



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA
ESCUELA DE POSGRADO

**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**

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAESTRO
EN SANIDAD ACUICOLA

MILAGROS AGUSTINA CABRERA SOREGUI

LIMA - PERÚ

2019

ASESOR DE TESIS

DR. MARCOS ENRIQUE SERRANO MARTINEZ

DEDICATORIA

A Dios que me guía y me da la fuerza para lograr mis objetivos.

A mis padres Deylith Soregui y Segundo Cabrera

por apoyar mis decisiones y darme el soporte que necesito para seguir adelante.

A mis hermanos Carolina y Johan por su amor constante.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Mauricio Laterça Martins, por tener la disposición de ayudarme, por brindarme sus conocimientos y la confianza depositada en mi persona al aceptarme en su laboratorio AQUOS- Sanidade de Organismos Aquáticos de la Universidade Federal de Santa Catarina para la elaboración de la tesis, dándome las facilidades y tratarme como una más de sus estudiantes.

A la Dra, Gabriela Tomas Jerônimo, por la paciencia, por sus enseñanzas y su amistad.

A los miembros del Laboratório Central de Microscopia Eletrônica- LCME por facilitarme la utilización del Microscopio Electrónico de Barrido para las microfotografías de las muestras de parásitos.

Al Dr. Marco Serrano Martínez por la facilidad y confianza brindada en la investigación fuera del país.

A los miembros del Jurado de tesis Dr. Manuel Tantaleán, Dr. Luis Llanco, y Mg. Ricardo Grandez, por sus orientaciones constantes y sus enseñanzas transmitidas durante la revisión y evaluación de la tesis.

Al Dr. German Murrieta Morey por las explicaciones, la ayuda con el procesamiento de datos y sus consejos.

A una excelente profesional y amiga, la Blga. Gloria Pizango Paima M.Sc. de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana, que guió mis pasos y motivó mi pasión en el campo de la ictioparasitología.

A Lucas Cardoso y William Furtado por el tiempo dedicado a ayudarme con el procesamiento de las muestras, consejos y amistad.

A los biólogos y amigos del IIAP- San Martín, Erick Del Águila, Liz Zuta y Alan Ruiz por las facilidades brindadas durante el muestreo, espacio en su laboratorio e instrumentos cedidos.

A mis amigos y compañeros de maestría Renato Aco, Francisco Grande, Armando Rosado y Cecilia Huanambal por su amistad, orientación y apoyo en la etapa de desarrollo de la maestría.

A Marelsy Pilco y Rosario Lapa quienes nos ayudaron y facilitaron nuestros trámites y materiales relacionados con la maestría en estos dos años.

Al Sr. Paco Vargas y William Carrasco quienes me brindaron los peces para el estudio.

A todas las personas que contribuyeron de una u otra forma para que la tesis se realice con éxito.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO

La realización de esta tesis para optar el grado de Maestro en Sanidad Acuícola ha sido posible gracias al apoyo financiero brindado al Programa de Maestría en Sanidad Acuícola de la Universidad Peruana Cayetano Heredia subvencionado por Cienciactiva del CONCYTEC (Convenio de Gestión N° 230-2015 FONDECYT).

TABLA DE CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1.	Características de la tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758).....	4
2.1.1.	Clasificación taxonomía	4
2.1.2.	Generalidades de la tilapia	4
2.2.	Fisiología de branquias de teleósteos	6
2.3.	Respuesta inmune innata en peces	7
2.4.	Parásitos presentes en <i>Oreochromis</i> spp.	8
2.5.	Reportes de parásitos de tilapia en centros de cultivos en Perú	10
2.6.	Principales lesiones histopatológicas en branquias causadas por parásitos	10
III.	HIPOTESIS	14
IV.	OBJETIVOS	15
4.1.	Objetivo general	15
4.2.	Objetivo específico.....	15
V.	MATERIALES Y METODOS	16
5.1.	Lugar y realización del estudio	16
5.1.1.	Recolección y toma de muestra.....	16
5.1.2.	Características de los centros de cultivos del presente estudio	17
5.2.	Población y muestra	19
5.3.	Obtención de muestras	19
5.4.	Análisis parasitológico	20
5.4.1.	Necropsia de peces	20
5.4.2.	Colecta de parásitos.....	20
5.4.3.	Montaje	21

5.4.4.	Identificación de monogeneos.....	21
5.4.5.	Diseño de las estructuras morfológicas de los monogeneos	21
5.5.	Caracterización ultraestructural.....	22
5.6.	Índices parasitológicos	22
5.6.1.	Índices parasitológicos	22
5.7.	Factor de condición relativo Kn	24
5.8.	Análisis histopatológico	25
VI.	RESULTADOS.....	26
6.1.	Identificación de los monogeneos	26
6.1.1.	Clasificación taxonómica de <i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	26
6.1.2.	Clasificación taxonómica de <i>Cichlidogyrus thurstonae</i>	29
6.1.3.	Clasificación taxonómica de <i>Cichlidogyrus</i> sp.	32
6.1.4.	Clasificación taxonómica <i>Gyrodactylus</i> sp.	33
6.2.	Diseño de las estructuras de identificación morfológica de los monogeneos	34
6.3.	Microscopia electrónica de barrido (MEB).....	36
6.4.	Índices parasitológicos	39
6.5.	Factor de condición relativo Kn	40
6.6.	Histopatología	40
6.7.	Análisis de datos.....	50
VII.	DISCUSIÓN	51
VIII.	CONCLUSIONES	61
IX.	RECOMENDACIONES	62
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	63
XI.	ANEXOS.....	79

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. *Cichlidogyrus sclerosus*. Vista completa. A) Parte anterior con un par de ocelos, parte posterior haptor con barra ventral y dorsal provisto de dos pares de anclas y ganchos marginales. Barra = 50 μm . (Aumento 10x). Clarificacion: Hoyer's. B) Según: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 250 μm 27
- Figura 2. *Cichlidogyrus sclerosus*. Complejo copulador, cirrus y pieza accesoria. Barra = 50 μm . (Aumento 40x.) Clarificacion: Hoyer's. B) Fuente: Según: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 50 μm 28
- Figura 3.** *Cichlidogyrus sclerosus*. Haptor. A) Barra dorsal, barra ventral, un par de anclas ventrales y un par de anclas dorsales. 7 ganchos marginales a cada lado. Barra = 50 μm . (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's. B) Fuente: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 50 μm 28
- Figura 4. *Cichlidogyrus thurstonae*. Vista completa. Parte anterior con 4 ocelos. Parte posterior con haptor con barra ventral y dorsal provisto de ganchos. Barra = 50 μm . (Aumento 10x). Clarificacion: Hoyer's. 30
- Figura 5. *Cichlidogyrus thurstonae*. A) Complejo copulador: cirrus y pieza accesoria. Barra= 50 μm . (Aumento 40x). Clarificacion: Hoyer's. B) Fuente: Pariselle *et al.* 2003. Barra = 50 μm . . 31
- Figura 6. *Cichlidogyrus thurstonae*. A) Haptor. Barra dorsal, barra ventral, un par de anclas ventrales y un par de anclas dorsales. 7 ganchos marginales largos no rectos a cada lado. Barra = 50 μm . (Aumento 10x). Clarificacion: Hoyer's. B) Fuente: Pariselle *et al.* 2003. Barra = 50 μm 31
- Figura 7. *Cichlidogyrus* sp. Vista completa. Parte anterior con 4 ocelos, órgano copulador no visible. Parte posterior con haptor, barra dorsal y ventral, 2 anclas ventrales y dorsales, 7 ganchos marginales. Barra= 50 μm . (Aumento 10x). Clarificacion: Hoyer's..... 32

Figura 8. <i>Gyrodactylus</i> sp. Complejo del gancho central, barra ventral, un par de ganchos. Ocho pares de ganchos marginales. Un par de gancho del embrión. Barra = 50 µm. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's.....	33
Figura 9. Estructuras esclerotizadas de <i>Cichlidogyrus sclerosus</i> . 1. Órgano copulador masculino (Barra =50 µm); 2. Barra ventral (barra = 50 µm); 3. Barra dorsal (Barra = 50 µm); 4. Ancora ventral (Barra = 50 µm); 5. Ancora dorsal (Barra = 50 µm); 6. Gancho (Barra =100 µm); 7. Huevo (Barra = 50 µm). Elaboración propia.	34
Figura 10. Estructuras esclerotizadas de <i>Cichlidogyrus thurstonae</i> . 1. Órgano copulador masculino (Barra = 50 µm); 2. Barra ventral (Barra = 50 µm); 3. Barra dorsal (Barra = 50 µm); 4. Ancora ventral (Barra =50 µm); 5. Ancora dorsal (Barra = 50 µm); 6. Gancho marginal (Barra=100 µm). Elaboración propia.	35
Figura 11. Microfotografías de <i>Cichlidogyrus sclerosus</i> . A) vista ventral completa. Barra = 50µm. (Aumento 500x). B) Haptor: un par de anclas dorsales -AD, un par de anclas ventrales -AV, gancho marginal (círculo rojo). Barra =10 µm. (Aumento 1200x). MEB.....	37
Figura 12. Microfotografías de <i>Cichlidogyrus thurstone</i> . A) Vista ventral completa. Barra = 20 µm. (Aumento 550x). B) Haptor: un par de anclas dorsales - AD, un par de anclas ventrales AV, gancho marginal- GM (círculo rojo). Barra =10 µm. (Aumento 1000x). MEB.	38
Figura 13. Branquias en buen estado de <i>Oreochromis niloticus</i> . Barra =50 µm. (Aumento 40X). Tinción: H&E.....	42
Figura 14. Hiperplasia interlamelar (flechas rojas delgadas). Hiperplasia de la lamela secundaria (flechas rojas gruesas). Congestión en la base de las lamelas (asterisco). Barra = 50 µm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.	42
Figura 15. Branquias de <i>Oreochromis niloticus</i> , A, B y C - monogéneos (asteriscos) causando hiperplasia interlamelar severa y fusión de las lamelas (flechas rojas). Barra =50 µm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.	43
Figura 16. Fusión severa de las lamelas (flechas rojas). Barra =20 µm. (Aumento 10x). Tinción: H&E	44

Figura 17. Desprendimiento del epitelio de la lamela (flechas rojas). Hiperplasia interlamelar (flechas negras). Barra =50 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E.....	44
Figura 18. Dilatación del seno venoso en los ápices de las lamelas (flechas rojas). 50 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E.	45
Figura 19. A y B - Edema justalamelar (asteriscos). Barra = 50 μ m. (Aumento 10x). Tinción:H&E	45
Figura 20. Dilatación y congestión de la vena central (asteriscos). Barra = 50 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E.....	46
Figura 21. Infiltrado eosinófilo (flechas rojas). Infiltrado linfocitario (asterisco). Barra = 50 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E	47
Figura 22. Telangiectasia (flechas rojas). Barra =200 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E.....	47
Figura 23. Indica presencia de <i>Trichodina</i> sp. (flechas rojas). Hiperplasia de interlamelar y fusión de las lamelas (asterisco). Barra =50 μ m. (Aumento 40x). Tinción:H&E	48
Figura 24. A (Barra = 50 μ m. Aumento 40x), B, C, y D (Barra =20 μ m. Aumento 10x) – Evidencia de la presencia de Epiteliocistis (flechas rojas). B- Hiperplasia de la lamela secundaria (flechas negras). C y D - fusión de las lamelas (asterisco). Barra =20 μ m. Aumento 10x. Tinción: H&E.	49

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Índice parasitológico registrado en 40 tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> procedentes de centros de cultivo de la Provincia de San Martín-Perú.....	39
Tabla 2. Estatus comunitario y lugar de fijación de los parásitos encontrados en 40 tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> de cultivos de la Provincia de San Martín- Perú	40
Tabla 3. Factor de condición de <i>Oreochromis niloticus</i> procedentes de centros de cultivos de la Provincia de San Martín- Perú.....	40
Tabla 4. Lesiones histológicas en las branquias, según el tipo de lesiones y grado de afección en tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> procedentes de centros de cultivo de la Provincia de San Martín- Perú.....	41
Tabla 5. Valores de correlación entre el factor de condición relativo Kn, longitud, peso y lesiones vs. la abundancia de monogéneos de las <i>Oreochromis niloticus</i>	50

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1: Zonas de muestreo en la Provincia de San Martín.....	80
Anexo 2: Formulario de Muestreo y Colecta	81
Anexo 3: Formulario de Necropsia	82
Anexo 4: Ficha de Histopatología de Lesiones Branquiales	83
Anexo 5: Morfología General de Monogenea.....	84
Anexo 6: Morfología de una ancora de Monogenea	85

RESUMEN

Los parásitos más comunes de la tilapia son los monogéneos, se encuentran principalmente en las branquias, provocando irritación e hiperplasia de las lamelas, hipersecreción de mucus, hipertrofia y fusión de los filamentos, lo cual dificulta la respiración de los peces, ocasionando problemas en el cultivo. En el Perú, no se ha identificado los monogéneos causantes de estos problemas en el cultivo de tilapia, por este motivo se hizo necesario identificar las especies que la parasitan, con la finalidad de conocer estos agentes infecciosos que perjudican la salud de estos peces, describir las lesiones histológicas y con ayuda de la microscopía electrónica de barrido (MEB) y observar detalles ultraestructurales de los órganos de fijación. Fueron colectados y analizados 40 tilapias *Oreochromis niloticus* ($25,1 \pm 18,4$ g de peso y $10,2 \pm 2,87$ cm) en 4 centros de cultivos de la provincia de San Martín. De los 40 peces examinados, 37 estaban parasitados con un total de 1584 monogéneos, prevalencia (P%) del 92.5%, intensidad media (IM) de 42.9 parásitos/pez y abundancia media (AM) de 39.6 parásitos/pez. Se identificaron tres especies de monogéneos: *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus thurstonae* y *Cichlidogyrus* sp. En las branquias, y una especie de monogéneo: *Gyrodactylus* sp. en la piel y aletas. El análisis histopatológico mostró como lesiones principales: Infiltrado eosinofílico y infiltrado linfocitario, hiperplasia, desprendimiento del epitelio, edema y fusión. La microscopía electrónica de barrido MEB permitió observar con detalles las anclas de los monogéneos, con los que se fijan a las branquias causando lesiones.

Palabras clave: *Oreochromis niloticus*, monogéneos, caracterización ultraestructural, branquias, lesiones histopatológicas.

ABSTRACT

The most common parasites in tilapia are the monogeneans which are found mainly in the gills, causing irritation in the lamellae, hyperplasia, hypersecretion of mucus, hypertrophy and fusion of the filaments, which makes it difficult for the fish to breathe, causing problems in their cultivation. In Peru, no monogenean has been identified in the culture of tilapia, for this reason it was necessary to identify the parasite species that parasitize tilapias; to know the infectious agents that harm the health of these fish; to describe the histological lesions by using scanning electron microscopy (SEM) observing ultrastructural details of the fixation organs. We collected and analyzed 40 specimens of tilapia *Oreochromis niloticus* with 25.1 ± 18.4 g of weight and 10.2 ± 2.87 cm in length from 4 cultivation centers in the province of San Martín. From the 40 examined fish, 37 were parasitized with a total of 1584 monogeneans with a prevalence (P%) of 92.5%, mean intensity (IM) of 42.9 parasites / fish and mean abundance (AM) of 39.6 parasites / fish. Three species were identified in the gills *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus thurstonae* y *Cichlidogyrus* sp, and one species of *Gyrodactylus* on the skin and fins. The histopathological analysis showed major lesions: eosinophilic infiltrate, lymphocyte infiltrate, hyperplasia, detachment of epithelium edema, fusion, hyperplasia, edema and congestion. The Scanning Electron Microscope SEM allowed observing with detail the hooks of monogeneans used to fix into the gills of the fish causing injuries.

Keywords. *Oreochromis niloticus*, characterization, monogenea, gills, histopathological lesions

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura ha crecido exponencialmente en las últimas décadas volviéndose el principal proveedor de pescado para el consumo humano. La producción de animales acuáticos en el 2016, procedentes de la acuicultura, ascendió a 80 millones de toneladas (FAO, 2018). La producción acuícola mundial está sustentada principalmente por organismos de aguas continentales (FAO, 2018). En el Perú se ha incrementado la producción de especies hidrobiológicas en los últimos años y dentro de las especies de mayor producción se encuentra la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) con una producción anual de 3 041, 87 TM el 2017 (Produce, 2017).

La Amazonía Peruana posee condiciones adecuadas para el desarrollo de los cultivos acuícolas, ya que cuenta con gran extensión de territorio y de espejos de agua (FAO, 2005a; Produce 2009; Mendoza, 2013). El cultivo de tilapia se ha extendido significativamente en la selva alta, en la región San Martín (Baltazar, 2009; Hurtado, 2016), que posee cualidades adecuadas y un clima favorable para la producción de especies amazónicas y tropicales. La principal especie que se cultiva en esta región es la tilapia del Nilo, debido a las características favorables que presenta en cultivo tales como: rápido crecimiento, fácil manejo, alta productividad y su adaptabilidad a las condiciones que ambientales que presenta la zona. Además, se cultivan otras especies en diferentes escalas de producción como el camarón gigante de Malasia (*Macrobrachium rosenbergii*) y peces amazónicos, como gamitana (*Colosoma macropomum*), paco (*Piaractus brachypomus*), paiche (*Arapaima gigas*) y boquichico (*Prochilodus nigricans*)

(Álvarez & Ríos, 2009), siendo estos recursos orientados, en su mayoría, hacia una actividad económica sustentable.

Generalmente los peces son susceptibles a la infección de patógenos como virus, bacterias, hongos y parásitos como helmintos, protozoos y artrópodos, pudiendo estos convivir con el pez sin ocasionarles daño, cuando las condiciones del ambiente se encuentran en equilibrio. En confinamiento los peces están sometidos a constante estrés, por el manipuleo, las altas densidades de siembra y otros factores que propician que su sistema inmunológico se vea afectado (Balbuena & Ríos, 2011; Centeno *et al.*, 2004; Luque, 2004).

Un gran número de parásitos pueden albergarse en los peces de cultivo. Entre los diversos parásitos presentes, los de mayor abundancia y principales causantes de problemas en los cultivos de tilapia son los ectoparásitos, principalmente los monogeneos (Boeger & Vianna, 2006). Estos parásitos se adhieren a las branquias y a la piel en el hospedero por medio de una estructura llamada haptor (Thatcher, 2006). En las branquias pueden provocar hiperplasia celular e hipersecreción de mucus, afectando la respiración; en la piel ocasionan lesiones que pueden servir de entrada para infecciones por bacterias y hongos, ocasionando grandes mortandades en sistemas de cultivo, afectando el interés comercial y siendo una pérdida económica para el productor (Pavanelli *et al.*, 2008).

Por este motivo es necesario identificar las especies de monogeneos en tilapias de cultivo, con la finalidad de conocer los agentes infecciosos que perjudican la salud de los peces, describir las lesiones histopatológicas que causan y mediante la

microscopía electrónica de barrido observar detalles ultraestructurales de los órganos de fijación. Constituyendo, el diagnóstico parasitológico e histopatológico, herramientas útiles para la prevención de enfermedades y orientaciones sanitarias adecuadas ante las infestaciones por estos parásitos en la producción de tilapia en la provincia de San Martín.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Características de la tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)

2.1.1. Clasificación taxonomía

Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Actinopterygii
Sub clase	Neopterygii
Infraclase	Teleostei
Superorden	Acanthopterygii
Orden	Perciformes
Familia	Cichlidae
Genero	<i>Oreochromis</i>
Especie	<i>O. niloticus</i> (Linnaeus, 1758)

2.1.2. Generalidades de la tilapia

Los especímenes de tilapia habitan en ambientes tropicales y subtropicales del mundo, donde las condiciones son favorables para su reproducción y crecimiento. Es una especie omnívora, en su ambiente natural se alimenta principalmente de plancton, organismos bentónicos, plantas acuáticas, invertebrados y larvas de peces. Es una especie tropical que prefiere las aguas someras, la temperatura ideal es de 31 a 36 °C (FAO, 2005b). Alcanzan la madurez sexual entre los 3 a 6 meses, dependiendo de la temperatura, cuando llegan a los 30 g. Los machos fertilizan los huevos en los nidos y las hembras los recogen y

los incuban dentro de la boca donde las larvas eclosionan y permanecen hasta que el vitelo se reabsorbe.

En el siglo XIX se iniciaron las investigaciones con el género *Oreochromis* para utilizarlas en la piscicultura rural. En el año 1924 se intensificó su cultivo en Kenia; sin embargo, fue en Malasia donde obtuvieron los mejores resultados y así se diseminó a diferentes lugares del mundo (Baltazar, 2007) especialmente en ambientes tropicales y subtropicales.

