



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA

“ESTUDIO PARASITOLÓGICO E
HISTOPATOLÓGICO DE
METAZOARIOS EN EL TRACTO
INTESTINAL DE CORYDORAS JUMBO
(*Brochis multiradiatus*) COLECTADOS EN
LA CIUDAD DE IQUITOS, LORETO-
PERÚ”

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRA EN SANIDAD ACUICOLA

NATHALY MAURA ORTIZ ARIAS

LIMA - PERÚ

2022

ASESOR DE TESIS

Dr. Marcos Enrique Serrano Martínez

CO ASESOR

Dr. Germán Augusto Murrieta Morey

JURADO DE TESIS

MG. RICARDO ENRIQUE GRANDEZ RODRIGUEZ
PRESIDENTE

MG. CIELO AYDELI LLERENA ZAVALA
VOCAL

MG. GUILLERMO MANUEL LEGUIA PUENTE
SECRETARIO

DEDICATORIA.

A mi mamá Julia, por el apoyo y respaldo incondicional que me brindo durante
toda mi niñez y que me sigue brindando hasta ahora.

A mi papá Conrad, por guiarme y aconsejarme en toda esta etapa de mi vida. Sin
los dos no hubiera sido capaz de lograr todos mis objetivos hasta ahora.

A mis hermanos José, Ítalo y Jesús, por acompañarme en cada momento y
hacerme reír con todas sus ocurrencias.

A mis tíos, Mary, Sonia, Tito y mis abuelos, Maura y Vidal, por su apoyo
incondicional.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Germán Murrieta, por confiar en mi persona y recibirme en el Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana de Loreto, por el apoyo constante que me ha brindado y todas las enseñanzas transmitidas durante todo este tiempo.

Al Dr. Enrique Serrano, por el apoyo, las facilidades y enseñanzas brindadas durante la ejecución de esta investigación.

A la Dra. Nieves Sandoval, por su apoyo, confianza y por todo los conocimientos y cariño brindado.

A Dr. Jefferson Yunis, por los conocimientos brindados y el apoyo en la elaboración de la tesis.

A Gabriela, Miriam, Richard, Carlitos, Gino y todo el grupo de parasitología del IIAP, por el apoyo en la realización de este trabajo.

A Sánchez, que sin darse cuenta abrió un camino importante en mi vida profesional que no tenía ni planeado.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO.

La realización de esta tesis para optar el grado de Magister en Sanidad Acuícola ha sido posible gracias al apoyo financiero brindado al Programa de Maestría en Sanidad Acuícola de la UPCH subvencionado por FONDECYT del CONCYTEC

(Convenio de Gestión N° 230-2015- FONDECYT-DE-PROMOCION 4).

ÍNDICE

RESUMEN

ABSTRACT

LISTA DE TABLAS

LISTA DE FIGURAS

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	MARCO TEÓRICO.....	4
2.1.	Comercio de peces ornamentales.....	4
2.2.	<i>Corydora jumbo (Brochis multiradiatus)</i>	6
2.2.1.	Clasificación taxonómica.....	6
2.2.2.	Distribución.....	6
2.2.3.	Morfología	7
2.3.	Fauna parasitaria presentes en <i>Brochis multiradiatus</i>	7
2.4.	Morfología general de los Nemátodos	9
2.4.1.	Cutícula	10
2.4.2.	Epidermis	13
2.4.3.	Músculo.....	13
2.4.4.	Pseudoceloma	14
2.4.5.	Tracto digestivo.....	15
2.4.6.	Sistema reproductor	16
2.5.	Morfología general de <i>Procamallanus (D) sp.</i>	17
2.6.	Morfología general de <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i> (Moravec, 1998)	18
2.7.	Ciclo de vida de <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i> (Moravec, 1998) ..	20
2.8.	Morfología general de Trematodos.....	20
2.8.1.	Ventosas	20
2.8.2.	Tegumento	21
2.8.3.	Sistema digestivo	21
2.8.4.	Sistema reproductor	22
2.9.	Morfología general de <i>Tylodelphys</i> (Diesing, 1850).....	23
2.10.	Ciclo de vida de la familia de Diplostomidae	24
2.11.	Características del tracto gastrointestinal de Siluriformes	24
2.11.1.	Intestino.....	24
III.	HIPOTESIS.....	26

IV.	OBJETIVOS	27
4.1.	Objetivo general.....	27
4.2.	Objetivos específicos	27
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	28
5.1.	Lugar de realización de estudio	28
5.2.	Tipo de estudio.....	28
5.3.	Población y muestra.....	28
5.4.	Obtención de muestra.....	29
5.5.	Procedimiento y técnicas	29
	5.5.1. Necropsia de peces.....	29
	5.5.2. Determinación del estado de salud.....	30
5.6.	Análisis parasitológico.....	30
	5.6.1. Colecta y fijación de parásitos	30
	5.6.2. Clarificación de los nemátodos	31
	5.6.3. Coloración de tremátodos	31
	5.6.4. Identificación taxonómica.....	32
	5.6.5. Índices parasitarios.....	32
5.7.	Análisis histopatológico.....	33
5.8.	Consideraciones éticas	34
VI.	RESULTADOS.....	35
6.1.	Estudio parasitológico.....	35
	6.1.1. Micrografía en Microscopio de Contraste de Fase.....	35
	6.1.1.1. Características morfológicas <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pinto</i> (Moravec, 1998).....	35
	6.1.1.2. Morfología general de <i>Tylodelphys</i> (Diesing, 1850).....	38
6.2.	Parásitos registrados.....	41
	6.2.1. Frecuencia parasitaria.....	42
	6.2.2. Índice parasitario.....	42
6.3.	Estado de salud de los peces	43
VII.	Estudio Histopatológico.....	44
VIII.	DISCUSIÓN	51
IX.	CONCLUSIONES	58
X.	RECOMENDACIONES.....	59
XI.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	60

XII. ANEXOS1

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Parámetros de grados de lesiones en tejidos según su extensión en las muestras.....	34
Tabla 2. Identificación de metazoarios parásitos presente en 30 especímenes de <i>Brochis multiradiatus</i> (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.....	41
Tabla 3. Frecuencia de metazoarios parásitos de <i>Brochis multiradiatus</i> (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.....	42
Tabla 4. Índices parasitarios examinado en 30 especies de <i>Brochis multiradiatus</i> (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.....	43
Tabla 5. Factor de condición de Fulton de 30 especies de <i>Brochis multiradiatus</i> (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.....	43
Tabla 6. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en <i>Brochis multiradiatus</i> (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo” procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	45

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** *Corydora jumbo* (*Brochis multiradiatus*, Orcés V.,1960). Fuente. Alderton, 2019.....6
- Figura 2.** Anatomía interna de los nematodos macho (izquierda) y hembra (derecha). Fuente. Goater *et al.*, 2014.....17
- Figura 3.** Anatomía interna de un trematodo. Fuente. Goater *et al.*, 2014.....22
- Figura 4.** Figura 4. A. *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960) parasitado por el *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i (círculo naranja). B. Ejemplares de *P. (S) pinto*i dentro de un intestino (círculo morado). C. *P. (S.) pinto*i extraído a una placa Petri. (Flechas amarillas)36
- Figura 5.** *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región anterior. Se puede apreciar la cápsula bucal y 6 engrosamientos helicoidales (Flecha blanca). 40x.....36
- Figura 6.** *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). lateral- región anterior. Se puede apreciar la diferencia de tamaño entre esófago muscular (flecha roja) y esófago glandular (flecha verde). 40x.....37
- Figura 7.** *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región posterior. A. Hembra. Presenta una cola cónica y digitiforme (flecha celeste). B. Macho, presenta una cola corta y puntiaguda. (flecha morada) A: 10x. B:40x.....37

Figura 8. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi*. fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región posterior. Macho. Se puede apreciar espícula (Flecha guinda), cola cónica (flecha celeste) y las papilas caudales: 4 pares de pre anal (círculo naranja) y dos post anal (círculo azul). A: 10x.....38

Figura 9. Metacercaria de *Tylodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa múltiples parásitos dentro de una membrana. 10X.....39

Figura 10. Metacercaria de *Tylodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa un *Tylodelphys* sp. 40X.....39

Figura 11. Metacercaria de *Tylodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa el poro excretor (flecha naranja), órgano sujetador (flecha verde), ventosa ventral (flecha roja) y ventosa oral (flecha morada). H.E. 40X.....40

Figura 12. Corte histológico de intestino de *Brochis multiradiatus* infectado con *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi*. Se observa un área de necrosis con un aumento de linfocitos a nivel de la mucosa y submucosa intestinal (círculo rojo). También se puede observar hiperplasia de células caliciformes (círculo verde). H.E.40X. Abreviaciones: p: parasito, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular, n: necrosis.46

Figura 13. Corte histológico de intestino de *Brochis multiradiatus*. Se observó un exudado de linfocitos a nivel de la mucosa (círculo rojo) e hiperplasia de células caliciformes en la región de las vellosidades intestinales. (círculo verde). Enteritis

linfocitaria difusa aguda. H.E.20X. Abreviaciones: l: linfocitos, c: cel.

caliciformes, vl: vellosidades intestinales.....46

Figura 14. Infiltración transepitelial de linfocitos (círculo rojo) en la lámina propia de la mucosa del intestino de *Brochis multiradiatus*. H.E. 20X. Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....47

Figura 15. Ligera hiperplasia de enterocitos (círculo verde) de las vellosidades intestinales e hiperplasia de células caliciformes (círculo rojo). H.E. 40X. Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....47

Figura 16. Vellosidades intestinales de *Brochis multiradiatus* con hiperplasia de células caliciformes (flecha negra) e infiltración transepitelial de linfocitos (círculo color rojo). H.E. 40X. Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....48

Figura 17. Descamación de los enterocitos. (círculo verde) e infiltración transepitelial de linfocitos (flechas negras). H.E. 40X. Abreviaciones: m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....48

Figura 18. A. Se puede observar un *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el interior del intestino de *Brochis multiradiatus*. H.E. 4X. B. Parte anterior del nematodo adherido a la pared intestinal generando destrucción de la mucosa y submucosa intestinal (círculo rojo). También se puede ver hiperplasia de células caliciformes (asterisco). H.E. 10X. C. El nematodo se encuentra envuelto en una

mucosidad densa de coloración basófilo (flecha negra) que está rodeado de células granulares eosinofilias, con destrucción de la mucosa intestinal e hiperplasia de células caliciformes (cuadrado verde). H.E. 10X. Abreviaciones: p: parasito, vl: vellosidades, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....49

Figura 19. A. Se pudo observar un granuloma parasitario en la serosa del intestino de *Brochis multiradiatus*, en su periferia se puede ver los fibroblastos, también se puede encontrar a los linfocitos y macrófagos. H.E. 20X. B: Granuloma parasitario en la serosa intestinal de *Brochis multiradiatus* se ven rodeados de macrófagos, eosinófilos y linfocitos H.E. 10X. Granuloma insertado en la capa muscular del intestino de *Brochis multiradiatus*, se puede observar a los fibroblastos en la capa exterior del granulo, en su interior se encuentran los linfocitos y eosinófilos. H.E.20X. D: Se observa granuloma con un parasito desarrollado en la serosa del intestino, en el interior se encuentra los linfocitos, eosinófilos y macrofagos.10X. Abreviaciones: g: granulomas, vl: vellosidades, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.....50

RESUMEN

En el Perú la exportación de peces ornamentales genera varios puestos de trabajo involucrando a miles de personas. Entre los peces ornamentales con mayor demanda en los mercados internacionales, destaca la “corydora jumbo”, *Brochis multiradiatus* un siluriforme pertenecientes a la familia Callichthyidae. Sin embargo, esta producción puede verse afectada por varios microorganismos entre ellos los parásitos que son causantes de grandes mortalidades ocasionando pérdidas económicas. Lamentablemente los estudios de parasitosis en peces amazónicos son muy escasos por lo que sería muy favorable generar más información sobre estas especies. El objetivo de este trabajo fue identificar a los metazoarios parásitos presentes en corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*) colectados en la ciudad de Iquitos y evaluar las lesiones histopatológicas a nivel del tracto intestinal asociadas a la presencia de estos organismos. Fueron colectados 30 ejemplares adultos de *B. multiradiatus* colectados de centros de acopio de peces ornamentales de la ciudad de Iquitos. Los peces fueron examinados en el Laboratorio de Parasitología de peces del IIAP. Se analizaron órganos internos del tracto digestivo, los parásitos encontrados fueron procesados y observados en microscopio de contraste de fases obteniéndose imágenes de las estructuras de los metozoarios. Se colectaron un total 811 metazoarios en 30 peces, registrándose a metacercarias de *Tylodelphys* sp en 28 peces con una prevalencia (P) de (93.3%), intensidad media (IM) 25% y abundancia media (AM) 23.3%. Se encontraron larvas de nemátodos en 19 peces obteniéndose una prevalencia (P) de 63.3%, intensidad media (IM) 4.26% y abundancia media (AM) 2.7%. En 9 peces se observó al *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* obteniéndose una prevalencia (P) de 30%, intensidad

media (IM) 3.33% y abundancia media (AM) 1%. En el estudio histopatológico del intestino se encontró la presencia de granulomas parasitarios y nidos bacterianos. Las principales lesiones fueron degenerativas, infiltración transepitelial de linfocito 83.3% e inflamatorios, descamación de las células epiteliales 86.6%. Con este estudio se concluye que la presencia *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* y *Tylodelphys* sp generan distintos tipos de lesiones en el intestino en corydoras jumbos llegando a afectar enormemente su producción viéndose reflejado en mortalidad repentina de ejemplares criados en cautiverio.

PALABRAS CLAVES: *Brochis multiradiatus*, Calictidos, histopatología, metazoarios parásitos, Amazonia peruana.

ABSTRACT

In Peru, the export of ornamental fish generates several jobs involving thousands of people. Among the ornamental fish with the highest demand in international markets, the "jumbo corydora" stands out, *Brochis multiradiatus*, a catfish belonging to the Callichthyidae family. However, this production can be affected by various microorganisms, including parasites that are the cause of high mortality, causing economic losses. Unfortunately, studies of parasites in Amazonian fish are very scarce, so it would be very favorable to generate more information on these species. The objective of this work was to identify the parasitic metazoans present in corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*) collected in the city of Iquitos and to evaluate the histopathological lesions at the level of the intestinal tract associated with the presence of these organisms. Thirty adult specimens of *B. multiradiatus* were collected from ornamental fish collection centers in the city of Iquitos. The fish were examined at the IIAP Fish Parasitology Laboratory. Internal organs of the digestive tract were analyzed, the parasites found were processed and observed in a phase contrast microscope, obtaining images of the structures of the metozoa. A total of 811 metazoans were collected in 30 fish, registering metacercariae of *Tylodelphys* sp in 28 fish with a prevalence (P) of (93.3%), mean intensity (MI) 25% and mean abundance (AM) 23.3%. Nematode larvae were found in 19 fish, obtaining a prevalence (P) of 63.3%, mean intensity (MI) 4.26% and mean abundance (AM) 2.7%. *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i was observed in 9 fish, obtaining a prevalence (P) of 30%, mean intensity (IM) 3.33% and mean abundance (AM) 1%. In the histopathological study of the intestine, the presence of parasitic granulomas and bacterial nests was found. The main lesions were

degenerative, transepithelial lymphocyte infiltration 83.3% and inflammatory, epithelial cell desquamation 86.6%. With this study it is concluded that the presence of *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* and *Tylodelphys* sp generate different types of lesions in the intestine in *Corydoras jumbo*, greatly affecting their production, being reflected in the sudden mortality of specimens raised in captivity.

KEYWORDS: *Brochis multiradiatus*, Callichthyidae, histopathology, metazoan parasite, Peruvian Amazon

I. INTRODUCCIÓN

El comercio de peces ornamentales ha crecido significativamente en estas últimas décadas, estimando un valor de US\$ 15 mil millones y comercializándose más de 2 mil millones de peces ornamentales (Satam *et al.*, 2018). Los principales productores y proveedores del mundo son los países en desarrollo como Perú, Brasil, Colombia, quienes a su vez suministran más del 60% de los peces ornamentales importados a nivel mundial (Raja *et al.*, 2019).

En Perú, Loreto concentra el 94,9% de la exportación nacional de peces ornamentales convirtiéndolo en uno de los mayores exportadores (PRODUCE, 2018). PRODUCE también indica que las exportaciones de peces ornamentales han mantenido un registro de divisas constantes y por encima de los 2,5 millones de USD-FOB/año.

Entre los peces ornamentales con mayor demanda en los mercados internacionales, destacan los siluriforme pertenecientes a la familia de calíctidos (Sánchez *et al.*, 2011; Murrieta, 2018). Estos peces son susceptibles a diferentes agentes infecciosos, siendo los parásitos, los principales organismos que provocan alta mortalidad, conllevando a pérdidas económicas bastantes significativas ya que impactan considerablemente en el crecimiento y el comportamiento reduciendo su eficiencia y producción (Thilakaratne *et al.*, 2003).

El parasitismo es la principal causa de muerte y de eliminación de peces ornamentales ocasionando grandes pérdidas económicas (Aguinaga *et al.*, 2015, Hoshino *et al.*, 2018). Se debe tener en cuenta que Loreto tiene un clima tropical y

una marcada estacionalidad originando un ambiente propicio para desarrollo y proliferación de parásitos (Takemoto *et al.*, 2004, Figueroa *et al.*, 1989).

