



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA
ESCUELA DE POSGRADO

**EFFECTOS DE LA FRECUENCIA
PARASITARIA DE *Procamallanus
inopinatus* Y SU CARACTERIZACIÓN
ESTRUCTURAL ASOCIADOS A LAS
LESIONES HISTOLÓGICAS EN
“SÁBALO COLA ROJA” (*Brycon
cephalus*), EN MUESTRAS DE
AMBIENTES CONTROLADOS.**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRO EN SANIDAD ACUÍCOLA**

**RIVADENEYRA SÁNCHEZ, NORMA
LORENA**

LIMA-PERU

2018

ASESOR DE TESIS

DR. MARCOS ENRIQUE SERRANO MARTÍNEZ

MIEMBROS DEL JURADO

Dr. GUILLERMO LEGUÍA PUENTE

Dr. LUIS ÁNGEL AGUILAR MENDOZA

Dra. CIELO LLERENA ZAVALA

DEDICATORIA

A DIOS quien es mi guía y fortaleza.

A mis padres Rubén y Norma, por el amor, cariño y la confianza necesaria para seguir creciendo como profesional y como persona.

A mis hermanas Ary y Taly por brindarme su amor y apoyo incondicional.

A mi tío Alejandro, quien me apoyó durante los años que estuve lejos de mi hogar, asimismo por sus grandes consejos y cariño.

AGRADECIMIENTO

A mi asesor de tesis, el Dr. Enrique Serrano M. por las enseñanzas, apoyo y confianza brindada durante toda la realización de esta investigación.

Al Dr. Patrick Mathews y al Dr. Omar Martins, por la confianza al recibirme en la Universidad Federal de São Paulo y el apoyo para poder realizar las técnicas de microscopia para el desarrollo del estudio.

A una gran amiga y profesional, la Blga. Emer Gloria Pizango Paima M.Sc. docente de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, por creer en mí y guiarme en el campo de la ictioparasitología, sobre todo por sus consejos, enseñanzas y apoyo incondicional.

A Rubén M. Cuadros, por su apoyo y paciencia en estos años de estudio, así mismo por el tiempo que brindó para que esta investigación culmine con éxito.

A todas aquellas personas que de una u otra manera apoyaron en la ejecución de esta tesis.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO.

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

INDICE

I.	INTRODUCCION	1
II.	ANTECEDENTES	4
2.1	COMERCIO DE PECES DE CULTIVO	4
2.2	CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE <i>Brycon cephalus</i>	5
2.3	FAUNA PARASITARIA EN PECES DEL GENERO <i>Brycon</i> PRESENTES EN LA AMAZONIA	7
2.4	MORFOLOGIA GENERAL DE LOS NEMÁTODOS	10
2.4.1	Cutícula (Anexo 4)	10
2.4.2	Epidermis	11
2.4.3	Músculos Somáticos.....	11
2.4.4	Pseudoceloma	11
2.4.5	Estructuras internas (Anexo 3).....	12
2.5	CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE <i>Procamallanus (D) sp.</i>	13
2.6	CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE <i>Procamallanus inopinatus</i>, según Moravec (1998) (Anexo 6)	14
2.7	CICLO DE VIDA DE LA FAMILIA CAMALLANIDAE	15
2.8	CARACTERISTICAS DEL TRACTO GASTROINTESTINAL DE PECES	16
2.8.1	Ciegos pilóricos	16
2.8.2	Intestino	17
III.	HIPOTESIS	18
IV.	OBJETIVOS	19
4.1	Objetivo general	19
4.2	Objetivos específicos	19
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	20
5.1	LUGAR DE REALIZACIÓN DEL ESTUDIO	20
5.2	POBLACIÓN Y MUESTRA	20
5.3	OBTENCIÓN DE MUESTRAS	21
5.4	ANÁLISIS PARASITOLÓGICO	21
5.4.1	Necropsia de los peces.....	21
5.4.2	Colecta de parásitos.....	22
5.4.3	Colecta y fijación de los nemátodos.	22
5.4.4	Clarificación de los nemátodos	22

5.4.5	Identificación de parásitos.....	23
5.5	CARACTERIZACIÓN ULTRAESTRUCTURAL	23
5.6	ANÁLISIS HISTOPATOLÓGICO.....	24
5.7	ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE DATOS.....	24
5.7.1	Índice parasitario	24
5.7.2	Lugar de fijación y estatus comunitario.....	25
5.7.3	Clasificación de la lesión según el grado de afección por su extensión....	26
VI.	RESULTADOS	27
6.1	ESTUDIO PARASITOLÓGICO.....	27
6.1.1	Micrografía en Microscopio de Contraste de Fase	27
6.1.2	Electrónica de Barrido. (MEB).....	30
6.1.3	Parásitos registrados.....	35
6.1.4	Frecuencia parasitaria.....	36
6.1.5	Frecuencia parasitaria según lugar de ocurrencia	37
6.1.6	Índices parasitarios	38
6.1.7	Estatus comunitario	39
6.2	ESTUDIO HISTOPATOLÓGICO	40
6.2.1	Histología de ciegos pilóricos.....	40
6.2.2	Histología de intestino	46
VII.	DISCUSION	51
VIII.	CONCLUSIONES.....	59
IX.	RECOMENDACIONES.....	60
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	61
XI.	ANEXOS	73