En la acuicultura, el género *Oreochromis* es uno de los más importantes ya que presenta altas tasas de crecimiento, fácil reproducción y manejo, entre otras características. Se cultivan con éxito cerca de 10 especies (Hsien-Tsang y Quintanilla, 2008). Dentro de las especies más utilizadas se encuentran: *O. aureus* “tilapia azul”, *O. niloticus* “tilapia del Nilo”. *Oreochromis* sp. “Tilapia roja”, *O. mossambicus* “Tilapia de Mozambique” (Cantor, 2007).

Entre estas especies la “tilapia del Nilo” *Oreochromis niloticus* es la de mayor aceptación y producción a nivel mundial, junto al híbrido de “tilapia roja” *Oreochromis* sp. Por lo tanto, se consideran de mayor importancia dentro de los cultivos comerciales existentes.

En el Perú, la tilapia fue introducida a comienzos de los años setenta, con fines de investigación, por el Instituto del Mar Peruano (IMARPE)

y la Universidad Nacional Agraria La Molina; las especies fueron *O. niloticus*, *O. urolepis hornorum* y *O. mossambicus* (Moscoso, 2001 & Castillo, 2011).

2.2. Fisiología de branquias de teleósteos

Las branquias están formadas, en la mayoría de los teleósteos, por cuatro a cinco arcos branquiales, ubicados a cada lado de la faringe; en el borde posterior de cada arco branquial se proyectan los filamentos branquiales, lamelas o laminillas primarias, las cuales para aumentar la superficie respiratoria presentan laminillas secundarias dispuestas en la parte superior e inferior de cada filamento (Amlacher, 1961; Ellis, 1981).

Entre las funciones de las branquias destacan el intercambio gaseoso, osmorregulación, equilibrio ácido-base y excreción de productos nitrogenados (Noga, 2010; Evans *et al.*, 2005).

Este órgano se encuentra irrigado por la arteria branquial aferente que proviene de la aorta ventral, diseminándose la sangre a través de capilares para oxigenarse en las laminillas secundarias, luego la sangre oxigenada en los capilares confluye en la arteria branquial eferente, la cual se dirige a la arteria aorta dorsal para irrigación sistémica (Evans *et al.*, 2005).

La superficie de las branquias está cubierta por un epitelio simple plano, presentando tres tipos de células: células pavimentosas; un menor número

de células del cloro, de forma redondeada o poligonal, acidófilas, con numerosas mitocondrias y ubicada en el extremo proximal de las laminillas secundarias, y células mucosas dispuestas en las laminillas y en el epitelio basal. También se describen las células pilares, que soportan los múltiples capilares distribuidos entre las laminillas secundarias (Hibiya, 1982; Evans *et al.*, 1999; Evans *et al.*, 2005).

2.3.Respuesta inmune innata en peces

La inmunidad innata es la primera línea de defensa contra las infecciones en todos los vertebrados. En los peces el epitelio intacto y el mucus conforman la primera línea de defensa contra patógenos como parásitos, bacterias, hongos y virus. El mucus contiene carbohidratos, péptidos antimicrobianos (defensinas) y proteínas, principalmente mucina, precipitinas, aglutininas, proteína C reactiva y lisozima, las cuales constituyen una barrera de defensa química primaria. Los eosinófilos y basófilos participan de manera importante en la defensa antiparasitaria y en la inflamación que se amplifica cuando vierten el contenido de sus gránulos citoplasmáticos al medio extracelular. En los peces las citosinas participan también en los procesos inflamatorios, entre las citosinas proinflamatoria que se liberan como consecuencia del daño en las barreras membranales en peces se han descrito IL-1, IL-6, factor de necrosis tumoral α (TNF α), además se han identificado citosinas antiinflamatorias como la IL-10, y una similar IL-4, su función caracteriza la respuesta de linfocitos cooperadores de tipo 2 (Th2) en mamíferos. Un elemento humoral importante de la inmunidad innata de los peces, es el sistema del complemento, el cual puede activarse por tres vías. También poseen

células similares a las células citotóxicas naturales (NK) y otras citotóxicas en mamíferos (Vega *et al.*, 2010).

2.4. Parásitos presentes en *Oreochromis* spp.

Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy (2014). Realizaron una recopilación de helmintos parásitos de peces de agua dulce en México, dentro de los cuales señalan 12 diferentes especies de monogeneos para *Oreochromis niloticus*: *Cichlidogyrus dossoui*, *C. haplochromii*, *C. longicornis*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *Scutogyrus longicornis* *Dactylogyrus* sp., *Enterogyrus malmbergi*, *E. niloticus*, *Gyrodactylus cichlidarum*, *Gyrodactylus niloticus* (= *G. cichlidarum*), *Gyrodactylus yacatli*.

En Costa Rica, Arguedas *et al.* (2017) analizaron 320 larvas de *O. niloticus* en estación seca y lluviosa, encontrando 10 especies de parásitos. Presentando protozoarios como *Apiosoma* sp. una prevalencia de 100%, seguido de *Ichtyobodo* sp. 84% y de los monogeneos *Gyrodactylus* sp. con 78% y *Dactylogyrus* sp. con 45% en estos parásitos se pudo observar la mayor prevalencia en temporada lluviosa a diferencia del protozoario *Trichodina* sp. que presentó una mayor prevalencia en temporada seca.

Vargas *et al.* (2000), analizaron muestras de piel y branquias de 100 reproductores importados de Tailandia y 100 alevinos de Brasil. Los parásitos encontrados fueron monogeneos y al protozoario *Trichodina* sp. La presencia de monogeneos fue mayor en los alevinos, pero en ambas

especies el principal órgano infectado fueron las branquias. En los reproductores, la presencia de monogeneos fue mayor que en los alevinos, que presentaron una presencia de *Trichodina* elevada.

Zanolo & Hissashi (2006), mencionan como ectoparásitos de *Oreochromis niloticus* a protozoarios como *Trichodina* sp., *Ichthyophthirius multifiliis*, *Ambiphyra* sp. y *Apiosoma* sp. Además, reportaron a los monogeneos como responsables por causar mayores problemas en el cultivo de la especie, principalmente a los alevinos de cultivos superintensivos. Los protozoarios *Trichodina* sp. y *I. multifiliis* son de gran importancia principalmente cuando existe una mala calidad de agua y esta es favorece su proliferación.

Zica (2012), estudió las comunidades de ectoparásitos de tilapia en Brasil, donde encontró parásitos de la clase monogenea con prevalencia entre 76.6% y 100%, dependiendo de la estación, con mayor prevalencia y abundancia de estos parásitos en la estación lluviosa entre diciembre y enero. Las especies reportadas fueron *Cichlidogyrus halli*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae* y *Scutogyrus longicornis* en las branquias, mientras que en la piel se encontró ejemplares de la familia Gyrodactylidae, además del protozoario *Trichodina* sp.

Montoya-Mendoza *et al.* (2016), examinaron *Oreochromis* spp. registrando 5 especies de monogeneos en branquias: *Scutogyrus*

longicornis, *Cichlidogyrus dossoi*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae* y una especie encontrada en el intestino *E. malmberg*.

2.5. Reportes de parásitos de tilapia en centros de cultivos en Perú

En Perú, Gonzales-Fernández (2012) realizó un estudio de fauna parasitaria de alevinos de tilapia roja y gris en dos centros de cultivos, donde registró la presencia y respectivas prevalencias de *Ambiphrya* (de hasta 100% dependiendo del estanque) *Gyrodactylus* sp. (70%) *Trichodina* sp. (80), en la tilapia gris solo encontró *Trichodina* sp. en branquias (60%), además de observar las alteraciones histológicas producidas por estos parásitos en los filamentos branquiales entre ellos hipertrofia, hiperplasia, bloqueo de las branquias y numerosos aneurismas.

Marques & Morey (2018), encontraron al copépodo *Neoergasilus japonicus* en aletas de *C. macropomum* cultivados en el departamento de San Martín- Perú. Este copépodo es un parásito nativo de Asia, por lo general de tilapia, siendo esta especie la responsable del transporte hacia otros hospederos.

2.6. Principales lesiones histopatológicas en branquias causadas por parásitos

En el estudio llevado a cabo por Martins y Romero (1996), peces como *Piaractus mesopotamicus* y *Colossoma macropomum* fueron diagnosticados con ectoparásitos entre ellos monogeneos, observando lesiones en las branquias como hiperplasia, congestión, edema,

desprendimiento del epitelio, fusión de las lamelas. Así, miembros de la subfamilia de monogeneos Ancyrocephalinae fueron observados causando reacción inflamatoria e hiperplasia. En infestaciones severas, estos autores observaron necrosis y telangiectasia. Estas lesiones inician procesos hiperplásicos que, con la inflamación de los tejidos donde se encuentran los parásitos, provocan alteraciones en el intercambio de gases e iones en la superficie y por consiguiente en el metabolismo de los peces.

Jerônimo *et al.*, (2014), evaluaron la relación parásito-hospedero en *Piaractus mesopotamicus* parasitado por el monogeneo *Anacanthorus penilabiatus*. Realizaron análisis hematológicos e histopatológicos, mostrando el aumento del número de leucocitos totales y linfocitos, así como disminución significativa en el hematocrito. El examen histopatológico reveló hiperplasia severa, edema subepitelial, fusión de las lamelas secundarias, necrosis focal y multifocal en peces altamente parasitados.

Vargas *et al.*, (2015), realizaron análisis de branquias observando parásitos y lesiones histopatológicas en *Colossoma macropomum*, identificando tres tipos de ectoparásitos, monogeneos de la familia Dactylogyridae, el protozoo *Piscinodinium* y un copépodo. Entre las lesiones histológicas observadas destacaron los trastornos inflamatorios: presencia de células granulares eosinofílicas (100%) y trastornos de adaptación: hiperplasia de epitelio (96.7%), fusión lamelar (80%) y atrofia lamelar (60%).

Molnár *et al.* (2017), en un estudio de peces húngaros, observó que estos estaban gravemente infestados por los copépodos *Lamproglena pulchela*, y *Lamproglena sp.*, ubicados cerca la punta de las branquias, donde los filamentos branquiales fueron afectados en los sitios de fijación.

Santos *et al.* (2017), realizaron análisis parasitológicos e histopatológicos de peces ornamentales en Brasil, reportando protozoos ciliados como *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina sp.*; monogeneos como *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus*, mediante el análisis histológico se mostró hiperplasia interlamelar de las lamelas secundarias, fusión parcial de lamelas secundarias, telangiectasia, edema justalamelar e infiltrado inflamatorio eosinofílico.

El estudio de Steckert (2017), evaluó aspectos sanitarios y patológicos de la tilapia del Nilo cultivada y destinada para consumo humano en cuatro regiones de Santa Catarina – Brasil. En los análisis parasitológicos reportaron la presencia de protozoarios, *I. multifiliis*, *Trichodina magna* y *Trichodina compacta*, en baja intensidad en la superficie corporal, los monogeneos *Cichlidogyrus sclerosus* y *Cichlidogyrus halli*, en las branquias. La menor prevalencia fue de 15% además de valores bajos de intensidad y abundancia media de la infección siendo la prevalencia más alta de 100%. Los análisis hematológicos se encontraban dentro de los valores de referencia. La histopatología mostró alteraciones en los tejidos

de las branquias, hígado, bazo y corazón. En todos los peces analizados se observó hiperplasia epitelial que fue la alteración más recurrente, además de infiltrado inflamatorio mononuclear, hemorragia en la base de las lamelas secundarias, hiperplasia, telangiectasia, congestión de la lamela, dilatación, congestiones y epitelocistis.

III. HIPOTESIS

La presencia de monogeneos en las branquias de tilapia *Oreochromis niloticus* procedentes de centros de cultivos de la Provincia de San Martín está asociada al desarrollo de lesiones.

IV. OBJETIVOS

4.1.Objetivo general

Identificar y caracterizar ultraestructuralmente a los monogeneos presentes en las branquias de la tilapia del Nilo *Oreochromis niloticus* de cultivos de la Provincia San Martín y asociar su presencia a las lesiones histopatológicas caracterizadas.

4.2.Objetivo específico

- Identificar las especies de monogeneos que parasitan las branquias de la tilapia *O. niloticus*.
- Determinar características externas de los monogeneos a nivel ultraestructural mediante microscopia electrónica de barrido.
- Calcular los índices parasitológicos de los monogeneos branquiales presentes en *O. niloticus* y el factor de condición relativo de los peces analizados.
- Correlacionar la abundancia de monogeneos branquiales con el tamaño, peso y factor de condición relativo de los peces analizados.
- Describir las lesiones histopatológicas a nivel de las branquias y relacionarlas con la presencia de los monogeneos.

V. MATERIALES Y METODOS

5.1.Lugar y realización del estudio

La colecta de los peces se realizó en cuatro centros de cultivo de la provincia de San Martín (Anexo 1). El estudio parasitológico fue realizado en el Laboratorio de Parasitología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia mientras el análisis histopatológico y la caracterización ultraestructural en la Universidade Federal de Santa Catarina, Brasil.

5.1.1. Recolección y toma de muestra

Las muestras fueron colectadas de un estanque de cada centro de cultivo. Los estanques de donde se extrajeron las muestras fueron estanques de tierra. Al momento de realizar la colecta toda la región de San Martín incluyendo los lugares de muestreos habían tenido la presencia del virus de la tilapia del lago (TiLV), lo que había provocado grandes mortandades y la producción no se encontraba continua. Los parámetros físicos fueron medidos con el equipo multiparametro (YSI 55). Los datos se registraron en el formulario de muestreo y colecta (Anexo 2).

5.1.2. Características de los centros de cultivos del presente estudio

Los centros de cultivo del presente estudio están localizados en dos distritos de la provincia de San Martín; la Banda de Shilcayo y Morales, comprendiendo en el estudio La banda de Shilcayo los centros 1, 2 y 4 por tratarse de un lugar donde se encuentra la mayor cantidad de productores de la provincia y el centro de cultivo de Morales (centro 3) por encontrarse el mayor productor de tilapia de la provincia: Centro 1 (6° 32' 13" S 76° 17' 28" O), Centro 2 (6° 30' 57" S 76° 18' 52" O) Centro 4 (6° 31' 20" S 76° 18' 31" O) y Morales: Centro 3 (6° 28' 17" S 76° 22' 52" O).

En el primer centro de cultivo la captación de agua para los estanques proviene de la quebrada Polish, el estanque de colecta era de 1200 m²/1 m. Las especies cultivadas son gamitana, paco y paiche siendo de producción principal la tilapia. Las tilapias tenían entre 1-2 meses de cultivo y fueron capturados con red. La alimentación era realizada con alimento balanceado de la marca AQUATECH crecimiento de 2 mm, ofrecido dos veces al día. La producción anual es aproximadamente de 1400 kg en dos campañas. Se tomaron dos parámetros físicos, temperatura (28.4° C) y oxígeno disuelto (4.05 mg/L.)

En el segundo centro de cultivo la captación de agua para los estanques es de la quebrada Ahuashiyacu, el estanque de colecta era de 3500 m²/1½ m. Las especies cultivadas, además de tilapia, son paco y el híbrido pacotana. Las tilapias tenían 3 meses y fueron capturados con

tarrafa. La alimentación era realizada con alimento balanceado de la marca AQUAPRO crecimiento, ofrecido dos veces al día. La producción anual es aproximadamente de 1400 kg. Se tomaron dos parámetros físicos, temperatura (28.9° C) y oxígeno disuelto (2.46 mg /L.)

En el tercer centro de cultivo la captación de agua para los estanques proviene de la cuenca del río Cumbaza. El estanque de colecta era de 1000 m²/ 1.20 m. Las especies cultivadas son gamitanas, paiche, paco siendo la principal la tilapia. En el momento de la colecta se tenían policultivo de gamitanas, pacos y tilapia, debido a la presencia del virus TiLV. Las tilapias tenían de 2-3 meses y fueron capturados con tarrafa. La alimentación era realizada con alimento balanceado y extruido ofrecido dos veces al día haciendo un total de 32 kg por día. La producción anual es aproximadamente de 8T. Se tomaron dos parámetros físicos, temperatura (27.9° C) y oxígeno disuelto (2.40 mg/L).

En el cuarto centro de cultivo la captación de agua para los estanques es de la quebrada Pucayacu. El estanque de colecta era de 300 m²/1m. Las especies cultivadas son gamitana, paiche, camarón y tilapia. Las tilapias tenían 3 meses y fueron capturados con tarrafa. La alimentación era realizada con alimento elaborado por el mismo propietario con polvillo de arroz, harina de pescado, torta de soya, calcio, aceite y almidón de yuca y ofrecida dos veces al día. La producción anual es

aproximadamente de 1200 kg. Se tomaron dos parámetros físicos, temperatura (27.6° C) y oxígeno disuelto (2.70 mg/L)

5.2. Población y muestra

La población estuvo constituida por especímenes de alevinos y juveniles de tilapias *O. niloticus*, provenientes de centros de cultivos la Provincia de San Martín.

5.3. Obtención de muestras

La obtención de las muestras se realizó en los meses de mayo a junio del 2018, se colectaron en total 40 especímenes de tilapia *O. niloticus*. Los especímenes fueron colocados en bolsas plásticas de polietileno con agua para su transporte al laboratorio del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP-San Martín) donde se realizó las mediciones de longitud (total y estándar) y peso. El análisis general se basó en la revisión externa de los especímenes y colecta de las branquias.

5.4. Análisis parasitológico

5.4.1. Necropsia de peces

Los peces fueron anestesiados con eugenol (75 mg/L) (Sterckert, 2017) y enseguida se utilizó un estilete para hacer un corte en la medula para producir inmediatamente la muerte del espécimen. Se registraron los datos de longitud y peso utilizando un ictiómetro y una balanza, estos datos fueron colocados en la ficha de necropsia (Anexo 3). Este procedimiento fue aprobado por el comité institucional de Ética para el uso de animales (CIEA – N° 102710) de la Universidad Peruana Cayetano Heredia.

5.4.2. Colecta de parásitos

Fueron extraídos los arcos branquiales y colocados en agua a 60° y agitados durante 1 min, para que los monogeneos murieran relajados y estirados, a continuación, se añadió formalina al 10% para su conservación (Jerônimo *et al.*, 2012). Luego fueron transportados al Laboratorio de Parasitología Animal de la UPCH. Las muestras de branquias fueron observadas al estereoscopio para el conteo y montaje. También se colectaron los monogeneos en glutaraldehído al 2.5% con cacodilato de sodio para la caracterización ultraestructural, este procedimiento era seguido del agua caliente.

5.4.3. Montaje

Los monogeneos fueron colocados entre láminas y laminillas con solución Hoyer's para su clarificación y observación de las estructuras esclerotizadas para su identificación, como barras, anclas, ganchos y complejo copulador. Posteriormente se utilizó el Microscopio Diferencial de Contraste de Interferencia (DIC) (modelo AxioPlan 2, Zeiss), para observar las estructuras y fotografiarlas.

5.4.4. Identificación de monogeneos

Para la identificación de monogeneos se tomaron en cuenta las descripciones y características taxonómicas de artículos científicos con descripciones originales según: Paperna & Thurston, 1969; Ergens, 1981; Douëllou, L., 1993; Pariselle *et al.*, 2003; Pariselle, A. & Euzet, L. 2009; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012.

5.4.5. Diseño de las estructuras morfológicas de los monogeneos

El diseño de los monogeneos identificados se realizó utilizando un microscopio Zeiss Primo Star acoplado a una cámara Axio Cam la cual estuvo conectada a un computador. Las imágenes observadas en el computador eran proyectadas con un proyector multimedia, acoplado a una mesa de diseño. Los diseños fueron digitalizados utilizando el programa: Adobe Illustrator.

5.5. Caracterización ultraestructural

Las muestras fueron fijadas en glutaraldehído al 2.5% con buffer cacodilato de sodio 0.1 M. La preparación de las muestras para la técnica se llevó a cabo de acuerdo con el protocolo del Laboratório Central de Microscopia Eletrônica (LCME) de la Universidade Federal de Santa Catarina. Este consistió en el deshidratado en series de etanol creciente (30%, 50%, 70%, 80%, 90% hasta llegar a 100%) durante 15 min en cada concentración, luego se procedió a montarlos en stubs y recubrirlos con una capa de oro. Las muestras fueron observadas y micrografías en el MEB (Modelo JEOL JSM-6390 LV).

5.6. Índices parasitológicos

5.6.1. Índices parasitológicos

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

Prevalencia (%)

Peces infectados, dividido entre el total de peces examinados x100

$$P = \frac{\text{Número de peces infectados}}{\text{Número de peces examinados}} \times 100$$

Intensidad media

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

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

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

Estatus comunitario

Fue calculado de acuerdo la prevalencia de los parásitos, clasificando a las especies en central, secundario y raro, según Bush y Holmes, 1986.

Principal o central “Core” (>45%): Son aquellas especies que están presentes en más de 2/3 en el hospedero.

Secundario (10% y 45%): Son aquellas especies que están presentes en una a dos terceras partes en el hospedero.

Raros “Satélite” (10): Son aquellas especies que están presentes en menos de un tercio en el hospedero.

