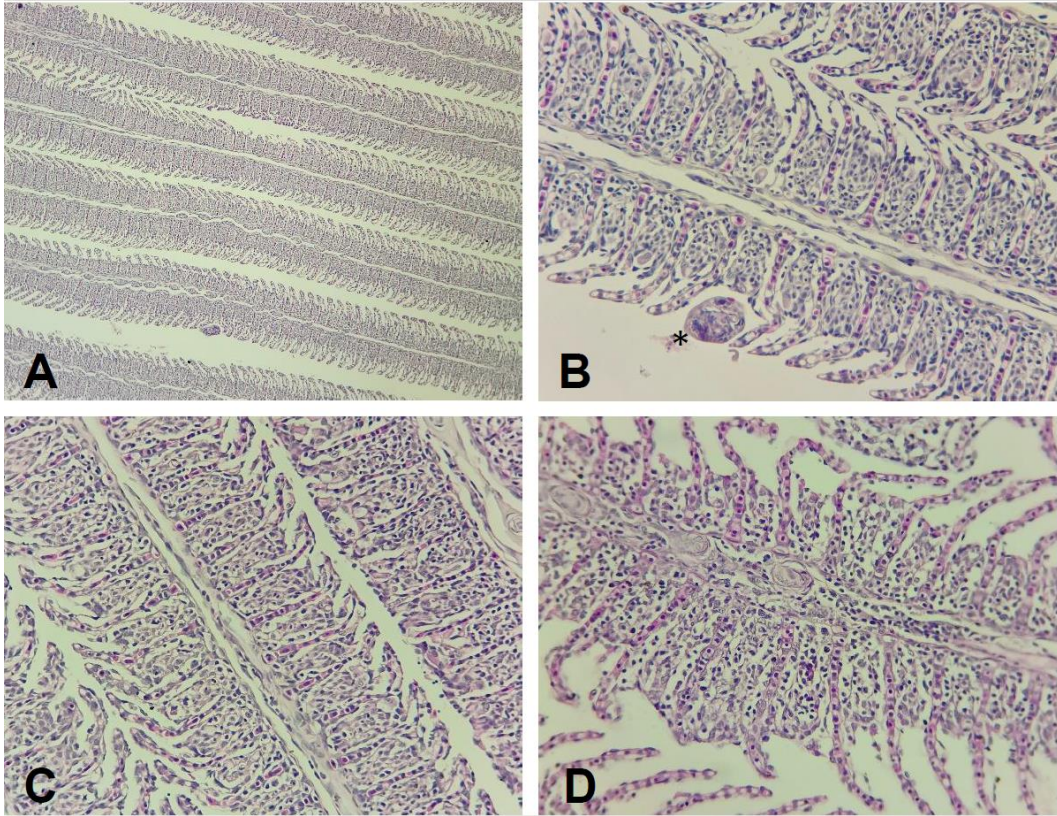


**Figura 14.** Tejido branquial de *P. nattereri* con desprendimiento de epitelio de la lamela secundaria. Aumento de 10x (A) y 40x (B). H&E.

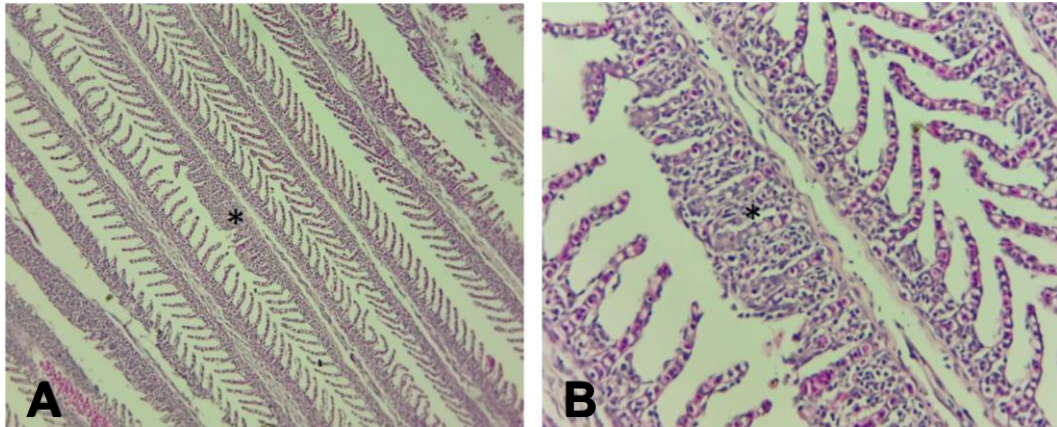


**Figura 15.** Tejido branquial de *P. nattereri* con dilatación y congestión en la vena central además de cierto grado de hiperplasia interlamelar, con aumento del 10x (A) y 40x (B). H&E.

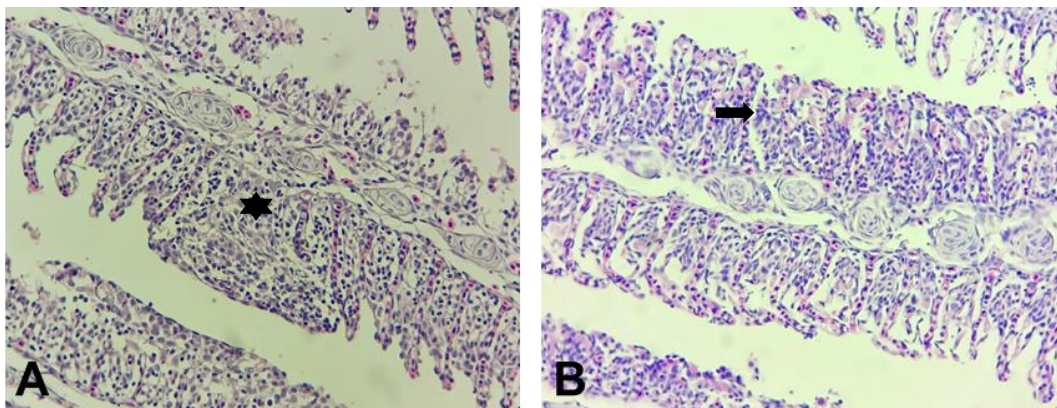




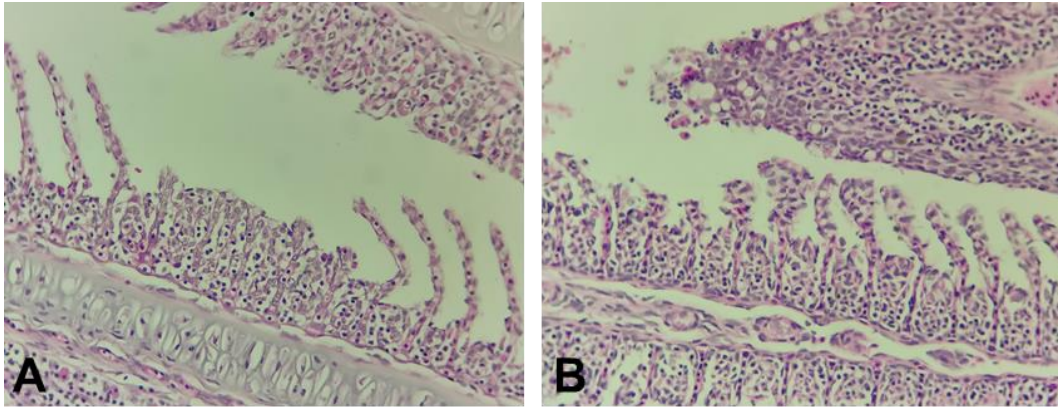
**Figura 16.** Tejido branquial de *P. nattereri* con hiperplasia interlamelar en diferentes grados. A. Tejido branquial menor aumento. B. Monogeneo presente cortado trasversalmente entre las lamelas secundarias. C. Hiperplasia interlamelar de crecimiento uniforme y difuso D. Hiperplasia interlamelar de crecimiento irregular. Aumento de 10x (A) y 40x (B-D). H&E.