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Identificación de <i>Procamallanus inopinatus</i> presente en 32 especímenes de <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de medios de cultivo, Iquitos-Perú.....	35
Tabla 2. Frecuencia de parásitos de <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú.....	36
Tabla 3. Frecuencia de nemátodos en <i>Brycon cephalus</i> según lugar de ocurrencia ..	37
Tabla 4. Índice parasitario registrado en 32 ejemplares de <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú	38
Tabla 5. Estatus comunitario de parásitos encontrados en ejemplares de <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú.....	39
Tabla 6. Frecuencia de alteraciones histológicas de los ciegos pilóricos, según el tipo de trastorno y su grado de afección, en <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú.....	41
Tabla 7. Frecuencia de alteraciones histológicas del intestino, según el tipo de trastorno y su grado de afección, en <i>Brycon cephalus</i> (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú.....	47

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Brycon cephalus</i>	5
Figura 2. Ciclo de vida de la familia Camallanidae	16
Figura 3. <i>Procamallanus inopinatus</i> . Vista lateral-región anterior. Detalle de la cápsula bucal y engrosamientos helicoidales (flechas rojas), esófago muscular (flecha negra), esófago glandular (flecha blanca). 10x	27
Figura 4. <i>Procamallanus inopinatus</i> . Vista lateral-región anterior. Detalle de la cápsula bucal y engrosamientos helicoidales (flechas rojas). 40x	28
Figura 5. <i>Procamallanus inopinatus</i> . Vista lateral-región anterior. Cápsula bucal con mayor aumento. 40x	28
Figura 6. <i>Procamallanus inopinatus</i> . Detalle de división del esófago: muscular (flecha negra) y glandular (flecha blanca). 40x	29
Figura 7. <i>Procamallanus inopinatus</i> . A-B: Par de espículas (Flechas negras) 10x... ..	29
Figura 8. <i>Procamallanus inopinatus</i> . A-B-C.-Hembra grávida (huevos y larvas). 10x.....	30
Figura 9. Región anterior: cápsula bucal (flecha blanca), Cuerpo con cutícula casi lisa (flechas rojas). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> . (x400).....	31
Figura 10. Región anterior. Cuerpo con cutícula casi lisa (flechas blancas); Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> (x800).....	31
Figura 11. Vista lateral, región anterior. Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> (x1.500).....	32
Figura 12. Vista lateral, región anterior. Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE), Par de dientes (DM) y anfideos (AF). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> (x1.500).....	32
Figura 13. Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> (x6.500).....	33
Figura 14. Región posterior (♂) Con diez pares de papilas caudales: cuatro papilas pre-caudales (puntos rojos) y seis papilas post-caudales (puntos blancos), ano (A) y colacónica. MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> . (x1.500).....	33

Figura 15. Seis papilas post-caudales (puntos blancos). MEB de <i>Procamallanus inopinatus</i> . (x1.500)	34
Figura 16. Infiltración de células inflamatorias a nivel de la lámina propia de la mucosa y desprendimiento de las células epiteliales (flecha negra). H & E 40x	42
Figura 17. Infiltración de linfocitos (flechas negras) a nivel de la mucosa. H & E 40x	42
Figura 18. Lámina propia engrosada con infiltración de leucocitos. H & E: A(10x)-B(40x)	43
Figura 19. Autólisis. H & E10x	43
Figura 20. Atrofia de los pliegues (flecha negra); presencia del nemátodo en el lumen intestinal y descamación de las células epiteliales (flechas rojas). H & E 20x	44
Figura 21. Necrosis (pérdida de cito-arquitectura) necrosis tanto en mucosa como en submucosa y con presencia de nidos bacterianos (flechas negras). H & E 40x	44
Figura 22. Zona de necrosis y presencia del nemátodo. H & E 40x	45
Figura 23. Se observó al nemátodo en la luz del órgano y zona de necrosis de mucosa y submucosa, con atrofia, pérdida de arquitectura tisular y detritus celular. H & E:A (20x)-B (40x)	48
Figura 24. Hiperplasia de las células caliciformes (Flechas negras), infiltración de células inflamatorias (flechas rojas). H & E 40x	49
Figura 25. Infiltración de células inflamatorias, pérdida total de pliegues y presencia de hemosiderina. H & E 40x	49
Figura 26. Necrosis de los pliegues intestinales (Flechas negras), presencia del nemátodo (flecha roja), células eosinofílicas granulares (círculo rojo). H & E 20x ..	50
Figura 27. Nemátodo (flecha roja) y células eosinofílicas granulares (círculo rojo). H & E 40x	50

RESUMEN

Condiciones desfavorables de cultivo afectan el sistema inmune de los peces, volviéndolos susceptibles a la invasión por parásitos que pueden ocasionar pérdidas económicas importantes. El nemátodo *Procamallanus inopinatus* es frecuentemente encontrado en el tracto intestinal de *Brycon cephalus* “Sábalo cola roja”, representando un grave problema para la producción de esta especie acuícola amazónica. Sin embargo, los estudios sobre esta parasitosis son escasos y no brindan información suficiente para ofrecer soluciones a esta cuestión. El objetivo del presente trabajo fue determinar los efectos de la frecuencia de *P. inopinatus*, caracterizarlo estructuralmente y evaluar a nivel histológico las lesiones intestinales asociadas a su presencia en *Brycon cephalus* cultivado, procedentes de Iquitos. Para esto se analizaron 38 ejemplares juveniles y adultos obtenidos durante los meses de julio y agosto de 2017. Los parásitos presentes en los órganos gastrointestinales fueron procesados y observados en microscopio electrónico de barrido obteniéndose imágenes detalladas de las estructuras del nemátodo. En total se colectaron 253 nemátodos en 32 peces (84.21%), todos positivos para *Procamallanus inopinatus* y 8 (25%), para otros nemátodos. *P. inopinatus* obtuvo una prevalencia (P) elevada (84.21%), Intensidad media (IM) 7.28, abundancia media (AM) 6.13 y estatus comunitario central. En el estudio histopatológico del intestino y ciegos pilóricos resaltó la presencia nidos bacterianos y células eosinofílicas granulares alrededor de la cápsula bucal del parásito. Las principales lesiones fueron de tipo degenerativo e inflamatorio. Este estudio proporciona imágenes ultra estructurales de *P. inopinatus* que permiten mejorar nuestro entendimiento de su efecto nocivo en el hospedero, aportando información que podrán servir al control de esta infestación parasitaria.