Entre los que más se han reportado son los Monogenea (platelmintos) en las especies *Moenkhausia sanctaefilomenae* y *Astyanax bimaculatus* (Fujimoto *et al.*, 2013). Otro filo que también se encontró *Ichthyohthirius multifiliis* y *Trichodina* *sp*, protozoos importantes que fueron reportados por Thilakaratne *et al.*, (2003) y Kim *et al.*, (2002) en *Pterophyllum scalare* y *Puntius tetrazona* respectivamente.

Con respecto a calíctidos, Morey (2018) reportaron al *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi* en seis especies de corydoras, registrando por primera vez la presencia de este parásito en *Brochis multiradiatus* conocido popularmente como corydora jumbo.

En *Brochis multiradiatus* también se ha identificado la metacercaria de *Tylodelphys* *sp* en el hígado e intestino (Morey y Florindez, 2018); asimismo, se comenta que estas metacercarias podrían ocasionar problemas nutricionales y respiratorios ya que estas metacercarias se encontraron en el intestino, órgano respiratorio accesorio en las especies de calíctidos (Gee y Graham, 1978), afectando sus funciones.

Mathews *et al.*, (2020) reportó por primera vez una especie de Myxozoa, *Henneguya multiradiatus*, que fueron aislados de la membrana serosa de la cavidad visceral del *Brochis multiradiatus*. Cuando se secuenció este parásito se observó que tenía cercanía a la *Henneguya loretoensis*, parásito que afecta a los peces de la familia calíctidos.

Actualmente, los estudios sobre los metazoarios parásitos que infectan a *B. multiradiatus* son muy escasos, solo se encuentran los estudios de Morey y Mathews, por lo que este trabajo tendrá como objetivo identificar a las especies de

metazoarios presentes en este calíctido y evaluar las lesiones histológicas que causan este parásito en el intestino de los peces. Se espera que con esta investigación aumente el conocimiento de estos parásitos y las lesiones que ocasionan en esta especie amazónica para prevenir futuros brotes de enfermedades producidos por estos parásitos.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Comercio de peces ornamentales

El comercio mundial de los peces ornamentales ha estado en constante crecimiento, teniendo como principales países exportadores tenemos Singapur en primer lugar, seguido de Hong Kong, Malasia y Tailandia, en el caso de importación, EE. UU se encuentra en primer lugar, seguido de Europa y Japón (Raja *et al.*, 2019). Este sector contribuye positivamente en el desarrollo rural de muchos países en desarrollo.

En el Perú existe una gran variedad de especies de peces ornamentales con gran belleza haciendo que su valor en el mercado internacional sea alto generando un negocio lucrativo en la amazonia. Durante estos últimos años el Perú es uno de los principales exportadores de Sudamérica alcanzando 2'544.533 millones de dólares en promedio anual, siendo la región Loreto uno de los grandes desarrolladores de esta actividad (Sánchez, 2011).

Según las cifras del informe anual de desenvolvimiento del comercio exterior pesquero y acuícola 2019 realizadas por Aduanas-SUNAT y PROMPERU (2020), el principal país a donde se exporta es China con un 39%, seguido de EE. UU (16%), Japón (13%) y Alemania (8%). La principal empresa exportadora es Acuatrade S.A.C, seguido por Aquarium Panduro E.I.R.L, Catfish trading S.A.C y Rio Momon E.I.R.L.

En el reporte de comercio de la región de Loreto del año 2018, se informa que las exportaciones pesqueras ornamentales aumentaron en un 14% por la mayor demandad de peces ornamentales (+11%), siendo China, Japón y EE. UU los principales destinos. A diferencia del 2018, en el Primer trimestre del 2020 la

exportación de peces ornamentales cayó 51% y no solo en ese rubro sino también en los sectores de los de hidrocarburos y agropecuarios esto puede deber a los problemas económicos que estaban comenzando en el mundo por el inicio de la pandemia ya que la mayoría de las ventas pesqueras se dirigen a China (MINCETUR, 2020).

Las principales familias de peces ornamentales que se encuentran en el país son los Potamotrygonidae, Osteoglossidae, Characidae, Loricaridae, Pimelodidae y Cichlidae (Ortiz *et al.*, 2008). La principal familia de peces ornamentales que más se exporta son los calíctidos que pertenecen al orden siluriformes; esta familia consta con más de 190 especies descritas entre las cuales se encuentra la subfamilia Corydoradinae, *Brochis multiradiatus* también conocido como “corydora jumbo” (Mathews *et al.*, 2020; Britto, 2003). Esta especie la podemos encontrar en la cuenca Amazónica (Ortega *et al.*, 2012), principalmente en el río Napo en Perú y Ecuador y pueden llegar a medir hasta 6,7 cm de longitud. Es muy demandada y son muy populares en el mercado de peces ornamentales chinos (Xu *et al.*, 2020), siendo exportados por varias de las empresas como Acuatrade S.A.C, Aquarium Panduro E.I.R.L, Catfish trading S.A.C o Rio Momon E.I.R.L.

2.2. *Corydora jumbo* (*Brochis multiradiatus*)

2.2.1. Clasificación taxonómica

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Siluriformes

Familia: Callichthidae

Subfamilia: Corydoradinae

Especie: *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960)



Figura 1. *Corydora jumbo* (*Brochis multiradiatus*, Orcés V.,1960).
Fuente. Alderton, 2019.

2.2.2. Distribución

Las corydoras jumbo, se pueden encontrar en la cuenca del río Mamoré en Bolivia (Chernoff *et al.* 2000, Carvajal Vallejos y Zevallos Fernández, 2011), del Amazonas del Perú (Ortega *et al.*, 2012) y la cuenca Morona de Santiago–

Santiago y del río Napo en Ecuador (Orcés, 1960).

2.2.3. Morfología

Esta especie se caracteriza por tener mayor tamaño que las otras especies de corydoras, generalmente alcanzan a medir hasta 9 cm, también presenta 24 placas laterales en la hilera superior y 23 en la inferior protegiendo la parte terminal del pedúnculo caudal por lo que recibe en nombre de *multiradiatus* (Orcés, 1960).

2.3. Fauna parasitaria presentes en *Brochis multiradiatus*

Lamentablemente el comercio de peces ornamentales puede estar en peligro por varios agentes infecciosos entre ellos encontramos a los parásitos que son la principal casusa de eliminación y mortalidad de peces ornamentales (Tavares- Días *et al.*, 2010; Aguinaga *et al.*, 2015; Ferreira *et al.*, 2019). Cabe recalcar también que la exportación se ha convertido en una puerta de entrada de parásitos a diferentes países generando también graves efectos especialmente si entran en contacto con un nuevo hospedador (Fujimoto *et al.*, 2013, Morey, 2018).

Otro aspecto que se debe tener en cuenta es el clima amazónico, este posee una marcada estacionalidad: época de lluvia de noviembre a abril y época de seca que va desde mayo a octubre, generando un ambiente propicio para la aparición de los parásitos ya que la relación huésped-parásito se encuentra ligado con el clima (Figuroa *et al.*, 1989). Asimismo, Aguinaga *et al.*, (2015) comenta que los climas tropicales son propicios para la aparición de estos.

Aguinaga *et al.*, (2015) evaluó la prevalencia parasitaria de nueve especies diferentes de peces ornamentales de cíclidos de la Amazonía peruana en donde el

9,47% tenía al menos un tipo de parásito externo, también identificó que la *Crenicichla anthurus* fue la especie más parasitada con un 28,57% seguida por el *Aequidens diadema* (con 26,32%). Asimismo, reportaron que los monogéneos fueron el grupo de parásito más abundante, presentándose en el 66,67% de los casos, indicado que esto ocurrió más en la época seca con un 96,88%.

Ferreira (2019) examinó 151 peces de cuatro especies de peces ornamentales siendo las más parasitados las *Corydoras ephippifer* con 91,2% y *Corydoras spilurus* con 98,8% mientras que *Corydoras amapaensis* fue el menos parasitados con 9,6%. Los parásitos que se encontraron fueron *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus*, *Camallanus* sp. y metacercarias de digéneos.

En la familia calíctidos género *Corydora*, *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* es el parásito específico que afecta la mucosa y submucosa intestinal debido al daño traumático que es provocado por su cápsula bucal al momento de adherirse al intestino (Ailán-Choke *et al.*, 2018).

En otro estudio, Ailán-Choke (2019) encontró al *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en trece muestras de los diecinueve especímenes de *Corydoras micracanthus* que recolectaron. A nivel histopatológico, los cortes transversales de los intestinos presentaron la destrucción total de la mucosa y submucosa. Asimismo, se observaron ulceraciones del epitelio intestinal con desprendimiento de las células epiteliales en la luz intestinal. Además, se observó un proceso inflamatorio con presencia de acumulación linfática, así como el incremento en el número de células globulares (células mucosas).

Morey y Florindez (2018) también registraron este nematodo en seis especies de *Corydoras*, *Corydoras blochi*, *Corydoras leopardus*, *Corydoras reticulatus*,

Corydoras splendens, *Corydoras virginiae* y *Brochis multiradiatus* siendo esta última, el primer reporte de este parásito.

Murrieta (2018) identificó metacercarias de *Tylodelphys* sp en hígado e intestino de *Brochis multiradiatus* siendo el primer reporte de este trematodo, Diplostomidae. Aparte de originar problemas nutricionales por la energía que extrae también puede originar problemas respiratorios ya que afecta la función respiratoria complementaria del intestino por lo que se tiene que mejorar las medidas profilácticas para evitar problemas de salud e introducción de este parásito a los países donde se exporta.

En esta especie también se identificó por primera vez una especie de Myxozoa perteneciente al género *Henneguya*, *Henneguya multiradiatus*, se dice que es una especie nueva ya que su secuencia no coincidió con ninguna secuencia de Myxozoa que se encuentra disponible en el GenBank. El análisis filogenético colocó a este parásito en el género *Henneguya* spp., especie que afecta a los peces Callichthyidae siendo la *Henneguya loretoensis* la especie más cercana (Mathews *et al.*, 2020).

2.4. Morfología general de los Nemátodos

Los Nemátodos son parásitos cilíndricos muy comunes en peces de agua dulce. Presentan un cuerpo alargado con una cutícula protectora y extremidades afiladas. La parte interna de su cuerpo es no segmentado y debajo de la cutícula protectora se encuentra la epidermis y células musculares (Lee, 2002).

También presentan una variedad de tamaños, desde microscópico (0.47 mm) hasta los 8 m. Las hembras son más grandes que los machos en su mayoría, dimorfismo sexual (Murrieta, 2019).

2.4.1. Cutícula

También llamado exoesqueleto es una cubierta extracelular secretada y superpuesta por la hipodermis. Se invagina en diversas aberturas como la cavidad bucal, poro secretor, vulva, cloaca y ano. La cutícula de los nematodos es una estructura de tres capas cubierta por una epicutícula trilaminar. Estas capas se conocen, desde afuera hacia adentro, como capas cortical, mediana y basal (Bird, 1991).

Las diferentes formas de la superficie de los nematodos ayudan a la identificación de varias especies.

Capas superficiales: puede cubrirse con una capa superficial o glicocálix, que se ve como una capa difusa en las secciones ultrafinas. Esta capa tiene diferentes funciones entre ellas, lubricación para facilitar el movimiento, permeabilidad de la cutícula y protección (Bird, 1991).

Puntas y poros: se pueden encontrar en la superficie de la cutícula de varios grupos de nematodos marinos y de agua dulce de la vida libre, mayormente se encuentran dispuestos en un patrón definido. Los puntos son pequeñas áreas redondeadas que se encuentra debajo de las superficies cuticulares. A diferencia de los puntos, los poros conectan la superficie de la cutícula con la epidermis por medio de canales que penetran en la cutícula. La mayoría de estos tiene una distribución lateral o sublateral que se encuentran restringidos al extremo anterior del nematodo en cambio los poros dorsales y ventrales se encuentran en toda la longitud del cuerpo del nematodo (Bird, 1991).

Marcas transversales y anulaciones: se encuentra en las etapas larvarias y adultas de la mayoría de los nematodos, les da una apariencia segmentada.

En caso de anulaciones, los nematodos presentan una apariencia anulada porque las estrías son distintas y les permite flexionar la pared del cuerpo durante la locomoción. Las anulaciones profundas son características en varios grupos de nematodos marinos.

Marcas longitudinales y otras marcas: suelen tener diferentes formas como crestas longitudinales, cordones, espinas, inflamaciones, alas y mucronas.

1. Crestas: son áreas elevadas que corre por todo el cuerpo y se encuentra en la superficie submediana y lateral, por ejemplo, en algunos nematodos tienen hasta 40 a más de estas crestas a lo largo de la mayor parte del cuerpo. Al conjunto de patrón de crestas cuticulares oblicuas u longitudinales en los nematodos se conoce como sinlofo. Se piensa que estas crestas cuticulares, una parte importante de la cutícula, ayudan a los nematodos a mantenerse en la pared intestinal.
2. Cordones: son estructuras cuticulares que se extienden desde la pseudolabia en la región de la boca y recorre aproximadamente un tercio de la longitud del nematodo. Se presume que apoya en la alimentación del nematodo ya que están en comunicación directa con la capsula bucal y que las extensiones del cordón podrían usarse como órganos raspadores para obtener alimento, también se cree que pueden ayudar a la unión del nematodo a su huésped.
3. Espinas y ganchos: se encuentran en varios grupos de nematodos que parasitan a los animales. Suelen tener una forma alargada y

sobresalen de la superficie de muchas especies diferentes de nematodos y realiza diversas funciones, como apoyo en la locomoción y refuerzos cuticulares.

4. Inflaciones: están formadas por una expansión de la zona media de la cutícula y se encuentran llenas de líquido dándole un aspecto de ampollas. Las inflamaciones se encuentran en áreas restringidas como la región cefálica, cefálica lateral o toda la superficie corporal. Se cree que funciona para compensar la distorsión cuticular durante el movimiento de la cabeza.
5. Alas: son proyecciones de la cutícula y suelen tener una ubicación lateral o sublateral. Se clasifican de diferentes maneras:
 - Ala caudal: se encuentran en el extremo posterior de los nematodos masculinos.
 - Ala cervical: se forma a partir de las capas cortical y media de la cutícula y se encuentran en la parte anterior del cuerpo de algunas familias de nematodos.
 - Ala longitudinal: se puede encontrar en ambos sexos y se extienden a lo longitudinalmente por el cuerpo del parásito, mayormente suelen ser de dos a cuatro y aparecen en la etapa larval y adulto. Se cree que probablemente estas ayudan en la locomoción aumentando la tracción ya que se encuentra en contacto con el sustrato, aunque la ausencia de ellas no parece inhibir en los movimientos.
6. Setas: se encuentra en varios nematodos marinos y de agua dulce,

tiene un aspecto de cerdas o pelusas que se proyectan desde la superficie del cuerpo. En algunos parásitos cumplen la función de mecanorreceptores ya que se encuentran inervados en otras proporcionan tracción durante la locomoción.

7. Mucronas: son proyecciones cuticulares terminales de la cola que pueden ser bastantes elaboradas en algunas especies y ayuda a las identificaciones taxonómicas de diferentes nematodos.

2.4.2. Epidermis

Es una capa celular que segrega la cutícula y que junto con ella forma la superficie externa del nematodo. Esta capa celular separa el músculo somático de la cutícula y se engrosa de forma característica en las posiciones dorsal, ventral y lateral formando cuatro cordones longitudinales que sobresalen hacia la cavidad pseudocelómica entre los músculos somáticos. Los cordones laterales dorsal, ventral y derecho e izquierdo parece ser una característica de la mayoría de los nematodos (Bird, 1991). La epidermis contiene varias reservas de energía, enzimas e ingredientes químicos para la síntesis de proteínas y carbohidratos, también sufren cambios ultraestructurales marcados antes y durante la muda (Bird, 1991).

2.4.3. Músculo

Los músculos de los nematodos están formados por partes contráctiles y no contráctiles, también se observa que las conexiones neuromusculares en los nematodos son inusuales en la parte no contráctil de la célula muscular envía una señal sináptica con las neuronas en el cordón nervioso en lugar de que la neurona envíe un proceso que se conecta con el músculo.

Se puede encontrar dos grandes tipos de músculos: Somáticos y especializados.

Músculo somático: Se encuentran agrupadas entre los cordones epidérmicos. Las células musculares tienen forma de huso, están orientadas de manera longitudinal y se dividen en una porción contráctil y no contráctil (Schneider, 1866). En la porción contráctil se puede encontrar tres tipos de células: Platymyarian con una porción contráctil amplia y poco profunda cerca de la epidermis, coelomyarian con una porción contráctil que se extiende hacia los lados laterales de la célula y circomyarian con las fibras musculares estriadas envuelven la porción no contráctil.

Músculos especializados: músculos sarcómeros únicos cuyos puntos de unión se localizan en sus extremidades. Se encuentran especializados en dos tipos: primero, se encuentran asociadas principalmente con el sistema digestivo participando en los procesos de alimentación, digestión y defecación, y segundo asociado a los tractos reproductivos tanto masculino como femenino.

2.4.4. Pseudoceloma

Es el espacio al anillo nervioso entre los músculos somáticos (de origen mesodérmico) y el tracto digestivo (origen endodérmico). Se encuentra relleno de un líquido que recubre el tracto digestivo y los órganos reproductores suspendidos en él. Diferentes investigadores encontraron que el pseudoceloma está conformado por una mezcla de sustancias químicas orgánicas e inorgánicas amortiguadas por un sistema de bicarbonato (Bird, 1991).