5.7. Factor de condición relativo Kn

El factor de condición (Kn) es un indicador comúnmente usado para determinar el grado de bienestar de los peces, y es medido por medio de la relación entre el peso observado y el peso esperado para una determinada longitud (Guidelli, *et al.*, 2009). Se espera que, en condiciones normales, el Kn sea igual a 1 y se conoce que puede ser influenciado por diversos factores como nutrición, contaminantes y parasitismo (Yamada *et al.*, 2008). En condiciones naturales, es difícil evaluar y cuantificar los posibles efectos de la relación parasito-hospedero, donde se espera no encontrar correlación con el factor de condición Kn.

Los valores de Kn fueron calculados de acuerdo con el método descrito por Le Cren, (1951). Los logaritmos de los valores de longitud total (Lt) y peso total (Wt) de cada pez fue calculado según la curva de la relación Wt/Lt, y los valores de estos coeficientes fueron usados para estimar los valores teóricamente esperados del peso (We), se utiliza la ecuación $We = a.Lt^b$. El Kn fue calculado a la proporción entre peso observado y el peso teóricamente esperado para una determinada longitud $Kn = Wt/We$ (Tabla 3).

5.8. Análisis histopatológico

Para el análisis histopatológico se colectó el segundo arco branquial del lado derecho de los peces y fueron fijados en formalina tamponada al 10%. Las muestras fueron procesadas mediante el protocolo convencional, deshidratados en una serie de concentraciones de alcohol etílico, posteriormente se incluyeron en parafina, clarificadas y seccionadas en 3 micras. Finalmente se colorearon con Hematoxilina-Eosina (H&E). Las láminas fueron observadas en Microscopio Diferencial de Contraste de Interferencia (DIC) y anotadas en la ficha de alteraciones branquiales (Anexo 4).

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

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

VI. RESULTADOS

6.1. Identificación de los monogeneos

La microscopía de contraste de fases permitió observar las estructuras esclerotizadas propias de las especies, las cuales son fundamentales para su identificación, tanto interna como externa. Las muestras identificadas fueron depositadas en la colección Helmintológica del Museo de Historia Natural bajo los códigos MUSM 4031 Y 4032. Los monogeneos encontrados corresponden a la siguiente clasificación taxonómica.

6.1.1. Clasificación taxonómica de *Cichlidogyrus sclerosus*

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
Clase	Monogenea Bychowsky, 1937
Orden	Monopisthocotylea Odhner, 1912
Familia	Ancyrocephalidae Bychowsky, 1937
Genero	<i>Cichlidogyrus</i> Paperna, 1960
Especie	<i>Cichlidogyrus sclerosus</i> Paperna & Thustone 1969

6.1.1.1. Características morfológicas de *Cichlidogyrus sclerosus*, Paperna & Thurston, 1969

Órganos cefálico con 4 pares lóbulos, con un par de ocelos, haptor redondeado con dos pares de anclas y 7 pares de ganchos marginales. Barra ventral similar en tamaño y forma, respectivamente. Barra ventral en forma de V, con extremidades

redondeadas. Barra dorsal masiva en forma de X, ganchos marginales cortos, 2 pares más cortos sin base, otros pares con base. Testículo fusiforme y localizado dorso posterior al ovario. Órgano copulador grande con una placa dentada; es tubular, delgado y arqueado con externo cónico, con extensión en forma de dedo pulgar. Ovario ovoide localizado anteroventral al testículo. Vagina Sub-mediana. Receptáculo seminal unido a la vagina.

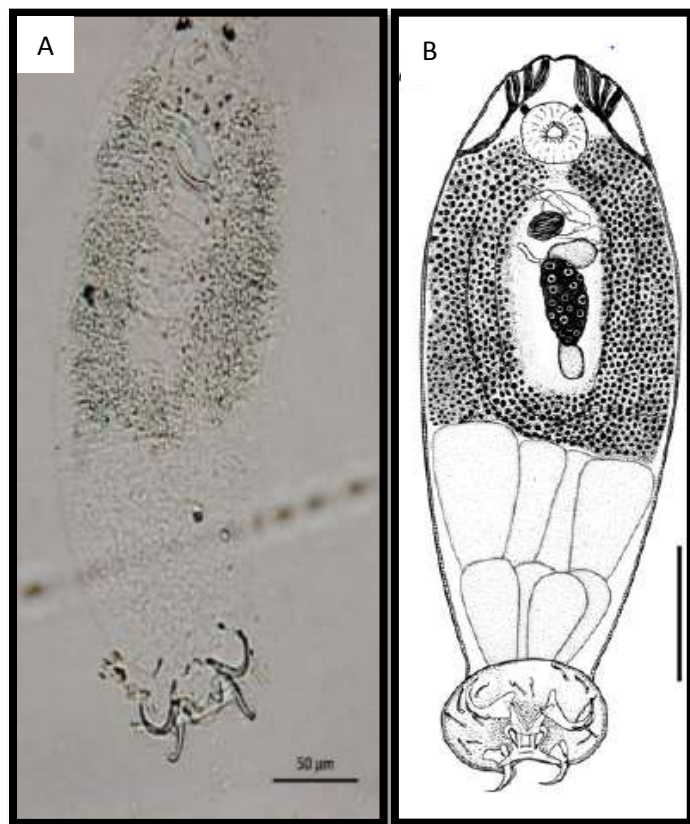


Figura 1. *Cichlidogyrus sclerosus*. Vista completa. A) Parte anterior con un par de ocelos, parte posterior haptor con barra ventral y dorsal provisto de dos pares de anclas y ganchos marginales. Barra = 50 µm. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's. B) Según: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 250 µm.



Figura 2. *Cichlidogyrus sclerosus*. Complejo copulador, cirrus y pieza accesoria. Barra = 50 μ m. (Aumento 40x.) Clarificación: Hoyer's.B) Fuente: Según: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 50 μ m.

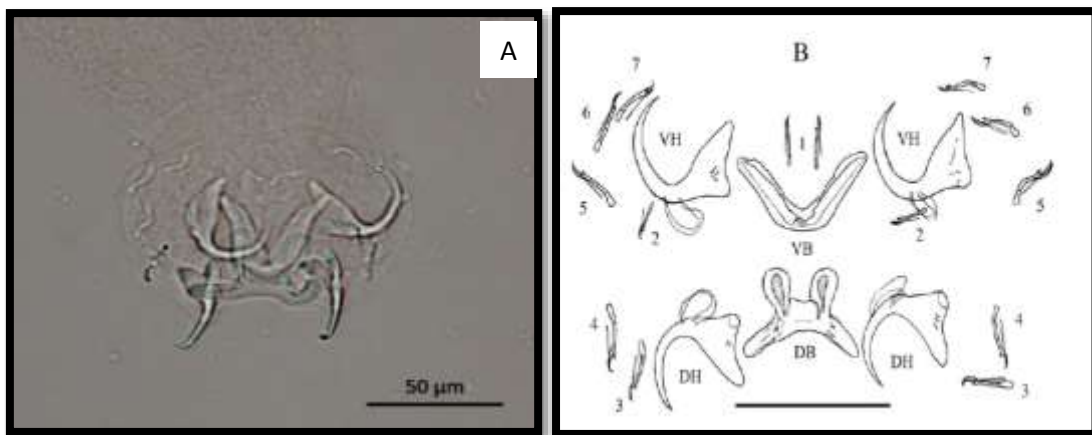


Figura 3. *Cichlidogyrus sclerosus*. Haptor. A) Barra dorsal, barra ventral, un par de anclas ventrales y un par de anclas dorsales. 7 ganchos marginales a cada lado. Barra = 50 μ m. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's. B) Fuente: Maneepitaksanti & Nagasawa, 2012. Barra = 50 μ m.

6.1.2. Clasificación taxonómica de *Cichlidogyrus thurstonae*

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
Clase	Monogenea Bychowsky, 1937
Orden	Monopisthocotylea Odhner, 1912
Familia	Ancyrocephalidae Bychowsky, 1937
Genero	<i>Cichlidogyrus</i> Paperna, 1960
Especie	<i>Cichlidogyrus thurstonae</i> Ergens, 1981

6.1.2.1. Características morfológicas de *Cichlidogyrus thurstonae*, Ergens, 1981

Órgano cefálico con 4 pares de lóbulos, con un par de ocelos, haptor con dos pares de anclas y 7 de ganchos marginales. Anclas dorsales con eje largo y extremo arqueado. Barra dorsal transversal arqueada, con 2 aurículas en su forma convexa, anclas ventrales similar a los dorsales, aunque ligeramente las grande. Barra transversal ventral curvada, más estrecha en el centro. Complejo copulador masculino compuesto por un cirrus tubular ligeramente arqueado perpendicular al bulbo basal ovoide. Pieza accesoria en forma de S con largo similar a un dedo en su extremo proximal; extremo distal en forma de pinza (no articulado). Pieza accesoria asociada a una placa auxiliar grande y delgada con tubérculos alineados, ya que la placa no está vinculada a la pieza accesoria su posición espacial es variable pero siempre cerca de su extremo distal. Vagina recta, de forma irregular (Pariselle *et al.*, 2003).



Figura 4. *Cichlidogyrus thurstonae*. Vista completa. Parte anterior con 4 ocelos. Parte posterior con haptor con barra ventral y dorsal provisto de ganchos. Barra = 50 μm . (Aumento 10x). Clarificacion: Hoyer's.

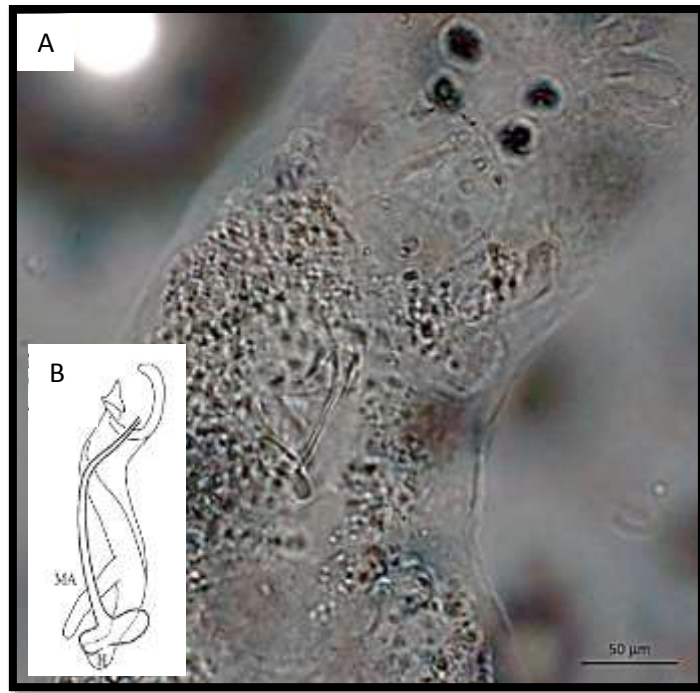


Figura 5. *Cichlidogyrus thurstonae*. A) Complejo copulador: cirrus y pieza accesoria. Barra= 50 µm. (Aumento 40x). Clarificación: Hoyer's. B) Fuente: Pariselle *et al.* 2003. Barra = 50 µm.

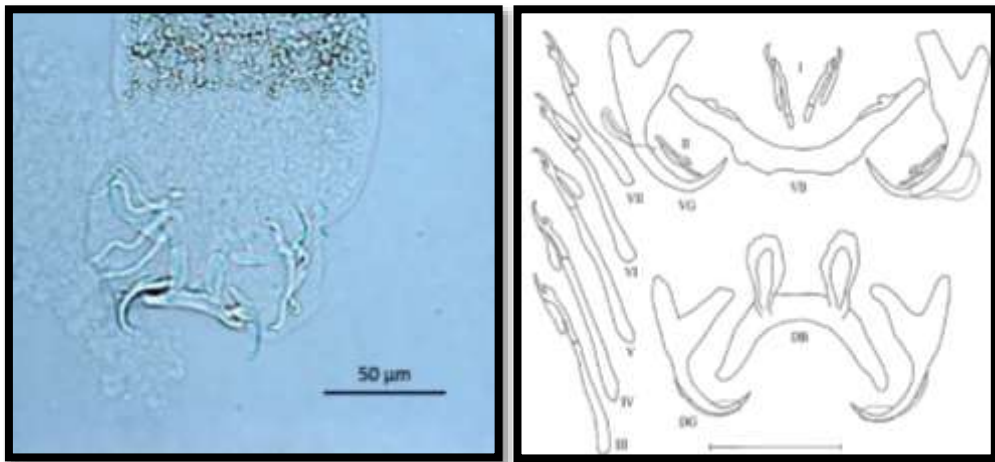


Figura 6. *Cichlidogyrus thurstonae*. A) Haptor. Barra dorsal, barra ventral, un par de anclas ventrales y un par de anclas dorsales. 7 ganchos marginales largos no rectos a cada lado. Barra = 50 µm. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's. B) Fuente: Pariselle *et al.* 2003. Barra = 50 µm.

6.1.3. Clasificación taxonómica de *Cichlidogyrus* sp.

Filo	Platyhelminthes (Gegenbaur, 1859)
Clase	Monogenea (Bychowsky, 1937)
Orden	Monopisthocotylea (Odhner, 1912)
Familia	Ancyrocephalidae (Bychowsky, 1937)
Genero	<i>Cichlidogyrus</i> (Paperna, 1960)
Especie	<i>Cichlidogyrus</i> sp.

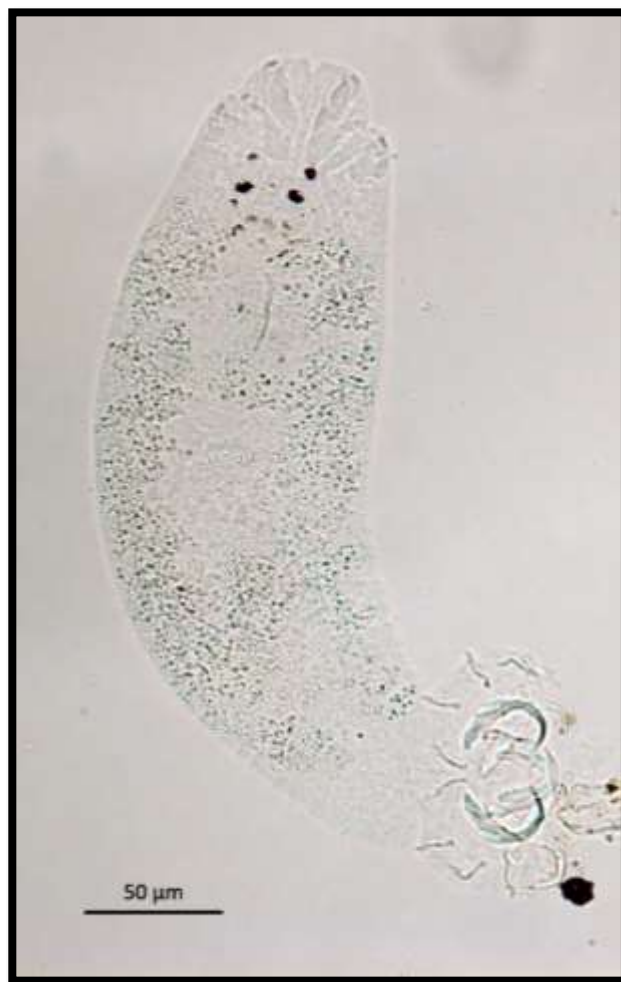


Figura 7. *Cichlidogyrus* sp. Vista completa. Parte anterior con 4 ocelos, órgano copulador no visible. Parte posterior con haptor, barra dorsal y ventral, 2 anclas ventrales y dorsales, 7 ganchos marginales. Barra= 50 µm. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's

6.1.4. Clasificación taxonómica *Gyrodactylus* sp.

Filo	Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
Clase	Monogenea Bychowsky, 1937
Orden	Monopisthocotylea Odhner, 1912
Familia	Gyrodactylidae Van Beneden & Hesse, 1832
Genero	<i>Gyrodactylus</i> von Nordmann, 1832
Especie	<i>Gyrodactylus</i> sp.



Figura 8. *Gyrodactylus* sp. Complejo del gancho central, barra ventral, un par de ganchos. Ocho pares de ganchos marginales. Un par de gancho del embrión. Barra = 50 μm. (Aumento 10x). Clarificación: Hoyer's.

6.2. Diseño de las estructuras de identificación morfológica de los monogeneos

Cichlidogyrus sclerosus

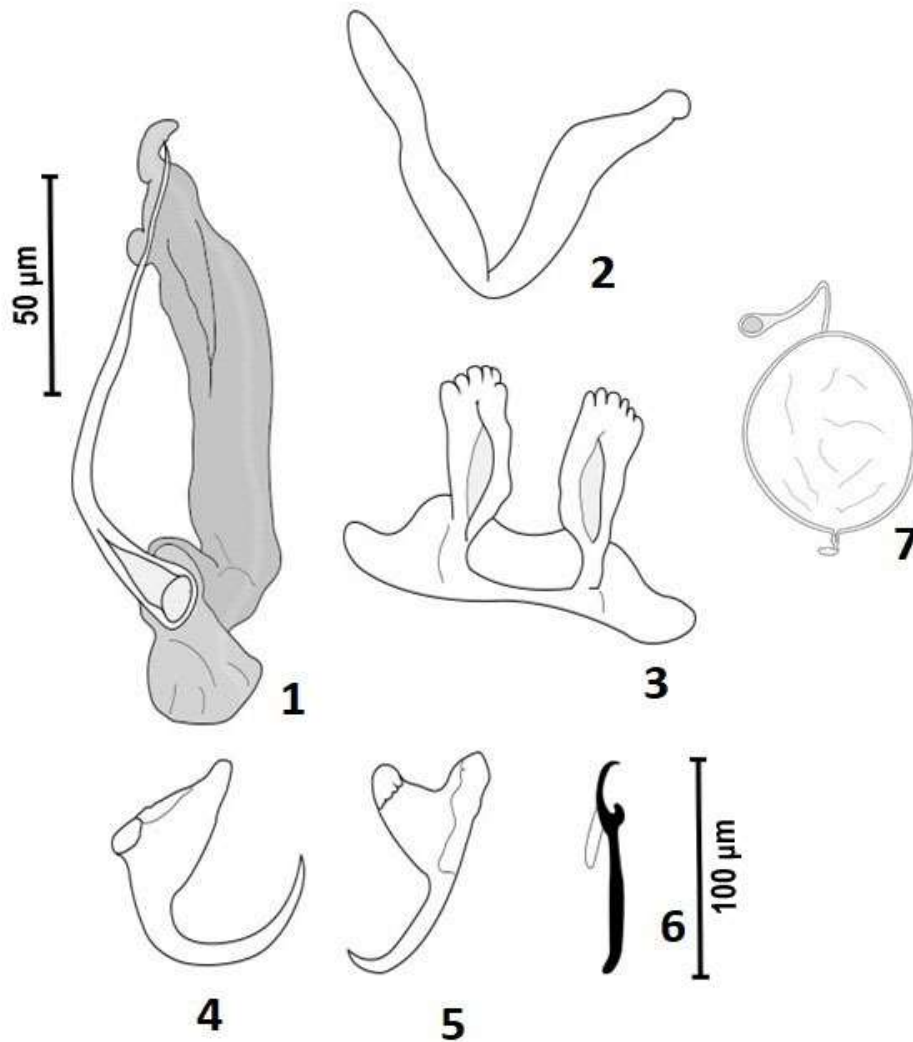


Figura 9. Estructuras esclerotizadas de *Cichlidogyrus sclerosus*. 1. Órgano copulador masculino (Barra =50 µm); 2. Barra ventral (barra = 50 µm); 3. Barra dorsal (Barra = 50 µm); 4. Ancora ventral (Barra = 50 µm); 5. Ancora dorsal (Barra = 50 µm); 6. Gancho (Barra =100 µm); 7. Huevo (Barra = 50 µm). Elaboración propia.