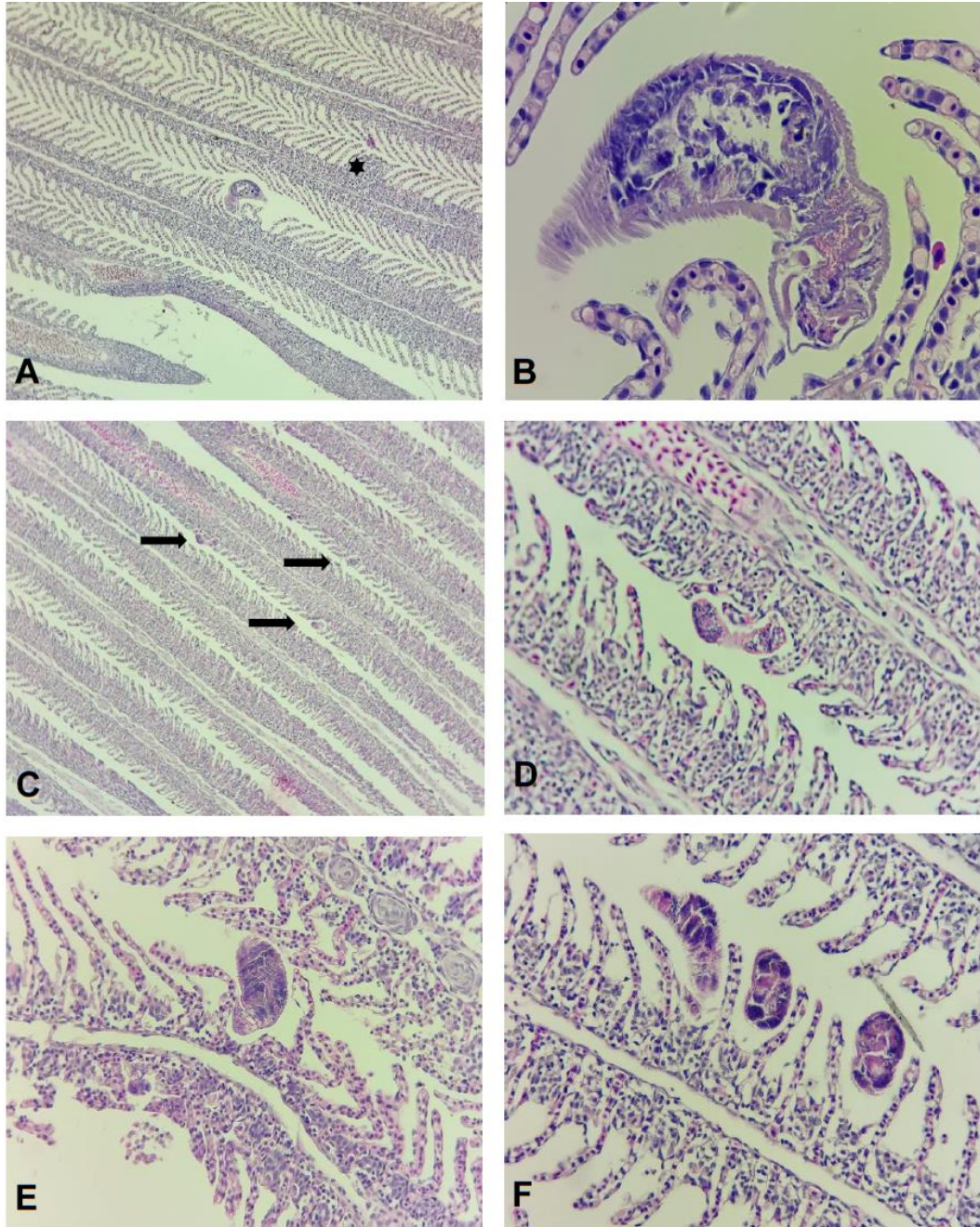
**Figura 17.** Tejido branquial de *P. nattereri* con fusión de lamelas secundarias (asterisco) de distribución multifocal Aumento de 10x (A) y 40x (B). H&E.



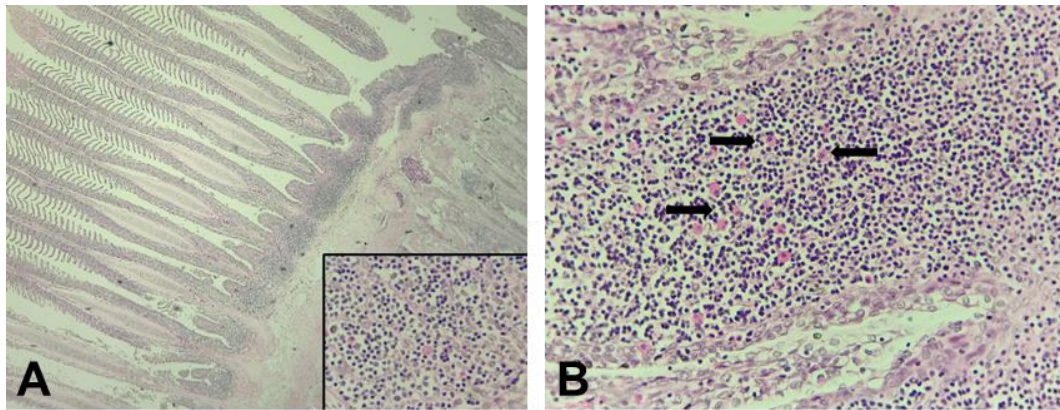
**Figura 18.** Tejido branquial de *P. nattereri* con branquitis, necrosis (asterisco), infiltrado inflamatorio mononuclear e hiperplasia de células clorhídricas (flechas). Aumento de 40x. H&E.



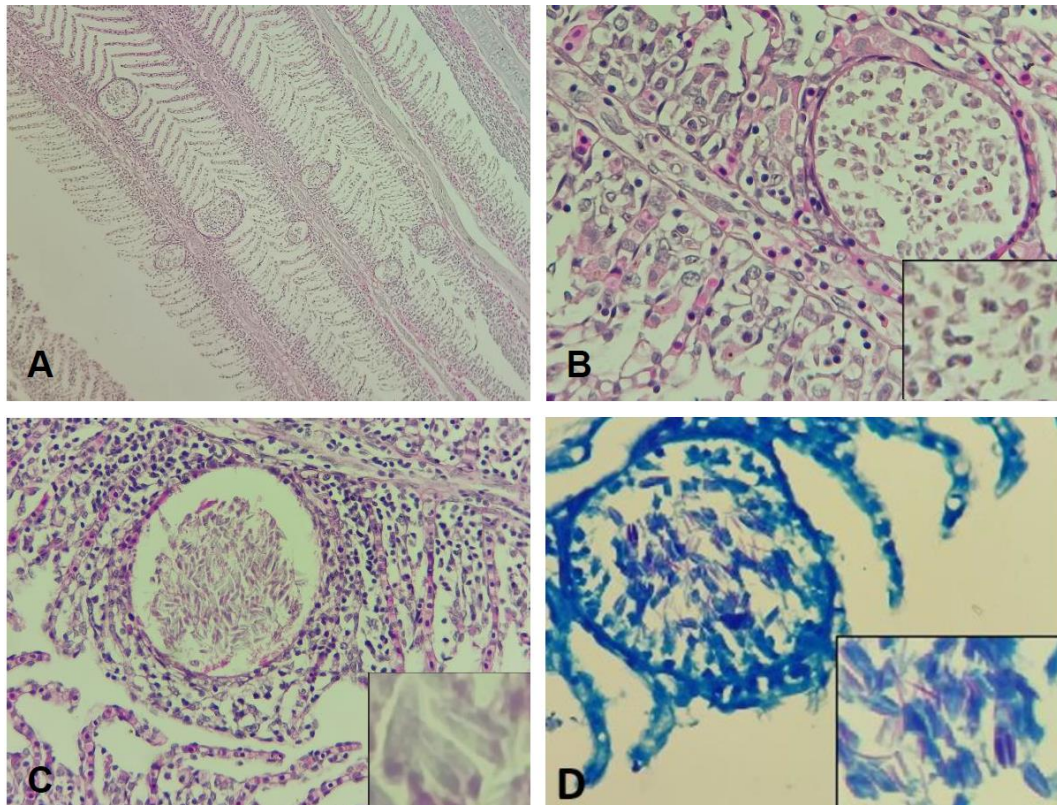
**Figura 19.** A. Tejido branquial de *P. nattereri* con hiperplasia interlamelar con desprendimiento de lamelas secundarias. B. Tejido branquial de *P. nattereri* con hiperplasia de lamelas secundarias. Aumento de 40x. H&E.



**Figura 20.** Branquias de *P. nattereri* con presencia de monogeneos fijados. A. Monogeneo fijado en la lamela primaria con hiperplasia interlamelar y fusi3n interlamelar (asterisco). Recuadro. Monogeneo a mayor aumento. B. Detalle de Monogeneo a 100x. C. presencia de varios monogeneos (Flechas) en lamelas primarias con hiperplasia interlamelar. D. Monogeneo adherido a espacio interlamelar, aumento del mismo ejemplar de la imagen C. E y F. Vista a 40x de Monogeneos fijados en espacio interlamelar. Aumento de 10x, 40x y 100x. H&E.



**Figura 21.** Branquias de *P. nattereri* con abundante población de linfocitos maduros y en algunos casos con presencia de eosinófilos (flechas) en las bases de los filamentos principales de los arcos branquiales. Aumento de 40x. H&E.



**Figura 22.** Branquias de *P. nattereri* con presencia de quistes de myxozoos compatibles con el género *Myxobolus* sp. A. Quistes en la base de lamelas secundarias. B. Plasmodios con esporas en diferentes etapas sin reacción inflamatoria marcada. Recuadro: Detalle de las esporas. C. Plasmodio con abundantes esporas maduras rodeado de reacción inflamatoria linfocitaria, necrosis, hiperplasia interlamelar comprometiendo la estructura branquial. Recuadro: Esporas elipsoides con dos casquetes polares y sin proyecciones de cola. D. Plasmodio y esporas con tinción Ziehl Neelsen en donde se resalta el color de la capsula y valvas de las esporas. Aumento de 10x y 40x. H&E y Ziehl Neelsen.

## VII. DISCUSIÓN

En el presente estudio se identificaron 4 géneros y 10 especies de monogeneos en branquias pertenecientes a la familia Dactylogyridae. Estos resultados coinciden con lo reportado en pirañas de vientre rojo por Morais y Malta (2015) en ríos y lagos de la amazonia de Brasil en donde reportó 7 géneros y 13 especies. Asimismo, concuerda con lo reportado en branquias de ejemplares del rio Amazonas, Perú, por Iannacone y Luque (1993), quienes reportaron 5 géneros y 7 especies, Culcos (2022) quien reporto 1 género y 2 especies y Morey *et al.*, (2023) quienes reportaron 6 géneros y 18 especies. Estas referencias reafirman que *P. nattereri* probablemente sea, al igual que en Brasil, la especie íctica de agua dulce en el territorio peruano que alberga un gran número de especies parasitarias.

Sin embargo, especies como *A. camelum*, *A. catalonensis*, *A. penilabiatus*, *A. ramosissimus*, *A. microphalum*, *A. stachophalus*, *M. galeolum*, *M. viatorum*, *N. mizellei* y *N. penetratum* reportadas por autores anteriormente señalados no fueron encontrados en nuestro estudio.