2.4.5. Tracto digestivo

El tracto digestivo se encuentra dividido en tres regiones principales: Estomodeo conformado por la boca, labios, cavidad bucal y faringe; intestino y proctodeo que incluye en recto femenino y la cloaca masculina.

Estomodeo: La boca se encuentra conformada por seis labios y se encuentra revestida por una cutícula somática, los labios también se encuentran cubiertos con esta cutícula. En caso de la cápsula bucal, se encuentra entre la abertura de la boca y el extremo proximal de la faringe. La cápsula se divide en cinco regiones, queilostom, prostom, mesostom, metastom y telostom donde todos menos el cheilostom están asociados con tejidos específicos de la faringe (Bird, 1991). La faringe se encuentra entre la capsula bucal y resto del intestino, es una estructura alargada compuesta por tres regiones: cuerpo, istmo y bulbo con una válvula tricúspide. Se considera que la faringe es un sistema neuromuscular autónomo que está conectado al intestino por la válvula faríngea-intestinal.

Intestino: está formada por una sola capa de células epiteliales con una superficie interna cubierta de microvellosidades.

Proctodeo: conformado por el recto que va desde la válvula intestinal-rectal hasta el ano y se encuentra revestido por una cutícula. También se puede encontrar tres glándulas, una dorsal y dos subventrales, que desembocan en el recto. En las hembras, el recto se abre a través del ano a diferencia de los machos, en donde el conducto deferente se abre al exterior a través de la cloaca.

2.4.6. Sistema reproductor

Los nematodos presentan un dimorfismo sexual, generalmente las hembras son más grandes que los machos y estos presentan una cola curva a diferencia del extremo posterior recto que se encuentra en las hembras.

Los machos suelen tener un solo testículo con forma de hilo, seguido de una vesícula seminal que se convierte en un conducto deferente antes de terminar en una cloaca como un conducto eyaculador. También presentan estructuras accesorias, espículas, gubernaculum y en algunos casos bolsas copulatorias. Las espículas son estructuras quitinizadas cubiertas por una vaina. Varían en número (uno o dos), forma y longitud y tiene la función de mantener abierta la vulva para el paso de los espermatozoides. El gubernaculum es una porción esclerotizada del recto y actúa como guía para la espícula. Las bolsas copulatorias unen fuertemente al macho con la hembra durante la cópula.

El sistema reproductor femenino está conformado por un ovario con forma de hilo que se fusiona con el oviducto para dar paso al útero. En el extremo distal del útero se forma el ovector, los ovioectores de los dos úteros se unen y forman una vagina corta que se abre al exterior a través de una vulva ventral. La unión del oviducto y útero sirve como receptáculo seminal sitio donde ocurre la fecundación.

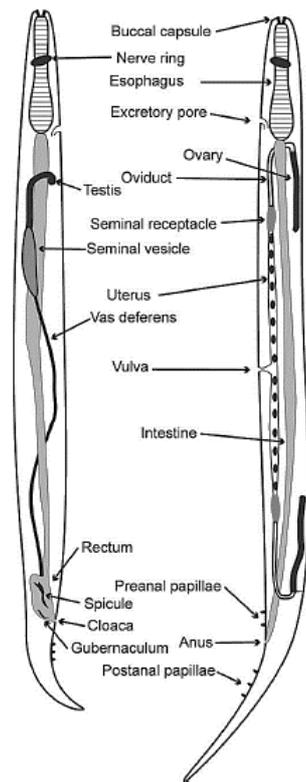


Figura 2. Anatomía interna de los nematodos macho (izquierda) y hembra (derecha). Fuente. Goater *et al.*, 2014.

2.5. Morfología general de *Procamallanus* (D) sp.

Clase: Nematoda (Rudolphi, 1808)

Subclase: Secernentea (Linstow, 1905)

Orden: Spirurida (Chitwood, 1933)

Superfamilia: Camallanoidea (Railliet et Henry, 1915)

Familia: Camallaniadae (Railliet et Henry, 1915)

Subfamilia: Camallaninae (Railliet et Henry, 1915)

Género: *Procamallanus* (Baylis, 1923)

Subgénero: *Spirocamallanus* (Baylis, 1923)

Procamallanus (Spirocamallanus) BAYLIS, 1923

Nematodo de tamaño mediano con cápsula bucal con espirales prominentes en las paredes internas. Puede estar provista de dientes en la abertura de la boca o en el fondo de la capsula. Cápsula bucal de color marrón anaranjado, en donde hay una diferencia de tamaño entre los machos y hembras; anillo basal indistinto. En caso del esófago presenta dos regiones muscular y glandular en donde esta región es más larga que la primera región.

2.6. Morfología general de *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* (Moravec, 1998)

Clase: Nematoda (Rudolphi, 1808)

Subclase: Secernentea (Linstow, 1905)

Orden: Spirurida (Chitwood, 1933)

Superfamilia: Camallanoidea (Railliet et Henry, 1915)

Familia: Camallaniadae (Railliet et Henry, 1915)

Subfamilia: Camallaninae (Railliet et Henry, 1915)

Género: *Procamallanus* (Baylis, 1923)

Subgénero: *Spirocamallanus* (Baylis, 1923)

Especie: *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* (Kohn et Femandes, 1988).

Nematodo pequeño de coloración rojiza con una cutícula finamente estriada. Una apertura bucal circular, rodeada por ocho papilas cefálicas submedias dispuestas en dos círculos y por dos pequeños anfidios laterales. Cápsula bucal anaranjado, ligeramente más larga que ancha, con 7-10 crestas espirales en vista latera (1-4

incompletas); anillo basal indistinto. El esófago glandular es aproximadamente dos veces más largo que el esófago muscular, con un poro excretor a nivel posterior del anillo nervioso.

Las hembras presentan una longitud corporal de 21.8-26.0 mm, con un ancho máximo de 0.950-1.160 mm; la capsula bucal tiene una longitud de 0.060-0.071 y un ancho de 0.049-0.056 mm, con 9-10 engrosamientos espirales. El largo del esófago muscular es de 0.266-0.296 mm y 0.111-0.135 mm de ancho; esófago glandular es tres veces más largo que el muscular, con 0.862-1.045 mm de largo y 0.223-0.229 mm de ancho. El anillo nervioso y el poro excretor miden 0.120-0.158 mm y 0.300 mm, respectivamente, desde el extremo posterior. Vulva post ecuatorial, 7.9 mm desde el extremo posterior del cuerpo. Cola cónica, puntiaguda, 0.223-0.392 mm de largo.

Los machos tienen una longitud corporal de 2.16-4.67 mm y un ancho de 0.150-0.250 mm. La longitud de la capsula bucal es de 0.052-0.054 mm y 0.045-0.0560 mm de ancho, con 6-8 engrosamientos espirales. El esófago muscular mide 0.228 mm de largo y 0.108 mm de ancho; el esófago glandular 0.587 mm de largo y 0.121 mm de ancho. Anillo nervioso y poro excretor miden 0.112 mm y 0.156 mm, respectivamente, desde el extremo anterior. Espículas cortas, esclerotizadas, casi iguales, con puntas en forma de flecha: espícula derecha 0.094 mm, espícula izquierda 0.082 mm. No presenta gubernaculum. Las papilas caudales están conformadas por cuatro pares pre anal y dos pares post anal. Cola cónica con 0.120 mm de largo.

Esta especie presenta un dimorfismo sexual, siendo las hembras las que tienen un mayor tamaño que los machos.

2.7. Ciclo de vida de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Moravec, 1998)

No se tiene el conocimiento del ciclo de vida de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* pero sigue el mismo desarrollo de los nematodos de las familias Camallanidae. Son vivíparos, pero necesitan a los copépodos que actúan como huéspedes intermediarios. Los copépodos ingieren el primer estadio larvario y en el hemocele ocurren dos mudas para dar lugar al tercer estadio (Thatcher, 2006). Las corydoras se alimentan generalmente de vegetales, insectos, gusanos y crustáceos por lo que pueden infectarse al alimentarse de copépodos que contienen larva de tercer estadio (De y Maity, 2000; Morey, 2018).

2.8. Morfología general de Trematodos

Los trematodos o digeneos adultos son endoparásitos que se pueden encontrar en diferentes especies, normalmente se encuentran dentro del tracto gastrointestinal. Normalmente, aunque no siempre, poseen un par de ventosas, ventral y ventosa oral anterior. Los trematodos presentan un sistema digestivo incompleto. No tienen una forma definida ya que se pueden encontrar de diferentes formas y tamaños. La mayoría de los casos los digeneos son hermafroditas es decir podemos encontrar los órganos masculinos y femeninos en un mismo individuo. Tienen ciclo de vida complejos e indirectos, la mayoría tiene como primer huésped intermedio a los moluscos (Goater *et al.*, 2014).

2.8.1. Ventosas

Las ventosas musculares se encuentran cubiertas por un tegumento. En los digeneos adultos, se pueden apreciar espinas a lo largo de la superficie dorsal del tegumento,

se presume que estas estructuras ayudan en la sujeción del parásito en el interior del intestino.

2.8.2. Tegumento

El tegumento desempeña varias funciones claves: protección, nutrición, sensorial y excretora. Su capa más distal, proporciona el límite entre el huésped y el tejido del parásito, se encuentra cubierta por una membrana plasmática viva encargada de intercalar elementos ricos en proteínas formando colectivamente una glucocálix. Esta glucocálix envuelve una capa de citoplasma distal repleta de mitocondrias y vesículas secretoras. Entre el citoplasma distal y los cuerpos celulares proximales se puede encontrar una capa de músculos longitudinales y circulares.

2.8.3. Sistema digestivo

El sistema digestivo incompleto comienza en una boca dentro de la ventosa oral, luego una prefaringe, seguida de una faringe muscular en algunas especies, y luego un esófago que mayormente se divide en dos ciegos que pueden o no extenderse a lo largo del cuerpo. Los ciegos son normalmente canales simples revestidos de epitelio cilíndrico; pueden estar muy ramificados y pueden, o no, fusionarse posteriormente. Estas células se encargan de absorber y secretar, liberan proteoglicanos y proteasas (Fujino, 1993, Goater *et al.*, 2014).

2.8.4. Sistema reproductor

Los trematodos son hermafroditas, contienen los órganos reproductores masculinos y femeninos. Los espermatozoides son producidos en los testículos que salen a través de los conductos eferentes, que se fusionan para formar el conducto espermático o los conductos deferentes. El sistema reproductor masculino termina en un cirro y un cirro protractil. En el saco del cirro se puede encontrar a la glándula prostática y la vesícula seminal. En caso del sistema reproductor femenino, está conformado de un ovario encargado en la producción de óvulos, útero, oviducto, canal de Laurer encargado de conectar el oviducto con la superficie del trematodo, vitellaria encargada de suministrar la yema y producir la cáscara del huevo, y por último la glándula de Mehlis encargada en endurecer la cáscara del huevo.

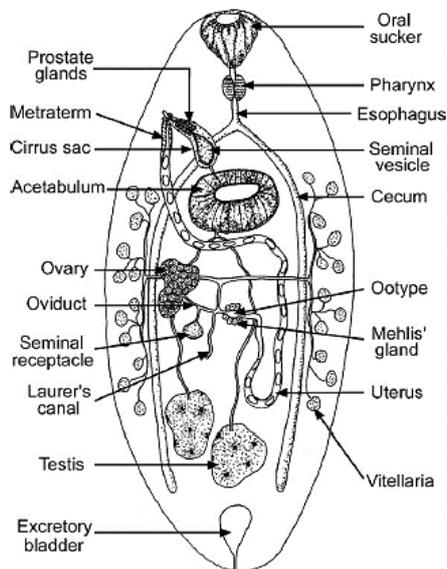


Figura 3. Anatomía interna de un trematodo. Fuente. Goater *et al.*, 2014.

2.9. Morfología general de *Tylodelphys* (Diesing, 1850)

Clase: Trematoda (Rudolphi, 1808)

Subclase: Digenea (Carus, 1863)

Orden: Diplostomida (Olson, Cribb, Tkach, Bray & Littlewood, 2003)

Superfamilia: Diplostomoidea (Poirier, 1886)

Familia: Diplostomidae (Poirier, 1886)

Subfamilia: Diplostominae (Poirier, 1886)

Género: *Tylodelphys* sp. (Diesing, 1850)

Presenta un cuerpo grande y alargado, una forma ovalada en la parte anterior y puntiagudo la parte terminal. También consta de ventosas orales y ventrales, faringe pequeña un órgano de retención, un ciego intestinal que se extienden hasta la región posterior y un poro excretor en la porción terminal del cuerpo (Morey, 2018).

Tylodelphys parasitan generalmente los ojos, cerebro y cavidades craneales de los peces de agua dulce, Morey, (2018), encontró las metacercarias en el hígado y el intestino.

Este género consta con 16 especies descritas de las cuales 12 se notificaron en las Américas. Morey, (2018) registró por primera vez el género *Tylodelphys* en la región Amazónica peruana. Son trematodos hermafroditas con un ciclo de vida complejo de tres huéspedes: caracoles como primer huésped intermedio, peces como segundo huésped intermedio y aves como huésped final ya que se alimentan de los peces (Thatcher, 2006, Goater *et al.*, 2014, Morey, 2018).

2.10. Ciclo de vida de la familia de Diplostomidae

Su ciclo de vida está conformado por tres huéspedes: caracoles como primer huésped intermedio, peces como segundo huésped intermedio y aves como huésped final. El desarrollo de digeneos dentro del primero huésped intermedio es un proceso asexual, en este proceso se forma la primera etapa larvaria denominado miracidio. Al desprenderse de sus cilios, los miracidios migran a sitios específicos dentro del huésped, donde pasa a ser esporocisto. En su interior se produce una reproducción asexual dando origen a las redias. Las redias poseen una ventosa, boca, faringe e intestino siendo muy distintas a los esporocisto. El desarrollo dentro del primer huésped continúa, dando lugar a las cercarias. Estas abandonan al caracol para buscar al segundo huésped intermedio, una vez encontrado se enquistan, evento donde pierden la cola y pasa a denominarse metacercaria. Una vez que el hospedador final ingiera al segundo huésped intermedio infectado, las metacercarias migran a un órgano específico para poder madurar sexualmente finalizando así el ciclo (Thatcher, 2006, Morey, 2018).

2.11. Características del tracto gastrointestinal de Siluriformes

El tracto digestivo de los Siluriformes presenta un esófago corto, estómago en forma de “J”, un esfínter gastrointestinal y el intestino (Plaul *et al.*, 2015).

2.11.1. Intestino

El intestino se extiende desde el esfínter gastrointestinal hasta la apertura del ano, a lo largo del lado ventral de la cavidad peritoneal (Mokhtar, 2017). Se encuentra

dividido en sección anterior, encargado de la digestión y absorción, y sección posterior, intercambio de gases.

Microscópicamente se puede observar 4 capas: mucosa, submucosa, muscular y serosa. En la capa mucosa se puede encontrar un epitelio columnar con una capa de enterocitos bien desarrollados. Las células caliciformes se encuentran entre los enterocitos y va aumentando de número hacia la sección posterior. En esta sección del epitelio es cúbico bajo, y se encuentra intercalado entre enterocitos y las células caliciformes, en caso de los capilares, ellos pueden alcanzar la luz de la mucosa. La capa muscular está conformada por dos capas gruesas de músculo liso entre ellas se encuentra el plexo mesentérico y en la sección posterior la capa del músculo longitudinal exterior.

III. HIPOTESIS

El parasitismo de metazoarios endoparásitos presente en el tracto intestinal de corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*) está asociada a diferentes lesiones histopatológicas.

IV. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Identificar los metazoarios parásitos en corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*) colectados en la ciudad de Iquitos y evaluar las lesiones histopatológicas asociadas a estos a nivel del tracto intestinal.

4.2. Objetivos específicos

- Identificar y caracterizar morfológicamente los metazoarios parásitos que se encuentren en el tracto intestinal de corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*).
- Evaluar y describir las lesiones histopatológicas encontradas en el tracto intestinal en corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*).
- Establecer la condición de salud de los peces por la determinación del factor de condición de Fulton (K) en corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Lugar de realización de estudio

El procesamiento de colecta de parásitos y tejido para histopatología se realizó en el Laboratorio de Parasitología del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana de Loreto posteriormente se procedió a realizar las lecturas de las láminas de histopatología en el Laboratorio de Parasitología de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima.

5.2. Tipo de estudio

Este fue un estudio observacional, transversal y descriptivo.

5.3. Población y muestra

La población estuvo constituida por corydoras jumbo de etapa adulta que generalmente midieron a partir de 7 cm, estas medidas fueron corroboradas por los productores. Se tomaron en cuenta los animales clínicamente sanos (sin presencia de heridas y oscurecimiento del tegumento, nado errático, abultamiento abdominal y exoftalmia) y no sexados. En el caso de exclusión fueron peces que no presentaron señales de enfermedad bacteriana como manchas blanquecinas, aletas deshilachadas o hemorragias internas.

Para el cálculo del tamaño de muestras se empleó el Teorema del límite central debido a que se considera un muestreo no probabilístico por lo que se utilizaron 30 animales (Alvarado y Batanero, 2008).