Cichlidogyrus thurstonae

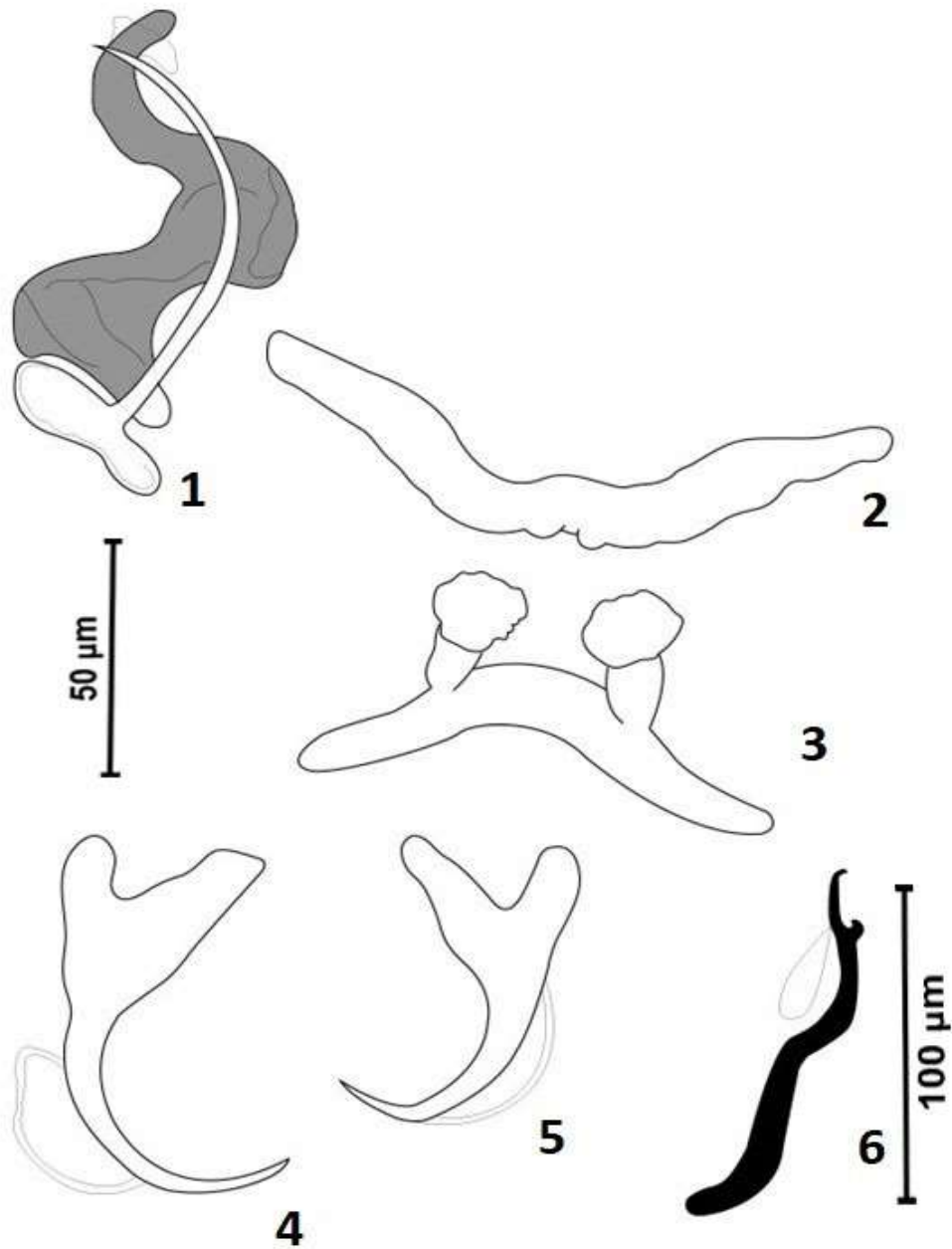


Figura 10. Estructuras esclerotizadas de *Cichlidogyrus thurstonae*. 1. Órgano copulador masculino (Barra = 50 µm); 2. Barra ventral (Barra = 50 µm); 3. Barra dorsal (Barra = 50 µm); 4. Ancora ventral (Barra =50 µm); 5. Ancora dorsal (Barra = 50 µm); 6. Gancho marginal (Barra=100 µm). Elaboración propia.

6.3. Microscopia electrónica de barrido (MEB)

La microscopia electrónica de barrido permitió observar con mayor tamaño y detalles algunas características de la superficie de los monogeneos, que confirmaron y ampliaron la información taxonómica detallada antes.

La taxonomía tradicional de los monogeneos está basada principalmente en las estructuras esclerotizadas que corresponde al haptor y órgano copulador. El haptor se compone por anclas y ganchos que difieren en forma y tamaño entre las especies; el complejo copulador por el cirrus y la pieza accesoria.

En la MEB se pudo observar ultraestructuralmente a dos especies, *C. sclerosus* y *C. thurstonae*, ya que en ambos se observó en las micrografías de monogeneos completos y el órgano de fijación, por el cual se adhieren a los filamentos branquiales.

En la especie *C. sclerosus* se observó en el haptor un par de anclas ventrales y un par de anclas dorsales, ambas cortas, gruesas en la parte basal, terminación puntiaguda y arqueada (Figura 9).

En la especie *C. thurstonae* se observó en el haptor un par de ganchos ventrales y un par de ganchos dorsales largos, los ganchos ventrales de menor tamaño que los dorsales, finos y uniformes, terminación puntiaguda y arqueada (Figura 10).

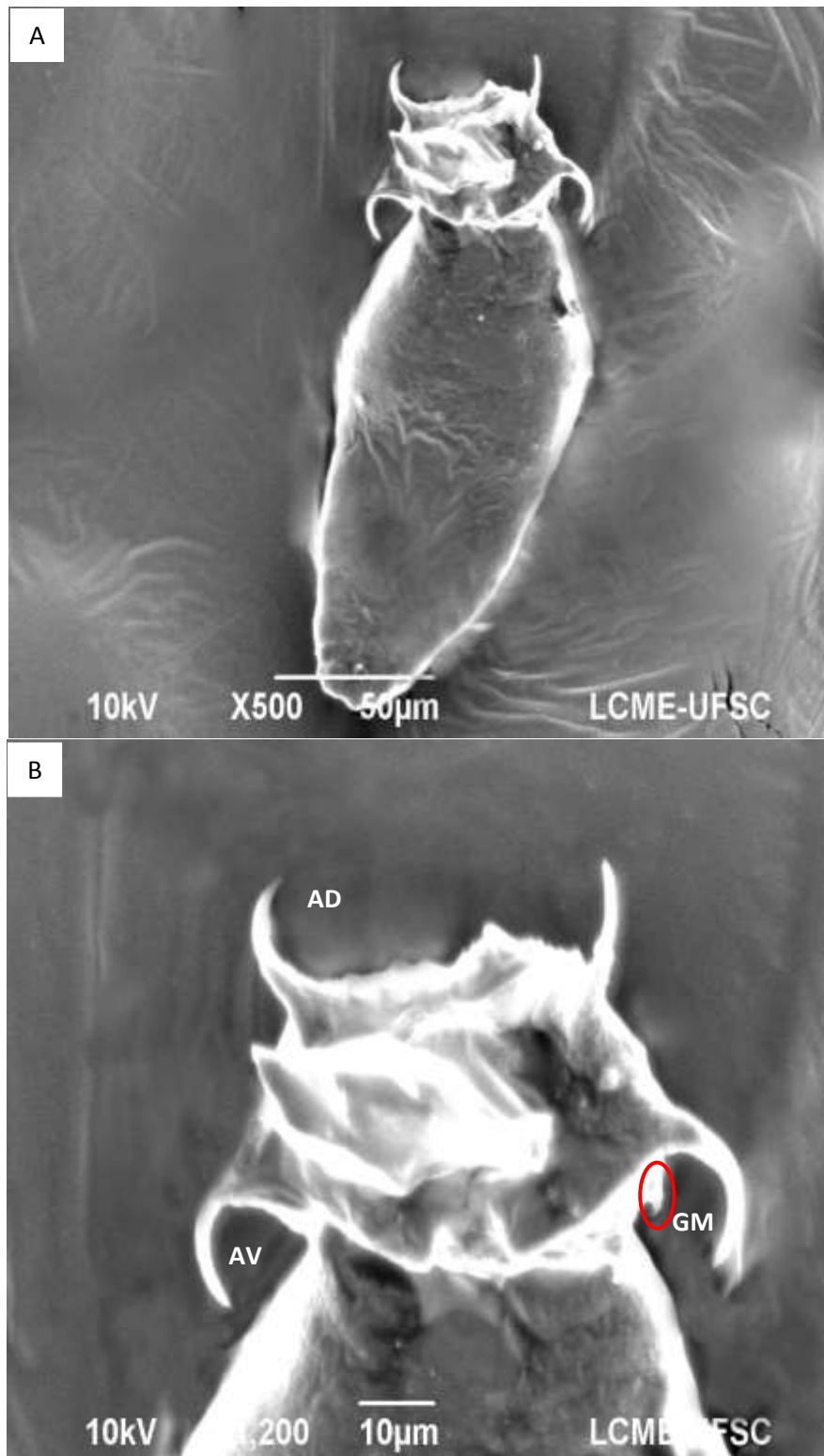


Figura 11. Microfotografias de *Cichlidogyrus sclerosus*. A) vista ventral completa. Barra = 50µm. (Aumento 500x). B) Haptor: un par de anclas dorsales -AD, um par de anclas ventrales -AV, gancho marginal (círculo rojo). Barra =10 µm. (Aumento 1200x). MEB.

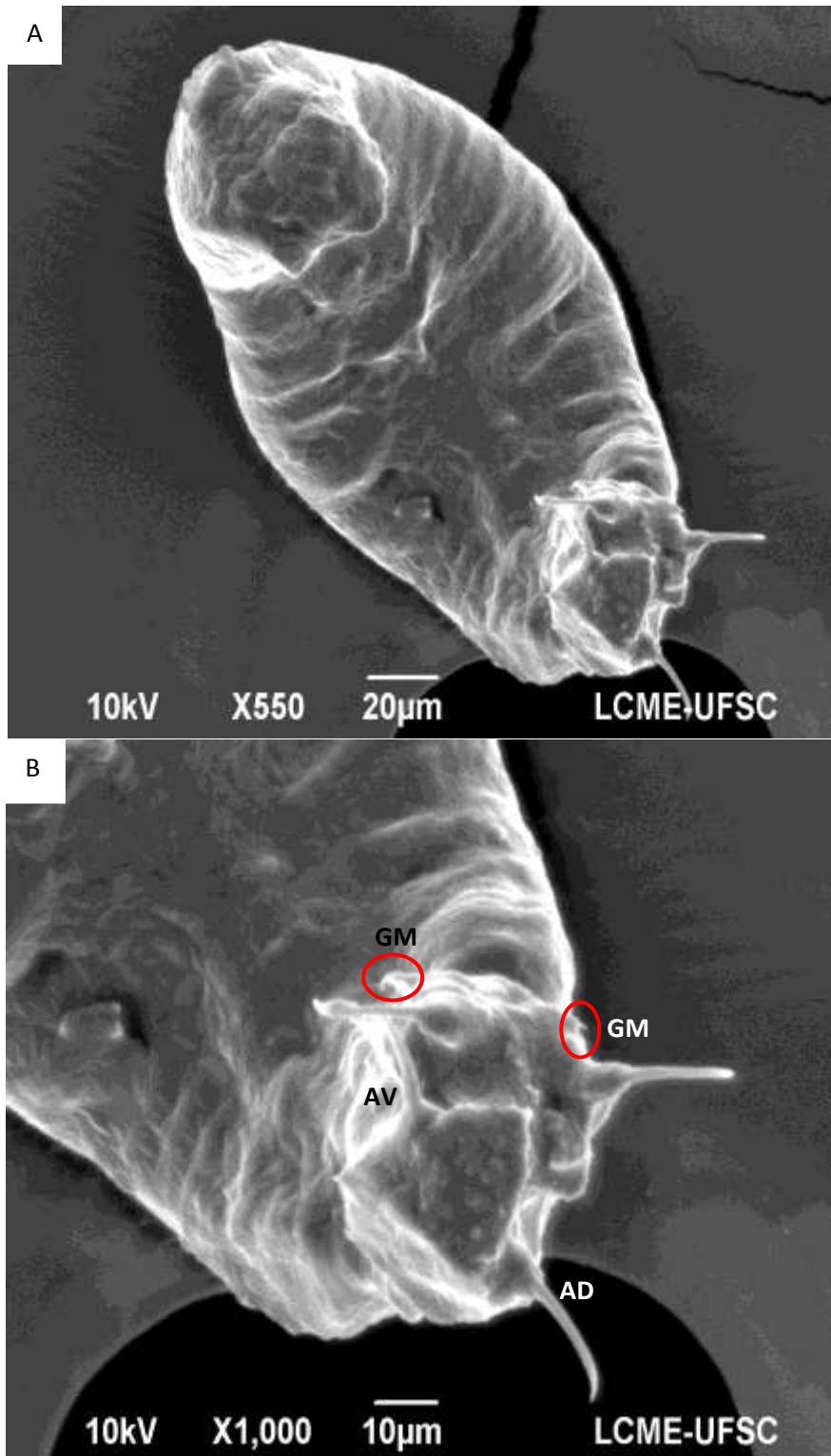


Figura 12. Microfotografias de *Cichlidogyrus thurstone*. A) Vista ventral completa. Barra = 20 µm. (Aumento 550x). B) Haptor: un par de anclas dorsales - AD, um par de anclas ventrales AV, gancho marginal- GM (círculo rojo). Barra =10 µm. (Aumento 1000x). MEB.

6.4. Índices parasitológicos

De los 40 especímenes de tilapia, 37 se encontraban parasitadas en las branquias, con un total de 1584 monogenea, prevalencia (P %) total de monogéneos del 92.5%, intensidad media (IM) de 43.0 parásitos/pez y abundancia media (AM) de 39.8 parásitos/pez. Las especies identificadas fueron: *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus thurstonae*, y *Cichlidogyrus* sp. Además, en la piel y aletas fue identificado *Gyrodactylus* sp. y el copépodo *Neoergasilus japonicus*. Los índices parasitológicos, estatus comunitario y lugar de fijación son presentadas a continuación (Tabla 1-2). Los arcos branquiales izquierdos nos sirvieron para conocer la abundancia de los monogéneos, el arco I estuvo parasitado por 244 monogéneos, el arco II estuvo parasitado por monogéneos, el arco III estuvo parasitado por 201 monogéneos y el arco IV estuvo parasitado por 130 monogéneos. Siendo el primer y segundo arco branquiales los más abundantes con monogéneos.

Tabla 1. Índice parasitológico registrado en 40 tilapias *Oreochromis niloticus* procedentes de centros de cultivo de la Provincia de San Martín-Perú.

PARÁSITOS	Npi	ÍNDICES PARASITOLÓGICOS				
		P (%)	I	IM	A	AM
MONOGENEA	37	92.5	3-159	43.0	1592	39.8
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	36	90.0	1-126	31.9	1150	28.7
<i>Cichlidogyrus thurstonae</i>	29	72.5	1-64	14.13	410	10.2
<i>Cichlidogyrus</i> sp.	5	12.5	4-6	4.8	24	0.6
<i>Gyrodactylus</i> sp.	2	5.0	3-5	4.0	8	0.2

Npi= Número de peces infectados; P (%) = Prevalencia; I= Intensidad; IM= Intensidad media; A= Abundancia, Abundancia media.

Tabla 2. Estatus comunitario y lugar de fijación de los parásitos encontrados en 40 tilapias *Oreochromis niloticus* de cultivos de la Provincia de San Martín-Perú.

PARÁSITOS	PREVALENCIA P (%)	ESTATUS COMUNITARIO	LUGAR DE FIJACIÓN
<i>C. sclerosus</i>	90.0	Central ¹	Branquias
<i>C. thurstonae</i>	72.5	Central ¹	Branquias
<i>Cichlidogyrus</i> sp.	12.5	Secundario ²	Branquias
<i>Gyrodactylus</i> sp.	5.0	Raro ³	Aletas/Piel

¹Principal o central “Core” (> 45%); ²Secundarios (entre 10 y 45%); ³Raros “satélite” (< 10%)

6.5. Factor de condición relativo Kn

Tabla 3. Factor de condición de *Oreochromis niloticus* procedentes de centros de cultivos de la Provincia de San Martín- Perú.

Especie	Peso medio	Longitud medio	Kn*
<i>O. niloticus</i>	25.1± 18.3 g.	10.2±2.8 cm	1.46

*En condiciones normales se espera que el Kn sea = 1

6.6. Histopatología

En el análisis histopatológico se observaron en mayor porcentaje infiltrados eosinofílico y linfocitario en 97.5%, hiperplasia interlamelar en 95.0%, desprendimiento del epitelio de la lamela en 90%, congestión de las lamelas en 87.5%, edema justalamelar en 82.5%, congestión de la vena central 67.5%, dilatación de la vena central 52.5%, con menor porcentaje se observaron y dilatación del seno venoso en 12.5% y telangiectasia en 2.5% (Tabla 4). Las lesiones histopatológicas fueron diversas, siendo el grado Moderado el más

predominante. Además, en las muestras histológicas se observaron la presencia de Epitelisistis y *Trichodina* spp.

Tabla 4. Lesiones histológicas en las branquias, según el tipo de lesiones y grado de afección en tilapia *Oreochromis niloticus* procedentes de centros de cultivo de la Provincia de San Martín- Perú.

TRASTORNOS	TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCION				N	%
		Ausencia	Leve	Moderado	Severo		
INFLAMATORIO	Infiltrado eosinofílico	1	8	14	17	39/40	97.5
	Infiltrado linfocitario	1	6	16	17	39/40	97.5
DE CRECIMIENTO	Hiperplasia interlamelar	2	4	19	15	38/40	95.0
	Hiperplasia de las lamelas secundarias	7	5	7	21	33/40	82.5
ADAPTATIVO	Fusión de las lamelas secundarias	8	15	10	7	32/40	80.0
DEGENERATIVO	Desprendimiento del epitelio de la lamela	4	9	22	5	36/40	90.0
	Telangiectasia	39	1	0	0	1/40	2.5
HEMODINÁMICO	Congestión en la base de las lamelas	5	14	18	3	35/40	87.5
	Edema justalamelar	7	9	20	4	33/40	82.5
	Congestión de la vena central	13	21	6	0	27/40	67.5
	Dilatación de la vena central	19	15	5	1	21/40	52.5
	Dilatación del seno venoso	35	3	2	0	5/40	12.5
OTRAS PRESENCIAS	Epiteliocistis	0	11	0	0	11/40	27.5
	<i>Trichodinas</i> spp.	0	0	0	5	5/40	12.5

N= Número de lesiones; %= Porcentaje de lesiones

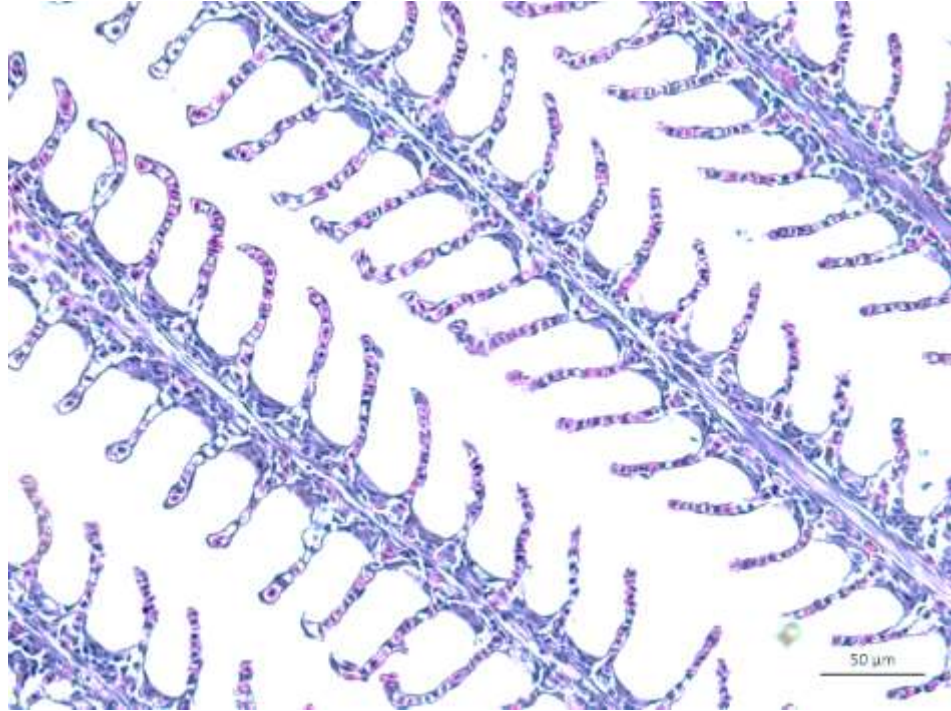


Figura 13. Branquias en buen estado de *Oreochromis niloticus*. Barra =50 μm . (Aumento 40X). Tinción: H&E

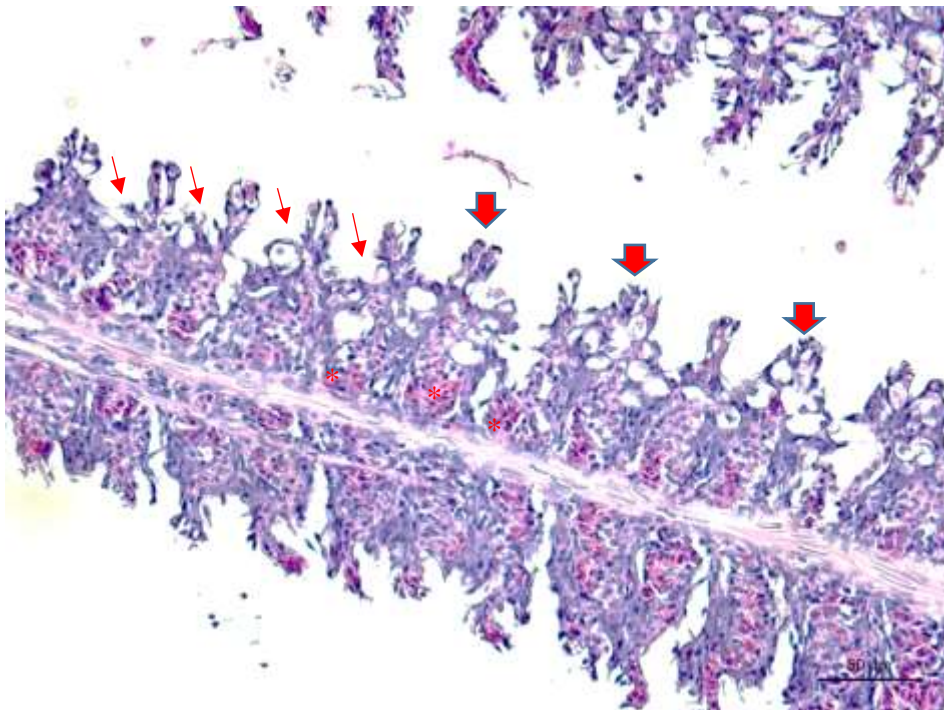


Figura 14. Hiperplasia interlamelar (flechas rojas delgadas). Hiperplasia de la lamela secundaria (flechas rojas gruesas). Congestión en la base de las lamelas (asterisco). Barra = 50 μm . (Aumento 40x). Tinción: H&E.