Palabras clave: *Brycon cephalus*, *Procamallanus inopinatus*, microscopía electrónica de barrido.

ABSTRACT

Unfavorable culture conditions affect the immune system of fish, making them susceptible to invasion by parasites that can cause significant economic losses. Nematode *Procamallanus inopinatus* is frequently found in intestinal tract of *Brycon cephalus* "Red-tailed Shad", representing a serious problem for production of this Amazonian aquaculture specie. However, studies on this parasitism are scarce and do not provide enough information to offer solutions to this issue. The objective of present work was to structurally characterize nematode *P. inopinatus* and to evaluate, at a histological level, intestinal lesions associated to its presence in cultivated *Brycon cephalus*, from Iquitos. For this, 38 specimens obtained during the months of July and August of 2017 were analyzed. Parasites present in gastrointestinal organs were processed and observed in a scanning electron microscope, obtaining detailed images of structures of the nematode. In total, 253 nematodes were collected in 32 fish (84.21%), all positive for *Procamallanus inopinatus* and 8 (25%), for other nematodes. *P. inopinatus* obtained a high prevalence (P) (84.21%), mean intensity (IM) 7.28, average abundance (AM) 6.13 and central community status. In histopathological study of intestine and pyloric caeca, presence of bacterial bundles and granular eosinophilic cells around the parasite's buccal capsule. The main lesions were degenerative and inflammatory. This study provides ultra-structural images of *P. inopinatus* that allow us to improve our understanding of its harmful effect on the host, providing information that may serve to control this parasitic infestation.

Key words: *Brycon cephalus*, *Procamallanus inopinatus*, Scanning Electron Microscope

I. INTRODUCCION

La acuicultura es una actividad importante en todo el mundo como fuente de nutrición, ingresos y trabajo. Actualmente, su incremento se debe a que provee mitad del pescado para el consumo de millones de personas y al progreso en los sistemas de manejo de algunas especies (FAO, 2016). En el Perú, la acuicultura se está convirtiendo en una fuente de desarrollo, con una contribución del 0.65% al Producto Bruto Interno (PBI) en el 2016, representando una gran fuente de alimento y brindando empleo para 127.6 mil personas tanto en el sector extractivo (72%) e industrial (28%), generando un crecimiento económico importante (Produce, 2017).

En el Perú, se cultivan diversas especies acuáticas, dentro de las cuales se encuentran los peces amazónicos, siendo las principales especies de cultivo la gamitana "*Colossoma macropomum*", el paco "*Piaractus brachypomus*", boquichico "*Prochilodus nigricans*", sábalo cola roja "*Brycon cephalus*" y el paiche "*Arapaima gigas*" (Mendoza, 2011). Entre estas especies, *Brycon cephalus* destaca debido a ser una especie de importancia en la seguridad alimentaria, así como una fuente de trabajo para las comunidades locales de pescadores, por tener un potencial acuícola con muy buenas perspectivas de mercado y por representar una de las especies socioeconómica más importante en la región amazónica (Soto, 2005; López, 2010). Actualmente, los departamentos de Loreto, San Martín, Madre de Dios y Ucayali, se están convirtiendo en las principales zonas de producción acuícola de peces amazónicos en el país, siendo el primero de mayor volumen de cosecha alcanzando 810 TM, seguida por Loreto, con 642 TM correspondiendo al sábalo cola roja una comercialización de 114 TM, en el mercado interno (Mendoza, 2011).

Esta especie nativa, al igual que las otras de importancia económica en la Amazonía, son susceptibles al ataque e invasión de agentes infecciosos virales, bacterianos, micóticos y parasitarios, que pueden causar daños y lesiones en los órganos del pez. En condiciones de cultivo, los patógenos son facultativos y se mantienen en los estanques sin ocasionar daño alguno a los peces, pero cuando las condiciones se vuelven perjudiciales, llegan a disminuir las defensas naturales de estos, pudiendo producir enfermedades, que generan pérdidas económicas significativas (Dezon *et al.*, 2004; Eslava, 2009).

Diferentes parásitos son encontrados con elevada frecuencia en los peces amazónicos (Vargas, 2012), y a pesar de ello, son pocos los estudios que abarcan lo relacionado a su diversidad, específicamente de los nemátodos que afectan a los peces dulceacuícolas (Moravec *et al.*, 1997). La relación entre el parásito y el hospedero es importante porque estos causan graves daños en el pez cuando se encuentran en gran número (Allison, 1950), llegando a provocar obstrucción intestinal y lesiones severas a nivel histológico, lo cual puede llevar a la muerte (Terán *et al.*, 2004). Adicionalmente, los efectos que llegan a producir los nemátodos en los peces dulceacuícolas aun no son bien comprendidos, ya que existen pocas investigaciones que demuestren la reacción que causa en los órganos internos la presencia del parásito. Así, los nemátodos pertenecientes a la super-familia Camallanoidea, son patogénicos principalmente por la presencia de dientes en la parte anterior de su cuerpo, órgano que además de permitir su identificación, causa lesiones al adherirse a las paredes del intestino, al tiempo que se alimentan de sangre, provocando anemia, hemorragia, entre otros (Rychlinski & Deardorff, 1982; Thatcher, 1991; Terán *et al.*, 2004; Moravec, 1998).