5.4. Obtención de muestra

La obtención de muestras se realizó el mes de mayo y junio del 2021, se colectaron 30 especímenes de corydoras jumbo (*Brochis multiradiatus*). Los peces provinieron del “Mercado de distrito de Belén” de los cuales son extraídos de la Isla de Sapo playa cerca al Rio Amazonas con las coordenadas 3°27'1.02''S 72°48'18.36'' (Anexo:1). Una vez colectados fueron colocados en bolsas plásticas de polietileno con un tercio de agua. Luego, fueron transportados al Laboratorio del Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP-Iquitos) donde se realizó las mediciones de longitud total y peso. Posteriormente fueron examinados macroscópicamente para observar la posible existencia de lesiones a nivel de las aletas y piel.

5.5. Procedimiento y técnicas

5.5.1. Necropsia de peces

Se procedió a anestésiar a los peces con Eugenol (75 mg/l agua) para luego proceder con la eutanasia bajo la metodología descrita por AVMA (2020) mediante un corte en la médula para provocar la insensibilización del animal. Posteriormente registraron las mediciones de longitud y peso utilizando un ictiómetro y una balanza (Anexo:2) para finalmente realizar la necropsia, según la metodología descrita por Meyers (2009) y registrar los datos en una ficha (Anexo: 3). Todos los ejemplares fueron examinados en busca de parásitos y procesados para el examen histopatológico.

Por otra parte, los restos de los peces colectados fueron colocados en una

bolsa de bioseguridad clasificados como residuos biológicos para luego ser recolectados por una empresa prestadora de dicho servicio.

5.5.2. Determinación del estado de salud

El estado de salud de los peces se determinará mediante el factor de condición de Fulton (K):

$$K = 100 \left(\frac{w}{L^3} \right)$$

Donde:

W: peso del pez en gramos.

L: longitud del pez en centímetros.

Para calcular este factor se asume un crecimiento isométrico de los peces, conforme a la ley del cubo (Leyton et al., 2015).

5.6. Análisis parasitológico

5.6.1. Colecta y fijación de parásitos

Se realizó un corte a nivel abdominal para exponer los órganos internos y poder realizar un examen in situ en busca de endoparásitos. Posteriormente se procede a retirar y colocar en una placa Petri con agua destilada, el hígado, estómago e intestino.

Los nemátodos encontrados en el intestino fueron colocados en una placa Petri donde se añadió alcohol previamente calentado a 70° C para que los parásitos murieran extendidos. Luego se procedió conservarlos

en frascos con alcohol a 70%.

En caso de los tremátodos se procedió a retirar los quistes que se encontraron en la membrana visceral y en la parte externa del intestino. Con la ayuda de un estilete se realizó la liberación de las metacercarias. Luego se procedió a conservarlas en solución A.F.A (95 partes de etanol 70%, 3 partes de formalina comercial de 37 % y 2 partes de ácido acético glacial).

5.6.2. Clarificación de los nemátodos

Para la clarificación se utilizó ácido láctico. Primero se colocó los nemátodos en una lámina para luego agregar una gota de ácido láctico por aproximadamente de 30 minutos. Posteriormente se cubrieron con una laminilla para observarlas al microscopio óptico. Una vez finalizada la identificación se procedió a lavar y conservar al nematodo en alcohol de 70%.

5.6.3. Coloración de tremátodos

En caso de coloración de tremátodos se utilizó diferentes placas Petri en donde se colocaron las metacercarias de acuerdo con el tiempo establecido por el protocolo:

1. Colocar los parásitos en etanol 70% T: 15 min.
2. Colorear con CARMÍN T: variable.
3. Transferir para etanol 30% T: Lavado rápido
4. Transferir para etanol clorhídrico a 0.5% T: 30 s.

- | | |
|--------------------------------------|-------------|
| 5. Transferir para etanol 80% | T: 15 min. |
| 6. Transferir para etanol 90% | T: 15 min. |
| 7. Transferir para etanol absoluto 1 | T: 15 min. |
| 8. Transferir para etanol absoluto 2 | T: 15 min. |
| 9. Clarificar en Eugenol | T: variable |

5.6.4. Identificación taxonómica

La identificación se realizó mediante el microscopio óptico de luz de marca Leica DM750 y fotografiados con la cámara digital Leica ICC50 posteriormente se obtuvo las fotografías mediante el software Leica LAS EZ.

Nemátodos

La identificación se realizará de acuerdo con las claves propuestas por Kohn y Fernández (1988) y Moravec *et al.* (1999). Anexo: 4 y 5.

Tremátodos

La identificación se realizará de acuerdo con las claves propuestas por Gibson, Jones y Bray (2001) y el esquema realizado por Murrieta (2018). Anexo: 6.

5.6.5. Índices parasitarios

La prevalencia (P), intensidad media (IM) y abundancia media (AM) fueron calculados según Bush *et al.* (1997).

Prevalencia (%)

El número de peces infectados dividido por el número total de peces examinados.

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

Intensidad media

Número total de parásitos encontrados divididos por el número de peces infectados.

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

Abundancia media

Número total de parásitos encontrados divididos por el total de peces examinados.

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

5.7. Análisis histopatológico

Las muestras de intestino, unos con la presencia del parásito en el interior, pasaron a ser conservados en formol al 10% con carbonato de calcio. Posteriormente se procedió a procesarlas según las técnicas de rutina mediante el protocolo histológico convencional para tejidos fijados, fueron deshidratados en concentraciones de alcohol etílico, empapados en parafina,

clarificados y seccionados en 5 μm de grosor y coloreados con hematoxilina-eosina (HE) para finalmente se examinaron bajo microscopio óptico de luz de marca Leica DM750 con un aumento de 20X, 40X y 100X. Una vez identificados fueron fotografiadas con la cámara digital Leica ICC50 y mediante el software Leica LAS EZ.

Las lesiones fueron clasificadas de acuerdo con el grado de afección por su extensión de la muestra, se presentó en una escala de grados que va de escaso a severo (Reimschuessel *et al.*, 1992). Los parámetros establecidos figuran en la Tabla 1.

Tabla 1. Parámetros de grados de lesiones en tejidos según su extensión en las muestras.

GRADO	EXTENSIÓN
ESCASO	Presencia de la lesión, hasta un 25 % de la superficie de toda la muestra.
LEVE	Presencia de la lesión en > 25% pero < del 50% de la superficie de toda la muestra.
MODERADO	Presencia de la lesión en > 50% pero < a un 75% de la superficie de toda la muestra.
SEVERO	Presencia de la lesión en > 75% y llegando incluso al 100% de la superficie de toda la muestra.

5.8. Consideraciones éticas

Este trabajo fue aprobado por el Comité Institucional de Ética de Humanos y Animales – UPCH con código 205178.

VI. RESULTADOS

6.1. Estudio parasitológico

6.1.1. Micrografía en Microscopio de Contraste de Fase

Con esta técnica micrografía se pueden observar las características propias de la especie de la cual es fundamental para la su identificación y caracterización.

6.1.1.1. Características morfológicas *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Moravec, 1998)

Macroscópicamente se observó su color rojizo característico del con una franja negra (Fig. 4). A nivel microscópico se pudo apreciar que presenta una cápsula bucal quitinizada que se encuentra en el extremo anterior, en su interior se puede encontrar engrosamientos helicoidales (Fig. 5). También se puede encontrar es esófago que está conformado por dos partes: muscular y glandular (Fig. 6). En los órganos reproductores, las hembras se observar un poro excretor y una cola cónica y digitiforme (Fig.7), en caso de los machos se observa espículas cortas y esclerotizadas con forma de flecha, papilas caudales conformada por cuatro pares pre anal y dos pares post anal y una cola cónica (Fig. 8).

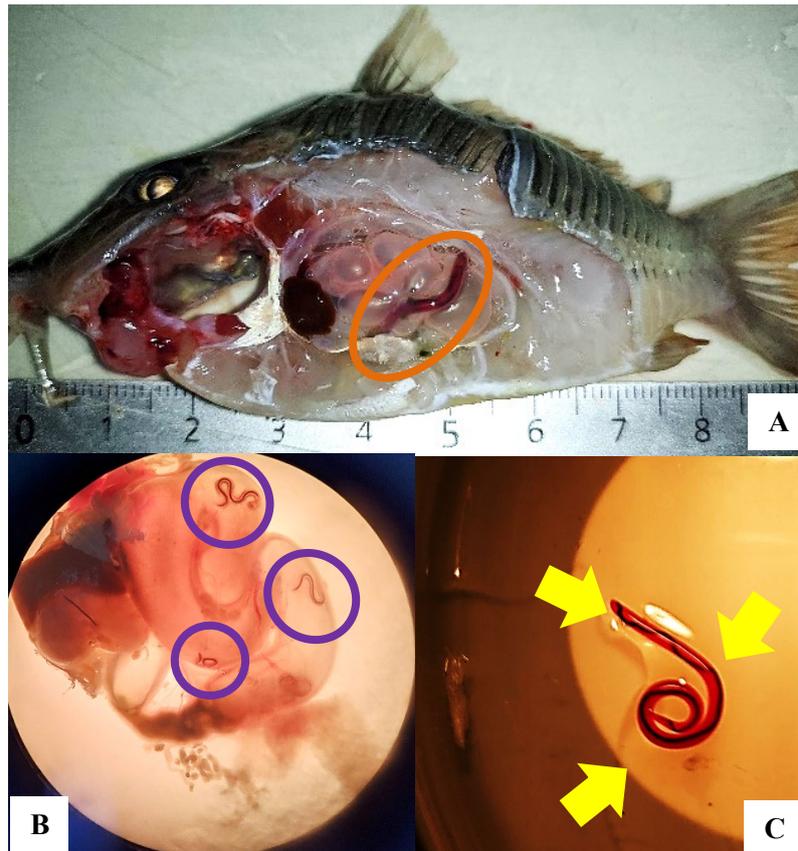


Figura 4. A. *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960) parasitado por el *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (círculo naranja). B. Ejemplares de *P. (S.) pintoi* dentro de un intestino (círculo morado). C. *P. (S.) pintoi* extraído a una placa Petri. (Flechas amarillas).



Figura 5. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región anterior. Se puede apreciar la cápsula bucal y 6 engrosamientos helicoidales (Flecha blanca). 40x

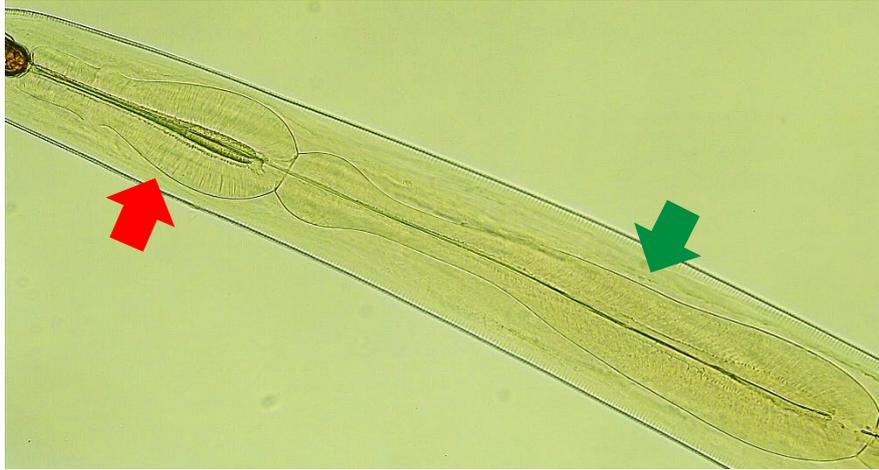


Figura 6. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoï* fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). lateral- región anterior. Se puede apreciar la diferencia de tamaño entre esófago muscular (flecha roja) y esófago glandular (flecha verde). 40x

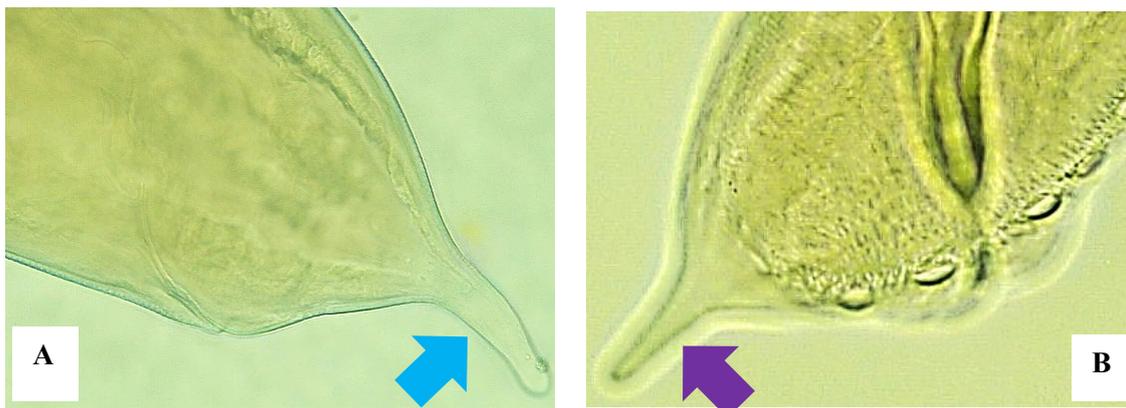


Figura 7. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoï* fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región posterior. A. Hembra. Presenta una cola cónica y digitiforme (flecha celeste). B. Macho, presenta una cola corta y puntiaguda. (flecha morada) A: 40x. B:40x



Figura 8. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Vista lateral- región posterior. Macho. Se puede apreciar espícula (Flecha guinda), cola cónica (flecha celeste) y las papilas caudales: 4 pares de pre anal (círculo naranja) y dos post anal (círculo azul).

6.1.1.2. Morfología general de *Tylodelphys* (Diesing, 1850)

Se encontraron *Tylodelphys* dentro de una membrana que contenía dos o múltiples números (Fig. 9 y 10). Estos presentan una forma ovalada el cuerpo anterior y puntiagudo el cuerpo posterior; una ventosa oral y una faringe que se encuentra en el extremo anterior, una ventosa ventral en la parte media y en extremo posterior un órgano sujetador y un poro excretor (Fig. 11).



Figura 9. Metacercaria de *Tyloodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa múltiples parásitos dentro de una membrana. 10X

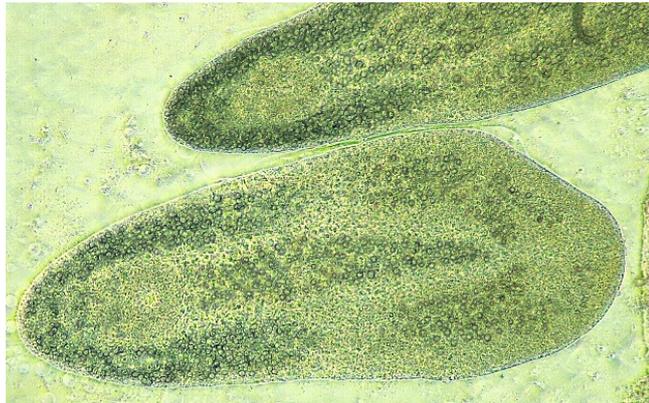


Figura 10. Metacercaria de *Tyloodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa un *Tyloodelphys* sp. 40X.

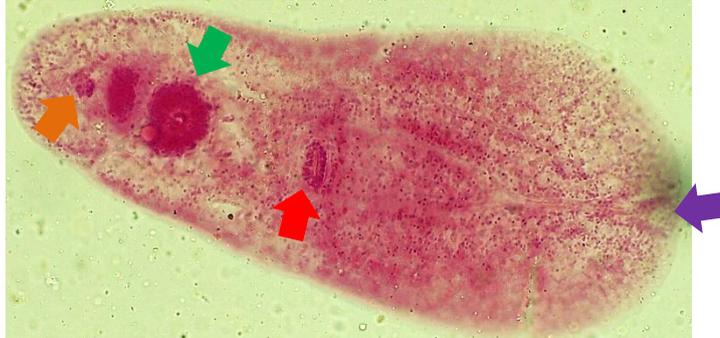


Figura 11. Metacercaria de *Tylodelphys* sp. que fue colectado del intestino de *Bronchis multiradiatus* (Orcés V., 1960). Se observa el poro excretor (flecha naranja), órgano sujetador (flecha verde), ventosa ventral (flecha roja) y ventosa oral (flecha morada). H.E. 40X

6.2. Parásitos registrados

En los 30 especímenes parasitados de *Brochis multiradiatus* se registró un total de 700 metacercaria de *Tylodelphys* sp. y 81 larvas de nematodos en la membrana visceral y en la superficie intestinal. En el interior del intestino se encontraron 30 *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi*, los cuales se llegaron a identificar de acuerdo con las características morfológicas (Kohn y Fernandes, 1988, Morey, 2018).

Tabla 2. Identificación de metazoarios parásitos presente en 30 especímenes de *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.

Parásitos	Lugar de fijación	Nº de parásitos encontrados
Metacercaria de <i>Tylodelphys</i> sp.	Superficie intestinal	700
Larva de nematodos	Membrana visceral y superficie intestinal	81
<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoi</i>	Interior del intestino	30
Total		811

6.2.1. Frecuencia parasitaria

Los 30 peces analizados se encontraban parasitadas, 28/30 con metacercaria de *Tylodelphys* sp., 19/30 de larva de nematodos y 9/30 de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (Tabla 3).

Tabla 3. Frecuencia de metazoarios parásitos de *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.