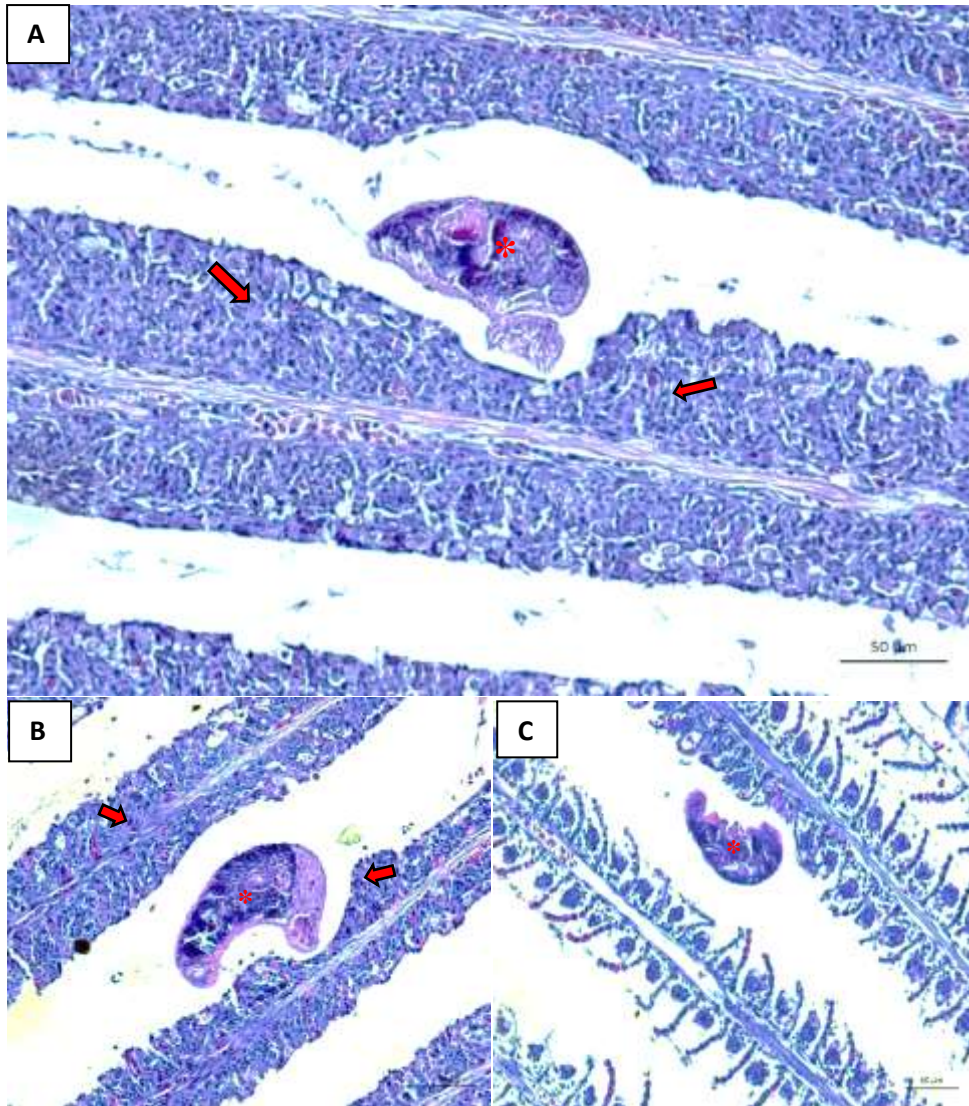


Figura 15. Branquias de *Oreochromis niloticus*, A, B y C - monogéneos (asteriscos) causando hiperplasia interlamelar severa y fusión de las lamelas (flechas rojas). Barra =50 µm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.

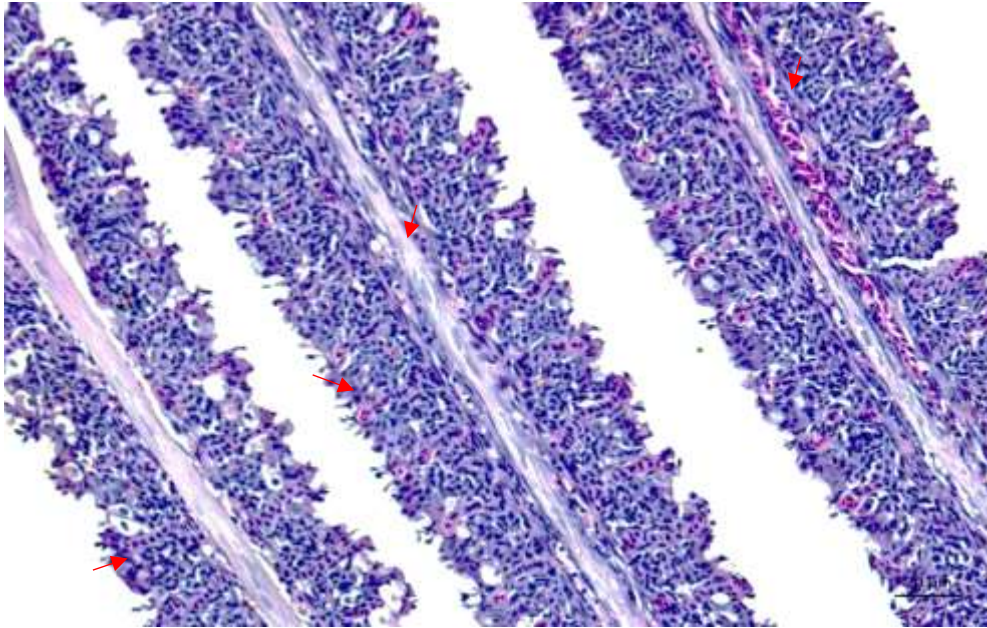


Figura 16. Fusión severa de las lamelas (flechas rojas). Barra =20 μ m. (Aumento 10x). Tinción: H&E

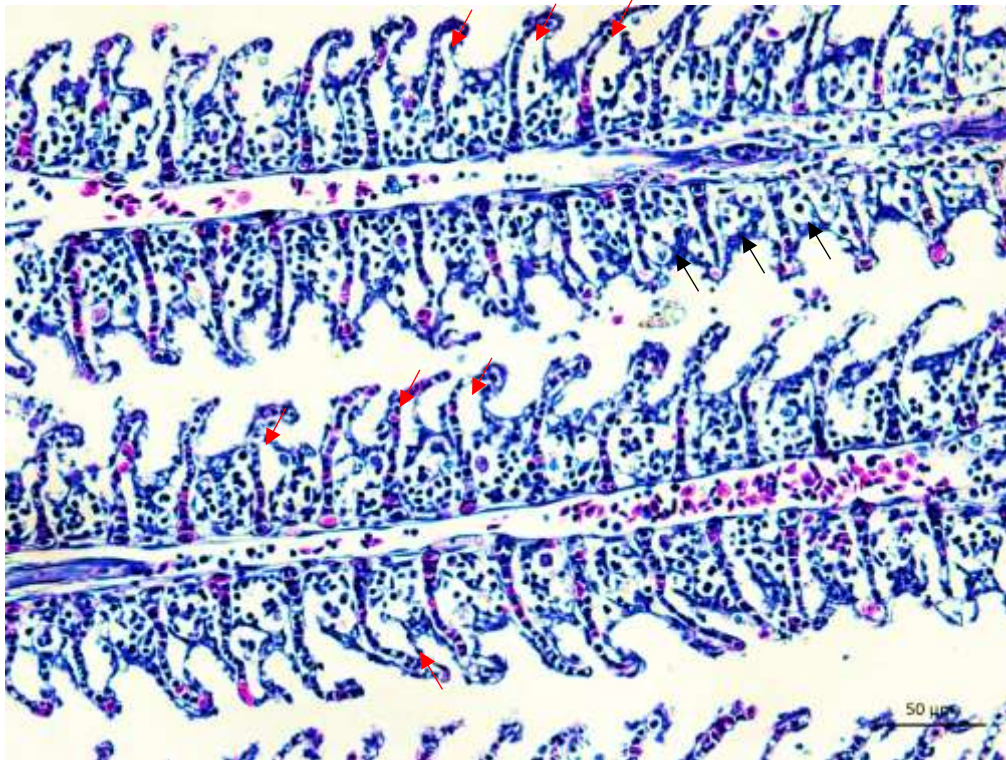


Figura 17. Desprendimiento del epitelio de la lamela (flechas rojas). Hiperplasia interlamelar (flechas negras). Barra =50 μ m. (Aumento 40x). Tinción: H&E.

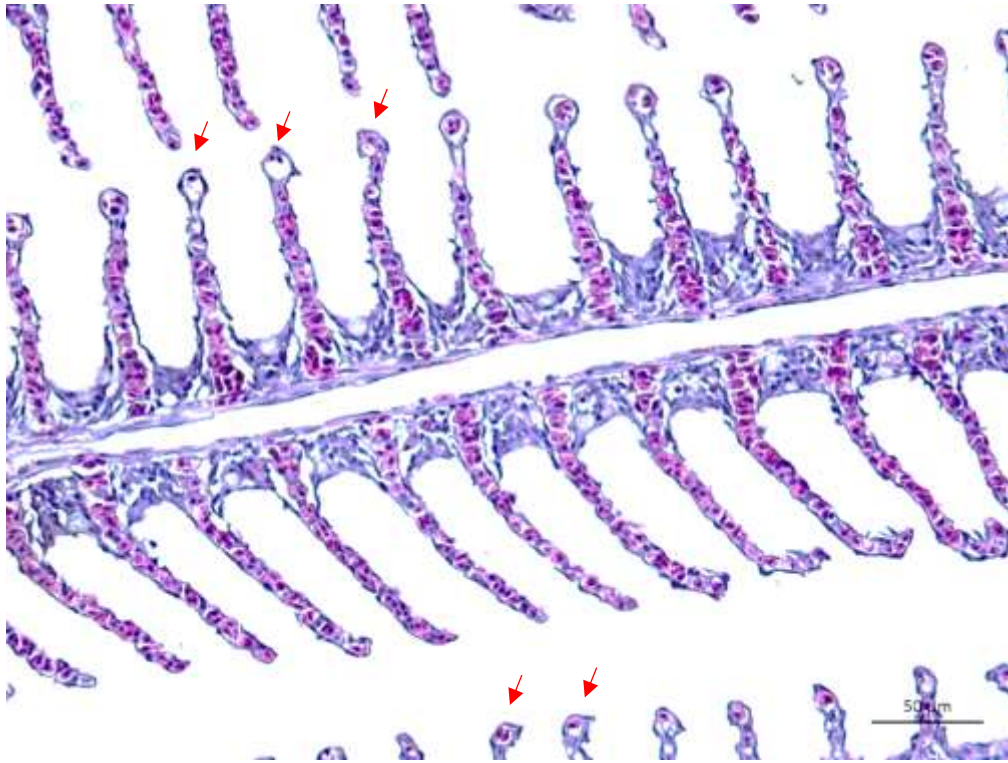


Figura 18. Dilatación del seno venoso en los ápices de las lamelas (flechas rojas). 50 µm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.

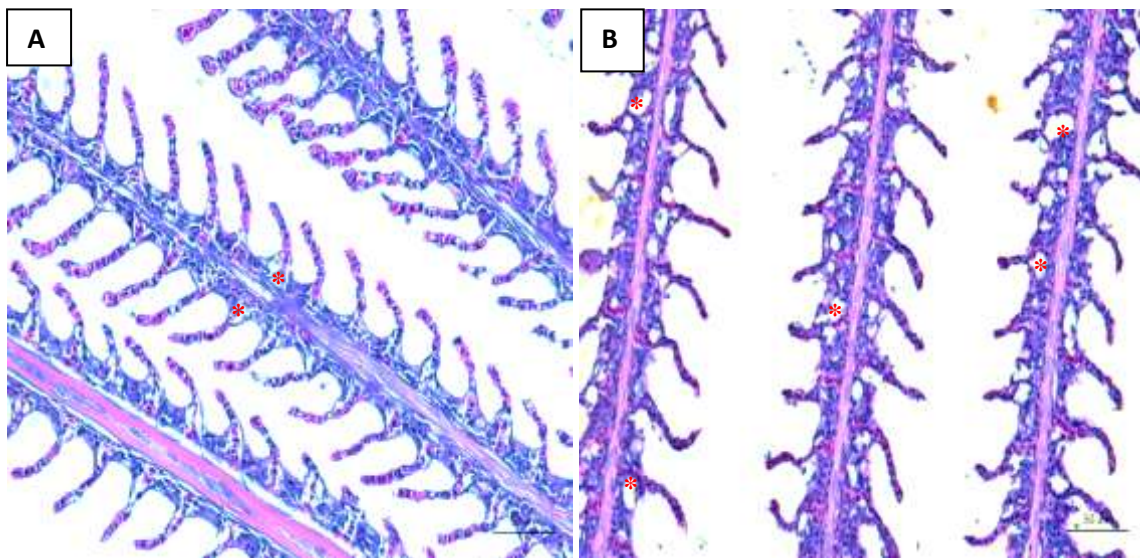


Figura 19. A y B - Edema justalamelar (asteriscos). Barra = 50 µm. (Aumento 10x). Tinción:H&E

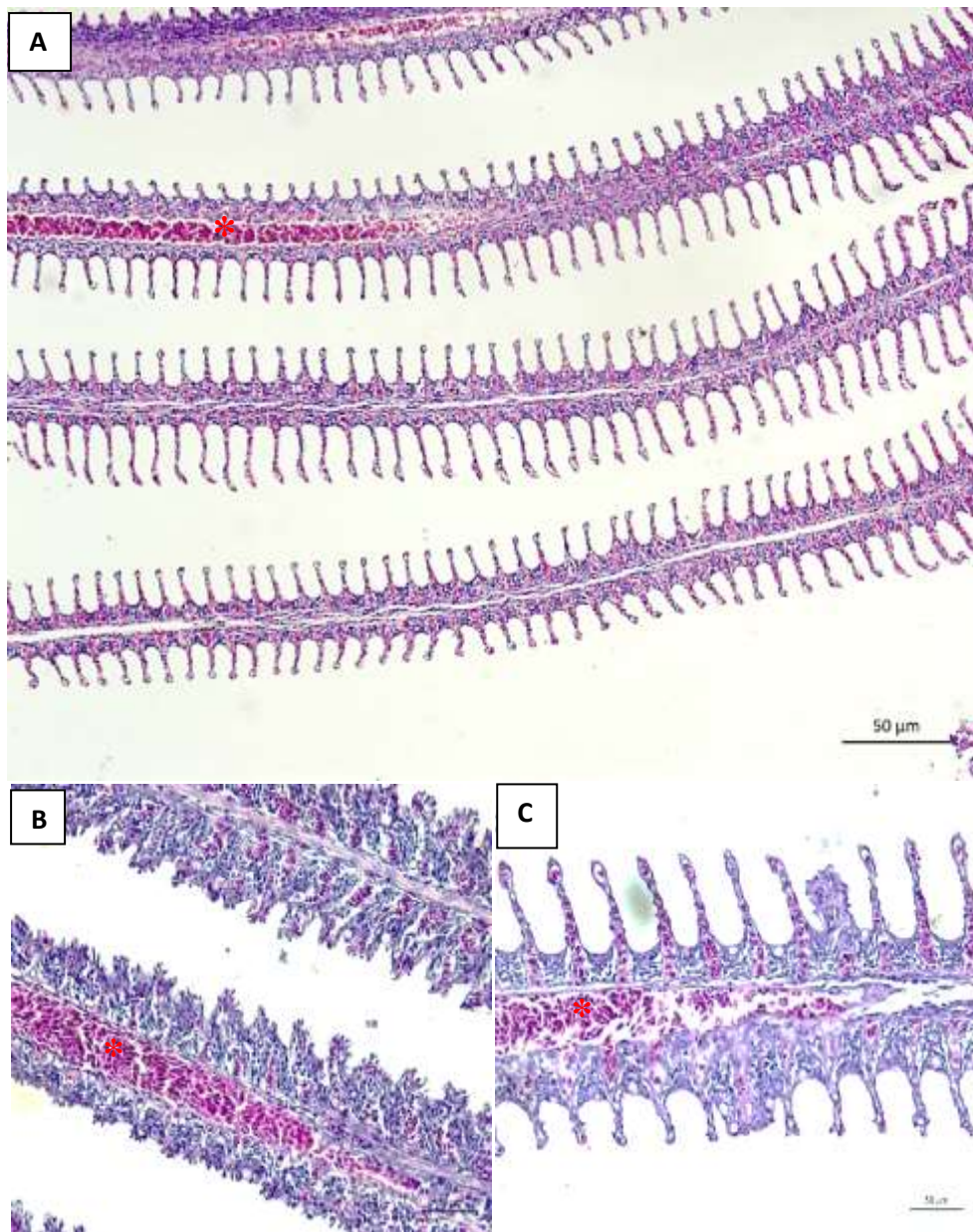


Figura 20. Dilatación y congestión de la vena central (asteriscos). Barra = 50 μm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.

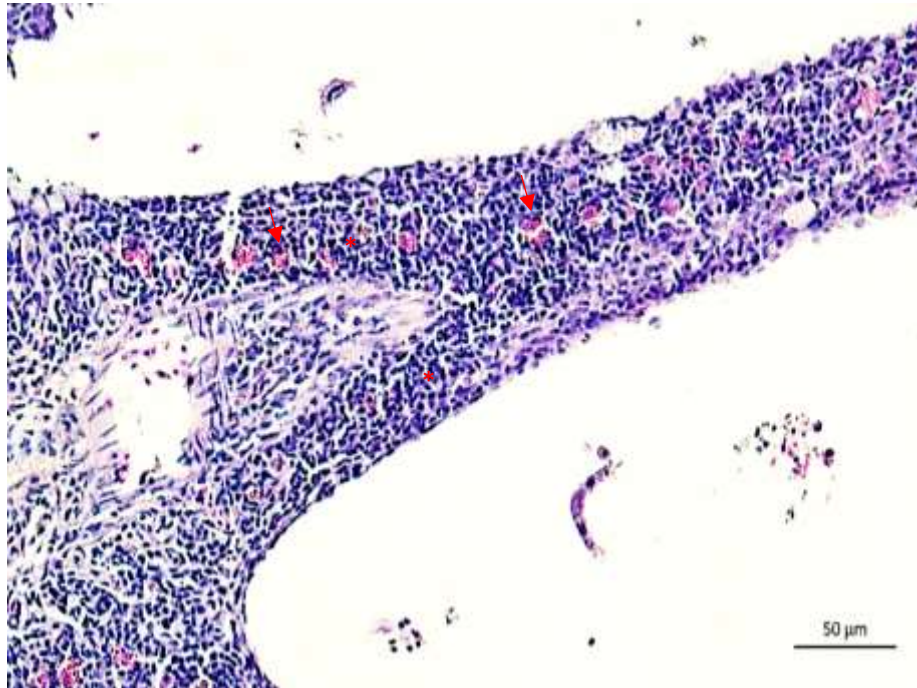


Figura 21. Infiltrado eosinófilo (flechas rojas). Infiltrado linfocitario (asterisco). Barra = 50 μm. (Aumento 40x). Tinción: H&E

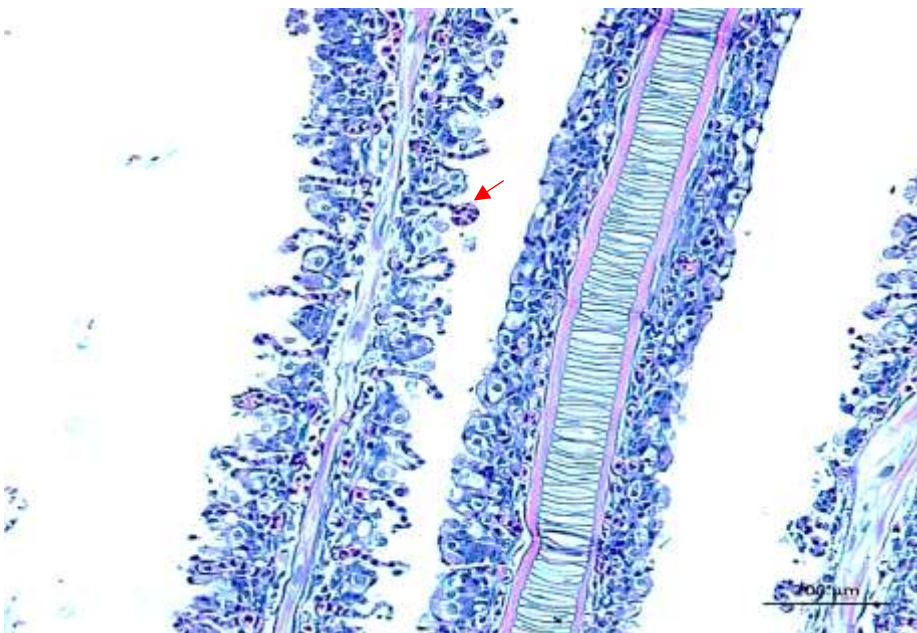


Figura 22. Telangiectasia (flechas rojas). Barra =200 μm. (Aumento 40x). Tinción: H&E.