Uno de los nemátodos que pertenece a esta Superfamilia, y que son encontrados habitualmente en muchas especies de peces de agua dulce, principalmente miembros de la familia Characidae de América del Sur (Moravec *et al.*, 1993-1997), *Brycon cephalus* (Andrade *et al.*, 2001; Andrade & Malta, 2006; Gonzaga *et al.*, 2007; Müller, 2008), es *Procamallanus inopinatus*. Lamentablemente, no existe información referente al grado de infestación de este parásito en el pez de estudio. Por eso, el objetivo de esta investigación es realizar la caracterización estructural de *Procamallanus inopinatus*, así como evaluar los órganos gastrointestinales del hospedero para describir las lesiones que este parásito puede provocar en el “Sábalo cola roja” (*Brycon cephalus*) procedente de la acuicultura en Iquitos. Esperamos que esta investigación aporte al conocimiento de los parásitos y las lesiones que causan en esta especie amazónica para mejorar el diagnóstico y controlar las infestaciones.

II. ANTECEDENTES

2.1 COMERCIO DE PECES DE CULTIVO

La acuicultura es una actividad que se encuentra en proceso de expansión, con grandes oportunidades de crecimiento por la diversidad de especies con potencial en la acuicultura, entre los que destacan los peces amazónicos, pudiendo aportar significativamente al Producto Bruto Interno (PBI), debido a la aceptación de los peces en el mercado interno, que consume aproximadamente 80 000 TN de pescado al año, contribuyendo a la seguridad alimentaria y como una fuente de trabajo para piscicultores. La producción de peces amazónicos sustituye a la pesca de captura, en donde los peces con mayor demanda se encuentran en el límite de explotación, poniendo en estado de riesgo la sustentabilidad de las mismas (Soto, 2005). Asimismo, las principales zonas de producción de especies nativas amazónicas son los departamentos de San Martín, Ucayali, Madre de Dios y Loreto, teniendo al sábalo cola roja, gamitana, paco, paiche, boquichico y peces ornamentales como principales especies cultivadas (Mendoza, 2011).

Las especies con mayor producción en la acuicultura amazónica son la gamitana "*Colossoma macropomum*" y el paco "*Piaractus brachypomus*", seguida por el Sábalo cola roja "*Brycon cephalus*", siendo una de las especies con mayor producción en Loreto (87 t), así como la gamitana (895 t) y el paiche (83 t), y los que se distribuyen en el mercado interno entero y en menor medida seco-salado. La producción acuícola en la Amazonia peruana en 2016 correspondió a 3,846 t, lo que representa sólo el 4 % de la producción acuícola nacional. Sin embargo, se observa aumentos significativos en la producción durante los últimos diez años y en donde es evidente que las regiones de San Martín (1800 t) y Loreto (1100 t) predominan la producción (Hartwich *et al.*, 2017).

2.2 CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE *Brycon cephalus*.

Reino	:	Animalia
Phylum	:	Chordata
Clase	:	Actinopterygii
Orden	:	Characiformes
Familia	:	Characidae
Género	:	Brycon
Especie	:	<i>Brycon cephalus</i> (Günther, 1869)
Sinonimia	:	<i>Brycon amazonicus</i> (Spix y Agassiz, 1829) <i>Brycon erythropterum</i> (Cope 1872)



Figura 1. *Brycon cephalus*

Programa de Cooperación Hispano Peruano: Guía ilustrada de flora y fauna. 2009

Las especies del género *Brycon* son considerados uno de los mayores grupos dentro de los Characiformes, el cual constituye uno de los más diversos de peces neotropicales con 395 especies (37%), presentando una gran variedad de formas, conductas y adaptaciones al medio, (Ortega *et al.*, 2012). Las especies del género *Brycon* se distribuyen en América Neotropical, desde el sur de México hasta la cuenca del río de la Plata, también en los ríos de la costa del Pacífico, Colombia, Ecuador y el norte de Perú. (Palacios *et al.*, 2007) y en cuencas como Paraná, Orinoco y Amazonas (Botero y Ramírez, 2011).

El sábalo presenta nombres varios de acuerdo a su lugar de procedencia: en Ecuador es llamado sábalo; en Brasil: matrinxã, jatuarana, en Colombia:

sábalo, bocona, sábalo cola negra, caqueta, yamu, picapico y en Perú: sábalo cola negra (*B. melanopterus*) y sábalo cola roja (*B. cephalus*) (Lasso *et al.*, 2011).

Brycon cephalus (Günther, 1869) es una especie con una amplia distribución en América del Sur: río Amazonas y sus principales afluentes en Brasil; Cuencas del río Orinoco y Esequibo (Froese & Pauly, 2017). Asimismo, *B. cephalus* también es llamado como *Brycon amazonicus* (Spix y Agassiz, 1829) y *Brycon erythropterus* (Cope 1872) ya que algunos estudios indican que son la misma especie, considerándose sinonimia (Ortega *et al.*, 2012).

Son peces grandes, pudiendo alcanzar 80 cm de longitud total (Rivadeneira *et al.*, 2010), con cuerpo elongado, regularmente comprimido, con escamas pequeñas y cabeza corta cóncava, se encuentran en caños y caudales principales de los ríos (Zapata & Usma, 2013), gregario y de hábitos migratorios, que realizan cuando se encuentran en periodo pre-reproductivo en los ríos. El desove es total y estacional, sin cuidado parental. También migran por búsqueda de alimentos y refugio. Las larvas y juveniles se encuentran en bosques inundados, lagos y ambientes lenticos (Flores & Brown, 2010).

En cultivo, se estresan fácilmente pudiendo perder sus escamas si su cuidado es inadecuado. Las lesiones más el estrés llegan a provocar desequilibrios en la ósmosis con expresión de micosis, entre otros agentes patógenos. En *B. orbignyanus* se ha descrito estrés en el manejo, cese del crecimiento, siendo menos susceptible que *B. amazonicus* (Flores & Brown, 2010).