Parásitos	N° de peces infectados	Frecuencia
Tremátodos		
Metacercarias de <i>Tylodelphys</i> sp	28	28/30
Nemátodos		
Larvas de nematodos	19	19/30
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii</i>	9	9/30

6.2.2. Índice parasitario

En los 30 ejemplares de *Brochis multiradiatus* que se examinaron, se encontró una prevalencia (P) de 93,3%, 63,3% y 30% de metacercarias de *Tylodelphys* sp, larvas de nematodos y *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*; intensidad media (IM) de 4,26 y 3,33 de larvas de nematodos y *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* y 25 de metacercarias de *Tylodelphys* sp. En caso de la abundancia media (AM) de larvas de nematodos y

Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi fue de 2.7 y 1 respectivamente y en la metacercarias de *Tylodelphys* sp. de 23.3.

Tabla 4. Índices parasitarios examinado en 30 especies de *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.

Parásitos	N° de peces infectado	Índices parasitarios		
		P%	IM	AM
Tremátodos				
Metacercarias de <i>Tylodelphys</i> sp	28	93.3	25	23.3
Nemátodos				
Larvas de nematodos	19	63.3	4.26	2.7
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i>	9	30	3.33	1

P= prevalencia, IM= intensidad media. AM= abundancia media

6.3. Estado de salud de los peces

Para determinar el estado de salud de los peces, se halló a través de la fórmula de factor de condición de Fulton (k) en donde se obtuvo un resultado de 2.72 k en 30 peces analizados de *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960).

Tabla 5. Factor de condición de Fulton de 30 especies de *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo”, Iquitos-Perú.

Especie	Peso medio	Longitud medio	(K)	Amplitud (K)
<i>Brochis multiradiatus</i>	19.07	8.92	2.72	2.17 – 3.98

VII. Estudio Histopatológico

En el análisis histopatológico del tracto intestinal se encontró necrosis en un 46.6 % (14/30) igualmente que la descamación celular, 86.6 % (26/30) (Fig. 12 y Fig. 13). También se observó infiltración transepitelial de linfocitos en 83.3% (25/30) (Fig. 14), hiperplasia de enterocitos en 60% (18/30) (Fig. 15) e hiperplasia de las células caliciformes en 40% (12/30) (Fig. 15) (Tabla 6).

Las lesiones histopatológico fueron de diferentes grados, siendo el grado de moderado el más predominante. Además, se encontró la presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el interior de algunos intestinos (Fig. 12 y Fig. 18) y nematodos libres en el lumen (Fig. 19).

Tabla 6. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en *Brochis multiradiatus* (Orcés, V., 1960) “Corydora Jumbo” procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					NÚMERO F	ALTERACIÓN %
	NORMAL	ESCASO I	LEVE II	MODERADO III	SEVERO IV		
INFLAMATORIOS							
Infiltración transepitelial de linfocito	5	4	10	10	1	25/30	83.3%
Infiltración de linfocitos	10	7	8	5	0	20/30	66.6%
Infiltración de células inflamatorias	15	8	5	2	0	15/30	50.0%
ADAPTACIÓN							
Hiperplasia de las cel. Caliciformes	8	6	7	5	4	22/30	73.3%
Hiperplasia de enterocitos	4	8	12	5	1	26/30	86.6%
DEGENERATIVOS							
Necrosis	9	6	6	7	2	21/30	70.0%
Descamación de las células epiteliales	4	11	5	8	2	26/30	86.6%

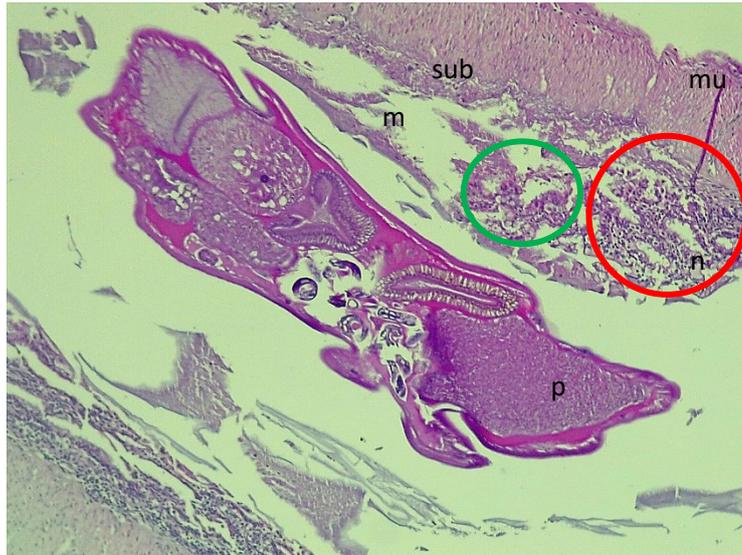


Figura 12. Corte histológico de intestino de *Brochis multiradiatus* infectado con *Procammallanus (Spirocamallanus) pintoii*. Se observa un área de necrosis con un aumento de linfocitos a nivel de la mucosa y submucosa intestinal (círculo rojo). H.E.40X.

Abreviaciones: p: parasito, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular, n: necrosis.

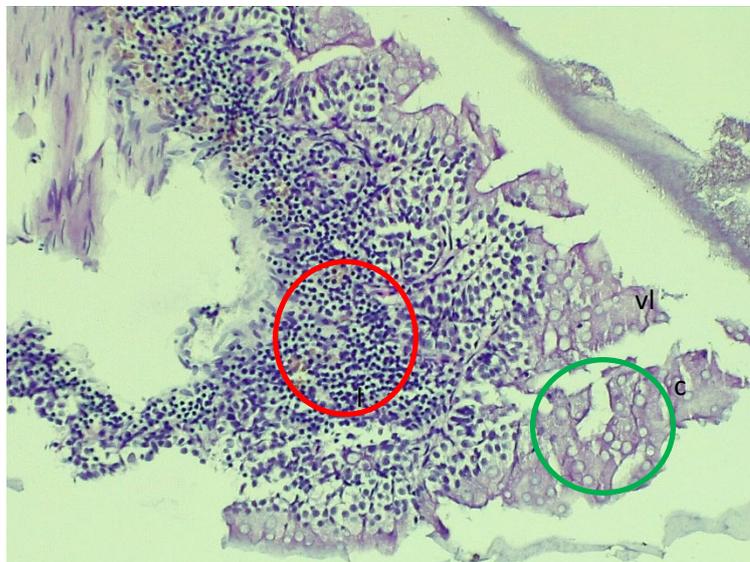


Figura 13. Corte histológico de intestino de *Brochis multiradiatus*. Se observó un infiltrado de linfocitos a nivel de la mucosa (círculo rojo) e hiperplasia de células caliciformes en la región de las vellosidades intestinales. (círculo verde). Enteritis linfocitaria difusa aguda. H.E. 20X.

Abreviaciones: l: linfocitos, c: cel. caliciformes, vl: vellosidades intestinales.

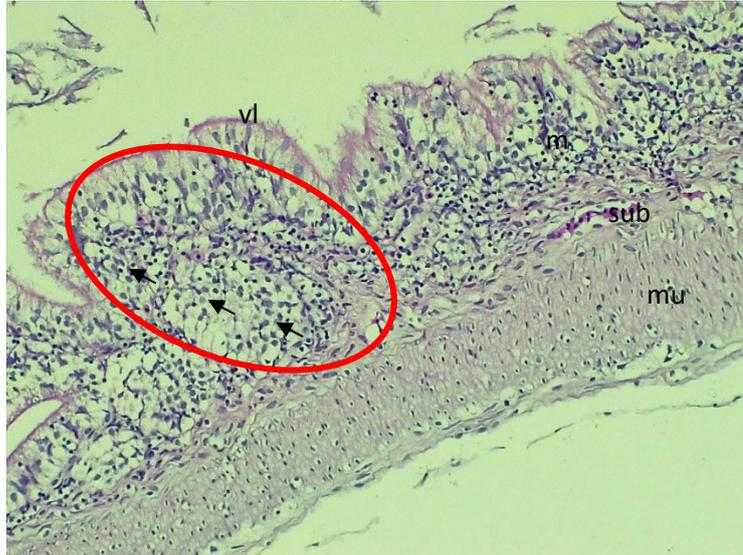


Figura 14. Infiltración transeptelial de linfocitos (círculo rojo) en la lámina propia de la mucosa del intestino de *Brochis multiradiatus*. Se puede apreciar la migración de los linfocitos desde la capa submucosa a la zona apical de las vellosidades (flechas negras). H.E. 20X.

Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.



Figura 15. Liger hiperplasia de enterocitos (círculo verde) de las vellosidades intestinales. H.E. 40X.

Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.

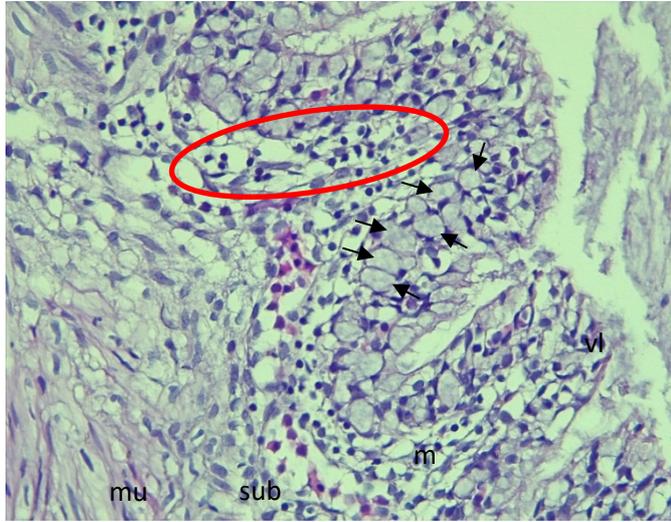


Figura 16. Vellosidades intestinales de *Brochis multiradiatus* con hiperplasia de células caliciformes (flecha negra) e infiltración transepitelial de linfocitos (círculo color rojo). H.E. 40X.

Abreviaciones: vl: vellosidades intestinales, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.

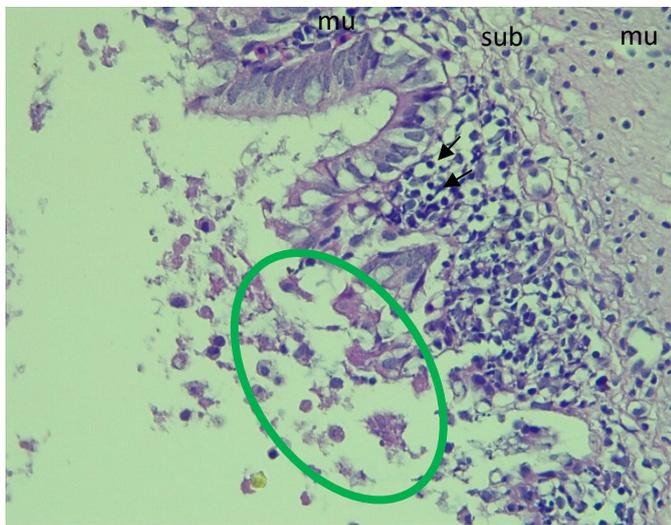


Figura 17. Descamación de los enterocitos (círculo verde) e infiltración transepitelial de linfocitos (flechas negras). H.E. 40X.

Abreviaciones: m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.

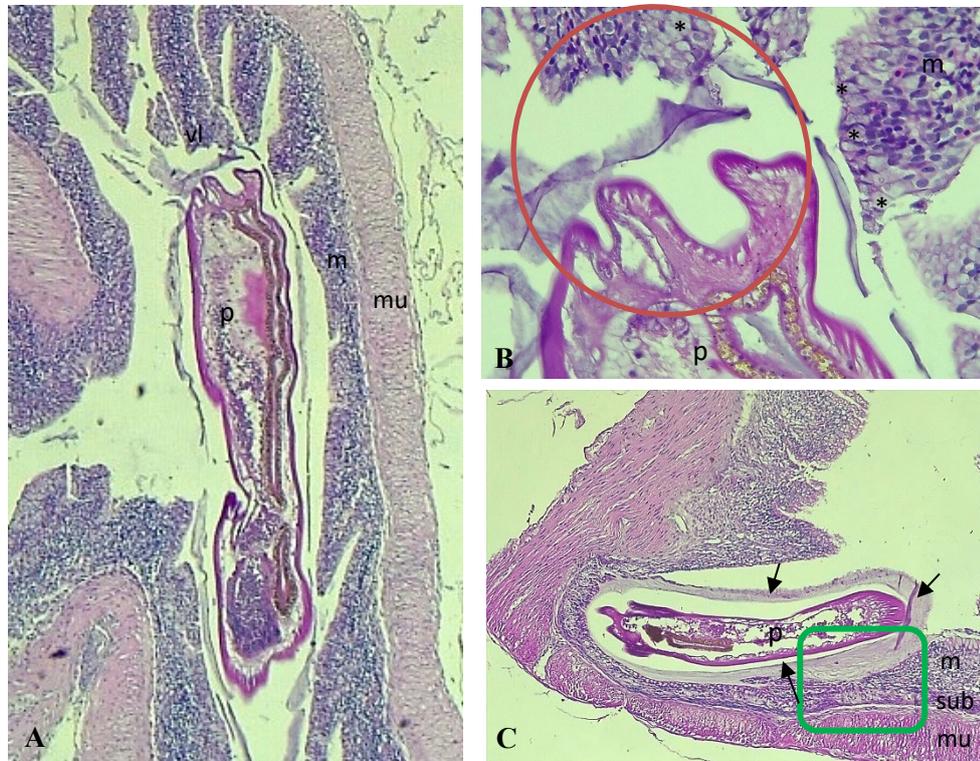


Figura 18. **A.** Se puede observar un *Procammallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el interior del intestino de *Brochis multiradiatus*. H.E. 4X. **B.** Parte anterior del nematodo adherido a la pared intestinal generando destrucción de la mucosa y submucosa intestinal (círculo rojo). También se puede ver hiperplasia de células caliciformes (asterisco). H.E. 10X. **C.** El nematodo se encuentra envuelto en una mucosidad densa basófila (flecha negra) que está rodeado de células granulares eosinofilias, con destrucción de la mucosa intestinal (cuadrado verde). H.E. 10X.

Abreviaciones: p: parasito, vl: vellosidades, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.

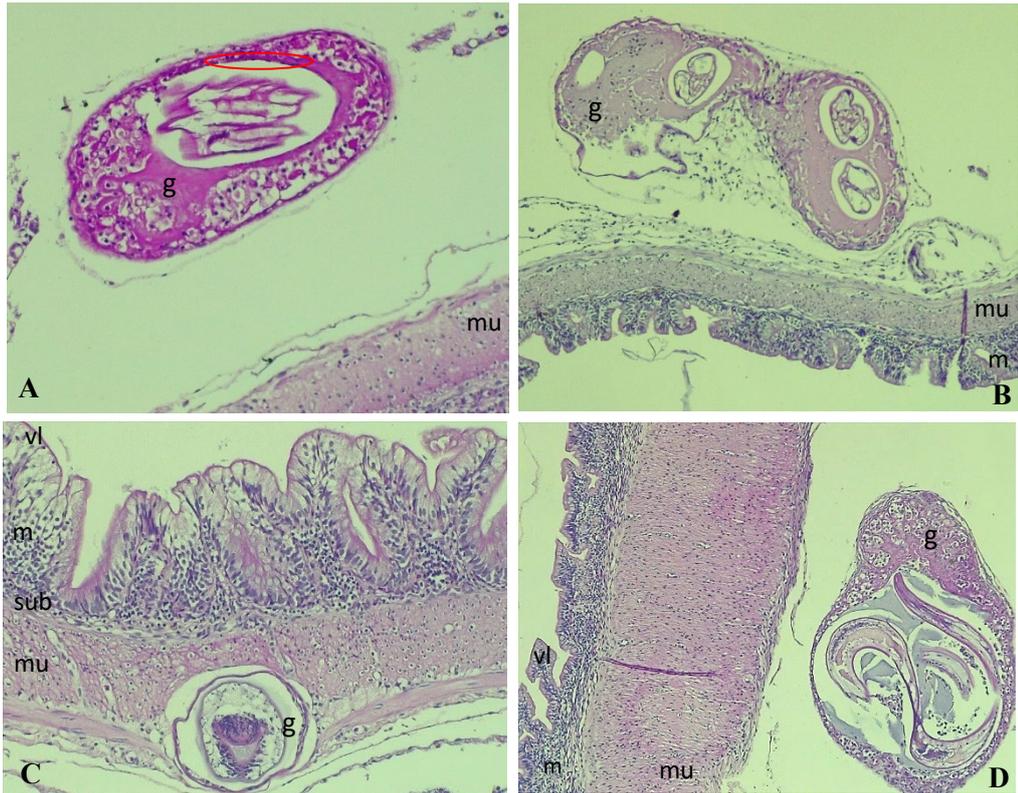


Figura 19. A. Se pudo observar un granuloma parasitario en la serosa del intestino de *Brochis multiradiatus*, en su periferia se puede ver los fibroblastos (círculo rojo), también se puede encontrar a los linfocitos y macrófagos. H.E. 20X. B: Granuloma parasitario en la serosa intestinal de *Brochis multiradiatus* se ven rodeados de macrófagos, eosinófilos y linfocitos H.E. 10X. Granuloma insertado en la capa muscular del intestino de *Brochis multiradiatus*, se puede observar a los fibroblastos en la capa exterior del granulo, en su interior se encuentran los linfocitos y eosinófilos. H.E.20X. D: Se observa granuloma con un parásito desarrollado en la serosa del intestino, en el interior se encuentra los linfocitos, eosinófilos y macrófagos.10X.

Abreviaciones: g: granulomas, vl: vellosidades, m: mucosa, sub: submucosa, mu: capa muscular.