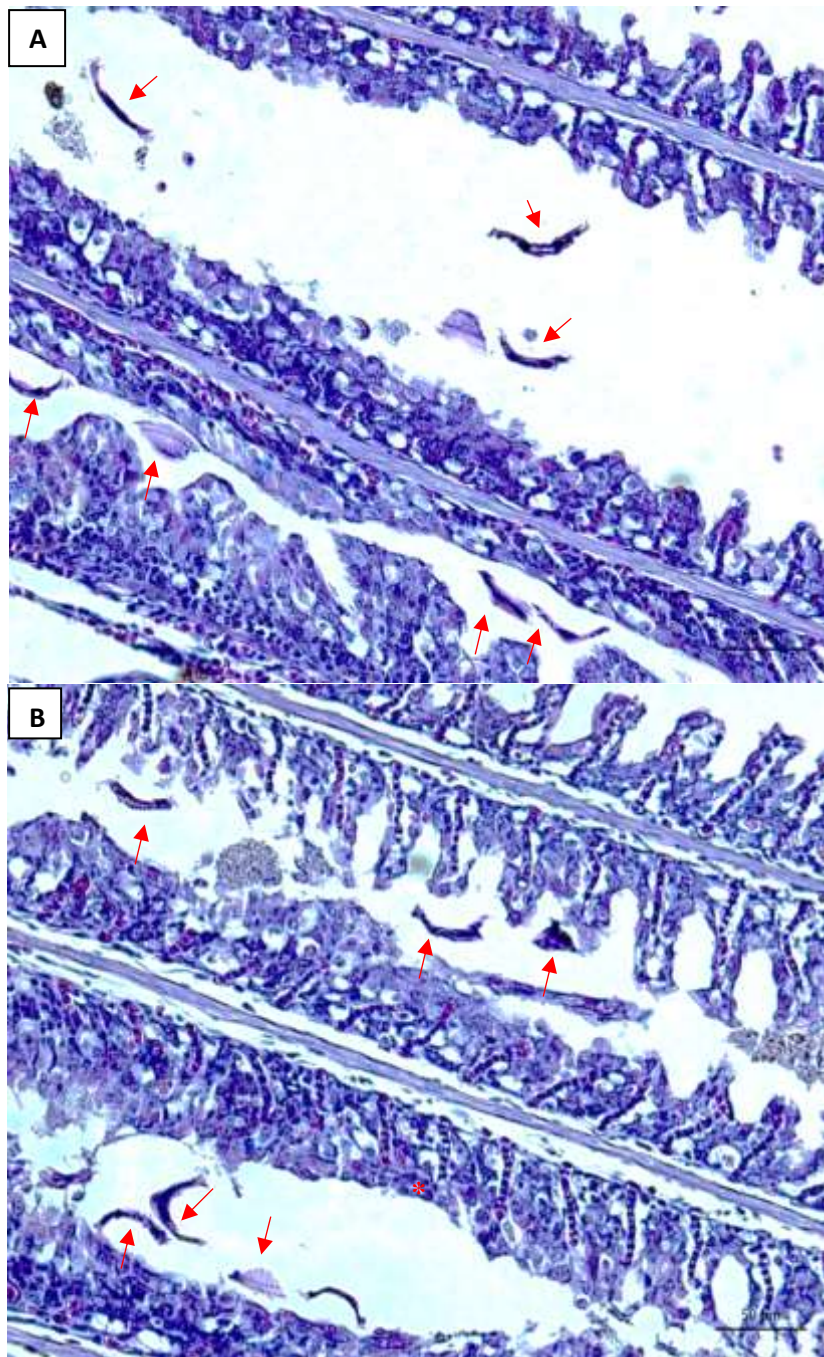


Figura 23. Indica presencia de *Trichodina* sp. (flechas rojas). Hiperplasia de interlamelar y fusión de las lamelas (asterisco). Barra =50 μ m. (Aumento 40x). Tinción:H&E

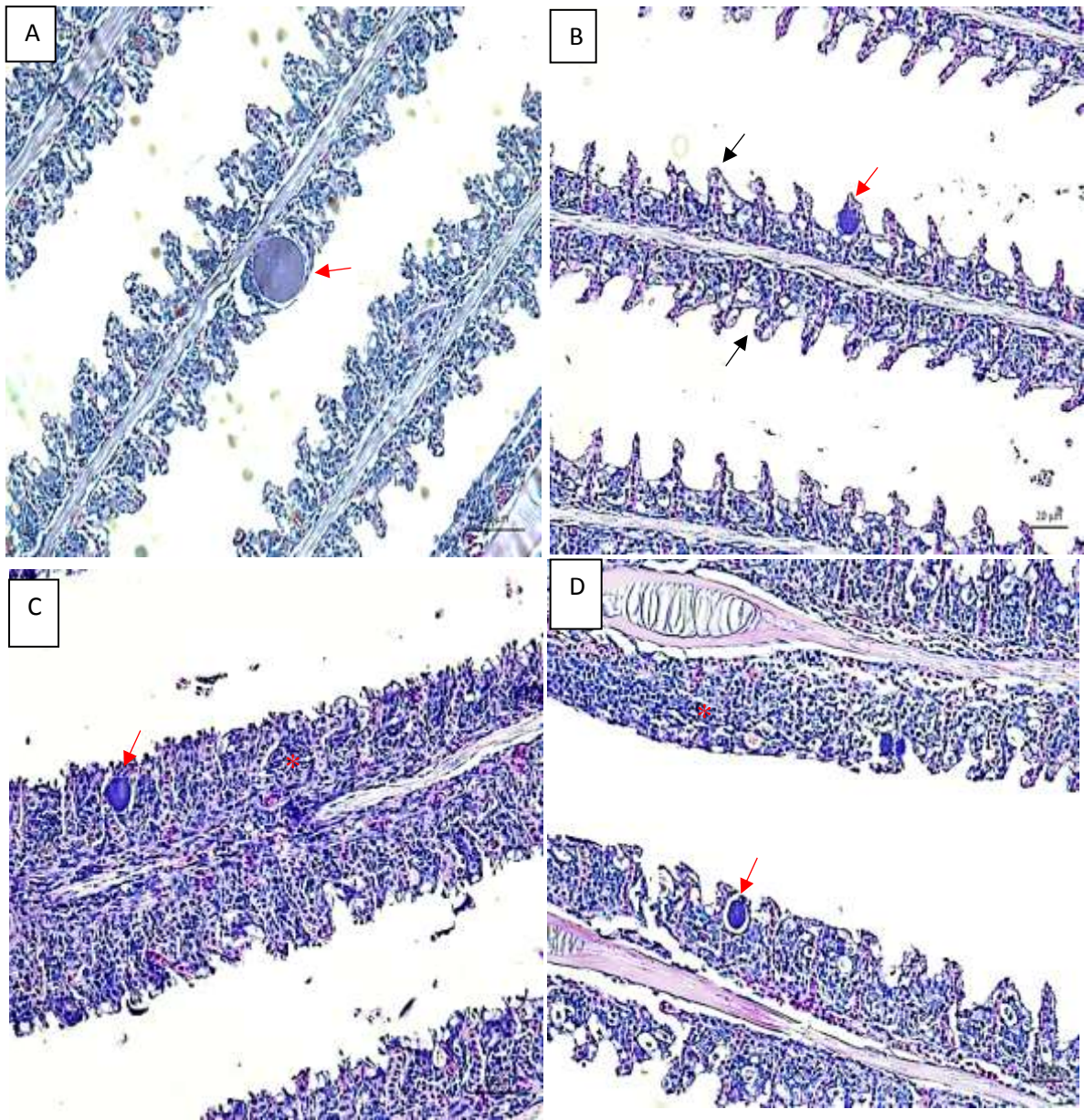


Figura 24. A (Barra = 50 μm . Aumento 40x), B, C, y D (Barra =20 μm . Aumento 10x) – Evidencia de la presencia de Epiteliocistis (flechas rojas). B- Hiperplasia de la lamela secundaria (flechas negras). C y D - fusión de las lamelas (asterisco). Barra =20 μm . Aumento 10x. Tinción: H&E.

6.7. Análisis de datos

Tabla 5. Valores de correlación entre el factor de condición relativo Kn, longitud, peso y lesiones vs. la abundancia de monogeneos de las *Oreochromis niloticus*.

Variables	Rs	Probabilidad
Kn vs. abundancia	0.2135	0.1859
Longitud vs. abundancia	0.4098	0.0086
Peso vs. abundancia	0.3695	0.0189
Lesiones vs. abundancia	0.0989	0.5437

Se puede observar que las únicas correlaciones estadísticamente significativas fueron longitud y el peso de los hospederos vs. la abundancia de monogeneos. El valor de la prueba de coeficiente de Spearman nos muestra que son dos correlaciones débiles, sin embargo, ambas son significativas. Por lo cual se puede asumir que los peces analizados con mayor tamaño y peso tuvieron más carga parasitaria de monogeneos.

VII. DISCUSIÓN

En su hábitat original, los ambientes acuáticos de África, la tilapia presenta una fauna parasitaria constituida característicamente por especies de Monogenea, Nematoda, Cestoda, Copepoda; que al ser introducida en diferentes ambientes del mundo ha ido cambiando su composición. A pesar de esto, las especies de Monogenea no ha sufrido esta drástica alteración, ya que las especies de cíclidos africanos como el género *Oreochromis* aún siguen siendo infectados por estas, principalmente *Cichlidogyrus* y *Scutogyrus* (Jiménez-García *et al.*, 2001). Se conoce que Monogenea son parásitos específicos de una determinada familia, género o especie de hospedador. *Cichlidogyrus* incluye más de 100 especies y tiene amplia distribución (Kmentová *et al.*, 2016). La diversidad de la fauna parasitaria puede variar y depende del equilibrio hospedero-parasito-ambiente (Azevedo *et al.*, 2006).

En nuestro país se conoce que existen diferentes patógenos que afectan a los peces en cultivo; sin embargo, son pocos los estudios sobre los patógenos en tilapia, necesarios para un debido manejo y control de la proliferación de estos.

Los resultados obtenidos en el presente estudio coinciden con el hallazgo de *C. sclerosus*, reportada en ambientes naturales y de cultivo de *Oreochromis niloticus* en México; sin embargo, otras especies, *Cichlidogyrus dossoui*, *C. haplochromii*, *C. longicornis*, *C. tilapiae*, *Scutogyrus longicornis*, *Dactylogyrus* sp. y *Scutogyrus* sp., no fueron encontradas en nuestro muestreo.

En este mismo estudio se reportaron otras tres especies de Monogenea con preferencias en piel y aletas: *Gyrodactylus cichlidarum*, *G. niloticus* (= *G. cichlidarum*) y *G. yacatli*; coincidiendo con otra especie, *Gyrodactylus* sp.

encontrada en el mismo lugar de fijación (Salgado-Maldonado y Rubio- Godoy, 2014; Crespo & Crespo, 2003, Aguirre-Fey, 2009).

Los parásitos más comunes encontrados en el cultivo de tilapia *O. niloticus* en Brasil también son Monogenea (Vargas *et al.*, 2000; Lizama *et al.*, 2007; Zago *et al.*, 2014). Diversos trabajos mencionan que los de mayor frecuencia son *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae* y *Scutogyrus longicornis*, *C. tilapiae* y *Gyrodactylus* sp. (Jerônimo, 2011; Nunes *et al.*, 2016; Ghiraldelli *et al.* 2006; Sterkert, 2017), concordando con las especies *C. sclerosus* y *C. thurstonae* que también se encontraron en las muestras analizadas en el presente estudio.

Por otra parte, estudios en Tailandia reportan para *O. niloticus* y *Oreochromis* sp. a *C. tilapiae*, *C. halli*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae* y *Scutogyrus longicornis* en 14 provincias, además de un nuevo hospedador, *Oreochromis* sp. para el monogeneo *C. mbizei* (Maneepitaksanti *et al.*, 2014; Lerssutthichawal *et al.*, 2015). Diferentes estudios reportan que *Cichlidogyrus* sp. y *Scutogyrus* sp. son monogenea branquiales comúnmente encontrados en la tilapia del Nilo (Akoll *et al.*, 2012; Aguirre-Fey *et al.*, 2015).

Gonzales-Fernández, (2012), realizó en nuestro país un estudio en dos centros de cultivos de *Oreochromis* sp. tilapia roja y *O. niloticus* tilapia gris, donde registró *Gyrodactylus* sp. parasitando las branquias de *Oreochromis* sp., a diferencia de nuestras muestras en las que *Gyrodactylus* sp. fue encontrada parasitando solo la piel y aletas.

En el presente estudio se identificaron cuatro especies de monogeneos, tres de ellas parasitando las branquias *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. thurstonae*, *Cichlidogyrus* sp.; y *Gyrodactylus* sp. parasitando la piel y aletas; lo que corrobora

a estas especies ya registradas en los diferentes trabajos mencionados; se comprueba así que el género *Cichlidogyrus* es una especie presente en peces cíclidos, especialmente en el género *Oreochromis*, y que *Gyrodactylus* tiene preferencias por la piel y aletas.

Este es el primer reporte en el Perú de las especies de Monogenea *C. sclerosus*, *C. thurstonae* y *Cichlidogyrus* sp. parasitando a la tilapia *O. niloticus*. Esta información nos permite implementar medidas preventivas para evitar la proliferación de estos parásitos y, a su vez resaltar la importancia de mantener las condiciones adecuadas de la calidad del agua para el cultivo.

Dentro de los índices parasitológicos utilizados para realizar el análisis cuantitativo la prevalencia y abundancia obtenidos en el presente estudio fueron de 90% y 72.5 % y abundancia media de 28.7 y 10.2 para *C. sclerosus* y *C. thurstonae*, respectivamente. Contrastando los resultados obtenidos en el presente estudio con autores (Montoya-Mendoza, 2016; Maneepitaksanti *et al.*, 2014; Lizama *et al.*, 2007) que mencionan que *C. sclerosus* es la especie dentro de los *Cichlidogyrus* sp. más prevalente, abundante y con mayor intensidad media dentro de los hospederos de *Oreochromis* spp. que se demuestra con los índices parasitológicos en los diversos trabajos realizado, Asimismo mencionan a la especie *O. niloticus* como el hospedero principal.

En sistemas de cultivos de *O. niloticus* como jaulas flotantes en Brasil, las prevalencias y abundancia reportadas por Pala (2016) en dos puntos de muestreo fueron entre 70% y 100%, y 5.5 y 5.2, respectivamente; para *C. sclerosus*, *C. thurstonae* y *C. halli* obteniendo menor prevalencia en la estación de primavera. En 29 centros de cultivo de Yucatan-México la especie *C. sclerosus* presentó una prevalencia de 74% y abundancia de 73.83 (Paredes-Trujillo, 2016).

En trabajos realizados en 14 provincias en Tailandia en ambientes naturales se ha reportado prevalencia para *C. sclerosus* de 91.2% y *C. thurstonae* 54.4% y abundancia de 13.7 y 7.4, respectivamente (Maneepitaksanti *et al.*, 2014), así mismo en el estudio de Da Silva *et al.*, (2015) menciona que *C. sclerosus* tuvo una prevalencia del 88.88% en el lago de Itaperuna- Brasil.

Tomando como referencia los arcos branquiales del lado izquierdo se observó que los dos primeros arcos fueron los más parasitados, esto se debe a que estos son los más expuestos al ambiente, por lo que los ectoparásitos tienen un ingreso activo por el opérculo contra la corriente de ventilación branquial (Espinoza *et al.*, 1991; Farfán *at al.*, 1993), sin embargo los monogeneos presentaron una mayor abundancia el II arco branquial, esto puede deberse a que al estar el primero más expuesto recibe mayor fuerza en la entrada del agua y sea por esto su preferencia al II arco branquial. Esto se puede evidenciar con trabajos similares donde también encontraron a los monogeneos parasitando el II arco (Iannacone *et al.*, 2000), además algunos autores mencionan que los ectoparásitos suelen disminuir significativamente del arco I al IV (Iannacone *et al.*, 2003)

Las prevalencias y abundancia mostrada por diferentes trabajos demuestran que *C. sclerosus* es el parásito más prevalente encontrado en *O. niloticus*, ya sea en ambientes naturales o en cautiverio. Sin embargo, en el medio natural existen factores que mantienen el equilibrio; en cautiverio, la transmisión de estos parásitos pueden llegar a niveles de infecciones masivas, si las condiciones de cultivo así lo permiten, debido al manejo no adecuados de la calidad del agua y hacinamiento de los peces ya que el ciclo de vida de estos parásitos es directo por lo que no necesitan de otro hospedero para reproducirse y aumentar (Bondad-

Reantaso & Arthur, 1990; Paperna, 1991; Jiménez-García *et al.*, 2001). Esto explicaría la prevalencia alta encontrada en los peces muestreados.

Los parásitos con ciclos de vida directo como los ectoparásitos pueden aumentar la infección en ambientes contaminados (MacKenzie, 1999). Por lo general los endohelminchos suelen disminuir cuando los ectoparásitos aumentan en ambientes contaminados (MacKenzie, 1999). Lo mencionado nos da idea de la calidad del ambiente acuático; siendo Monogenea reconocidos como bioindicadores.

En un experimento con tilapia *O. niloticus* y *C. sclerosus* expuestos a sedimentos contaminantes como Hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAPs) y metales pesados durante 15 días de exposición se observó aumento significativo de *C. sclerosus* indicando que los contaminantes inducen la inmunosupresión de los hospederos causando lesiones histopatológicas y permite la persistencia y aumento de *C. sclerosus* (Sánchez *et al.*, 2007). Por lo tanto, a estos organismos se les puede considerar como bioindicador de la calidad de agua destinada al cultivo de tilapia y atribuir que la abundancia de estos monogeneos puede ser señal de contaminación.

En cuanto al estado de salud de los peces que se calculó con el factor de condición Kn, se conoce que Monogenea afectan el peso de los peces, sobre todo cuando están coinfectados con otros parásitos (Yamada *et al.*, 2008). Según Le Cren (1951) se espera que los peces más parasitados presenten menor factor de condición relativo. Sin embargo, el factor de condición que se detectó, mostró un rango normal (1.46), a pesar de la infección detectada, por lo que según el factor de condición Kn se podría decir que los peces se encontraban en un adecuado

estado sanitario. No obstante a la infección mostrada por los parásitos encontrados en los peces muestreados, no se reportaron mortalidades ya que estas están asociadas a coinfecciones con otros agentes patógenos, a la inmunidad del pez, como también a infecciones parasitarias masivas (Martins & Romero, 1996; Cala-Delgado *et al.*, 2018).

La abundancia de parásitos, peso y longitud muestran correlación significativa, lo que sugiere que mientras más grande es el pez hay mayor espacio para ser albergado por parásitos. Esto se puede explicar debido a que los peces al ser de mayor tamaño tienen branquias con superficies más grandes, las cuales pueden ser infectadas por un mayor número de parásitos; en cuanto al peso, se asume que el tamaño de los peces es proporcional a su peso.