Esta diferencia probablemente se deba a que, en los estudios anteriores citados, los ejemplares estudiados pertenecían a medios naturales y fueron colectados en diferentes territorios y temporadas hidrológicas. Como es el caso del estudio realizado por Morais y Malta (2015). Lo que está acorde a lo expresado por Thatcher *et al.*, (2006) y Vital, (2011) quienes sustentan que puede haber una variabilidad por diversidad de áreas geográficas y periodo hidrológico. Además que diferente exposición a especies de monogeneos variarían la cantidad posible de presentación en los hospedadores (Luque *et al.*, 2004). Todo esto aunado a una

diferente cantidad de muestras colectadas pueden ser la probable causa de las diferencias entre las especies reportadas.

En este estudio, al igual que lo reportado por Morey *et al.*, 2023, se han identificado monogéneos pertenecientes a las especies *Anacanthorus amazonicus* y *Anacanthorus sciponophallus*. Estas especies de monogéneos no han sido reportados en anteriores estudios en pirañas de vientre rojo, pero si en peces emparentados filogenéticamente con esta especie como *Serrasalmus altispinis* (Murrieta *et al.*, 2007). Asimismo, la morfología observada en estos monogéneos está acorde a los descritos por (Every & Kritsky, 1992) colectadas en ejemplares de *Serrasalmus rhombeus* y *Serrasalmus elongatus* en la amazonia de Brasil.

Cabe resaltar que los ejemplares analizados provenían de los estanques de un centro de investigaciones en donde compartían ambientes con otras especies tanto de producción como de vida libre. No obstante, se necesitan más estudios tanto de identificación como de naturaleza molecular para corroborar si la identificación morfológica de estas especies de monogéneos no registradas en este hospedador es una evidencia excepcional o si representa un evento constante.

Aunque las especies de monogéneos tienen una alta especificidad por hospedado, se han encontrado especies que pueden parasitar a ejemplares que estén emparentados filogenéticamente (Moreira *et al.*, 2019; Thatcher *et al.*, 2006). Mas aún en el caso de los monogéneos de la piraña de vientre rojo, que de los 13 géneros de monogéneos que las parasitan, siete especies parasitan cuatro o más hospedadores (Braga *et al.*, 2014). Como en el caso de *E. aegidatum*, identificada también en este estudio, ya que aparentemente tiene baja especificidad de



hospedador y se ha descrito en ejemplares de los géneros *Prystorbycon*, *Pygocentrus* y *Serrasalmus* (Córdova & Pariselle, 2007; Morais & Malta, 2015).

Los ejemplares de la familia Serrasalminae, representan los hospedadores más comunes del género *Anacanthorus* esto se debe a que han pasado por procesos coevolutivos dando así una coespeciación de huésped-parasito (da Graça *et al.*, 2018; Moreira *et al.*, 2019). El género con mayor frecuencia encontrado en nuestro estudio es *Anacanthorus*, mientras que la especie con mayor presencia es el *A. thatcheri*. Lo que está acorde con los resultados reportados en Brasil por Morais, (2008) y en Perú por Culcos, (2022). La identificación de las características y las diferencias entre las especies de este género están de acuerdo con los análisis morfológicos observado por Boeger y Kritsky (1988) y Every y Kritsky (1992).

Otras características de identificación y diferencias de las demás especies encontradas en el presente estudio se corroboran con lo expuesto por Boeger y Kritsky (1988) y Every y Kritsky (1992) en el caso de especies de *Anacanthorus*. Para el caso de especies de *Amphitecium* se siguió lo expuesto por Kritsky *et al.*, (1997). Mientras que en el caso de las especies de *Notozothecium* y *Enallothecium* encontradas se corroboran por lo determinado por Kritsky *et al.*, (1996) y Kritsky *et al.*, (1998), respectivamente.

En cuanto a los índices parasitológicos este estudio tiene valores similares en el porcentaje de frecuencia y estatus comunitario con lo expuesto por Mota, (2011) para *A. thatcheri* y *A. junki* reportándose en un estatus central. En el caso de *E. aegidatum* se describe en un estatus de satélite. Mientras que otras especies como *A. reginae*, *A. calicynum* se describen por parte de este autor en un estatus satélite

y secundario respectivamente. Mientras que *A. brachycirrum* y *A. falcatum* en un estatus central, lo que no coincide con nuestro estudio. Estas variaciones se pueden atribuir a variaciones geográficas y temporales de la captura y procedencia de los ejemplares empleados (Thatcher *et al.*, 2006; Vital, 2011).

Por otro lado, tanto Mota (2011) como Vital *et al.*, (2011) encontraron mayor cantidad de monogéneos en las etapas de lluvias o inundación en pirañas de vientre rojo *P. nattereri* con variaciones de las prevalencias entre las especies. Cabe recalcar que los ejemplares analizados en este estudio fueron colectados a finales de la etapa de lluvias.

Nuestros resultados refuerzan lo expuesto por Thatcher (2006) quien sostiene que la mayoría de monogéneos de agua dulce no están reportados. Además, reafirma el hecho que la piraña de vientre rojo *Pygocentrus nattereri* posee una amplia diversidad de monogéneos (Morais 2015). Cabe mencionar que el grupo analizado se encontraba en estanques, y a pesar de la limitada área de distribución mantenía la diversidad de especies reportada, lo que puede ser indicador de la calidad del agua de estos estanques (MacKenzie *et al.*, 1995). Asimismo, estos ejemplares eran crías de peces capturados en vida libre, lo que da a suponer que la biodiversidad en vida libre es mucho mayor.

La alta diversidad de especies encontradas reafirma el impacto que tiene esta especie en el sustento y la biodiversidad de metazoarios en la región amazónica. Esta variedad de especies de monogéneos se puede usar como bioindicador ambiental (Madi & Ueta, 2009; Sanchez-Ramirez *et al.*, 2007). Esto en base a la monitorización, evaluación de la composición y estructura de la comunidad

parasitaria que pueda albergar esta especie en un ecosistema acuático. Siendo posible discernir en base a este registro si la variación ambiental ocurre naturalmente o pueda ser atribuido a factores antropogénicos (Gelnar *et al.*, 1997; Mota, 2011).

En los peces más parasitados se espera que presenten un menor factor de condición (Cren, 1951). Además, se tiene registro que los monogeneos afectan el peso, sobre todo cuando están presentes con otra clase de parásitos (Yamada *et al.*, 2008). Por su parte, Schmidt *et al.*, (1999) consideran que los peces que presentan un factor de condición igual o mayor a uno gozan de buena salud.

En este estudio el grupo evaluado presenta un Factor de condición de Fulton (K) de 2.53. Esta cifra es similar a lo presentado por otros peces de la amazonia tanto en producción como de crianza ornamental, parasitados con nematodos (Andrade *et al.*, 2014; Ortiz, 2022). Adicionalmente, Leão *et al.*, (2017) ni Ortiz *et al.*, (2020) encuentran una correlación entre el peso y la cantidad de parásitos en ejemplares de *Piaractus mesopotamicus* y *Cichla monoculus*, respectivamente, sin embargo, estos autores no reportan el factor Kn de los ejemplares evaluados. Por lo que todo esto sugiere que los peces extraídos de los estanques en nuestro estudio se encontraban con buena salud.

Por su parte, Vital *et al.*, (2011) observaron una correlación positiva y significativa entre el factor de condición y la abundancia de monogeneos en *P. nattereri*. Esto posiblemente porque los individuos de mejor condición física son más activos y con mayor exposición a estas especies parasitarias (Carvalho *et al.*, 2004). No obstante,

en nuestro estudio los ejemplares con mayor peso tienen una amplia diferencia en las cifras del conteo de monogeneos.

En los ejemplares analizados no se reportó mortalidad ni lesiones macroscópicas. Esto probablemente se deba a que la mortalidad se da en situaciones donde se presenta una infestación masiva o está asociada a otros patógenos (Martins & Romero, 1996; Cala-Delgado *et al.*, 2018).

Diferentes estudios reportan lesiones y potenciales daños en las branquias parasitadas con monogeneos (Pahor-Filho *et al.*, 2017; Santos *et al.*, 2017; Cabrera, 2019; Tavares-Dias *et al.*, 2021). La presencia de monogeneos en las branquias puede causar hiperplasia celular, hipersecreción de mucus y fusión de filamentos entre otras lesiones lo que resulta en un desequilibrio osmótico y una entrada para infecciones secundarias lo que puede desencadenar en la muerte del ejemplar (Pavanelli *et al.*, 2008).

El análisis histológico muestra a la hiperplasia interlamelar, un trastorno de crecimiento, como la lesión más frecuente, presente en un 66.6% (20/30) de los ejemplares analizados. Otras lesiones predominantes encontradas en nuestro estudio son; desprendimiento del epitelio de la lamela 50% (15/30), fusión de lamelas secundarias 36.6% (11/30). Le siguen con menor proporción hiperplasia de lamela secundaria 26.6% (08/30), edema justalamelar 19.9% (05/30) y congestión de vena central 13.3% (04/30). Asimismo, solo en un 6.6% (02/30) se observa trastornos inflamatorios. Todas estas lesiones están acorde a lo descrito en diferentes especies con variaciones en frecuencia y grado en estudios que se revisaran a continuación.