Esta es una especie omnívora, cuya dieta en el medio natural amazónico consiste en frutos, semillas, flores, lombrices, insectos y larvas de su propia

especie (Rodríguez, 2010). En cultivo se le brinda balanceado comercial no específico, debido a que los requerimientos nutricionales aún no están establecidos, sin embargo, muestran una elevada aceptación al alimento que se le ofrece y son capaces de asimilar muy bien la proteína de origen vegetal y animal (Flores & Brown, 2010).

Brycon cephalus, en ambiente natural, presenta un desove al año durante el periodo de lluvias (Flores & Brown, 2010), realizando migraciones en los meses de noviembre a enero. La información acerca de los huevos y larvas es escaso en comparación con el conocimiento del estadio adulto. *Brycon cephalus* es una especie que solo puede reproducirse en cautiverio/cultivo por medio de inducción hormonal, con muchos obstáculos que impiden que su reproducción alcance el mismo nivel de *Colossoma macropomum*, debido a una baja supervivencia de sus larvas, alrededor del 20%, por el canibalismo (Moraes & Affonso, 2012). Esto último obstaculiza el suministro de juveniles a los productores dentro de la región (Andrade *et al.*, 2001). Los procedimientos de inducción y desove son similares al de otra especie migratoria (Flores & Brown, 2010), pero los reproductores son muy sensibles al manejo, observándose porcentajes muy altas de mortalidad en *B. amazonicus* y *B. orbignyanus* después de la presión abdominal (Zaniboni *et al.*, 2006).

2.3 FAUNA PARASITARIA EN PECES DEL GENERO *Brycon* PRESENTES EN LA AMAZONIA.

Tavares-Días *et al* (2001), sostienen que el ambiente acuático en peces de cultivo facilita la invasión de agentes patógenos, gracias a la mayor concentración de animales en los estanques, en comparación con la de ambiente natural, siendo un problema grande para la acuicultura. Esto fue

comprobado por estos mismos autores cuando al analizar branquias, ciegos e intestino de 26 ejemplares de *Brycon cephalus* provenientes de Brasil, identificaron helmintos y monogeneos.

En ambientes naturales se registraron a especies de Monogeneos de la familia Dactylogyridae en branquias, identificando a *Jainus amazonensis*, y al nemátodo *Spirocamallnus inopinatus*, en la región anterior del intestino, descartando la presencia de parásitos sanguíneos en *B. amazonicus*, en Brasil (Andrade *et al.*, 2006).

Asimismo, Cabrera & Rivadeneyra (2014) identificaron a los nemátodos *Procamallanus inopinatus*, *Procamallanus sp* y un ejemplar de la familia Pharyngodonidae, ninguno con presencia de potencial zoonótico en alevines de *B. cephalus* “sábalo cola roja”, siendo el primer reporte de *Procamallanus sp.* en esta especie.

Investigaciones realizadas por Andrade *et al* (2001), quienes analizaron alevinos de *B. amazonicus* colectados del lago Catalao, en el estado de Amazonas, encontraron peces infestados con el nemátodo *Spirocamallanus inopinatus*, cestodos en estadios larvarios y acantocéfalos. Del mismo modo, Andrade *et al* (2006), monitoreando la fauna parasitaria de *B. amazonicus*, reportó que estaban infectadas con el nemátodo *Spirocamallanus inopinatus*, y con el copépodo *Ergasilus bryconis*.

Vásquez *et al* (2003) colectaron ejemplares de *Brycon whitei* en el río Morador, los cuales estuvieron parasitados por nemátodos *Contracaecum sp* y tremátodos *Diplostomum compactum*. En dicho estudio se pudo observar durante todo el año alta parasitosis por nemátodos ascaroideos, en la porción

inicial y paredes del intestino, cavidad abdominal e interior del estómago. Además, entre noviembre y diciembre se observó la mayor parasitosis (8%) por larvas enquistadas en el hígado, estómago, región pilórica, intestinos, cavidad abdominal y gónadas. En tres de los peces se observó el trematodo *Diplostomum compactum*, que produce la enfermedad del trematodo del ojo-ceguera parasitaria o diplostomiasis y los 3 presentaron exoftalmia unilateral. Saraiva *et al* (2006) analizaron 60 ejemplares de *Brycon hilarii* en estación seca y húmeda en el río Juba, de las cuales sólo el 17 (28,3 %) fueron parasitadas por nemátodos de *Contracaecum sp.* Larvas tipo 1 y tipo 2 en el mesenterio e hígado, y *Neocucullanus neocucullanus* y *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* en el intestino y ciego pilórico. El porcentaje de positividad en estos dos órganos fue muy similar (46,2 % en intestino y el 53,8% en el ciego pilórico). *Procamallanus inopinatus* se registró principalmente en el apéndice pilórico (77,8 %), con menos frecuencia en el intestino y fue el primer informe de parásitos de peces del río Juba y de la presencia de larvas de *Contracaecum* en *B. hilarii*.