En el estudio de Sterckert (2017) con parasitismo de tilapia del Nilo, el factor de condición obtenido de los peces analizados por cada piscicultura fue de 1; los resultados cercanos a este valor indican que los peces se encontraban en buen estado y su crecimiento no había sido afectado por la carga parasitaria. Adicionalmente a este resultado, este autor realizó análisis hematológicos donde sí encontró relación directa con la infestación parasitaria afectando directamente la salud de los peces, donde los monocitos presentaron valores elevados provocando un cuadro de monocitosis, también los trombocitos presentaron valores bajos provocando un cuadro de trombocitopenia, ambas reacciones se pudieron observar en todos los centros de cultivos. Los neutrófilos presentaron correlaciones positivas con *Monogenea*. Los linfocitos y neutrófilos a pesar de una amplia variación estuvieron dentro del rango de referencia para la tilapia. Este estudio es uno de aquellos donde los datos sobre parasitismo y factor de condición relativo K_n son contradictorios, sugiriendo que otras variables pueden estar

involucradas. En este último estudio, Sterckert obtuvo el Kn que indicaba que los peces analizados en su estudio estaban en óptimas condiciones, mientras que el estudio hematológico reveló que los peces habían sido afectados por los parásitos.

En diferentes estudios (Zhi *et al.*, 2018; Lindenstrom *et al.*, 2003; Lindenstrom *et al.*, 2004) se ha observado que esta respuesta se suma el aumento de IL-1, lisozimas, actividad del burst respiratorio cuando los peces están expuestos a parasitosis.

Se conoce, por estudios realizados previamente, que existe una relación positiva entre la presencia de parásitos y lesiones branquiales, debido al órgano de fijación de estos (Guerra-Santos *et al.*, 2012). Entre las principales lesiones en branquias causadas por parásitos se puede mencionar hiperplasia de células epiteliales y fusión de las lamelas secundarias. Las infecciones crónicas, provocan una respuesta inflamatoria con migración de neutrófilos, trombocitos, macrófagos, linfocitos e granulocitos eosinofílicos en los filamentos branquiales y en la vena central del filamento (Ferguson, 2006; Del Rio-Zaragoza *et al.*, 2010).

El análisis histológico mostró diferentes lesiones en el tejido de los peces muestreados, casi en su totalidad. Woo *et al.*, (2002) mencionan que *C. sclerosus* causa daño severo en las branquias y que puede ocasionar mortalidades masivas a varias especies de tilapias del género *Oreochromis*.

La presencia de monogeneos en las branquias de las tilapias de este estudio, influenciaron en la aparición de lesiones, como se pudo observar mediante las imágenes donde se observa la presencia de monogeneos causando severa fusión de los filamentos branquiales e hiperplasia interlamelar, y respuesta inflamatoria como infiltrados eosinofílico y linfocitario.

Martins & Romero (1996), mencionan que en caso de parasitismo grave de monogeneos, se observa hiperplasia, focos necróticos, edema con desprendimiento del epitelio, así como lo reportan para los monogeneos encontrados en *C. macropomum* y *Piaractus mesopotamicus*.

En el estudio realizado por Gonzales-Fernández (2012) en Perú con alevinos de tilapia roja, se encontró lesiones en branquias como hiperplasia, hipertrofia, aneurisma y filamentos branquiales muy separados, ocasionados por *Gyrodactylus* sp. y *Trichodina* sp. causando mortalidad.

Los resultados del análisis histopatológico nos permiten atribuir que la presencia de monogeneos en las branquias de las tilapias fue el causante de la aparición de las lesiones descritas, debido principalmente al efecto mecánico causado por el haptor durante la fijación. La respuesta inflamatoria, en la forma de infiltrados eosinofílico y linfocitario, es una consecuencia de la lesión. Las lesiones que se encontraron en el presente estudio coinciden con las reportadas por otros autores ya mencionados (Martins & Romero, 1996; Gonzales-Fernandez, 2012, Ferguson, 2006; Del Rio-Zaragoza *et al.*, 2010).

En nuestro estudio, el grado de lesiones que se encontraron en las branquias fue en su mayoría moderado, afectando la salud de los peces y preocupando el interés comercial, ya que los peces pueden direccionar sus energías para mantener sus homeostasis a través de la secreción de mucus, el cual presenta anticuerpos (IgM), lisozimas, complemento, péptidos antimicrobianos, y aumentando la tasa de renovación del epitelio, disminuyendo el crecimiento y la ganancia de peso.

Aun así, las lesiones también pueden ser causadas por alteraciones producidas en el ambiente de cautiverio. Un factor que puede haber alterado el estado de los

peces en la época del muestreo, puede deberse que las tilapias de la Provincia de San Martín se encontraban sufriendo brotes del Virus de la tilapia lacustre (TiLV) por lo que su sistema inmunológico se vio afectado y las hizo más propensas a las infecciones por parásitos.

Estudios histológicos relacionados con la calidad de agua, mencionan de lesiones como desprendimiento del epitelio lamelar, fusión lamelar e infiltrado inflamatorio en *O. niloticus* en una laguna de Jansen, Brasil, concluyendo que son respuestas provocadas por la calidad del agua (Pereira *et al.* 2014).

Otros autores señalan que aneurisma, fusión lamelar, hiperplasia del epitelio, entre otras lesiones, son trastornos funcionales de las branquias y son utilizadas como biomarcadores histopatológicos para estudios de evaluación ambiental como la presencia de sustancias tóxicas, como metales pesados (Verján *et al.*, 2001, Cengiz, 2006; Sánchez *et al.*, 2007)

Mediante la histopatología se pudo observar la presencia de Epiteliocistis, que es un proceso infeccioso que puede afectar una gran variedad de peces en todo el mundo. Es causada por un gran número de bacterias asociadas a *Rickettsia* y *Chlamidia-like organism (CLOs)* que afectan branquias y piel de los peces (Wolke *et al.*, 1970; Nowark y Lapatra, 2006). Descrita como una enfermedad crónica, muestra como características histopatológicas distinta, la presencia de las células epiteliales hipertróficas de la piel y las branquias (Hoffman *et al.*, 1969).

Pádua *et al.*, (2015) reportaron epiteliocistis en tilapias cultivadas en el sureste de Brasil, mencionando que en exámenes *in situ* se observaron las estructuras quísticas envueltas por una cápsula hiliar que contiene material amorfo. En las muestras histológicas los peces también presentaban estas características de

“enfermedad quística en las branquias”. Además, señalan el potencial de los protozoarios ciliados como vectores de estas bacterias. Mencionan también que infecta a tilapia en todos sus estadios. Asimismo en este último estudio. Los peces estudiados se mostraron inmunocomprometidos y tenían un bajo índice corporal, por alta infestación de ciliados y monogéneos. Peces muy infectados muestran un mayor número de quistes que causan fusión lamelar y reduce el área de la superficie branquial para el intercambio de gases y osmorregulación. Este es el primer reporte de la presencia de Epteliocistis en tilapias cultivadas en Perú, por lo que existiría una coinfección con bacterias Rickettsia y CLOs en los cultivos.

VIII. CONCLUSIONES

- En el análisis parasitológico se logró identificar cuatro especies de Monogenea parasitando a la tilapia *O. niloticus* cultivada, reportadas por primera vez en Perú: *Cichlidogyrus sclerosus*, *Cichlidogyrus thurstonae*, *Cichlidogyrus* sp. en las branquias y *Gyrodactylus* sp. en piel y aletas.
- A nivel ultraestructural, se describieron en detalle ancoras con las que *C. sclerosus* y *C. thurstonae* se fijan a las branquias, ocasionándoles lesiones histopatológicas.
- La especie más prevalente y con mayor intensidad media fue *C. sclerosus*, seguido de *C. thurstonae*, considerados como especies centrales.
- El análisis histopatológico evidencia que las lesiones más frecuentes provocadas por monogeenos fueron: el infiltrado eosinofílico y linfocitario (97.5%), la hiperplasia interlamelar (95%) y la fusión de las lamelas (80%).
- El factor de condición relativo Kn, mostró que, pese a la parasitosis, los peces estaban en aparente buen estado de salud.

IX. RECOMENDACIONES

- Realizar análisis parasitológicos y bacteriológicos adicionales para identificar coinfecciones como causas de mortalidad en el cultivo de tilapia, que puedan afectar la producción y exámenes hematológicos e histopatológico deben ser realizados de rutina para obtener un diagnóstico más completo del estado de salud de los peces.
- Caracterizar, mediante microscopía electrónica de transmisión (TEM), las estructuras internas de los monogeneos estudiados para obtener detalles no observados con el microscopio convencional.
- Realizar estudios moleculares para la identificación de los parásitos monogeneos en los que no se pudo observar adecuadamente las estructuras para la identificación o por ser especies muy parecidas.
- El productor debe realizar monitoreos constantes de la calidad de agua para mantener en óptimas condiciones a los peces en cultivo y así también evitar que se produzcan lesiones en las branquias, ya que son los órganos más expuestos al ambiente acuático.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Álvarez Gómez, L. & Ríos Torres, S. 2009. Estudio de viabilidad económica de la producción de peces amazónicos en estanques en el departamento de San Martín. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. 1-86 p.
2. Amlacher, E. 1964. Manual de enfermedades de los peces. In Manual de enfermedades de los peces. Acribia.
3. Aguirre-Fey, D. 2009. Parásitos branquiales de cuatro grupos genéticos de tilapia, cultivados en la zona centro-norte del estado de Veracruz. Tesis de Maestría. Instituto de Ecología.
4. Aguirre-Fey, D. Benítez-Villa, G.E., De León, G.P.P. & Rubio-Godoy, M. 2015. Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. and *Scutogyrus* sp. (Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, México. *Aquaculture*, 443, 11–15 p.
5. Akoll, P., Konecny, R., Mwanja, W.W., Nattabi, J.K., Agoe, C. & Schiemer, F. 2012. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitology Research*, 110, 315–323 p.
6. Arguedas, D., Ortega, C., Martínez, S. & Astroza, Á. 2017. Parasites of Nile Tilapia larvae *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae) in concrete ponds in Guanacaste, Northern Costa Rica. *UNED Research Journal/Cuadernos de Investigación UNED*, 9(2), 313-319 p.

7. Azevedo, T. M. P. D., Martins, M. L., Bozzo, F. R. & Moraes, F. R. D. 2006. Haematological and gill responses in parasitized tilapia from Valley of Tijucas River, SC, Brazil. *Scientia Agricola*, 63(2), 115-120 p.
8. Balbuena, E. & Ríos, V. M. 2011. Manual básico de sanidad piscícola. Ministerio de Agricultura y Ganadería de Paraguay.
9. Baltazar, P. M. 2007. La Tilapia en el Perú: acuicultura, mercado, y perspectivas. *Revista Peruana de Biología*, 13(3), 267-273 p.
10. Baltazar, P. M. & IPECMAR. 2009. La Tilapia: Una revisión actualizada de su crianza en el Perú. *Aquavisión*. 26-27 p.
11. Boeger, W. A. & Vianna, R. T. Monogenoidea; In Thatcher, V.E. (ed). 2006. *Amazon Fish Parasites*. Sofia: Pensoft Publishers.1, 42-116 p.
12. Bondad-Reantaso, M. G. & Arthur, J. R. 1990. The parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* (L.)) in the Philippines, including an analysis of changes in the parasite fauna of cultured tilapia from fry to marketable size. In *The Second Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila, Philippines. 729-734 p.
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 p.

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. *The Journal of parasitology*, 575-583 p.
15. Cala-Delgado, D., Álvarez Rubio, N. & Muñoz-Rodríguez, F., Blanco-Torres, C., & Aguinaga, J. Y. 2018. Diagnóstico clínico de monogeneos en alevinos de piscicultura intensiva en Arauca. *Intropica*, 57-63.
16. Cantor, A. F. 2007. Manual de producción de tilapia. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla. Puebla. México. 97 p.
17. Castillo, F. 2011. Tilapia roja: Una evolución de 29 años, de la incertidumbre al éxito. Editorial Académica Española. Saarbrücken Alemania. 356 p.
18. Cengiz, E. I. 2006. Gill and kidney histopathology in the freshwater fish *Cyprinus carpio* after acute exposure to deltamethrin. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, 22:200-4 p.
19. Centeno, L., Silva-Acuña, A., Silva-Acuña, R. & Pérez, J. L. 2004. Fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomum* y al híbrido de *C. macropomum* x *Piaractus brachypomus*, cultivados en el estado delta Amacuro, Venezuela. *Bioagro*, 16(2), 121-126 p.
20. Crespo, J. F. & Crespo, R. F. 2003. Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 41(2).

21. Da Silva, C. M., Batista, R. C. & Thomé, M. P. M. 2015. Prevalência de *Cichlidogyrus* spp. (MONOGENEA) Em *Oreochromis niloticus* (LINNAEU, 1757) num lago urbano do município de Itaperuna, Rio de Janeiro, Brasil. REINPEC-Revista Interdisciplinar Pensamento Científico, 1(2).
22. Del Rio-Zaragoza, O.B., Fajer-Avila, E.J. & Almazán-Rueda, P.A., 2010. Haematological and Gill responses to an experimental infection of dactylogyrid monogeneans on the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). Aquac. Res. 41, 1592-1601 p.
23. Douëllou, L. 1993. Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lake Kariba (Zimbabwe) with descriptions of five new species. Systematic Parasitology, 25(3), 159-186 p.
24. Ellis, A. 1981. Inmunología de los teleósteos. En: RJ Roberts (ed.): Patología de los peces. Madrid, Editorial Mundi-Prensa. 103-117 p.
25. Ergens, R. 1981. Nine species of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. Folia Parasitologica, 28, 205–214 p.
26. Espinoza, O. 1991. Aspectos cuantitativos y distribución espacial de los ectoparásitos de *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes 1833 “Pintadilla”. Universidad Ricardo Palma. Tesis para optar el Título Profesional de Licenciado en Biología. Lima, Perú. 38 p.

27. Evans, D. H., Piermarini, P. M., & Potts, W. T. W. 1999. Ionic transport in the fish gill epithelium. *Journal of Experimental Zoology*, 283(7), 641-652 p.
28. 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. *Physiological reviews*, 85(1), 97-177 p.
29. Farfán, C., Luque, J. L., Llicán L. & Terán L. 1993. Una aproximación a la ecología parasitaria de *Acanthochondria sicyasis*. (Kroyer, 1863) en *Scartichthys gigas* (s.) (Pisces; Bleniidae). *Boletín de Lima (Perú)* 89: 16-22 p.
30. FAO. 2005a. National Aquaculture Sector Overview. Visión general del sector acuícola nacional- Perú. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Texto de Soto Cardenas, G. I. In: Departementp de Pesca y Acuicultura de la FAO. Roma.
31. FAO. 2005b. Culture Aquatic Species Information Programme *Oreochromis niloticus*. Programa de Información de especies acuáticas. Texto de Rakocy, J. E. In: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO.
32. FAO. 2018. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. Cumplir los objetivos de desarrollo sostenible. Roma. Licenciada: CC BY-NC-SA 3.0 IGO. FAO (versión completa). 233 p.
33. Ferguson, H.W. 2006. Systemic Pathology of Fish: A Text and Atlas of Normal Tissues in Teleosts and Their Responses in Disease, 2nd ed., 367 p.

34. Ghiraldelli, L., Martins, M.L, Jerônimo G.T., Yamashita M.M., & Adamante WB. 2006. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 1(2):181-190 p.
35. Gonzales-Fernández, J. G. G. 2012. Parasitofauna of tilapia cause mortalities in fingerlings in two fishfarms, Lima, Peru. *Neotropical Helminthology*, 6(2), 219-229 p.
36. Guerra-Santos, B., Albinati, R.C.B., Moreira, E.L.T., Lima, F.W.M., Azevedo, T.M.P., Costa, D.S.P., Medeiros, S.D.C. & Lira, A.D. 2012. Parâmetros hematológicos e alterações histopatológicas em bijupirá (*Rachycentron canadum* Linnaeus, 1766) com amyloodiniose. *Pesq. Vet. Bras.* 32, 1184-1190 p.
37. Guidelli, G., Massato Takemoto, R. & Pavanelli, G. C. 2009. Ecologia das infrapopulações ectoparasitas das cavidades nasais de *Leporinus lacustris* (Anostomidae) da planície de inundação do alto rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 31(2).
38. Hibiya, T., Yokote, M., Oguri, M., Sato, H., Takashima, F. & Aida, K. 1982. An atlas of fish histology. Normal and pathological features. Gustav Fischer Verlag. 1(1), 5-125 p.

39. Hsien-Tsang, S. & Quintanilla M. 2008. Manual sobre “Reproducción y cultivo de tilapia”. Centro de Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura (CENDEPESCA). El Salvador. 68 p.
40. Hoffman, G. L., Dunbar, C. E., Wolf, K. & Zwillenberg, L. O. 1969. Epitheliocystis, a new infectious disease of the bluegill (*Lepomis macrochirus*). *Antonie van leeuwenhoek*, 35(1), 146-158 p.
41. Iannacone, J., Mejía, W., Alcócer, F., Briones, G., & Román, A. 2000. Características de la infestación de *Diplectanum* sp. (Monogenea: Monopisthocotylea: Diplectanidae) en el ayanque *Cynoscion analis* Jenyns (Pisces: Teleostei: Sciaenidae). *Revista Peruana de Biología*, 6, 44-54.
42. Iannacone, J., Alvariño, L., Guabloche, A., Alayo, M., Sánchez, J., Arrascue, A., & Abanto, M. 2003. Comunidades ectoparasitarias branquiales de la pintadilla *Cheilodactylus variegatus* Valenciennes 1833 (Pisces: Cheilodactylidae). *Parasitología latinoamericana*, 58(1-2), 59-67.
43. Jerônimo, G.T., Speck, G.M., Cechinel, M.M., Gonçalves E.L.T. & Martins M.L. 2011. Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile Tilapia cultured in three regions in Southern Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 71(2): 365-373 p.

44. Jerônimo, G. T., Tavares-Dias, M., Martins, M. L. & Ishikawa, M. M. 2012. Coleta de parasitos em peixes de cultivo. Embrapa Amapá-Fôlder/Folheto/Cartilha (INFOTECA-E). 36 p.
45. Jerônimo, G. T., Pádua, S. B., Bampi, D., Gonçalves, E., Garcia, P., Ishikawa, M. M., & Martins, M. L. 2014. Haematological and histopathological analysis in South American fish *Piaractus mesopotamicus* parasitized by monogenean (Dactylogyridae). *Brazilian Journal of Biology*, 74(4), 1000-1006.
46. Jiménez-García, M. I., Vidal-Martínez, V. M., & López-Jiménez, S. 2001. Monogeneans in introduced and native cichlids in México: evidence for transfer. *Journal of Parasitology*, 87(4), 907-909 p.
47. Kmentová, N., Gelnar, M., Koblmüller, S. & Vanhove, M. P. 2016. First insights into the diversity of gill monogeneans of ‘Gnathochromis’ and *Limnochromis* (Teleostei, Cichlidae) in Burundi: do the parasites mirror host ecology and phylogenetic history?. *PeerJ*, 4, e1629 p.
48. Le Cren, E. D. 1951. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). *The Journal of Animal Ecology*, 201-219 p.
49. Lerssutthichawal, T., Maneepitaksanti, W. & Purivirojkul, W. 2015. Gill monogeneans of potentially cultured tilapias and first record of *Cichlidogyrus mbirizei* Bukinga et al., 2012, in Thailand. *Walailak Journal of Science and Technology (WJST)*, 13(7), 543-553 p.

50. Lindenstrom, T., Buchmann, K. & Secombes, C. J. 2003. *Gyrodactylus derjavini* infection elicits IL-1 β expression in rainbow trout skin. *Fish & shellfish immunology*, 15(2), 107-115 p.
51. Lindenstrom, T., Secombes, C. J. & Buchmann, K. 2004. Expression of immune response genes in rainbow trout skin induced by *Gyrodactylus derjavini* infections. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 97(3-4), 137-148 p.
52. Lizama, M.A.P., Takemoto, R.M., Ranzani-Paiva, M.J.T., Ayroza, L.M.S. & Pavanelli, G.C. 2007. Relação parasito-hospedeiro em peixes de piscicultura da região de Assis, estado de São Paulo. Brasil. 1. *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1957). *Acta Scientiarum Biological Science*. 29(2): 223-231 p.
53. Luque J. 2004. Biología, epidemiología e controle de parásitos de peixes. *Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria*, 13 (Supl 1). 161-165 p.
54. Mackenzie, K. 1999. Parasites as pollution indicators in marine ecosystems: a proposed early warning system. *Marine Pollution Bulletin*, 38(11), 955-959 p.
55. Martins, M. L. & Romero, N. G. 1996. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitológico e histopatológico. *Revista brasileira de Zoología*, 489-500 p.