Estas lesiones también fueron reportadas en otros peces amazónicos, destinados a producción, parasitados con diferentes especies de monogeneos y ciertas variaciones en la frecuencia y grado. Martin y Romero (1996) observaron hiperplasia, focos necróticos, edema y desprendimiento del epitelio en infestaciones graves de monogeneos en *C. macropomum* y *P. mesopotamicus*. Tavares-Dias *et al.*, (2021) encontraron principalmente desplazamiento de epitelio, hiperplasia focal de células epiteliales y fusión lamelar principalmente en *C. macropomum* parasitados con monogeneos y Jerônimo *et al.*, (2014) reportaron severa hiperplasia, edema subepitelial, fusión de lamelas primarias y secundarias y necrosis en ejemplares de *P. mesopotamicus* altamente parasitados. Mientras que en otras especies como *Prochilodus lineatus* también se halló hiperplasia epitelial y fusión de arcos branquiales (Campos *et al.*, 2011). En ejemplares de *Mugill liza* se reportó sobre todo desprendimiento del epitelio, moderada a severa hiperplasia del epitelio respiratorio, atrofia y telangiectasia (Pahor-Filho *et al.*, 2017). Asimismo, en Perú Vargas *et al.*, (2015) reportaron presencia de células granulares eosinofílicas, hiperplasia de epitelio, fusión lamela y atrofia lamelar principalmente en ejemplares de *C. macropomum* parasitados con monogeneos, protozoarios y artrópodos.

En el caso de las tilapias parasitadas con monogeneos, Cabrera (2019) observó severa fusión de filamentos branquiales, hiperplasia interlamelar y presencia de respuesta inflamatoria en los tejidos analizados. Lesiones como hiperplasia, hipertrofia y aneurisma en filamentos branquiales también han sido reportados en branquias de alevinos de tilapias parasitados con monogeneos y otros agentes (González-Fernández, 2012). Mientras que Grano-Maldonado *et al.*, (2018)

observaron hipertrofia interlamelar acompañado de necrosis, así como engrosamiento de las lamelas primarias y secundarias en un episodio donde hubo una alta mortalidad. Estas lesiones son similares a lo descrito en nuestro estudio, aunque diferenciándose principalmente en el grado y la presentación de una respuesta inflamatoria.

Por otro lado, en los peces ornamentales a pesar del monitoreo de salud, observación y profilaxis constante, los monogeneos aún son considerados un problema serio y pobremente entendido (Trujillo-González *et al.*, 2018). Se reportan similares lesiones a las encontradas en nuestro estudio como hiperplasia epitelial interlamelar, fusión de lamela secundaria, edema justalamelar e infiltrado inflamatorio en ejemplares de discos (Satora *et al.*, 2022), guppys (Koyuncu & Engin, 2022) y tetras (Santos *et al.*, 2017). Además del daño que ocasionan, sirve de entrada de patógenos secundarios como bacteria o virus, por lo que el comercio interregional con peces vivos puede tener un gran impacto (Sobecka *et al.*, 2012).

Las lesiones encontradas son similares a las reportadas en diversos estudios y en variadas especies de peces tanto amazónicos, de crianza intensiva como peces ornamentales parasitados con monogeneos. Por lo que este estudio corrobora daño potencial y las lesiones histológicas presentes en branquias de *P. nattereri* parasitadas con monogeneos semejante a las otras especies ícticas.

Cabe señalar que, según Wolf *et al.*, (2015) debido a la intrincada arquitectura tridimensional de la branquia o también por la mala fijación, la caracterización de estas lesiones pueden darse por una malinterpretación de la imagen histológica teniendo así un diagnóstico errado. Incluso, en este estudio se señala imágenes

histológicas publicadas con diagnósticos inexactos. Es por ello que en nuestro estudio se siguieron los lineamientos recomendados por estos autores a fin de describir y caracterizar con mayor precisión las lesiones presentes.

Tanto Cabrera (2019) como Woo *et al.*, (2002) reportaron daños moderados a severos en branquias en tilapias del género *Oreochromis*. Mientras que en peces amazónicos Martins y Romero (1996) reportaron un grado moderado a severo de lesiones en sus hallazgos histológicos. Ferreira *et al.*, (2021) reportaron un grado moderado a severo en las lesiones observadas en diferentes especies amazónicas, aunque en este estudio encontraron infecciones parasitarias mixtas. Mientras que Tavares-Dias *et al.*, (2021) encontraron que las lesiones puntuales y reversibles, y solo un 22% presentaba una fusión marcada.

En contraste a lo reportado en ejemplares de producción, en nuestro estudio las lesiones observadas se presentaron en un grado leve predominantemente (70%). Esto probablemente sea deba a que los ejemplares evaluados no estaban sometidos al estrés ni en condiciones de crianza intensiva o de producción.

Ciertas especies de monogeneos son consideradas de mayor patogenicidad como es el caso de *L. brinkmanni* en branquias de *C. macropomum*. Esta monogeneo genera una inflamación severa, metaplasia, pérdida de laminillas, atrofia e incluso encapsulación del parásito (Pahor-Filho *et al.*, 2017; Tavares-Dias *et al.*, 2021). Mientras que otras especies de monogeneos en el mismo hospedador son consideradas de menor patogenicidad (Thatcher *et al.*, 2006). En el caso del *P. nattereri*, Mota y Malta (2015) identificaron en su estudio a *N. penetratum*, especie que causa una mayor lesión en el sitio de anclaje en el tejido branquial. No obstante,

en el presente estudio no se identificó ni observó la presencia de esta especie monogénica.

Algunas especies de monogéneos se consideran patogénicas ya que penetran activamente en los tejidos del filamento branquial. Cuando el haptor se introduce en la parte cartilaginosa del filamento (Thatcher *et al.*, 2006). Sin embargo, generalmente en los estudios revisados no se encuentra a nivel histológico una exuberante inflamación en el área de unión parasito-hospedador y son pocos estudios que muestran evidencia de tal efecto a nivel histológico (Satora *et al.*, 2022). En nuestro estudio no se observa a nivel histológico en ninguno de los casos de la unión monogéneo-hospedador una exuberante inflamación o hiperplasia marcada.

Al no ocasionar una severa injuria se puede estimar que las especies de monogéneos identificadas como de menor patogenicidad. Aunque mayores estudios deben hacerse al respecto. No obstante, estas especies deben ser consideradas potencialmente dañinas, más aún si se encuentran en grandes cantidades, ya que interfieren con el equilibrio osmótico y producen alteraciones respiratorias (Thatcher *et al.*, 2006). Dichas funciones son necesarias para un óptimo crecimiento en condiciones de crianza intensiva.

Por otro lado, en un 86.6% (26/30) de los tejidos evaluados se observa agregados linfoides posicionados en las bases de las lamelas primarias cerca al arco branquial. Estas estructuras tienen características similares a lo reportado en salmónidos (Haugarvoll *et al.*, 2008) y en otras especies ícticas (Rességuier *et al.*, 2020), describiéndose como tejido linfoide interbranquial (ILT). Poseen gran cantidad de



linfocitos T, principalmente, que están situados en una red de células reticulares (Rességuier *et al.*, 2020). Es posible que la falta de presencia de este hallazgo en todos los tejidos evaluados se deba a las variaciones del área de corte en el proceso histológico.

Adicionalmente, en un 26.6% (08/30) de las branquias evaluadas histológicamente se encuentran estructuras circulares con una pared delgada con múltiples microorganismos en distintas fases en su interior. Compatible con una conformación propia de quistes o plasmodios de la clase Myxozoos. En los peces, los géneros *Myxobolus* y *Henneguya* son los más frecuentes de encontrar (Thatcher *et al.*, 2006):-

Diferentes especies de *Myxobolus* han sido descrito en peces de la amazonia. En el caso de *P. nattereri* se han reportado myxozoos pertenecientes a la especie *Ellipsomyxa* (da Silva *et al.*, 2018), sin embargo la caracterizas morfológicas y el órgano donde fue encontrada esta especie no son similares a lo observado histológicamente en nuestro estudio. En contraste, las especies del género *Myxobolus* descritas en el paco, otros carácidos y coridoras guardan mayor similitud morfológica al presentar esporas maduras de forma elipsoidal, con dos capsulas polares y sin presentar una prolongación a forma de cola (Eiras *et al.*, 2005; Mathews *et al.*, 2016; Videira *et al.*, 2016). Diferenciándose así del género *Henneguya* que si poseen prolongaciones en forma de cola (Thatcher *et al.*, 2006).

Estos plasmodios se encuentran en la base de las lamelas secundarias, rodeados por una capa delgada de tejido conectivo sin alguna alteración estructural significativa,

similar a lo observado por Margarido *et al.*, (2021), Mathews *et al.*, (2016) y Videira *et al.*, (2016).

Diferente es el caso del plasmodio con las esporas en un estadio más maduro, ya que en esta se observa una reacción inflamatoria linfocitaria con necrosis, hiperplasia interlamelar y fusión que rodea dicha estructura. Esto coincide con lo reportado por Martins & Romero (1996) y Margarido *et al.*, (2021) quienes observaron estos trastornos de crecimiento, adaptativos e inflamatorios con mayor intensidad conforme al estadio de maduración de los myxozoos de la especie *Henneguya*.

Cabe recalcar que este es el primer reporte de quistes de myxozoos en pirañas de vientre rojo en Perú, no obstante, se necesita otro tipo de aproximación morfológica en fresco y análisis molecular para la identificación precisa de este agente.

## VIII. CONCLUSIONES

- En el análisis parasitológico se lo logró identificar 10 especies de monogeneos parasitando a la piraña de vientre rojo *P. nattereri* en cautiverio: *A. thatcheri*, *A. reginae*, *A. amazonicus*, *A. sciponophallus*, *A. junki*, *A. calycinum*, *A. falcatum*, *A. brachycirrum*, *N. minor* y *E. aegidatum* en las branquias.
- La especie más frecuente y con mayor intensidad media fue *A. thatcheri* seguida de *A. reginae*, *A. junki*, *A. calycinum* y *N. minor*, considerándose como especies centrales.
- El factor de condición de Fulton (*K*), mostró que a pesar de la parasitosis y variedad de especies de monogeneos identificados, los peces exhibieron un aparente buen estado de salud.
- El análisis histopatológico evidencia que las lesiones más frecuentes en branquias de *P. nattereri* parasitadas con monogeneos son la hiperplasia interlamelar (66.6%) y el desprendimiento del epitelio de la lamela (50%).
- La evidencia histológica sugiere que, al igual que otros myxozoos, el *Myxobolus spp.* descrito ocasiona un daño estructural en las branquias proporcional al desarrollo del estadio lo que evidencia el potencial patogénico de estos.