Müller (2008), analizó ejemplares de matrinxã (*Brycon amazonicus*) en las dos lagunas de Río das Pedras Granja, Campinas, SP, entre junio de 2005 a septiembre de 2006 con el fin de identificar/caracterizar/estudiar la fauna parasitaria de helmintos que presentaron los estanques, identificando en el intestino delgado a *Procamallanus inopinatus* con una prevalencia de 56,3 %, concluyendo que *P. inopinatus* aparentemente no causó problemas a la salud del huésped. Del mismo modo, en *Brycon amazonicus* de la Amazonia central, Malta *et al* (2009), registraron nemátodos en el tracto digestivo: *Spirocamallanus inopinatus*, *Cucullanus sp.* y *Rabdochona sp.* Adicionalmente, en una comparación de las comunidades parasitarias de *B. amazonicus* y *B. melanopterus*, provenientes de los ríos Negro y Solimões, se registró en *B. amazonicus* a *Procamallanus inopinatus* (26,7% y 35,5%), *Rhabdochona acuminata* (0% y 3,23%) en intestino y *Contracaecum* tipo 2 (10% y 16,13%) en mesenterio. y para *B. melanopterus* a *P. inopinatus*

(33,3%), *R. acuminata* (3,34%) en intestino y *Contracaecum* tipo 1 (60%) en mesenterio. (Ribeiro *et al.*, 2016), en el estudio se registró por primera vez la presencia de larvas de *Contracaecum* en especies *Brycon* en la cuenca hidrográfica del Amazonas.

2.4 MORFOLOGIA GENERAL DE LOS NEMÁTODOS

Los nemátodos, son mayormente conocidos como gusanos redondos por la forma que tienen cuando se les realiza un corte transversal. En general, este grupo de parásitos presentan formas cilíndricas, filiformes, en hilo, fusiformes y pocas veces en saco. Estos parásitos también varían en cuanto al tamaño, encontrándose desde microscópicos (0.47 mm), hasta longitudes con varios metros (8 m).

Los nemátodos presentan el cuerpo cubierto con cutícula, la cual puede presentar variaciones como espinas, ganchos y crestas. Su cuerpo es no segmentado en la parte interna y por debajo de la pared de cutícula se encuentra la epidermis y una capa de células musculares (Lee, 2002).

2.4.1 Cutícula (Anexo 4)

La cutícula presenta diversas características, las cuales derivan de sus capas.

Punteadas. - comúnmente observada en nemátodos marinos y de agua dulce, la región punteada se encuentra localizada en áreas pequeñas por debajo de la cutícula.

Estrías transversales. - se encuentra en todos grupos de nemátodos, se distinguen con facilidad.

Bursales. – esta cutícula solo se observa en las super-familias Trichostrongyloidea, Molineoidea y Heligmosomoidea. Es notorio observar crestas longitudinales cuticularizadas, las cuales nacen de la región cefálica.

2.4.2 Epidermis

También comúnmente conocido como hipodermis, cubierta por cutícula y puede ser celular o sincitial. Esta característica resalta la capa que rodea al pseudoceloma en la región dorsal, lateral, ventral medio y saliente (conocidas como cuerdas laterales o de la epidermis). Estas cuerdas forman parte de los canales excretores.

2.4.3 Músculos Somáticos

Se localizan en conjunto en la epidermis (células del músculo somático). Estas células son fusiformes, se distribuyen longitudinalmente y a su vez se dividen en no contráctil y contráctil. La porción contráctil presenta diferentes células: platymyarian, coelomyarian y circomyarian

2.4.4 Pseudoceloma

Se encuentra en el espacio posterior al anillo nervioso (región anterior del cuerpo del nemátodo). El espacio presenta un líquido el cual cubre la región

digestiva del nemátodo, así como los órganos reproductivos (Bird & Bird, 1991).

2.4.5 Estructuras internas (Anexo 3)

Presentan una cápsula bucal en la región anterior con estructuras en formas de bordes, tridentes, dentículos y platos. La estructura del esófago depende de la especie, y en ocasiones se encuentra dividido en dos: esófago muscular y el glandular, siendo la muscular más corta y angosta. Existen tres tipos de glándulas ubicadas en la pared del esófago: dos sub-ventrales y una dorsal. El intestino presenta forma de tubo recto, en algunos casos está provisto en la región anterior con un ciego (hasta dos, dependiendo de la especie). El recto del nemátodo se localiza en la extremidad posterior. El sistema nervioso lo compone el anillo nervioso, que se encuentra localizado en el esófago, el cual presenta una asociación con el ganglio central. El sistema excretor es distinto ya que depende de la especie de nemátodo y la ubicación de este ayuda a estudios de diagnóstico. Los nemátodos presentan dimorfismo sexual (hembras con el cuerpo más largo que los machos) y presentan sexos separados (Caspeta-Mandujano, 2010).

2.4.5.1 Boca y labios (Anexo 5)

La boca y labios de nemátodos presentan una orientación terminal y están cubiertas por la cutícula. El nemátodo común presenta una simetría Hexa radial y la boca rodeada de seis tipos de labios, que permiten su clasificación según la fusión de estos (De Coninck, 1965).

**2.5 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS 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)
GENERO	Procamallanus (Baylis, 1923)
SUBGENERO	<i>Denticamallanus</i> (Moravec & Thatcher, 1997)
ESPECIE	<i>Procamallanus</i> (<i>Denticamallanus</i>) sp

Procamallanus (*Denticamallanus*) BAYLIS, 1923

Nemátodo con cápsula bucal esclerotizada e incolora de paredes gruesas provista en su interior de engrosamientos helicoidales (de 10 a 11), así mismo puede presentar dientes en la abertura de la boca. Presenta el esófago el cual está dividido en dos regiones: muscular y glandular. Cola cónica. Estas características son descritas por Moravec (1998) para la creación de un nuevo subgénero, *Denticamallanus*.

2.6 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE *Procamallanus inopinatus*, según Moravec (1998) (Anexo 6)

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)
GENERO	Procamallanus (Baylis, 1923)
SUBGENERO	<i>Spirocamallanus</i> (Olsen, 1952)
ESPECIE	<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>inopinatus</i> (Travassos, Artigas <i>et al.</i> , Pereira, 1928)

Este nematodo, presenta el cuerpo alargado, con cutícula casi lisa, con una capsula bucal quitinizada, que esta provista de dos dientes. La capsula bucal presenta paredes delgadas, que consta de engrosamientos espirales o helicoidales en la superficie interna. También presenta un esófago muscular y glandular, con un poro excretor situado a nivel posterior del anillo nervioso.