VIII. DISCUSIÓN

El presente estudio pretende caracterizar los metazoarios parásitos para diagnosticar y comprender la relación que lleva como hospedero, asimismo analizar si producen alteraciones histológicas a nivel del tracto intestinal de la especie *Brochis multiradiatus* que fueron adquiridos del “Mercado del distrito de Belén”, estos peces son extraídos de la Isla de Sapo playa cerca al Rio Amazonas.

En el momento de la recolección, los peces no mostraron ningún signo significativo de enfermedad como natación errática, lenta, oscurecimiento del tegumento, presencia de heridas, exoftalmia y abultamiento abdominal (FAO, 2011). Sin embargo, se encontró una elevada cantidad de carga parasitaria conllevando a sugerir que no hay una relación entre la presencia de estos metazoarios parásitos y los signos en el pez. Crespo y Crespo (2003) comentan que los peces con poca carga parasitaria no llegan a presentar signos clínicos, pero en animales con alta carga parasitario se observa una marcada disminución de peso y aumento en el porcentaje de mortalidad.

En esta investigación se registró metacercarias de *Tylodelphys* sp en *Brochis multiradiatus*, En la mayoría de los estudios, estas metacercarias se reportaron en humor vitreo y cavidad craneal en diferentes tipos de peces (Chappell, 1995; Muzzall y Kilroy, 2007; Otachi *et al*, 2015; Blasco-Costa *et al*, 2017).

A diferencia de ellos, el presente estudio se registró la presencia de las metacercarias de *Tylodelphys* sp. a nivel intestinal. Este hallazgo concuerda con el estudio realizado en la misma especie y en *Corydoras splendenz*, en el rio Tapiche

de la ciudad de Iquitos, Perú donde se reportó la presencia de estas metacercarias en el intestino e hígado (Morey,2018), siendo este el primer reporte de estas metacercarias en esta especie.

En Brasil se reportó estas metacercarias en la vejiga natatoria de *Potamorhina altamazonica* (Cope, 1878), *P. latior* (Spix & Agassiz, 1829), *P. pristigaster* (Steindachner, 1876) e *Chalceus erythrurus* (Cope, 1870) (Vital *et al*, 2018). Llegando a concluir que estas metacercarias se pueden encontrar en diferentes órganos del pez, esto puede deberse a la heterogeneidad de la susceptibilidad y exposición desigual de los peces a la infección (Blasco-Costa *et al.*, 2016; Vital *et al*, 2018; Morey, 2018).

Con respecto a los índices parasitarios, en este trabajo se obtuvo una prevalencia de 93,3 % y 25 de intensidad media mayor a comparación de la investigación de Morey (2018), quien obtuvo a nivel intestinal una prevalencia de 40% y una intensidad media $20,88 \pm 29,38$. Estas diferencias pueden deberse que los peces fueron muestreados en diferentes lugares y época del año, Silva (2008) comenta que la precipitación y turbidez pueden influir en la infestación por parásitos, también recordar que la temperatura influye enormemente en el ciclo de vida de esta metacercaria (Chappell, 1995; Morey, 2019).

La elevada frecuencia e intensidad media de metacercarias de *Tylodelphys* sp. hallada en el intestino coincide con otras investigaciones (Morey, 2018; Arista, 2019). A diferencia de este trabajo y de Morey (2018), Arista (2019), reportó la presencia de estas metacercarias en otro tipo de corydoras, *corydoras julii* y *corydoras punctatus*.

En otras investigaciones también se reportó una elevada frecuencia e intensidad media de estas metacercarias. En la vejiga natatoria de las especies *Potamorhina altamazonica*, *P. latior* e *P. pristigaster*, Vital *et al* (2018) obtuvo una prevalencia de 92,96%, 90,90% y 92,75% e intensidad media de $29,71 \pm 3,58$; $28,95 \pm 4,57$ y $28,89 \pm 5,43$ respectivamente. En caso de Blasco-Costa *et al* (2017), obtuvo una prevalencia de 80% de estas metacercarias en el humor vítreo de *Gobiomorphus cotidianus*.

Se debe recordar que las metacercarias suelen enquistarse en rocas, vegetación o en la superficie del huésped intermediario, en esta ocasión el caracol, para luego ser ingerido por el 2do huésped intermediario, el pez (Chappell, 1995; Goater *et al.*, 2014) por lo que con este estudio se puede concluir que este pez, *Brochis multiradiatus*, actúa como segundo huésped intermediario para esta metacercaria.

En caso de nematodos el presente estudio se encontró 30 *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i entre machos y hembras, resaltar que en una de las especies se encontró 14 nematodos. Se obtuvo una prevalencia de 30% (9/30), intensidad media de 3,33 y abundancia media de 1. Estos datos concuerdan con los resultados que obtuvieron Morey y Florindez (2018) en la corydora, *Brochis multiradiatus*, donde reportaron por primera vez al *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i en esta especie. En este estudio se obtuvo una prevalencia de 45%, intensidad media de 2.11 ± 1.96 y abundancia media de 0.95 ± 0.08 . La pequeña variación en la prevalencia puede deberse por el aumento de la temperatura, la colecta de este trabajo se realizó los meses de julio y agosto siendo los meses donde la temperatura se eleva enormemente favoreciendo al desarrollo del nematodo (Aguinaga *et al.* 2015, Santana *et al.* 2017).

A comparación de otras investigaciones en diferentes tipos de corydoras (*Corydoras blochi*, *C. paleatus*, *C. micracanthus*, *C. leopardus*, *C. reticulatus*, *C. virginiae*, *C. metae*), Ito *et al.*, 2005, Piñero, 2017, Ailán–Choke *et al.*, 2018, Morey y Florindez, 2018, obtuvieron una prevalencia mucho más alta al del presente estudio.

Esto puede deberse a que algunos calíctidos presentan una mayor resistencia ante este nematodo, *P. (S.) pintoii*, o tienen una dieta alimenticia diferente (Morey y Florindez, 2018) por lo que se puede llegar a concluir que no todas las corydoras son susceptibles a la infección de este parásito. Otro aspecto que también contribuye a la susceptibilidad de la infección este parásito es el estrés durante la reproducción. (Ito *et al.*, 2005). Ito *et al.* (2005) encontró una pequeña diferencia entre la prevalencia en hembras y machos, aunque no es significativa, comenta que posiblemente esté relacionado al estrés reproductivo.

En cuanto al estado de salud de los peces, Le Cren (1951) comenta que los peces más parasitados presentan un menor factor de condición. Sin embargo, en este estudio se obtuvo un factor de condición de Fulton (K) de 2.72 en rangos de peso de 11.8 a 25.4, sugiriendo que los peces extraídos del río Amazonas posiblemente presenten buena salud. Schmidt *et al* (1999) menciona que los peces que presentan un factor de condición igual o mayor a 1 gozan buen estado de salud. Los datos obtenidos podrían coincidir con hallado por Ito *et al.*, (2005), que comenta que no encontró una diferencia significativa en el factor de condición entre las *C. paleatus* infectados con *P. (S.) pintoii*. En el estudio de Guidelli *et al.*, (2010), se pudo observar que los peces más infectados con *P. (S.) inopinatus* obtuvieron un mayor Kn, ellos explican que esto podría deberse a que los peces que consumen mayor

cantidad de alimento por lo que pueden mejorar su salud, pero tienen mayor posibilidad de consumir una mayor cantidad de la forma infectiva del parásito.

A nivel macroscópico no se encontró ninguna lesión significativa evidentes en los especímenes examinados coincidiendo con los estudios de Ailán–Choke *et al.*, (2018).

En el estudio histopatológico a nivel intestinal se evidencio una necrosis en un 70% (21/30), hiperplasia de los enterocitos 86,60% (26/30), descamación de las células epiteliales 86,60% (26/30) e infiltración de células inflamatorias 50% (15/30).

El presente estudio se observó lesiones correspondientes a una infección parasitaria en el intestino, la sección intestinal cercana a la cápsula bucal de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* se pudo observar descamación de las células epiteliales como destrucción de la mucosa. Esto concuerda con el estudio de Ailán – Choke *et al.* (2019) que encontró necrosis de epitelio, destrucción de la total de la mucosa y submucosa en el intestino de *Corydoras micracanthus*, estas lesiones causadas por *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. Estas mismas lesiones también fueron observadas en un estudio realizado en *Parachanna obscura* infectados con *Procamallanus (Spirocamallanus) aspiralis* (Akinsanya *et al.*, 2016). La hiperplasia de enterocitos y necrosis puede estar relacionado al daño provocado por la adhesión del nematodo a la pared intestinal por medio de la cápsula bucal (Ailán – Choke *et al.*,2019, Thatcher, 2006), el nivel de este daño va a depender del tipo de parásito, por ejemplo, en el presente trabajo y el de Ailán – Choke *et al.*, (2019) el daño solo afectaba la capa mucosa y la submucosa a diferencia del trabajo de Akinsanya *et al.*, 2016 que encontró un engrosamiento en la capa muscular.

Asimismo, Thatcher (2006), comenta que en estos sitios de unión podemos encontrar una reacción inflamatoria coincidiendo con lo encontrado en el presente estudio y otros realizados en este nemátodo (Ailán – Choke *et al.*, 2019, Akinsanya *et al.*, 2016, Gaines *et al.*, 2012).

Estos autores, Ailán – Choke *et al.*, (2019) y Akinsanya *et al.*, (2016), también encontraron otras lesiones como incremento e hiperplasia de células caliciforme e infiltración linfocitaria. Esto concuerda con las otras lesiones encontradas en esta investigación, infiltración transepitelial del linfocito 83,30% (25/30), hiperplasia de las células caliciformes 73,30% (22/30) y aumento de linfocitos 66.60% (20/30). El aumento de las células caliciforme y su hiperplasia puede estar relacionado con el aumento de la secreción del moco que recubre la superficie del intestino, este actúa como una barrera física y no solo eso, también contiene diferentes componentes (inmunoglobulinas, lectinas, lisozima, etc) que intervienen en la interacción huésped- parásito (Thatcher, 2006, Alvarez - Pellitero, 2008, Mokhtar, 2017, Ailan – Choke *et al.* 2019). El aumento de linfocitos puede deberse a la respuesta inmunitaria inducida por el pez a la presencia de los nemátodos y digeneos ya que poseen una estructura antigénica (Becerril, 2014, Morey, 2018)

Otro de los hallazgos que nos llamó la atención fue la presencia de varios granulomas, en algunos se pudo observar en su interior un nemátodo o un digeneo. Dentro de los granulomas se observó eosinófilos, neutrófilos y monocitos llegando a concluir que el hospedero trata de encapsular y aislar a los parásitos (Ailan–Choke *et al.*, 2019, Buchmann, 2012); por ejemplo, las etapas inmaduras de los digeneos pueden encapsularse y llevar a aumento de linfocitos (Richards *et al.*, 1994, Morey, 2018).

En otros estudios en especies infectadas por *Procamallanus* sp se encontró una anemia macrocítica ya que este parásito se alimenta de sangre (Thatcher, 2006, Moravec *et al.*, 2006), Ruhela *et al* (2012) comento que las especie de *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1758) (Clariidae) infectadas con este parásito presentaron una marcada reducción en el recuento total de eritrocitos y hemoglobina. Por lo que se recomendaría realizar posteriormente estudios hematológicos para poder confirmar si estos nematodos pueden causar una anemia.

Algunos *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi* se encontraron sujetos al lumen del intestino, otros moviéndose libremente. En caso de las metacercarias de *Tylodelphys* sp, se encontraban en toda la superficie exterior del intestino. Esto pueden afectar la función respiratoria complementaria ya que la especie Callichthyidae son respiradores de aire que utilizan el intestino como órgano respiratorio accesorio, también puede provocar problemas nutricionales porque va a ver un déficit en la absorción de los alimentos (Kramer y McClure, 1980, Santana *et al.* 2017, Murrieta, 2018).

IX. CONCLUSIONES

- En el análisis parasitológico se identificó la presencia de metacercarias de *Tylodelphys* sp y *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoï* en el tracto intestinal de *Brochis multiradiatus*.
- La frecuencia parasitaria de metacercarias de *Tylodelphys* sp fue más elevada en comparación a *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoï*.
- Por la elevada prevalencia de metacercarias de *Tylodelphys* sp, se puede considerar al *Brochis multiradiatus* una especie central, debido a que se encontraba en casi todos los especímenes muestreados.
- Se evidenciaron varias lesiones en distintos grados de escaso a moderado a nivel intestinal, siendo la más frecuente: infiltración transepitelial de linfocito, descamación de células epiteliales, hiperplasia de enterocitos, infiltración de células inflamatorias y necrosis.
- Se obtuvo un factor de condición de Fulton (K) de 2.7%, que, a pesar de la parasitosis, los peces mostraron un aparente buen estado de salud.

X. RECOMENDACIONES

- Establecer una cuarentena para los peces recién extraídos del medio natural y tratarlos con antiparasitarios para evitar la infección en otros individuos.
- Realizar estudios cavidad craneana y el humor vítreo del *Brochis multiradiatus* para poder verificar si también se puede encontrar las metacercarias de *Tylodelphys* sp en esos lugares.
- Realizar monitoreos constantes en los acuarios para reducir la proliferación de los metazoarios y así reducir las mortalidades.
- Realizar más estudios patológicos en especies amazónicas ya que originan gran demanda y gran impacto económico.
- Realizar estudios inmunológicos para determinar cómo estos metazoarios logran eludir el sistema inmune del huésped y logran sobrevivir en el interior del intestino.

XI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Aguinaga, J., Marcusso, P., Claudiano, G., Lima, B., Sebastião, F., Fernandes, J., Moraes, F., Moraes, J. (2015). Parasitic infections in ornamental cichlid fish in the Peruvian Amazon. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(1), 82-86. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014076>.
2. Ailán-Choke, L., Ramallo, G., Davies, D. (2018). Further study on *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* (Nematoda: Camallanidae) in *Corydoras paleatus* and *Corydoras micracanthus* (Siluriformes: Callichthyidae) from Salta, Argentina, with a key to congeneric species from Neotropical Realm. *Acta Parasitologica*, 63(3), 595-604. <https://doi.org/10.1515/ap-2018-0068>
3. Ailán-Choke, L., Sánchez, R., Cremonte, F., Ramallo, G., Davies, D. (2019). Histopathological study of *Corydoras micracanthus* (Siluriformes: Callichthyidae) parasitized by the nematode *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* (Camallanidae) from Lesser River, northwestern Argentina, South America. *Annals of Parasitology*, 65(3), 287-291. <http://dx.doi.org/10.17420/ap6503.212>.
4. Akinsanya, B., Hassan, A., Adeogun, A. (2016). Pathological changes and description of *Procamallanus (Spirocamallanus) aspiralis* Baylis, 1923 from the freshwater fish, *Parachanna obscura* Gunther, 1861. *Journal of Coastal Life Medicine*, 4(9), 693-697. doi: 10.12980/jclm.4.2016J6-122
5. Alderton, D. (2019). *Encyclopedia of aquarium and pond fish*. Dorling Kindersley, USA, 3era. Ed..120-122p.
6. Alvarado, H, Batanero, C. (2008). Significado del teorema central del límite en textos universitarios de probabilidad y estadística. *Estudios Pedagógicos*, 43(2):7-28.

7. Alvarez-Pellitero, P. (2008). Fish immunity and parasite infections: from innate immunity to immunoprophylactic prospects. *Veterinary immunology and immunopathology*, 126(3-4), 171-198. <https://doi.org/10.1016/j.vetimm.2008.07.013>
8. Arista, G. (2019). Parásitos de *Corydoras julii* (Steindachner, 1906), y *Corydoras punctatus* (ME Bloch, 1794), (Siluriformes: Callichthyidae) en sitios de almacenaje de peces de la zona de Belén, Loreto-Perú (2018).
9. Becerril, M. (2014). *Parasitología médica*. McGrawHill. México. 4ta ed. 307p.
10. Bird, A, Bird, J. (1991). *The structure of nematodes*. Academic press, INC. USA 2da ed. 259p.
11. Blasco-Costa, I., Poulin, R., Presswell, B. (2017). Morphological description and molecular analyses of *Tylodelphys* sp. (Trematoda: Diplostomidae) newly recorded from the freshwater fish *Gobiomorphus cotidianus* (common bully) in New Zealand. *Journal of Helminthology*, 91(3), 332-345. <https://doi.org/10.1017/S0022149X16000298>
12. Britto, M. (2003). Phylogeny of the subfamily *Corydoradinae* Hoedeman, 1952 (Siluriformes: Callichthyidae), with a definition of its genera. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 153(1), 119-154. [https://doi.org/10.1635/0097-3157\(2003\)153\[0119:POTSCH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1635/0097-3157(2003)153[0119:POTSCH]2.0.CO;2)
13. *Brochis multiradiatus*, Hog-nosed brochis: Aquarium. (s. f.). Recuperado 28 de noviembre de 2020, de <https://www.fishbase.de/summary/brochis-multiradiatus.html>
14. Bush, A., Lafferty, K., Lotz, J., Shostak, A. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 575-583. <https://doi.org/10.2307/3284227>

15. Chappell, L. (1995). The biology of *diplostomatid* eyeflukses of fishes. Journal of Helminthology, 69(2), 97-101. <https://doi.org/10.1017/S0022149X00013961>
16. Cifuentes, R., González, J., Montoya, G., Jara, A., Ortíz, N., Piedra, P., Habit, E. (2012). Relación longitud-peso y factor de condición de los peces nativos del río San Pedro (cuenca del río Valdivia, Chile). Gayana (Concepción), 76, 86-100. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382012000100009>
17. Crespo, J., Crespo, R. (2003). Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias, 41(2).
18. De, N., Maity, R. (2000). Development of *Procamallanus saccobranchi* (Nematoda: Camallanidae), a parasite of a freshwater fish in India. Folia Parasitologica, 47(3), 216-226. <http://dx.doi.org/10.14411/fp.2000.040>.
19. Ferreira, M., Passador, R., Tavares-Dias, M. (2019). Community ecology of parasites in four species of Corydoras (Callichthyidae), ornamental fish endemic to the eastern Amazon (Brazil). Anais da Academia Brasileira de Ciencias. <http://dx.doi.org/10.1590/0001-3765201920170926>
20. Figueroa, S., Nobre, C. (1989). Precipitation distribution over central and western tropical South America. Climanálise, 5(6), 36-45.
21. Fujimoto, R., Barros, Z., Marinho-Filho, A., Diniz, D., Eiras, J. (2013). Parasites of four ornamental fish from the Chumucuí River (Bragança, Pará, Brazil). Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria. Brazilian Journal of Veterinary Parasitology: Orgao Oficial Do Colegio Brasileiro De Parasitologia Veterinaria, 22(1), 34-38. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013005000015>
22. Fujino, T. (1993) Ultrastructure and function of alimentary systems in parasitic helminths. Japanese Journal of Parasitology, 42(4), 277–294.