## IX. RECOMENDACIONES

- Realizar análisis tanto parasitológicos como bacteriológicos adicionales para la identificación de coinfecciones concomitantes que puedan causar una tasa de mortalidad o morbilidad elevada de forma rutinaria más aún si están bajo crianza intensiva.
- Seguir con la identificación y colecta de datos de monogeneos en la piraña de vientre rojo tanto en cautiverio como de vida libre para el monitoreo de la biodiversidad y su potencial uso como bioindicadores.
- Para lo ejemplares que se extraigan del medio natural, establecer un tiempo de cuarentena para así tratarlos con el fin de evitar la proliferación de monogeneos y otros parásitos.
- Monitorizar los valores físico-químico de la calidad de agua y la relación con la proporcione de monogeneos y lesiones presentes en las branquias para determinar el impacto en las interacciones parásito-huésped y los daños a nivel tisular.
- Realizar análisis de índole molecular para identificar y trazar las relaciones filogenéticas de los monogeneos identificados.

## X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. [FAO] Food and Agriculture Organization of the United Nation. (2005). *Visión general del sector acuicola nacional -Perú, National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets*.
2. [FAO] Food and Agriculture Organization of the United Nation. (2010). *Visión General del Sector Pesquero Nacional Lima, Perú*. [http://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/fcp/es/FI\\_CP\\_PE.pdf](http://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/fcp/es/FI_CP_PE.pdf)
3. [FAO] Food and Agriculture Organization of the United Nation. (2018). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. Cumplir los objetivos de desarrollo sostenible*. FAO. <https://doi.org/CC BY-NC-SA 3.0 IGO>
4. Aguinaga, J. Y., Marcusso, P. F., Claudiano, G. da S., Lima, B. T. M., Sebastião, F. de A., Fernandes, J. B. K., Moraes, F. R. de, & Moraes, J. R. E. de. (2015). Parasitic infections in ornamental cichlid fish in the Peruvian Amazon. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(1), 82–86. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612014076>
5. Andrade, F. T., Abreu, M. L. T. de, Lopes, J. B., Figueiredo, A. V. de, Araripe, M. de N. B. A., & Ferreira, A. H. C. (2014). Ichthyometry and electrical bioimpedance analysis to estimate the body composition of tambatinga. *Acta Amazonica*, 44(2), 279–286. <https://doi.org/10.1590/s0044-59672014000200014>
6. Balbuena, E., & Rios, V. M. (2011). *Manual básico de sanidad piscícola*. Ministerio de Agricultura y Ganadería de Paraguay.

7. Barros, L. A., Mateus, L. A. F., Braum, D. T., & Bonaldo, J. (2010). Aspectos ecológicos de endoparasitos de piranha vermelha (*Pygocentrus nattereri*, Kner, 1860) proveniente do rio Cuiabá. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 62(1), 228–231. <https://doi.org/10.1590/S0102-09352010000100033>
8. Bignotto, T. S., Gomes, V. N., Maniglia, T. C., Boni, T. A., Agostinho, C. S., Prioli, S. M. A. P., & Prioli, A. J. (2019). Molecular characterization and genetic relationships of seven piranha species of the genera *Serrasalmus* and *Pygocentrus* (Characiformes: Serrasalminidae) from Paraná-Paraguay, São Francisco and Tocantins River basins in Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 80(4), 741–751. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.219020>
9. Bjørngen, H., & Koppang, E. O. (2022). Anatomy of Teleost Fish Immune Structures and Organs. In K. Buchmann & C. J. Secombes (Eds.), *Principles of Fish Immunology: From cells and molecules to host protection* (p. 670). Springer Cham.
10. Boeger, Walle Andy, & Thatcher, V. (1988). *Rhinergasilus piranhus* gen. et sp. n. (Copepoda, Poecilostomatoida, Ergasilidae) from the nasal cavities of piranha caju, *Serrasalmus nattereri*, in the central Amazon. *Proceeding of the Helminthological Society of Washington*, 55, 87–90.
11. Boeger, Walter A, & Kritsky, D. C. (1988). Neotropical Monogenea . 12 . Dactylogyridae from *Serrasalmus nattereri* ( Cypriniformes , Serrasalminidae ) and Aspects of Their Morphologic Variation and Distribution in the Brazilian Amazon. *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 55(2), 188–213.
12. Braga, M. P., Araújo, S. B. L., & Boeger, W. A. (2014). Patterns of

- interaction between Neotropical freshwater fishes and their gill Monogenoidea (Platyhelminthes). *Parasitology Research*, 113(2), 481–490. <https://doi.org/10.1007/S00436-013-3677-8>
13. Bush, A. O., & Holmes, J. C. (1986). Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64(1), 142–152. <https://doi.org/10.1139/Z86-023>
14. Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology*, 83(4), 575–583. <https://doi.org/10.2307/3284227>
15. Cabrera Soregui, M. A. (2019). *Identificación y caracterización ultraestructural de monogeneos presentes en las branquias de tilapia del nilo Oreochromis niloticus asociados a las lesiones histológicas procedentes de cultivos de la provincia de San Martín* [Universidad Peruana Cayetano Heredia]. <https://repositorio.upch.edu.pe/handle/20.500.12866/7675>
16. Cala-Delgado, L. D., Caled, N., Rubio, Á., Andrés, F., Rodríguez, M., Alberto, C., Torres, B., & Yunis Aguinaga, J. (2018). Diagnóstico clínico de monogeneos en alevinos de piscicultura intensiva en Arauca. *Intropica*, 13(1), 57–63. <https://doi.org/10.21676/23897864.2356>
17. Campos, C. M. de, Moraes, J. R. E. de, & Moraes, F. R. de. (2011). Histopathology of gills of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) and *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) infested by monogenean and myxosporea, caught in Aquidauana River, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 20(1), 67–70.

<https://doi.org/10.1590/s1984-29612011000100014>

18. Campos, L. (2015). *El cultivo de la gamitana en latinoamerica* (1 era). Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana.
19. Carvalho, L. N., Arruda, R., & Del-Claro, K. (2004). Host-parasite interactions between the piranha *Pygocentrus nattereri* (Characiformes: Characidae) and isopods and branchiurans (crustacea) in the rio Araguaia basin, Brasil. *Neotropical Ichthyology*, 2(2), 93–98.
20. Cayulla Quispe, D. B. (2018). *Identificación de monogeneos en juveniles de Colossoma macropomum “gamitana” y Piaractus brachypomus “paco” procedentes del distrito de Tambopata, Madre de Dios* [Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. <http://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/cybertesis/10021>
21. Cohen, S., Justo, M., & Kohn, A. (2013). *South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles*. Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq). <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20133339212>
22. Córdova, L., & Pariselle, A. (2007). Monogenoidea en *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus, 1766) de la Cuenca Amazónica Boliviana. *Revista Peruana de Biología*, 14(1), 11–16. <https://doi.org/10.15381/rpb.v14i1.1748>
23. Cren, E. D. Le. (1951). The Length-Weight Relationship and Seasonal Cycle in Gonad Weight and Condition in the Perch (*Perca fluviatilis*). *The Journal of Animal Ecology*, 20(2), 201. <https://doi.org/10.2307/1540>
24. Culcos, G. (2022). *MONOGÉNEOS PARÁSITOS PRESENTES EN*



*BRANQUIAS DE PECES PERTENECIENTES A LOS ORDENES CHARACIFORMES, SILURIFORMES Y PERCIFORMES DE LA AMAZONÍA PERUANA TESIS. UPCH.*

25. da Graça, R. J., C Fabrin, T. M., Gasques, L. S., nia A P Prioli, S. M., Balbuena, J. A., Prioli, A. J., & Takemoto, R. M. (2018). *Topological congruence between phylogenies of Anacanthorus spp. (Monogenea: Dactylogyridae) and their Characiformes (Actinopterygii) hosts: A case of host-parasite cospeciation.* <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0193408>
26. da Silva, D. T., Matos, P. S., Lima, A. M., Furtado, A. P., Hamoy, I., & Matos, E. R. (2018). *Ellipsomyxa arariensis* n. sp. (Myxozoa: Ceratomyxidae), a new myxozoan parasite of *Pygocentrus nattereri* Kner, 1858 (Teleostei: Characidae) and *Pimelodus ornatus* Kner, 1858 (Teleostei: Pimelodidae) from Marajó Island, in the Brazilian Amazon region. *Parasitology Research*, *117*(11), 3537–3545. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6051-z>
27. Dávila-García, C. R., Sánchez Riveiro, H., Flores Silva, M. A., Mejía de Loayza, E. J., Angulo Chávez, C. A. C., Castro Ruiz, D., Estivals, G., García Vásquez, A., Nolorbe Payahua, C., Vargas Dávila, G., Núñez, J., Mariac, C., Duponchelle, F., & Renno, J.-F. (2018). *Peces de consumo de la Amazonia Peruana.* Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP).
28. Eiras, J. C., Malta, J. C. O., Varella, A. M. B., & Pavanelli, G. C. (2005). *Myxobolus insignis* sp. n. (Myxozoa, Myxosporea, Myxobolidae), a parasite of the Amazonian teleost fish *Semaprochilodus insignis*