56. Maneepitaksanti, W. & Nagasawa, K. 2012. Monogeneans of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae), gill parasites of tilapias, from Okinawa Prefecture, Japan. *Biogeography*, 14, 111-119 p.
57. Maneepitaksanti, W., Woranantakij, W, Sriwilai, P., & Laoprasert, T. 2014. Identification and distribution of gill monogeneans from Nile Tilapia and red tilapia in Thailand. *Chiangmai Vet.* 12, 57-68 p.
58. Marcotegui, P. S. 2011. Estudios taxonómicos y ecológicos de monogenea y otros parásitos branquiales en peces de un ambiente estuarial (Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo). Universidad Nacional de la Plata. 247 p.
59. Marques, T. M. & Morey, G. A. M. 2018. First record of *Neoergasilus japonicus* (HARADA, 1930) (COPEPODA: CYCLOPOIDA) infecting a fish species in South America. *Folia Amazónica*, 27(1), 111-117 p.
60. Mendoza, D. 2013. Situación del extensionismo acuícola en el Perú. Red acuícola de las Américas y Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación (FAO). Lima, Perú. Produce. 14 p.
61. Molnár, K., Avenant-Oldewage, A., Sellyei, B., Varga, Á., & Székely, C. 2018. Histopathological changes on the gills of asp (*Aspius aspius*) and European catfish (*Silurus glanis*) caused by *Lamproglena pulchella* and a *Lamproglena* sp. (Copepoda: Lernaeidae), respectively. *Journal of fish diseases*, 41(1), 33-39 p.

62. Montoya-Mendoza, J., Lango Reynoso; F., & Castañeda Chávez, M. D. R. 2016. Monogéneos parásitos de *Oreochromis* spp., en punto de venta. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 7(4), 949-952 p.
63. Moscoso, C. J. 2001. Producción de alevinos revertidos de Tilapia. In Workshop International de Tilapia. Tarapoto- Perú. 5 p.
64. Murrieta Morey, G. A. 2017. Diversidade dos metazoários parasitos de peixes carnívoros: *Serrasalmus altispinis* (Merckx, Jégu e Santos, 2000); *Rhaphiodon vulpinus* (Spix y Spix, 1829), e *Acestrorhynchus falcatus* (Bloch, 1794) de lagos de várzea da Amazônia. Tese de Doutorado. Instituto Nacional De Pesquisas Da Amazônia – INPA. 243 p.
65. Noga, E. J. 2010. Fish disease: diagnosis and treatment. John Wiley y Sons. 477 p.
66. Nowark, B.F. & Lapatra, S.E., 2006. Epitheliocystis in fish. J. Fish Dis. 29, 573-588 p.
67. Nunes G.C., Jerônimo G.T., Vicente, L.R.M. Madi R.R, Valladão G.M.R. & Martins M. L. 2016. Trace elements and parasitism in Nile tilapia farmed in the southern Brazil. Boletim do Instituto de Pesca 42(3):578-589 p.

68. Pádua, S.B., Menezes-Filho, R.N., Martins, M.L., Belo, M.A.A., Ishikawa, M.M. Nascimento, C.A. & Carrijo-Mauad, J.R., 2015. A survey of epitheliocystis disease in farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758) in Brazil. J. Appl. Ichthyol. 31, 927-930 p.
69. Pala, G. 2016. Estudo ecológico e patológico de comunidades parasitárias infestando tilápia-do-Nilo criadas em tanques-rede. Dissertação Mestrado. 90 p.
70. Paperna, I. & Thurston, J.P. 1969. Monogenetic trematodes collected from cichlid fish in Uganda; including the description of five new species of *Cichlidogyrus*. Revue de Zoologie et de Botanique Africaines, 79(1-2), 15-33 p.
71. Paperna, I. 1991. Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. Annual Review of Fish Diseases, 1, 155-194 p.
72. Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Torres-Irineo, E., Romero, D., & Vidal-Martínez, V. M. 2016. Geographical distribution of protozoan and metazoan parasites of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) (Perciformes: Cichlidae) in Yucatán, México. Parasites y vectors, 9(1), 66 p.
73. Pereira, D.P., Santos, D.M.S., Carvalho-Neta, A.V., Cruz, C.F. & Carvalho-Neta R.N.F. 2014. Morphological changes in fish gills of *Oreochromis niloticus* (Pisces, Cichlidae) as biomarkers of aquatic pollution in the lagoon of Jansen, São Luís, State of Maranhão (Brazil). Biosci. J. 30, 1213-1221 p.

74. Pariselle, A., Bilong, C. F. B. & Euzet, L. 2003. Four new species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae), all gill parasites from African mouthbreeder tilapias of the genera *Sarotherodon* and *Oreochromis* (Pisces, Cichlidae), with a redescription of *C. thurstonae* Ergens, 1981. *Systematic parasitology*, 56(3), 201-210 p.
75. Pariselle, A. & Euzet, L. 2009. Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) from cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. *Zoosystema*, 31(4), 849-898 p.
76. Pavanelli, G. C., Eiras, J. C. & Takemoto, R. M. 2008 Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3. ed. Maringá: EDUEM, 2008. 311 p.
77. PRODUCE. Ministerio De La Producción. 2004. Dirección nacional de acuicultura. Cultivo de Tilapia. Lima, Perú. 20 p.
78. PRODUCE. Ministerio De La Producción. 2009. Plan nacional de desarrollo acuícola. Dirección general de acuicultura. Lima, Perú. 31 p.
79. PRODUCE. Ministerio De La Producción. 2017. Anuario estadístico pesquero y acuícola 2017, Lima, Perú. 200 p.
80. Salgado-Maldonado, G. & Rubio-Godoy, M. 2014. Helmintos parásitos de peces de agua dulce introducidos. Especies acuáticas invasoras en México. Mendoza R, Koleff P., Editors. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad: México, 269-285 p.

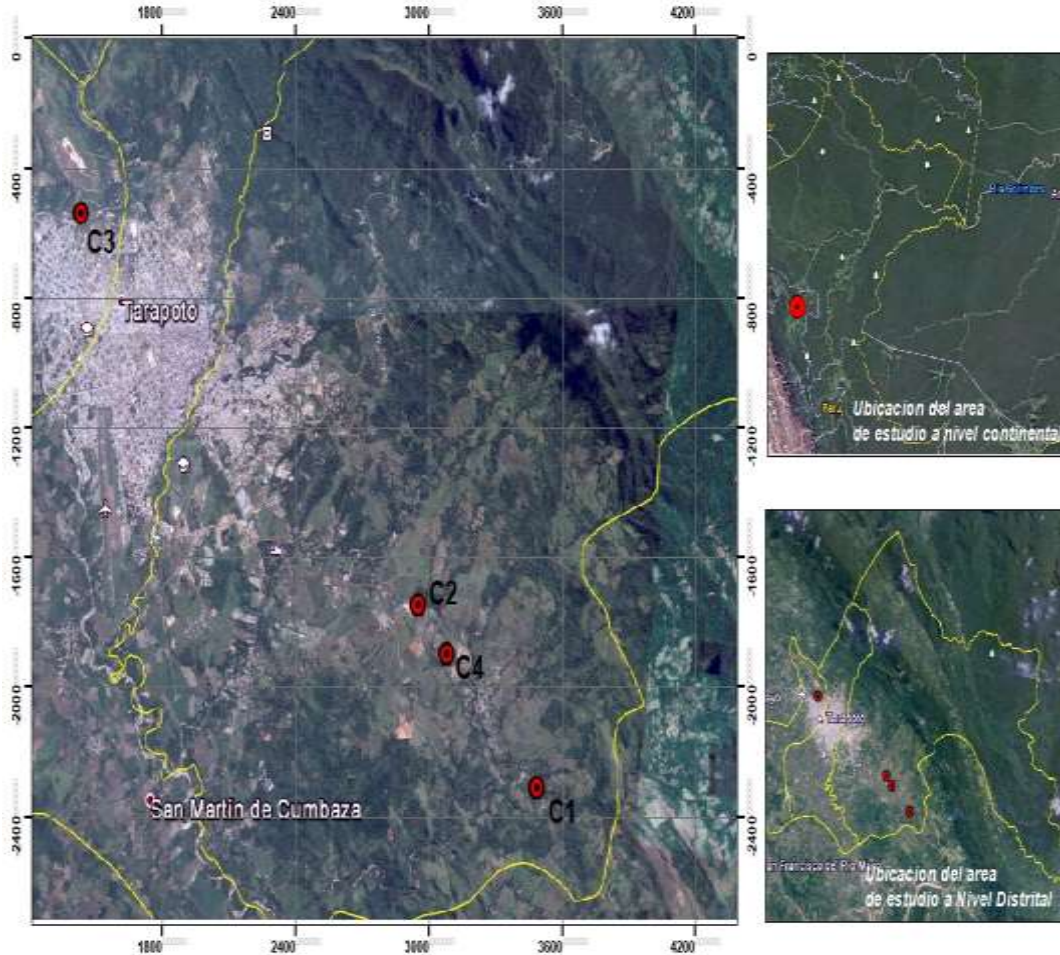
81. Sánchez-Ramírez, C., Vidal-Martinez, V. M., Aguirre-Macedo, M. L.: Rodriguez-Canul, R. P, Gold-Bouchot, G., & Sures, B. 2007. *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. *Journal of Parasitology*, 93(5), 1097-1106 p.
82. Santos, M. A., Jerônimo, G. T., Cardoso, L., Tancredo, K. R., Medeiros, P. B., Ferrarezi, J. V. & Martins, M. L. 2017. Parasitic fauna and histopathology of farmed freshwater ornamental fish in Brazil. *Aquaculture*, 470, 103-109 p.
83. Steckert, L. D. 2017. Aspectos sanitários e patológicos de tilápia-do-nilo cultivada no estado de Santa Catarina: parasitismo, hematologia, histopatologia e elementos-traço. Universidade Federal de Santa Catarina. Dissertação Mestrado.
84. Steckert, L. D., Cardoso, L., Jerônimo, G. T.: de Pádua, S. B. & Martins, M. L. 2018. Investigation of farmed Nile tilapia health through histopathology. *Aquaculture*, 486, 161-169 p.
85. Thatcher, V.E. 2006. Amazon Fish Parasites. Segunda Edición ed. Sofía, Moscow. Pensoft Publishers. 508 p.
86. Hurtado, N. T. 2016. La Tilapia Roja en el Perú. *Revista AquaTIC*. 25 p.
87. Vargas, L., Povh, J. A., Ribeiro, R. P. & Moreira, H. L. 2000. Ocorrência de ectoparasitos em tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*), de origem tailandesa,


- em Maringá-Paraná. Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR. 3(1): 31-37 p.
88. Vargas, M., Sandoval, N., Casas, E., Pizango, G. & Manchego, 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 p.
89. Veja-Ramirez M.T., Moreno-Lafont M.C., Garcia-Flores V. & López- Santiago R. 2010. Inmunología Veterinaria. Cap. 24. Respuesta inmune en peces. México. Editorial El manual Moderno. 360 p.
90. Verján, N., Iregui, C. A., Rey, A. L. & Donado, P. 2001. Sistematización y caracterización de las lesiones branquiales de la cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) de cultivo clínicamente sana: algunas interacciones hospedador-patógeno- ambiente. AQUATIC: Revista Electrónica de Acuicultura. Tecnología e Investigación en castellano, 15:1-25 p.
91. Wolke, R.E., Wyand, D.S. & Khairallah, L.H. 1970. A light and electron microscopic study of epitheliocystis disease in the gills of Connecticut striped bass (*Morone saxatilis*) and white perch (*Morone americanus*). Journal of Comparative Pathology. 80, 559-563 p.
92. Woo, P.T.K., Bruno, D.W. & Lim, L.H.S. 2002. Diseases and disorders of finfish in Cage Culture. CAB International, Wollingford. 384 p.

93. Yamada, F. H., Takemoto, R. M. & Pavanelli, G. C. 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).
94. Zago, A.C., Franceschini, L., Garcia, F., Schalch, S.H., Gozi, K.S. & Silva, R.J. 2014. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. 23(2): 171-178
95. Zanoló, R. & Hissashi, M. 2006. Parasitas em tilápias-do-Nilo criadas em sistema de tanques-rede. *Ciências Agrárias*, 27: 281-288 p.
96. Zhi, T., Xu, X., Chen, J., Zheng, Y., Zhang, S., Peng, J. & Yang, T. 2018. Expression of immune-related genes of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* after *Gyrodactylus cichlidarum* and *Cichlidogyrus sclerosus* infections demonstrating immunosuppression in coinfection. *Fish & shellfish immunology*, 80, 397-404 p.
97. Zica, É. D. O. P. 2012. Ectoparasitos de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivados em sistemas de tanques-rede e da associada à piscicultura na represa de Chavantes, município de Ipaussu, São Paulo. Dissertação Mestrado Universidade Estadual Paulista. 102 p.

XI. ANEXOS

Anexo 1: Zonas de muestreo en la Provincia de San Martín



Simbología	ID	Nombre	Latitud (S)	Longitud (W)	Ubicación Distrital
	C1	Centro Acuicola 1	6°32'13"	76°17'28"	La Banda Del Shilcayo
	C2	Centro Acuicola 2	6°30'57"	76°18'52"	La Banda Del Shilcayo
	C3	Centro Acuicola 3	6°28'17"	76°22'52"	Morales
	C4	Centro Acuicola 4	6°31'20"	76°18'31"	La Banda Del Shilcayo

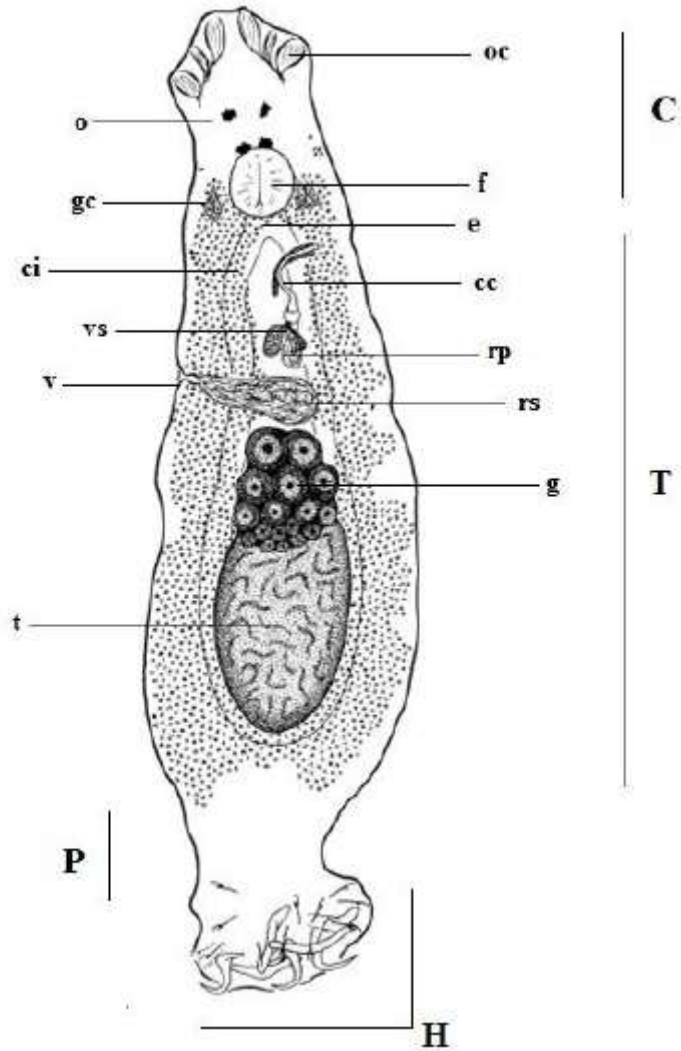
Anexo 2: Formulario de Muestreo y Colecta

N°	Fecha:
Procedencia	Especie colectada:
N° de especímenes	Coordenadas
Nombre del centro de cultivo	Nombre del Propietario
Modo de captura	Tipo de alimento
Producción por año	Tiempo de cultivo
Tipo de cultivo	Tipo de estanque
Captación de agua	Especies cultivadas
Parámetros físico-químicos Temperatura: O₂: pH: Nitritos/nitratos: Color del agua:	
N° de estanques	Dimensión del estanque y profundidad
¿Cuenta con algún especialista? biólogo, ingeniero o veterinario?	
¿Alguna vez ha presentado enfermedad?	
Medicinas utilizadas:	

Anexo 3: Formulario de Necropsia

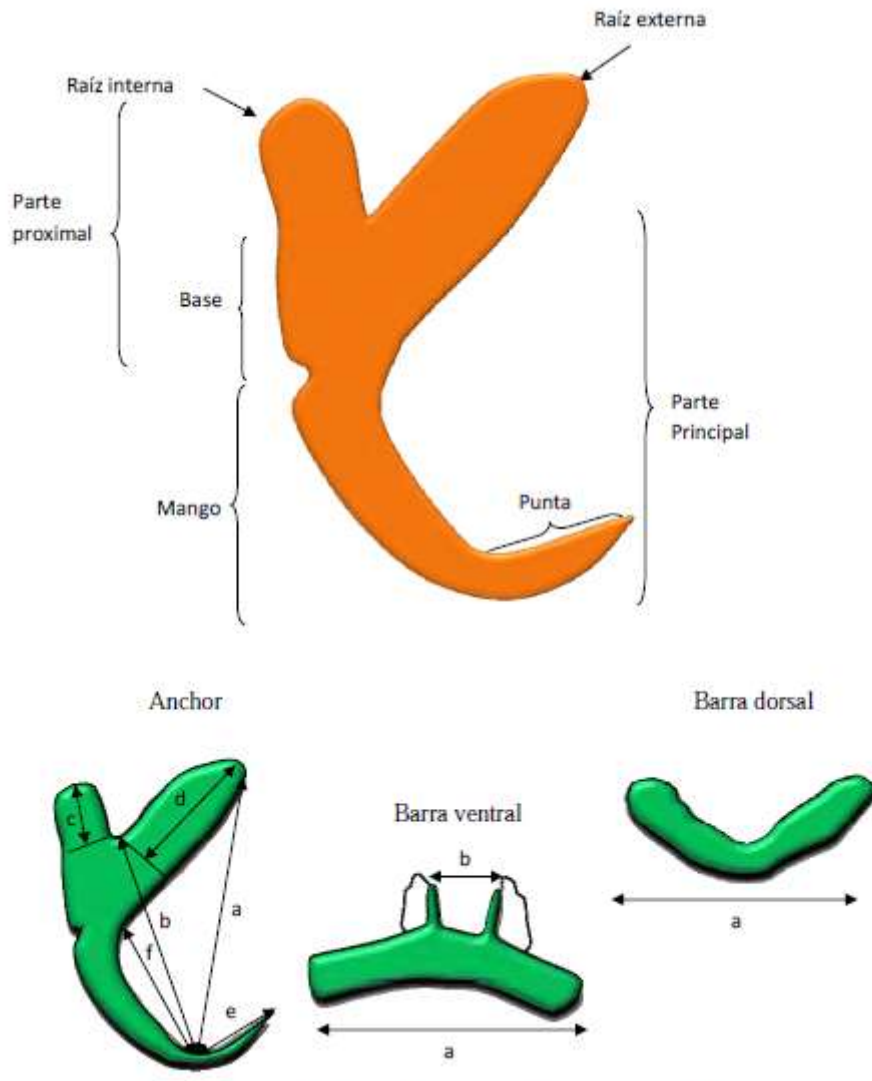
Muestra N°:		Fecha:	
Especie:		Nombre común:	
Procedencia:			
Diagnóstico: ()		Experimental : ()	
Peso:		Longitud:	Sexo M () H ()
Órgano examinado	N° de parásitos	Especies	Características
Superficie del cuerpo			Normal () Exceso de muco () Pérdida de escamas () Hemorragias () Lesiones () Melanosis () otros:
Ojos			Normal () exoftalmia () Opacidad ()
Branquias			Normal () Exceso de muco () Pálidas () Otros:
	Arco derecho: I () II () III () IV ()		Arco izquierdo: I () II () III () IV ()
Corazón			
Estómago			
Intestino			
Ciegos pilóricos			
Riñón			
Hígado			
Vejiga natatoria			

Anexo 5: Morfología General de Monogenea



Esquema con las principales estructuras morfológicas utilizadas para la identificación de Monogenea. C- cabeza, oc- órganos cefálicos, o- ojos, gc- glándulas cefálicas, f- faringe, e- esófago; T- Tronco o cuerpo, ci- ciegos intestinales, cc- complejo copulador, vs- vesícula seminal, rp- reservatorio prostático, v- vagina, rs- receptáculo seminal, t- testículos, g- germario; P- pedúnculo; H- haptor. Fuente: Tesis Doctoral Murrieta-Morey (2017).

Anexo 6: Morfología de una ancora de Monogenea



Esquema con partes de una ancora, barra ventral y dorsal. Anchora: a- longitud total; b- longitud parte principal; c- longitud raíz externa; d- longitud raíz interna; e- longitud punta; f- longitud mango. Barra transversal ventral: a- longitud total; b- distancia entre protuberâncias membranosas anteriores. Barra transversal dorsal: s- longitud total. Fuente: Capítulo 2. Taxonomía de los monogeneos. Tesis doctoral Marcotegui, 2011.