23. Gaines, L., Lozano, L, de Morães, G., Monteiro, P., de Araújo, C. (2012). Tissue changes in the gut of *Arapaima gigas* (Schinz, 1822), infected by the nematode *Spirocamallanus inopinatus* (Travassos, 1929). *Neotropical Helminthology*, 6(2), 147-157.
24. Gee, J., Graham, J. (1978). Respiratory and hydrostatic functions of the intestine of the catfishes *Hoplosternum thoracatum* and *Brochis splendens* (Callichthyidae). *Journal of Experimental Biology*, 74(1), 1-16.
25. Goater, T., Goater, C., Esch, G. (2014). *Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites*. Cambridge University Press. 116-129p, 199-211p.
26. Hoshino, É., Hoshino, M., Tavares-Dias, M. (2018). Parasites of ornamental fish commercialized in Macapá, Amapá State (Brazil). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 27(1), 74-79. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612018002>
27. Ito, K., Moreira, S., Takemoto, R., & Pavanelli, G. (2005). Aspectos ecológicos de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto*i parasita de *Corydoras paleatus* (Jenyns, 1842) (Siluriformes: Callichthyidae) em reservatórios do Estado do Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 27(3), 239-242. <https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v27i3.1280>
28. Kim, J., Hayward, C., Joh, S.-J., Heo, G.-J. (2002). Parasitic infections in live freshwater tropical fishes imported to Korea. *Diseases of aquatic organisms*. 52:169-173, 2002. <https://doi.org/10.3354/dao052169>
29. Kohn, A., Fernandes, B., Kohn, A., Fernandes, B. (1988). Helminth parasites of fishes from the hydroelectric power station of eletrosul (Brazil). I: *Procamallanus petterae* n. sp. and *Spirocamallanus pinto*i n. sp. (Nematoda, Camallanidae) from the reservoir of Salto Osório. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 83(3), 293-298.

30. Kramer, D., McClure, M. (1980). Aerial respiration in the catfish, *Corydoras aeneus* (Callichthyidae). Canadian Journal of Zoology, 58(11), 1984-1991.
31. Le Cren, E. (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.
32. Lee DL. 2002. The Biology of Nematodes. School of Biology University of Leeds, UK First published. 1188p.
33. Leyton, S., Muñoz, E., Gordillo, M., Sánchez, G., Muñoz, L., Soto, A. (2015). Estimación del factor de condición de Fulton (k) y la relación longitud-peso en tres especies ícticas presentes en un sector sometido a factores de estrés ambiental en la cuenca alta del río cauca. Magazine of the Colombian Association of Biological Sciences (ACCB), 1(27).
34. Mathews, P., Mertins, O., Espinoza, L., Milanin, T., Alama-Bermejo, G., Audebert, F., Morandini, A. (2020). Taxonomy and 18S rDNA-based phylogeny of *Henneguya multiradiatus* n. sp. (Cnidaria: Myxobolidae) a parasite of *Brochis multiradiatus* from Peruvian Amazon. Microbial Pathogenesis, 147, 104372. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2020.104372>
35. Meyers, T. (2009). Standard necropsy procedures for finfish. National wild fish health survey-Laboratory procedures manual. 5th ed. USA: Warm Springs. 64-74p.
36. MINCETUR. (2020). Reporte de comercio regional Loreto-Primer Semestre 2020 1-4p.
37. Mokhtar, D. M. (2017). Fish histology: from cells to organs. Apple Academic Press. Canada. 157p.

38. Morey, G. (2018). Metacercariae of *Tylodelphys* sp. (Trematoda: Diplostomidae) parasite of *Brochis multiradiatus* and *Corydoras splendens* (Siluriformes: Callichthyidae) from the Peruvian Amazon. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 40, e41280-e41280. <https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v40i1.41280>
39. Morey, G., Florindez, F. (2018). *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* (Kohn and Fernandes, 1988) (Nematoda: Camallanidae) infecting species of Callichthyidae from the Peruvian Amazon. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 38, 258-262. https://eafp.org/download/2018-volume38/issue_6/38-6-249-morey.pdf
40. Murrieta, G. (2019). Parasitología en peces de la Amazonía. Fundamentos y Técnicas parasitológicas, Profilaxis, Diagnóstico y Tratamiento. 9-97p.
41. Muzzall, P., Kilroy, A. (2007). *Tylodelphys scheuringi* (Diplostomidae) infecting the brain of the central mudminnow, *Umbra limi*, in Silver Creek, Michigan, USA. *Comparative parasitology*, 74(1), 164-166. <http://dx.doi.org/10.1654/4278.1>
42. Orcés, G. (1960). Peces ecuatorianos de la familia Callichthyidae, con la descripción de una especie nueva. 2-6p.
43. Ornamental Aquatic Trade Association (OATA). 2017. EU Ornamental Fish Import & Export Statistics 2016 (Third Countries & Intra-EU Community trade). 14 p.
44. Ortega, H. (2012). Lista anotada de los peces de aguas continentales del Perú: Estado actual del conocimiento, distribución, usos y aspectos de conservación. Ministerio del Ambiente, Dirección General de Diversidad Biológica-Museo de Historia Natural, UNMSM. 48 p.

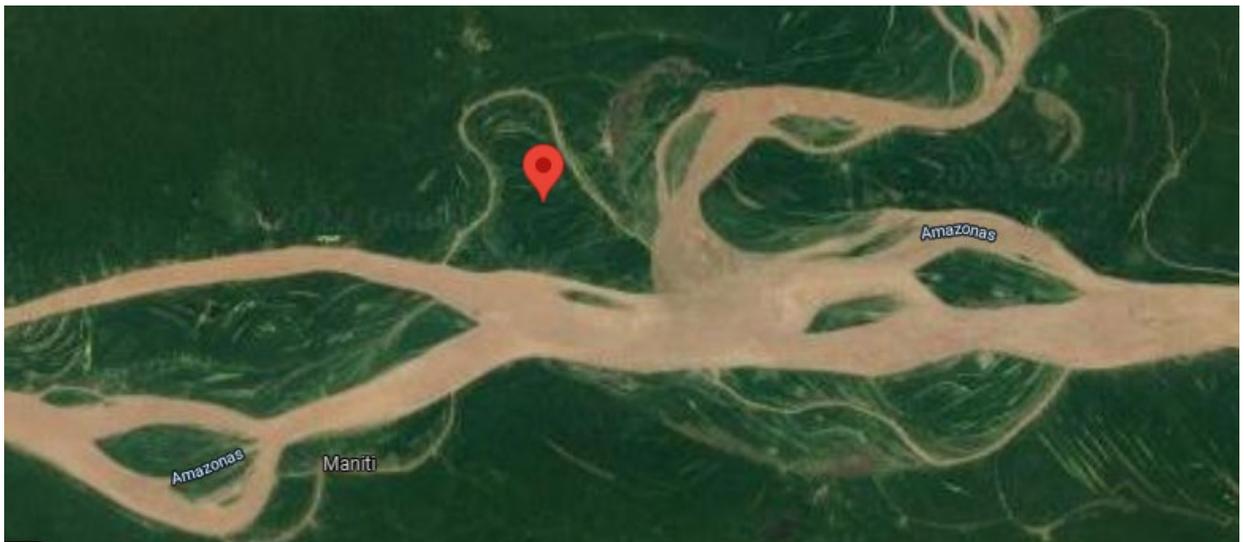
45. Ortiz, N., Iannacone, J. (2008). Estado actual de los peces ornamentales amazónicos del Perú que presentan mayor demanda de exportación. 54-67p.
46. Otachi, E., Locke, S., Jirsa, F., Fellner-Frank, C., Marcogliese, D. (2015). Morphometric and molecular analyses of *Tylodelphys sp.* metacercariae (Digenea: Diplostomidae) from the vitreous humour of four fish species from Lake Naivasha, Kenya. *Journal of Helminthology*, 89(4), 404-414. <https://doi.org/10.1017/S0022149X14000170>
47. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (s. f.). Recuperado 29 de noviembre de 2020, de <http://www.fao.org/home/es/>
48. Piñeros, A., Quintana, Y., Olaya, V. (2017). Parámetros de infección de *Procammallanus (Spirocamallanus) cf. pintoii* en *Corydoras metae* de Villavicencio, Colombia. *La Técnica*, (18), 49-57.
49. Plaul, S., Barbeito, C., Díaz, A. (2016). Histochemical differences along the intestine of *Corydoras paleatus (Siluriformes: Callichthyidae)*. *Revista de Biología Tropical*, 64(1), 327-340. <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v64i1.18235>.
50. PRODUCE (2018) Resolución Ministerial N° 557-2018-PRODUCE. (s. f.). Recuperado 29 de noviembre de 2020, de <https://www.gob.pe/institucion/produce/normas-legales/223618-557-2018-produce>
51. PRODUCE. (2020). *Desarrollo de comercio exterior pesquero y acuícola en el Perú 2019*. Lima. 57 p.
52. Raja, K., Aanand, P., Padmavathy, S., Sampathkumar, J. S. (2019). Present and future market trends of Indian ornamental fish sector. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 7(2), 06-15.

53. Reimschuessel, R., Bennett, R., Lipsky, M. (1992). Communications: a classification system for histological lesions. *Journal of aquatic animal health*, 4(2),135-143.[http://dx.doi.org/10.1577/1548-8667\(1992\)004<0135: CACSFH>2.3.CO;2](http://dx.doi.org/10.1577/1548-8667(1992)004<0135: CACSFH>2.3.CO;2)
54. Richards, D. T., Hoole, D., Lewis, J. W., Ewens, E., & Arme, C. (1994). Ultrastructural observations on the cellular response of carp, *Cyprinus carpio* L., to eggs of the blood fluke *Sanguinicola inermis* Plehn, 1905 (Trematoda: Sanguinicolidae). *Journal of Fish Diseases*, 17(5), 439-443. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.1994.tb00240.x>
55. Ruhela, S., Pandey, A., Khare, A. (2012). Haematological, biochemical and histopathological changes in *Clarias batrachus* (Linn.) induced by experimental *Procammallanus* infection. *Biochemical and Cellular Archives*, 12(1), 189-204.
56. Sánchez, H., García, A., Vásquez, J., Alcántara, F. (2011). Peces ornamentales amazónicos: Catálogo 2011. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.
57. Satam, S., Sawant, N., Ghughuskar, M., Sahastrabuddhe, V., Naik, V., Pagarkar, A., Sawant, A. (2018). Ornamental fisheries: a new avenue to supplement farm income. *Adv Agric Research Technol J*, 2, 193-197.
58. Santana, H., Morey, G., Lima, J., de Oliveira Malta, J. C. (2017). Influência de metazoários parasitas na morte de juvenis de *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) criados em uma piscicultura na Amazônia Brasileira. *Revista Brasileira de Zootecias*, 18(2). <https://doi.org/10.34019/2596-3325.2017.v18.24620>
59. Schmidt, H., Bernet, D., Wahli, T., Meier, W., Burkhardt-Holm, P. (1999). Active biomonitoring with brown trout and rainbow trout in diluted sewage plant effluents. *Journal of Fish Biology*, 54(3), 585-596. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1999.tb00637.x>

60. Schneider, A. (1866). Monographie der nematoden. Druck und verlag von georg reimer. Berlin. 357p.
61. Silva A., Angelis C., Machado L., Waichaman A. Impacts of precipitation on the water quality of the Purus River. *Acta Amazon* 2008; 38(4): 733-742. <http://dx.doi.org/10.1590/S0044-59672008000400017>.
62. Takemoto, R., Lizama, M., Guidelli, G., Pavanelli, G. (2004). Parasitos de peixes de águas continentais. *Sanidade de organismos aquáticos*, 1, 179p.
63. Tavares-Dias, M., Lemos, J., Martins, M. (2010). Parasitic fauna of eight species of ornamental freshwater fish species from the middle Negro River in the Brazilian Amazon Region. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 19, 103-107. <https://doi.org/10.4322/rbpv.01902007>
64. Thatcher, V. (2006). Amazon fish parasites (Vol. 1). 2da. Ed. Sofia – Moscow. Pensoft Publishers. 117-120p y 234- 236p.
65. Thilakaratne, I., Rajapaksha, G., Hewakopara, A., Rajapakse, R., Faizal, A. (2003). Parasitic infections in freshwater ornamental fish in Sri Lanka. *Diseases of Aquatic Organisms*, 54(2), 157-162. <https://doi.org/10.3354/dao054157>
66. Underwood, W., Anthony, R. (2013). AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2020 Edition. Retrieved on March, 30(2020), 2020-01.
67. Vital, J, Gomes, E, Morey, G, de Oliveira Malta, J. (2018). Metacercárias de *tylodelphys sp.*(diplostomidae) parasitando peces de lagos de Varzea de la amazonía brasilera. *Neotropical Helminthology*, 12(1).
68. Xu, B., Su, H., Liu, Q., Lv, L., Chen, K., Xiao, T. (2020). Complete mitochondrial genome of *Brochis multiradiatus*. *Mitochondrial DNA Part B*, 5(1), 646-647. <https://doi.org/10.1080/23802359.2019.1711227>

XII. ANEXOS

ANEXO 1: Ubicación de donde se extrajo las muestras



Isla de Sapo paya, Iquitos-Perú

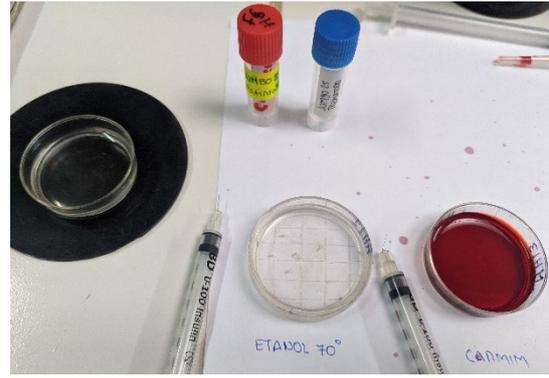
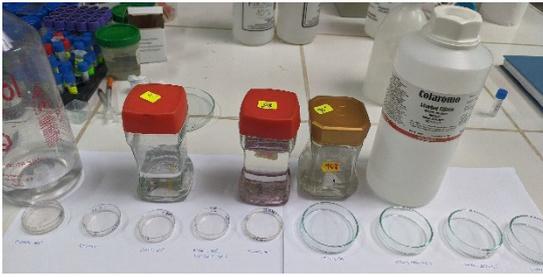
ANEXO 2: Actividades realizadas durante el desarrollo de la tesis



Toma de datos biométricos



Colecta de parásitos del tracto intestinal de *Brochis multiradiatus*



Coloración de tremátodos.



Identificación de parásitos y análisis histopatológico.