- (Osteichthyes, Prochilodontidae). *Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 100(3), 245–247. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762005000300005>
29. Ellis, A. (1981). Inmunología de los teleósteos. In R. J. Roberts (Ed.), *Patología de los peces* (1st ed., pp. 103–117). Editorial Mundi-Prensa.
30. Evans, D. H., Piermarini, P. M., & Choe, K. P. (2005). The Multifunctional Fish Gill: Dominant Site of Gas Exchange, Osmoregulation, Acid-Base Regulation, and Excretion of Nitrogenous Waste. *Physiology Review*, 85(1), 97–177. <https://doi.org/10.1152/physrev.00050.2003.-The>
31. Every, L. R. Van, & Kritsky, D. C. (1992). Neotropical Monogeneoidea .18. *Anacanthorus Mizelle and Price, 1965* (Dactylogyridae, Anacanthorinae) of piranha ( Characoidea, Serrasalminidae) from the Central Amazon their Phylogeny and aspects of Host-Parasite Coevolution. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 59(1), 25–51.
32. Ferreira, J. A., Cardoso, S. P., da Fonseca, N. D. S., Nascimento, K. A., Rodrigues, F., da Rocha, G. C., Almeida e Macêdo, J. T. S., & Pedroso, P. M. O. (2021). Parasitic Lesions in Fish in the Federal District, Brazil. *Acta Scientiae Veterinariae*, 49(June), 1–7. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.113606>
33. Flores Crespo, J., & Flores Crespo, R. (2003). Monogeneos, parásitos de peces en México : estudio recapitulativo. *Técnica Pecuaria En México*, 41(2), 175–192.
34. Freeman, B., Nico, L. G., Osentoski, M., Jelks, H. L., & Collins, T. M. (2007). Molecular systematics of Serrasalminidae: Deciphering the identities of piranha species and unraveling their evolutionary histories. *Zootaxa*,

- 1484, 1–38. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1484.1.1>
35. Fricke, R., Eschmeyer, W. N., & Fong, J. D. (2021). Catalog of fishes. In 1998.
36. Garcia, A., Tello, S., Vargas, G., & Duponchelle, F. (2009). Patterns of commercial fish landings in the Loreto region (Peruvian Amazon) between 1984 and 2006. *Fish Physiology and Biochemistry*, 35(1), 53–67. <https://doi.org/10.1007/s10695-008-9212-7>
37. Gelnar, M., Sebelová, S., Dusek, L., Koubková, B., Jurajda, P., & Zahrádková, S. (1997). Biodiversity of parasites in freshwater environment in relation to pollution. *Parassitologia*, 39(3), 189–199.
38. Genten, F., Terwinghe, E., & Danguy, A. (2009). *Atlas of Fish Histology*. CRC Press.
39. Gonzáles Fernández, J. G. (2012). Parasitofauna of tilapia cause mortalities in fingerlings in two fishfarms, Lima, Peru. *Neotropical Helminthology*, ISSN-e 1995-1043, Vol. 6, N°. 2 (Julio-Diciembre), 2012, Págs. 219-229, 6(2), 219–229. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4184735&info=resumen&idioma=ENG>
40. Grano-Maldonado, M. I., Rodríguez-Santiago, M. A., García-Vargas, F., Nieves-Soto, M., & Soares, F. (2018). An emerging infection caused by *Gyrodactylus cichlidarum* Paperna, 1968 (Monogenea: Gyrodactylidae) associated with massive mortality on farmed tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) on the Mexican Pacific coast. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 46(5), 961–968. <https://doi.org/10.3856/vol46-issue5-fulltext-9>

41. Grubich, J. R., Huskey, S., Crofts, S., Orti, G., & Porto, J. (2012). Mega-Bites: Extreme jaw forces of living and extinct piranhas (Serrasalminae). *Scientific Reports* 2012 2:1, 2(1), 1–9. <https://doi.org/10.1038/srep01009>
42. Hartwich, F., Lienert, A., Siles, A., & Melgar, E. (2017). *La Cadena de Valor Acuicola Amazonica en Peru*.
43. Haugarvoll, E., Bjerkås, I., Nowak, B. F., Hordvik, I., & Koppang, E. O. (2008). Identification and characterization of a novel intraepithelial lymphoid tissue in the gills of Atlantic salmon. *Journal of Anatomy*, 213(2), 202–209. <https://doi.org/10.1111/J.1469-7580.2008.00943.X>
44. Iannacone, J. A., & Luque, J. L. (1993). New records of helminths on peruvian amazonian fishes (Osteichthyes). *Revista De Biología Tropical*, 41(2), 303–305.
45. Jerônimo, G., Pádua, S., Bampi, D., Gonçalves, E., Garcia, P., Ishikawa, M., & Martins, M. (2014). Haematological and histopathological analysis in South American fish *Piaractus mesopotamicus* parasitized by monogenean (Dactylogyridae). *Brazilian Journal of Biology*, 74(4), 1000–1006. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.09513>
46. Jerônimo, G. T., Tavares-Dias, M., Martins, M. L., & Ishikawa, M. M. (2012). *Coleta de parasitos em peixes de cultivo*. (1st ed.). Embrapa.
47. Koyuncu, C. E., & Engin, K. (2022). Histopathological changes in the gill tissue by some ectoparasites detected in poecilia. *Advanced Underwater Sciences*, 2(1), 9–11.
48. Kritsky, D., Boeger, W. A., & Thatcher, V. (1988). Neotropical Monogenea .11. *Rhinoxenus* gen. n. (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) whit

- description of new three species from nasal cavities of amazonian characoidea. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 101(1), 87–94.
49. Kritsky, D. C., Boeger, W. A., & Jégu, M. (1996). Neotropical monogenoidea. 28. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of piranha and their relatives (Teleostei, Serrasalminae) from Brazil and French Guiana: Species of *Notozothecium* Boeger and Kritsky, 1988, and *Mymarothecium* gen. n. *Comparative Parasitology*, 63(2), 153–175.
50. Kritsky, D. C., Boeger, W. A., & Jégu, M. (1997). Neotropical Monogenoidea. 29. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalminae) from Brazil: Species of *Amphithecium* Boeger and Kritsky, 1988, *Heteritecium* gen. n. and *Pithanothecium* gen. n. *Comparative Parasitology*, 64(1), 25–54.
51. Kritsky, D. C., Boeger, W. A., & Jégu, M. (1998). Neotropical Monogenoidea. 31. Ancyrocephalinae (Dactylogyridae) of Piranha and Their Relatives (Teleostei, Serrasalminae) from Brazil: Species of *Notothecium* Boeger and Kritsky, 1988 *Enallothecium* gen. n. *Comparative Parasitology*, 65(1), 31–49.
52. Kritsky, D. C., Boeger, W. A., & Van Every, L. (1992). Neotropical Monogenoidea. 17. *Anacanthorus* Mizelle and Price, 1965 (Dactylogyridae, Anacanthorinae) from characoid fishes of the Central Amazon. *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 59(1), 25–51.
53. Ladisa, C., Bruni, M., & Lovatelli, A. (2017). Overview of ornamental species aquaculture. *FAO Aquaculture Newsletter*, 56(36), 39–40.

54. Leão, M. N., Justo, G. W., Buenoc, S. C., & Cohenb, S. C. (2017). Parasitism by Monogeneoidea in *Piaractus mesopotamicus* (Characiformes, Characidae) cultivated in Paraná River (Brazil). *Brazilian Journal of Biology*, 77(4), 787–793.
55. Leyton, S. A., Muñoz, E., Gordillo, M., Sánchez, G. C., Muñoz, L. A., & Soto, 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. *Revista de La Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 27, 24–31.
56. Luque, J. L., Mouillot, D., & R., P. (2004). Parasite biodiversity and its determinants in coastal marine teleost fishes of Brazil. *Parasitology*, 128(6), 671–682.
57. Madi, R. R., & Ueta, M. T. (2009). O papel de Ancyrocephalinae (Monogenea: Dactylogyridae), parasito de *Geophagus brasiliensis* (Pisces: Cichlidae), como indicador ambiental. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 18(2), 38–41.
58. Margarido, Y. M. M., Adriano, E. A., Valladão, G. M. R., Naldoni, J., & Pilarski, F. (2021). Morphological, molecular, and histopathological characterization of a new species of *Henneguya* infecting farmed *Astyanax lacustris* in Brazil. *Microbial Pathogenesis*, 158(June). <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2021.104991>
59. Martins, M. L., & Romero, N. G. (1996). Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitologico e histopatologico. *Revista Brasileira de Zoologia*, 13(2), 489–500.

<https://doi.org/10.1590/S0101-81751996000200017>

60. Mathews, P. D., Maia, A. A. M., & Adriano, E. A. (2016). Morphological and ultrastructural aspects of *Myxobolus niger* n. sp. (Myxozoa) gill parasite of *Corydoras melini* (Siluriformes: Callichthyidae) from Brazilian Amazon. *Acta Tropica*, 158, 214–219. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2016.03.016>
61. Mendoza, D. (2013). *Situacion del Extencionismo Acuicola en el Perú Red de Acuicultura de las Américas (RAA) y Organizacion de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentacion (FAO)*. [http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4\\_uibd.nsf/7D153F4F303693CD05257B4400611EDA/\\$FILE/6\\_informe\\_extensionismo\\_peru.pdf](http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4_uibd.nsf/7D153F4F303693CD05257B4400611EDA/$FILE/6_informe_extensionismo_peru.pdf)
62. Mizzelle, J. D., & Price, C. E. (1965). Studies on Monogenetic Trematodes . XXVIII . Gill Parasites of the Piranha with Proposal of *Anacanthorus* gen . n .\*. *The Journal of Parasitology*, 51(1), 30–36.
63. Morais, A., Cárdenas, M. Q., & Malta, J. C. de O. (2019). Nematofauna of red piranha *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1958) (Characiformes: Serrasalminidae) from Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 28(3), 458–464. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019055>
64. Morais, Aprigio Mota. (2011). *Biodiversidade de parasitos da piranha vermelha Pygocentrus nattereri ( Kner , 1858 ) (Characiformes ; Serrasalminidae) e sua avaliação como bioindicadores na Amazônia Central [Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA]*. <https://repositorio.inpa.gov.br/handle/1/11480>
65. Morais, Aprigio Mota, & Malta, J. C. D. O. (2015). Biodiversity of