Presentan dimorfismo sexual, siendo las hembras de mayor tamaño que los machos. Las hembras grávidas miden 18.18-39.95 mm, con un ancho máximo de 0.406-1.034 mm; el ancho de su cápsula con el anillo basal es de 0.090-0.177 mm, con 13-20 engrosamientos espirales. El largo del esófago muscular es de 0.408-0.558 mm, con ancho de 0.150-0.190 mm y del glandular 0.680-1.020 mm, con ancho de 0.177-0.272 mm. Vulva post ecuatorial 9.15-15.44 mm desde la terminación posterior del cuerpo (51-63% de longitud corporal) entre labios vulvares elevados, cola cónica, relativamente corta (0.177-0.258 mm) con la punta casi redondeada.

Los machos tienen una longitud corporal de 5.25-8.79 mm, con un ancho máximo 0.163-0.367 mm, cápsula bucal incluida el anillo basal 0.054-0.132 de largo y 0.048-0.111 mm de ancho, con 8-18 engrosamientos espirales.

La longitud del esófago muscular de 0.258-0.408 mm, con 0.090-0.141 mm de ancho y el largo del esófago glandular 0.435-0.721 mm y 0.090-0.180 mm de ancho. Presentan 10 pares de papilas caudales en región posterior de su cuerpo, con un par de espículas (pequeñas, curvas y cuticularizadas) de similar longitud (0.075-0.135 mm).

2.7 CICLO DE VIDA DE LA FAMILIA CAMALLANIDAE

Las larvas del primer estadio de la familia camallanidae son liberadas de la hembra grávida y en el agua son ingeridas por los copépodos. Dentro de los copépodos (HI) se alojan en la cavidad corporal donde mudan dos veces (3 y 5 días después de la infección). Las larvas del tercer estadio son el estado infectivo para los peces (miden 0.65-0.73 mm) y las L1 son liberados a través de las heces al agua y se repite el ciclo. (Figura 2). Las larvas del primer estadio se caracterizan por la presencia de una cápsula bucal esclerotizada, esófago dividido y una cola con tres prolongaciones digitiformes.

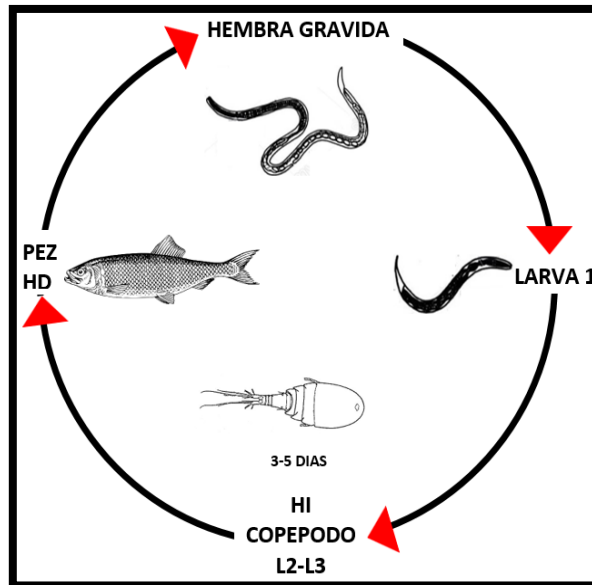


Figura 2. Ciclo de vida de la familia Camallanidae

2.8 CARACTERISTICAS DEL TRACTO GASTROINTESTINAL DE PECES

2.8.1 Ciegos pilóricos

Los ciegos pilóricos son apéndices tubulares, que varían en forma, número y tamaño, localizándose entre el estómago (región pilórica) y el intestino anterior (Albrecht et al., 2000). Los peces que presentan ciegos pilóricos (Hossain & Dutta, 1998), son aproximadamente el 60% de las especies ícticas (Suyehiro, 1942) y son considerados adaptaciones del sistema digestivo. Su presencia en carnívoros es mucho más desarrollada que en herbívoros (Buddington & Diamond, 1987) y se encuentran recubiertos por un epitelio cilíndrico simple, con una musculatura cecal que se encarga de mover el contenido intestinal. Además, estos pliegues poseen una capa delgada con musculo liso y con escasa presencia de células caliciformes. Asimismo, poseen gran cantidad de acinos que se comunican vascularmente y por conductos con los ciegos pilóricos (Eslava et al., 2000). Hamlin et al (2000),

verificaron que la estructura de los ciegos pilóricos comienza a desenvolverse como una saliente que divide a la región anterior del tubo digestivo en estómago e intestino medio. Esta elevación desarrolla proyecciones digitiformes revestidas por epitelio con microvellosidades. Los ciegos pilóricos constituyen una de las adaptaciones para ampliar la superficie de revestimiento intestinal, así como la capacidad de absorción de nutrientes por el pez (Buddington & Diamond, 1986).