ANEXO 3: Ficha de Necropsia

Muestra N°:		Fecha:	
Nombre común:		Nombre científico:	
Procedencia:		Longitud:	Peso:
Órgano	N° de parásitos	Descripción	
Superficie del cuerpo			
Hígado			
Vesícula biliar			
Estomago			
Intestino			

HISTORIA CLÍNICA

1.- Signos clínicos
2.- Calidad del agua
3.- Análisis a realizar

ANEXO 4

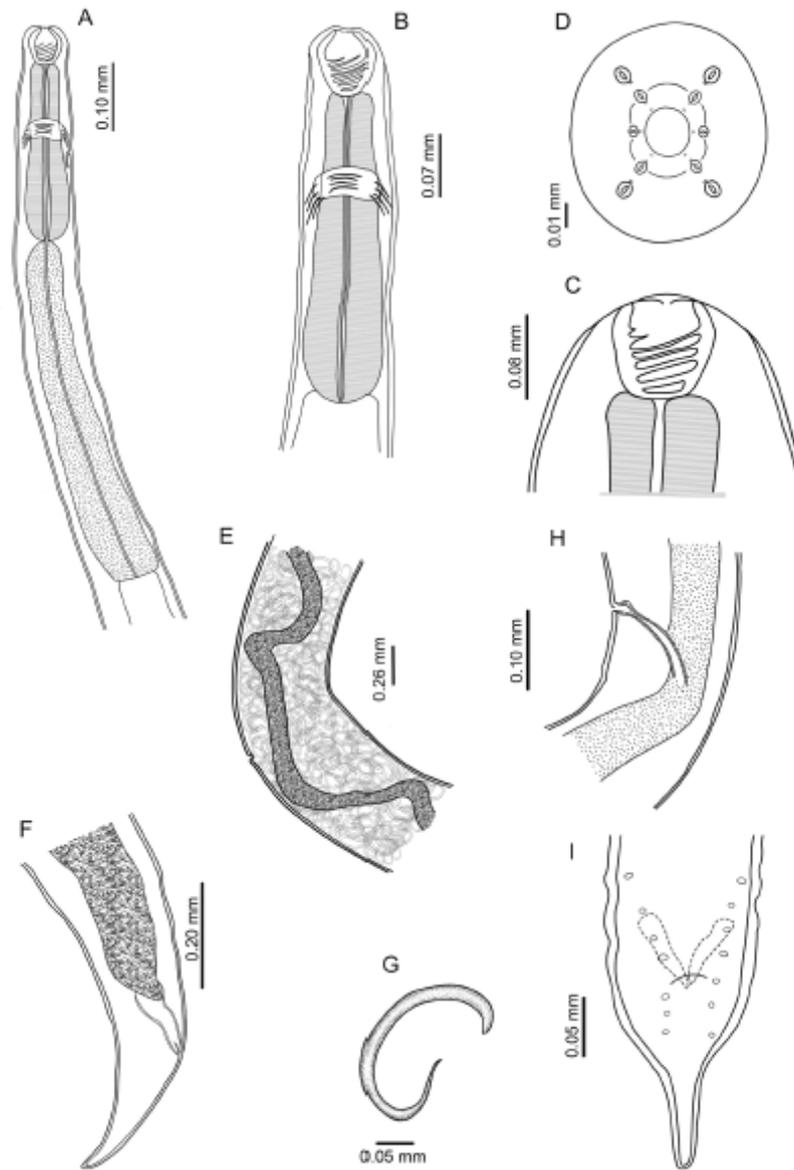


Fig: *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoi* A.- extremo anterior del macho, vista lateral. B.- extremo anterior de la hembra, vista lateral. C.- extremo cefálico de la hembra, vista lateral. D.- extremo cefálico del macho, vista apical. E.- vulva y útero que contiene larvas en hembra grávida, vista lateral. F.- extremo posterior de la hembra grávida. G.- Larva de primera etapa. H.- región de la vulva de hembra no grávida, vista lateral. I.- extremo final del macho, vista ventral. (Kohn y Fernandes, 1988).

ANEXO 5

Clave para los subgéneros del género *Procamallanus* incluyendo especies parásitas en Peces neotropicales (Según Moravec, 1994).

1. Superficie interior de la cápsula bucal suave en ambos sexos.....*Procamallanus* Baylis, 1923.
-Superficie interior de la cápsula con engrosamientos en espiral en hembras.....2
2. Cápsula bucal con engrosamientos espirales (macho y hembras); la base de la cápsula del macho sin dientes..... *Spirocamallanus* Olsen, 1952.
-Cápsula bucal de la hembra con engrosamientos helicoidales, cápsula de los machos liso; la base de la cápsula del macho con dientes cónicos conspicuos... *Denticamallanus* Thatcher, 1997; Moravec et al., 1998.

Clave para las especies del género *Procamallanus* parásitos en peces del agua dulce Neotropicales. (Según Moravec, 1998).

1. Cápsula bucal lisa y sin engrosamientos helicoidales (ambos sexos)2
-Cápsula bucal de ambos sexos o al menos de la hembra con engrosamientos helicoidales.....3
2. Extremo posterior del macho con ala caudal, Tres pares de papilas pre anales. Cápsula bucal claramente más largo que ancho, sin dientes. Espícula grande 0,246–0,300 mm, espícula más pequeña 0,204–0,240 mm. Hembra con cola cónica, con la punta redondeada. Parásito principalmente en Cichlidae. Brasil..... *P. peraccuratus*.
-Ala caudal ausente (macho). Cuatro pares de papilas pre anales. Cápsula bucal aproximadamente tan largo como ancho con 6 dientes basales. Espícula grande 0,180–0,210 mm, espícula más pequeña 0,150 – 0,160 mm. Hembra con cola muy corta (sub terminal al ano), con el apéndice largo y terminal en forma de dedo. Parásito en Loricariidae. Brasil y Paraguay*P. annipetterae*
3. Superficie interior de la cápsula bucal de la hembra tiene 4-5 engrosamientos en espiral; la parte media posterior de la cápsula bucal del macho con unos 10 dientes cónicos, engrosamientos en espiral ausentes. Ala caudal ausente. Las espículas iguales, cortas, 0,078 a 0,117 mm de largo. Parásitos en Characidae (Bryconops) en el Rio Amazonas cuenca en Brasil.....*P. dentarus*
-Cápsula bucal del macho y hembra con engrosamientos helicoidales interiores. Ala caudal presente o ausente. Las espículas cortas o largas, iguales o desiguales. Parásito en diferentes familias de peces.....4
4. Con 7 o más pares de papilas pre anales.....5
-Papilas pre anales en la mayoría de 4 pares.....7
5. Con 7 pares de papilas sub-ventrales y pre-anales. Espículas pequeñas, igual, 0,070 a 0,090 mm de longitud ala caudal ausente. Cápsula bucal más ancho que largo, con 14-

- 16 engrosamientos helicoidales en ambos sexos. Brasil.....***P. paraensis***
 -Con 8-10 pares de papilas sub- ventrales pre- anales. Espículas grandes, desigual, más de 0,200 mm. Ala caudal estrecha. Cápsula bucal con 3-9 engrosamientos helicoidales.....6
6. Cápsula bucal diferente en hembras y machos: cápsula macho, con 7-9 simples engrosamiento en espiral de forma ovalada; cápsula femenina se redujo posteriormente, con 3-4 engrosamientos en espiral que aparece en la sección óptica para formar varios dientes orientados hacia adelante. Espícula grande 0,440-0,550 mm, pequeña espícula 0,240-0,270 mm. Brasil y Venezuela.....***P. iheringi***
 -Cápsula bucal de tanto machos como hembras con 6-8 simples engrosamientos en espiral; cápsula femenina reducida posteriormente. Espícula grande 0,440-0,440 mm, espícula pequeña 0,230-0,240 mm. Brasil.....***P. amarali***
7. Presenta un ala caudal. A excepción de *P. ragús*, 3 pares de papilas pre anales sub ventrales. Espículas claramente desiguales, usualmente largas.....8
 -Ala caudal ausente o poco desarrolladas. 2-4 pares de papilas pre- anales sub ventrales. Las espículas iguales o sub-iguales, generalmente cortas.....16
8. Cuatro pares de papilas pre anales sub-ventrales. Cápsulas bucal alargada, con 3-4 engrosamientos helicoidales. Espícula grande 0,400-0,640 mm, con engrosamiento ventral en el extremo distal; pequeña espícula 0,170-0,280 mm. Parásito de bagres. Brasil, Paraguay y Argentina.....***P. rarus***
 -Tres a dos pares de papilas pre-anales sub-ventrales. Cápsula bucal de forma diferente, engrosamientos espirales más numerosos.....9
9. Dos pares de papilas pre-anales sub-ventrales. Cápsula bucal de forma ovalada, con 12-17 engrosamientos helicoidales. Espícula grande 0,430 hasta 0,450 mm, espícula pequeña 0,210-0,220 mm. Cola de la hembra que termina en punta de 0,030 mm de largo. Parásito de bagres. Brasil.....***P. solani***
 -Tres pares de papilas pre-anales sub-ventrales. El número de engrosamientos helicoidales de la cápsula bucal puede ser diferente.....10
10. Presenta ala cervical. Cápsula bucal con 9-14 engrosamientos helicoidales. Espícula grande 0,180 hasta 0,200 mm, espícula pequeña 0,150-0,160 mm. Parásito en Loricariidae. Paraguay.....***P. cervicalatus***
 -Ala cervical ausente. Número de engrosamientos espirales puede ser diferente.....11
11. Espículas diferentes pero iguales en longitud; las espículas derechas están distancialmente extendidas 0,251-0,325 mm de largo; las pequeñas espículas ubicadas 0,227-0,317mm de 58 de largo. Cápsula bucal con 12-20 engrosamientos espirales.

- Cola de la hembra termina en pequeño apéndice cuticular. Parásito en Doradidae. Colombia.....***P. penneri***
 -Espículas similares en forma desigual.....12
12. Espículas cortas; espículas largas 0,100 hasta 0,150 mm de largo con punta distal; pequeña espícula 0,045-0,070 mm de largo. Cápsula bucal con cerca de 18 a 19 engrosamientos espirales visibles en la vista lateral. Cola de la hembra con el terminal apéndice digitiforme 0,060 hasta 0,100 mm de largo. Parasita a peces characoideo (Erythrinidae, Characidae) Paraguay.....***P. paraguayensis***
 -Espículas mucho más largas; no menos de 0,450 mm, pequeña espícula no menos de 0,170 mm.....13
13. Punta de la cola de ambos sexos con apéndices cuticulares. Hembra con cola larga. Cápsula bucal alargada, con 14-18 engrosamientos helicoidales en vista lateral. Espícula grande 0,480 hasta 0,525 mm de largo, pequeña espícula 0,261 hasta 0,315 mm de largo. Parásito de Cichlidae. Sur de México.....***P. rebecca***
 -Cola en punta (ambos sexos), sin algunos apéndices cuticulares.....14
14. Cápsula bucal con 17-19 engrosamientos espirales. Espícula grande 0,465 a 0,534 mm de largo, pequeña espícula 0,172-0,214 mm de largo. Cola de la hembra con un pequeño apéndice cónico terminal. Parásito de bagres pimelódidos. Brasil.....***P. freitasi***
 -Cápsula bucal con engrosamientos espirales como máximo 15. La longitud de las espículas extendidas es 0,700 mm.
15. Cápsula bucal con 7-9 engrosamientos espirales. Espícula grande 0,705-0,804 mm de largo, pequeña espícula 0,258 a 0,315 mm de largo. Hembra con cola cónica, con la punta redondeada estrecha. Parásito de bagres pimelódidos. Brasil***P. pimelodus***
 -Cápsula bucal con 9-12 engrosamientos espirales. Espícula grande 0,730 mm de largo, pequeña espícula 0,280 mm de largo. Cola de la hembra redondeada, digitiforme, pequeña y terminal de 0,050 mm de largo. Parásito en Mugilidae (Agonostomus). Antillas Menores (Guadalupe).....***P. dessetae***
16. Hembras con 3 pares de papilas pre-anales y 3 pares de papilas post-anales.....17
 -Varón con más pares de papilas dispuestas de forma diferente.....18
17. Cápsula bucal con 4-9 engrosamientos helicoidales. Espícula grande 0,220 a 0,230 mm, pequeña espícula 0,160-0,170 mm. Cola de ambos sexos con largo proceso digitiforme terminal. Parásito en el bagre trichomicterido (Pigyidium) Perú.....***P. chimusensis***
 -Cápsula bucal con 20 engrosamientos helicoidales. Espícula grande 0,060 mm, pequeña espícula 0,050 mm. Cola del macho sin proceso digitiforme. Parásito en Clupeidae (Sardinha). Brasil.....***P. barroslimai***

18. Cápsula bucal con 3-7 engrosamientos helicoidales (5-7 en machos y 4.3 en hembras). Espículas iguales, 0,090-0,110 mm de largo. Parásito de bares trichomicterido. Brasil.....***P. pexatus***
 -Engrosamientos espirales en cápsula bucal más numerosos. Parásitos de diferentes familias de bagres y otros peces.....19
19. Engrosamientos helicoidales que ocupan toda la superficie interior de la cápsula bucal. Esófago glandular al menos 3 veces más largo que el esófago muscular.....20
 -Engrosamientos espirales que ocupan alrededor de dos tercios posteriores de la cápsula bucal o menos (a excepción de la hembra de *P. Krameri*). Esófago glandular sólo ligeramente más que el esófago muscular.....21
20. Macho con 3 pares de papilas pre anales, 1-2 pares de adanal y 3 pares de papilas post anales. Cápsula bucal con 13-18 engrosamientos helicoidales. Espícula amplia 0,070-0,082 mm, pequeña espícula 0,050-0,062 mm. Parásito principalmente en peces characoideos. Brasil y Perú.....***P. hilarii***
 -Macho con 4 pares de papilas pre anales y 6 pares de papilas post anales (ultimo par de papilas muy pequeño). Cápsula bucal con 15-19 engrosamientos helicoidales. Espículas iguales 0,65-0,078 mm de largo. Parásito en Characidae (*Astyanax*). México.....***P. neocaballeroi***
21. Engrosamientos en espiral ausentes de la cápsula bucal en los machos, pero que ocupe toda la cápsula en la hembra; engrosamientos helicoidales 10-12 en machos y 14-15 en hembras. Las espículas iguales o sub-iguales, espícula derecha 0,075-0,087 mm de largo, espícula más pequeña 0,072-0,087 mm de largo. Parásito en Characidae (*Hoplerythrinus*). Guyana francesa y Venezuela.....***P. kram***
 -Engrosamientos en espiral ausentes desde aproximadamente el tercio anterior de la cápsula bucal, tanto en hembras como en machos.....22
22. Cápsula bucal alargado, con 6-10 (6-8 en machos, 9-10 en hembras) engrosamientos helicoidales. Papilas post-anales 2 pares. Espícula grande 0,094 mm de largo, pequeña espícula 0,082 mm de largo. Esófago glandular considerablemente más largo que el esófago muscular. Parásito de bagres. Brasil.....***P. pinto***
 -Cápsula bucal con 8-20 engrosamientos helicoidales. Papilas post-anales 6 pares. Esófago glandular considerablemente más largo que esófago muscular. Parásito principalmente en peces Characidae.....23
23. Cápsula bucal con 11-17 engrosamientos en espiral; tres grandes dientes cónicos en la parte inferior. Boca con 4 (2 ventral sub y 2 sub dorsal) dientes retráctiles. Parte posterior de cola de la hembra en forma de un apéndice digitiforme largo. Espícula grande 0,083 a 0,095 mm, y una pequeña espícula 0,071-0,083 mm. Parásito en Characidae. Brasil.....***P. saofranciscensis***

-Cápsula bucal con 8-20 engrosamientos en espiral, sin dientes visibles en la parte inferior.

Boca con 2 dientes retráctiles (dorsal y ventral). Cola de la hembra sin apéndice terminal.

Espícula 0,075-0,135 mm long. Parásitos principalmente en peces characoideos Brasil, Paraguay, Venezuela.....*P. inopinatus*

Clave para el Orden de nemátodos a en los peces neotropicales

1. Cuerpo corto y robusto. Esófago con bulbo. Macho con número reducido de papilas caudales. Generalmente sólo una espícula. Hembra con grandes huevos embrionados, a menudo con filamentos polares. Los parásitos del tracto digestivo.....**Oxyurida**

ANEXO 6

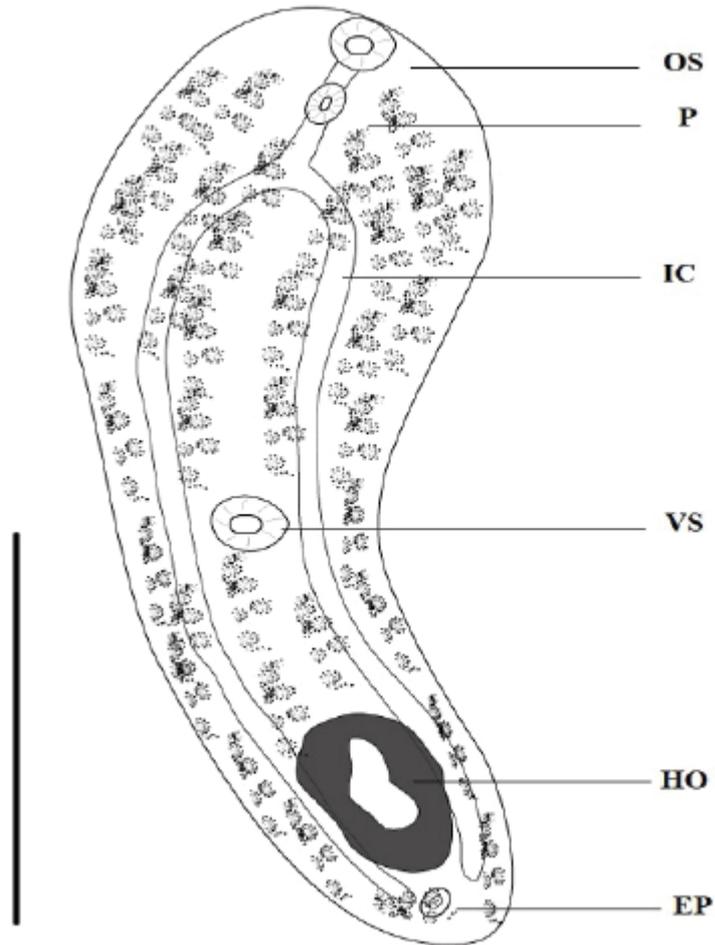


Fig: Metacercaria de *Tylodelphys* sp. colectado del hígado e intestino de la *Corydoras splendens* (Castelnau, 1855) y *Brochis multiradiatus* (Orcés V., 1960). OS= ventosa oral, P= faringe, IC= Ciego, VS= ventosa ventral, HO= órgano sujetador, EP= poro excretor. Escala de la barra= 500 μ m. (Murrieta, 2018)