- Monogenoideans From Red Piranha *Pygocentrus Nattereri* (Kner, 1958) (Characiformes: Serrasalmidae) in Central Amazonia: Occurrence and Taxonomy Biodiversi. *Neotropical Helminthology*, 9(2), 265–276.
66. Morais, Aprígio Mota, Varella, A. M. B., Fernandez, B., & Malta, J. C. de O. (2011). *Clinostomum marginatum* (Braun, 1899) and *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) metacercariae with zoonotic potencial on *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1858) (Characiformes: Serrasalmidae) from central amazon, Brazil. *Neotropical Helminthology*, 5(1).
67. MOREAU, M.-A., & COOMES, O. T. (2007). Aquarium fish exploitation in western Amazonia: conservation issues in Peru. *Environmental Conservation*, 34(1), 12–22. <https://doi.org/10.1017/S0376892907003566>
68. Moreira, J., Luque, J. L., & Šimková, A. (2019). The phylogenetic position of *Anacanthorus* (Monogenea, Dactylogyridae) parasitizing Brazilian serrasalmids (Characiformes). *Parasite*, 26. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019045>
69. Morey, G. A. M., Rojas, C. A. T., Chu, L. A. R., Arellano, H. S., & Figueroa, G. S. C. (2023). Species of Monogenoidea from fish species used in aquaculture in the Peruvian Amazonia. *Aquaculture*, 563(September 2022). <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.738947>
70. Murrieta Morey, G. A., Serrão Pinto, T., Mota Morais, A., & De Oliveira Malta, J. C. (2007). MONOGENEAN PARASITES SPECIES IN *SERRASALMUS ALTISPINIS* MERCKX, JÉGU & SANTOS (CHARACIFORMES: SERRASALMIDAE) FROM BRAZILIAN



AMAZON FLOODPLAINS LAKES ESPECIES. *Neotropical Helminthology*, 11(1), 85–94.

[https://redib.org/Record/oai\\_articulo1604190-monogenean-parasites-species-serrasalmus-altispinis-merckx-jégu--santos-characiformes-serrasalmidae-from-brazilian-amazon-floodplains-lakes](https://redib.org/Record/oai_articulo1604190-monogenean-parasites-species-serrasalmus-altispinis-merckx-jégu--santos-characiformes-serrasalmidae-from-brazilian-amazon-floodplains-lakes)

71. Neves, L. R., & Tavares-Dias, M. (2019). Low levels of crustacean parasite infestation in fish species from the matapi river in the state of Amapá, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 28(3), 493–498. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019006>
72. Oliver, K. (2001). The ornamental fish market. *GLOBEFISH Research Programme (FAO)*, 67, 91.
73. Ortega, H., Hidalgo, M., Trevejo, G., Correa, E., Cortijo, A. M., Meza, V., & Espino, J. (2012). Lista anotada de los peces de aguas continentales del Perú. In *Memorias Museo de Historia Natural, U.N.M.S.M.* [http://museohn.unmsm.edu.pe/body/content/departamentos/ictiologia/Ortega\\_et\\_al.2012Lista\\_Peces\\_Aguas\\_Cont.Peru.pdf](http://museohn.unmsm.edu.pe/body/content/departamentos/ictiologia/Ortega_et_al.2012Lista_Peces_Aguas_Cont.Peru.pdf)
74. Ortiz Arias, N. M. (2022). *Estudio parasitológico e histopatológico de metazoarios en el tracto intestinal de corydoras jumbo (brochis multiradiatus) colectados en la ciudad de Iquitos, Loreto- Perú.* Universidad Peruana Cayetano Heredia.
75. Ortiz, H. A., Paima, E. P., & Frias, R. R. (2020). Monogenean ectoparasites in juveniles of *Cichla monoculus* from the Tarapoto lake, Nanay river, Peru. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 31(1), 1–10. <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i1.15713>

76. Pahor-Filho, E., Klosterhoff, M. C., Marchiori, N. C., & Pereira Júnior, J. (2017). Moderate pathogenic effect of *ligophorus uruguayense* (Monogenoidea, ancyrocephalidae) in juvenile mullet *mugil liza* (Actinopterygii, Mugilidae) from Brazil. *Anais Da Academia Brasileira de Ciencias*, 89(4), 2997–3003. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201720170232>
77. Pauly, D. (1994). Quantitative analysis of published data on the growth, metabolism, food consumption, and related features of the red-bellied piranha, *Serrasalmus nattereri* (Characidae). *Women in Ichthyology: An Anthology in Honour of ET, Ro and Genie*, 423–437. [https://doi.org/10.1007/978-94-011-0199-8\\_30](https://doi.org/10.1007/978-94-011-0199-8_30)
78. Pavanelli, G. C., Eiras, J. C., & Takemoto, R. M. (2008). *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento* (3 ed). EDUEM.
79. PRODUCE. (2018). *Anuario Estadístico pesquero y acuicola 2017*. Ministerio de la Producción.
80. PROMPERÚ. (2005). *Diagnóstico del sector acuicultura para el desarrollo de bionegocios en el Perú – Programa BTFP*.
81. PROMPERÚ. (2015). *Desenvolvimiento del comercio exterior pesquero en el peru 2015*.
82. Rességuier, J., Dalum, A. S., Du Pasquier, L., Zhang, Y., Koppang, E. O., Boudinot, P., & Wiegertjes, G. F. (2020). Lymphoid tissue in teleost gills: Variations on a theme. *Biology*, 9(6), 1–14. <https://doi.org/10.3390/biology9060127>
83. Roberts, R. J. (2012). *Fish Pathology* (R. J. Roberts (ed.); 4th ed.). John

Wiley & Sons.

84. Rossin, M. A., De Francesco, P. N., Irigoitia, M. M., Scarabotti, P. A., Taglioretti, V., & Timi, J. T. (2019). Rhinoxenus (Dactylogyridae) parasitizing piranhas (serrasalminae) at its southernmost limit of distribution (paraná river, Argentina), with the description of two new species. *Anais Da Academia Brasileira de Ciencias*, *91*(4), 1–15. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201920190711>
85. Sanchez-Ramirez, C., Vidal-Martinez, V. M., Aguirre-Macedo, M. L., Rodriguez-Canul, R. P., Gold-Bouchot, G., & Sures, B. (2007). Cichlidogyrus sclerosus (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile tilapia (Oreochromis niloticus), as bioindicators of chemical pollution. *Journal of Parasitology*, *93*(5), 1097–1106. <https://doi.org/10.1645/GE-1162R.1>
86. Santos, M. A., Jerônimo, G. T., Cardoso, L., Tancredo, K. R., Medeiros, P. B., Ferrarezi, J. V., Gonçalves, E. L. T., da Costa Assis, G., & Martins, M. L. (2017). Parasitic fauna and histopathology of farmed freshwater ornamental fish in Brazil. *Aquaculture*, *470*, 103–109. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.12.032>
87. Satora, L., Bilska-Kos, A., Majchrowicz, L., Suski, S., Sobecka, E., Agata-Korzelecka\_Orkisz, A., & Formicki, K. (2022). The gill monogenean *Sciadicleithrum variabilum* induces histomorphological alterations in the gill tissues of the discus *Symphysodon aequifasciatus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, *152*, 37–46. <https://doi.org/10.3354/dao03703>
88. Sazima, I., & Machado, F. A. (1990). Underwater observations of piranhas

- in western Brazil. *Environmental Biology of Fishes* 1990 28:1, 28(1), 17–31. <https://doi.org/10.1007/BF00751026>
89. Schmidt, H., Bernet, D., Wahli, T., Meier, W., & Burkhardt-Holm, P. (1999). Active biomonitoring with brown trout and rainbow trout in diluted sewage plant effluents. *Journal of Fish Biology*, 54(3), 585–596. <https://doi.org/10.1111/J.1095-8649.1999.TB00637.X>
90. Sobecka, E., Łuczak, E., & Marcinkiewicz, M. (2012). New cases of pathogens imported with ornamental fish. *Biological Letters*, 49(1), 3–10. <https://doi.org/10.2478/V10120-012-0001-8>
91. Steckert, L. D. (2017). *Aspectos sanitários e patológicos de tilápia-do-nylo cultivada no estado de Santa Catarina: parasitismo, hematologia, histopatologia e elementos-traço*. Universidade Federal de Santa Catarina.
92. Tavares-Dias, M., Ferreira, G. V., & Videira, M. N. (2021). Histopathological alterations caused by monogenean parasites the gills of tambaqui *Colossoma macropomum* (Serrasalminidae). *Semina: Ciências Agrárias*, 42(3Sup11), 2057–2064. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2021v42n3Sup11p2057>
93. Thatcher, V., Boeger, W. A., & Vianna, R. T. (2006). Monogenoidea. In J. R. A. Joachim Adis & G. R.-D. & K. M. Wantzen (Eds.), *Aquatic Biodiversity in Latin America* (2nd ed., Vol. 1, p. 508). Pensoft. <https://books.google.com.pe/books?id=1CeI6irTVskC&pg=PA4&lpg=PA4&dq=Aquatic+Biodiversity+in+Latin+America,+Pensoft,+Second+edition+Sofia,+Bulgaria.&source=bl&ots=EDnZccPuln&sig=ACfU3U0tYADbGR80IL7eJO03Z-QS0a->

smQ&hl=en&sa=X&ved=2ahUKEwiA1Nncq9TwAhU-D7kGHVZ

94. Trujillo-González, A., Becker, J. A., Vaughan, D. B., & Hutson, K. S. (2018). Monogenean parasites infect ornamental fish imported to Australia. *Parasitology Research*, *117*(4), 995–1011. <https://doi.org/10.1007/S00436-018-5776-Z/METRICS>
95. Vargas L, M., Sandoval C, N., Casas A, E., Pizango P, G., & Manchego S, A. (2015). Parásitos y Lesiones Histopatológicas en Branquias de Gamitanas(*Colossoma macropomum*) Juveniles bajo Crianza Semiintensiva. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, *26*(4), 577–586. <https://doi.org/10.15381/RIVEP.V26I4.11222>
96. Vargas, M. (2012). *Lesiones Histopatológicas Asociadas a la presencia de Parásitos en Branquias de Gamitana (Colossoma macropomum) juveniles Criadas en forma Semiintensiva*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
97. Videira, M., Velasco, M., Malcher, C. S., Santos, P., Matos, P., & Matos, E. (2016). An outbreak of myxozoan parasites in farmed freshwater fish *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characidae, Serrasalminae) in the Amazon region, Brazil. *Aquaculture Reports*, *3*(May), 31–34. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2015.11.004>
98. Vital, J. F., Varella, A. M. B., Daniel, B. P., & de Oliveira Malta, J. C. (2011). Sazonalidade da fauna de metazoários de *pygocentrus nattereri* (kner, 1858) no lago piranha (Amazonas, Brasil) e a avaliação de seu potencial como indicadora da saúde do ambiente. *Biota Neotropica*, *11*(1), 199–204. <https://doi.org/10.1590/S1676-06032011000100021>

99. Wolf, J. C., Baumgartner, W. A., Blazer, V. S., Camus, A. C., Engelhardt, J. A., Fournie, J. W., Frasca, S., Groman, D. B., Kent, M. L., Khoo, L. H., Law, J. M., Lombardini, E. D., Ruehl-Fehlert, C., Segner, H. E., Smith, S. A., Spitsbergen, J. M., Weber, K., & Wolfe, M. J. (2015). Nonlesions, Misdiagnoses, Missed Diagnoses, and Other Interpretive Challenges in Fish Histopathology Studies: A Guide for Investigators, Authors, Reviewers, and Readers. *Toxicologic Pathology*, *43*(3), 297–325. <https://doi.org/10.1177/0192623314540229>
100. Woo, P. T. K., Bruno, D. W., & Lim, L. H. S. (2002). *Diseases and disorders of finfish in cage culture*. CAB International.
101. Yamada, H. F., Takemoto, M. R., & Pavanelli, C. G. (2008). Relação entre fator de condição relativo (Kn) e abundância de ectoparasitos de brânquias, em duas espécies de ciclídeos da bacia do rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, *30*(2), 213–217. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=187116050014>
102. Zatti, S. A., Atkinson, S. D., Maia, A. A. M., Corrêa, L. L., Bartholomew, J. L., & Adriano, E. A. (2018). Novel *Myxobolus* and *Ellipsomyxa* species (Cnidaria: Myxozoa) parasiting *Brachyplatystoma rousseauxii* (Siluriformes: Pimelodidae) in the Amazon basin, Brazil. *Parasitology International*, *67*(5), 612–621. <https://doi.org/10.1016/J.PARINT.2018.06.005>

## XI. APENDICES

### Apéndice 1: Datos generales del muestreo y colecta

Especie : *Pygocentrus nattereri*  
Procedencia : Km 4.5 carretera Iquitos – Nauta, distrito de San Juan Bautista, provincia de Maynas, en la Región Loreto. IIAP, Iquitos.  
Ubicación : 3° 48.9' 9" S y 73° 19'18.2" W  
Altitud : 128 m.s.n.m

Código	Fecha	Peso (g)	Longitud (cm)	Estanque	Observaciones
P1	12/01/2021	82.7	15.1	E10	Sin lesiones
P2	12/01/2021	92	15.7	E10	Sin lesiones
P3	12/01/2021	79	15.7	E10	Sin lesiones
P4	12/01/2021	58	14.6	E10	Sin lesiones
P5	12/01/2021	110	15.5	E10	Sin lesiones
P6	12/01/2021	98.5	15.6	E10	Sin lesiones
P7	12/01/2021	55.9	13.5	E10	Sin lesiones
P8	12/01/2021	65.8	13.6	E10	Sin lesiones
P9	12/01/2021	119.4	15.6	E10	Sin lesiones
P10	12/01/2021	87.3	14.5	E10	Sin lesiones
P11	12/01/2021	123.8	16.5	E10	Sin lesiones
P12	12/01/2021	102.8	15.3	E10	Sin lesiones
P13	12/01/2021	73.9	14	E10	Sin lesiones
P14	19/02/2021	85.1	14.7	E11	Sin lesiones
P15	19/02/2021	74.9	14.7	E11	Sin lesiones
P16	19/02/2021	74.6	14.6	E11	Sin lesiones
P17	19/02/2021	68	14.3	E11	Sin lesiones
P18	19/02/2021	78.5	14.9	E11	Sin lesiones
P19	19/02/2021	64.2	14.2	E11	Sin lesiones
P20	19/02/2021	56.2	13.6	E11	Sin lesiones
P21	19/02/2021	59.3	13.6	E11	Sin lesiones
P22	19/02/2021	75.5	14.5	E11	Sin lesiones
P23	19/02/2021	79.2	15.1	E11	Sin lesiones
P24	19/02/2021	106.7	15.5	E11	Sin lesiones
P25	19/02/2021	54.4	13.2	E11	Sin lesiones
P26	19/02/2021	73.8	14.4	E11	Sin lesiones
P27	19/02/2021	68.5	14.9	E11	Sin lesiones
P28	19/02/2021	68	14.2	E11	Sin lesiones
P29	19/02/2021	123.5	15.6	E11	Sin lesiones
P30	19/02/2021	61.8	12.4	E11	Sin lesiones

## Apéndice 2: Parámetros físico-químicos colectados en los estanques

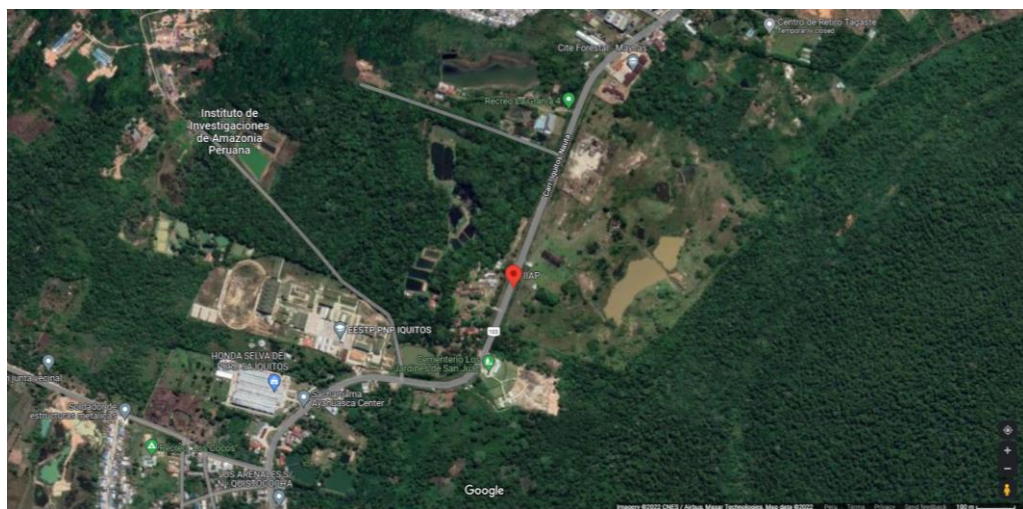
	Estanque E10	Estanque E11
Localidad	Iquitos	Iquitos
Fecha	12/01/2021	19/02/2021
Temperatura	28.76°C	29.26°C
Oxígeno disuelto	7.4	7.2
pH	8.24	8.23
CE	34	34
TSE (Solidos totales disueltos)	17	18



## XII. ANEXO

### Anexo 1: Zonas de muestreo en la provincia de Iquitos

IIAP, Km 4.5 carretera Iquitos – Nauta, distrito de San Juan Bautista, provincia de Maynas, en la Región Loreto.



## Anexo 2: Formulario de muestreo y colecta

Muestra N°:		Fecha:	
Especie:			
Procedencia		Estanque	
Tipo de captura			
Parámetros físicos-químicos			
pH:	O2:	T°:	CE: TDS:
Tratamiento o medicinas utilizadas:			
Peso:		Longitud:	
Recolección de muestras			
Tejido	Parásitos	Observación	
Branquias			
Corazón			
Estomago			
Ciegos pilóricos			
Intestino			
Hígado			
Riñón			
Vejiga natatoria			
Piel			

### Anexo 3: Ficha de lesiones histológicas branquiales

Código de lámina	Lesiones	Grado	Distribución

#### Abreviaciones de las lesiones

- A : Aneurisma
- CL : Congestión de las lamelas
- CVC : congestión de la vena central
- DVC : Dilatación de la vena central
- DEJ : Desprendimiento del epitelio justalamelar
- DELS : Desprendimiento del epitelio de la lamela secundaria
- DSV : Dilatación del seno venoso
- EJ : Edema justalamelar
- ELC : Epitelio lamelar corrugado
- FLS : Fusión de las lamelas secundarias
- HI : Hiperplasia interlamelar
- HLS : Hiperplasia de la lamela secundaria
- HCC : Hipertrofia das células caliciformes
- IL : Infiltrado linfocitario
- N : Necrosis
- T : Telangiectasia

#### Código de Distribución

- F = Focal
- M = Multifocal
- C = Coalescente
- D = Difuso

#### Código de Grado

- 0 = Ausente
- 1 = Leve (< al 25%)
- 2 = Moderada (25 a 50 %)
- 3= Severa (> al 50%)