2.8.2 Intestino

El intestino se sitúa desde los ciegos pilóricos hasta el ano, con longitud corta en carnívoros y más larga en herbívoros (Gil *et al.*, 2014). Presenta pliegues que hacen que el paso del alimento se retarde y así logren una mayor absorción de los nutrientes (Atencio *et al.*, 2003). Está formado por la capa mucosa, submucosa, muscular y serosa (Orvay, 1993) y anatómicamente por tres regiones: anterior, posterior y recto. La capa mucosa presenta células caliciformes (Atencio *et al.*, 2003). La mucosa presenta pliegues junto con glándulas que secretan enzimas (sacarasa, lipasa y lactasa) las cuales actúan en la digestión de alimentos y digestión de grasas (Gil *et al.*, 2014). En la parte posterior del intestino se observa una mayor cantidad de células caliciformes, lo cual permite que se pueda diferenciar las partes (anterior y posterior) (Atencio *et al.*, 2003). La capa muscular consta de fibras musculares lisas en la región anterior y posterior y la serosa está compuesta por mesotelio, tejido conjuntivo y vasos sanguíneos (Pereyra *et al.*, 2000).

III. HIPOTESIS

Afectará la frecuencia parasitaria de *Procamallanus inopinatus* en la infección de “Sábalo cola roja” (*Brycon cephalus*).

IV. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

- Determinar los efectos de la frecuencia parasitaria de *Procamallanus inopinatus* y su caracterización estructural asociados a las lesiones histológicas en “Sábalo cola roja” (*Brycon cephalus*), en muestras de ambientes controlados de Iquitos-Nauta.

4.2 Objetivos específicos

- Identificar y caracterizar morfológicamente mediante microscopia electrónica de barrido a *P. inopinatus*.
- Identificar los géneros de parásitos que afectan al sábalo cola roja (*B. cephalus*) hasta el menor nivel taxonómico posible.
- Determinar los órganos con mayor frecuencia de infección parasitaria en el sábalo cola roja (*B. cephalus*).
- Caracterizar en nivel histológico, las principales alteraciones patológicas detectadas.
- Calcular los índices parasitarios para *Procamallanus inopinatus*.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 LUGAR DE REALIZACIÓN DEL ESTUDIO

El estudio parasitológico e histopatológico fueron realizados en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia y el estudio de caracterización estructural se realizó en la Universidade Estadual de Campinas- Instituto de Biología. São Paulo, Brasil.

5.2 POBLACIÓN Y MUESTRA

La población estuvo constituida por especímenes juveniles y adultos de *Brycon cephalus* “Sábalo cola roja”, provenientes de centros piscícolas del eje carretera Iquitos-Nauta, durante los meses de julio y agosto de 2017 (Anexo 1). Para el cálculo del tamaño de muestras se empleó la fórmula para estimar una proporción para poblaciones finitas (Wayne, 1996), y de forma aleatoria:

Formula:

$$n = \frac{NZ^2pq}{(N - 1)E^2 + Z^2pq}$$

Donde:

N: número de peces a muestrear

Z: 1.96 (95% de nivel de confianza)

p: p= 0.90 (Prevalencia referencial, muestreo piloto, 2016)

q: 1-p: 0.10 (complemento de la prevalencia referencial)

E: error máximo admisible (0.10)

Se obtuvo una muestra constituida por 38 peces, que fue calculada en base a una prevalencia previa (muestreo piloto) de *Procamallanus inopinatus* del 90%, con un nivel de confianza al 95% y un margen de error de ± 0.10 .

5.3 OBTENCIÓN DE MUESTRAS

Los especímenes colectados de estanques con redes y anzuelos fueron colocados en bolsas de polietileno conteniendo agua. Posteriormente se realizó las mediciones de longitud (total, estándar y de horquilla) y peso. Luego fueron examinados macroscópicamente para la detección de posibles parásitos y finalmente se realizó la necropsia. Los especímenes fueron sacrificados mediante las normas éticas de sacrificio de peces (Malta *et al.*, 1982), mediante la introducción de un estilete en el orificio (fontanella) de la parte superior de la cabeza, realizando un ligero movimiento lateral para seccionar la médula.

5.4 ANÁLISIS PARASITOLÓGICO

5.4.1 Necropsia de los peces

Fue realizada utilizando un estilete, haciendo un corte medular, luego se registraron datos de longitud, utilizando un ictiómetro graduado en centímetros y una balanza graduada en gramos, registrando los datos en un formulario (Anexo 2)

5.4.2 Colecta de parásitos

Luego, se realizó un corte en la cavidad abdominal y se realizó una evaluación in situ. Se retiró el tracto gastrointestinal (estomago, ciegos pilóricos e intestino), individualizando cada uno y colocándolos en placas petri con agua destilada, con ayuda de tijeras y estiletes se procedió a examinar cada órgano en busca del nemátodo *Procamallanus inopinatus*.

5.4.3 Colecta y fijación de los nemátodos.

Los nemátodos encontrados en tracto gastrointestinal fueron removidos con pinceles y estiletes, colocados en placas Petri con agua destilada. Posteriormente, se fijaron en alcohol caliente al 70% con la finalidad de que estos murieran con el cuerpo totalmente estirado y relajado, y finalmente colocados en viales con alcohol al 70% para su conservación. También se colectaron los nemátodos en frascos estériles con glutaraldehído al 3% para su caracterización estructural.

5.4.4 Clarificación de los nemátodos

Para la clarificación de los nemátodos se utilizó la solución de alcohol-fenol. Los nemátodos fueron colocados en láminas que contenían la solución aclarante por un aproximado de 5 minutos. Posteriormente se observó en el microscopio óptico para el estudio taxonómico. Luego se lavó y conservó al nemátodo en alcohol de 70%.

5.4.5 Identificación de parásitos

Los parásitos ya visualizados en el microscopio óptico de luz común, fueron fotografiados y sus características anotadas para determinar la especie, esta identificación taxonómica se basó en caracteres de la morfología externa e interna, siguiendo lo propuesto por Moravec (1998). La confirmación de los especímenes identificados fue realizado el Dr. Manuel Tantaleán V., Profesor emérito de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Parasitología en fauna Silvestre y Zoonosis.

5.5 CARACTERIZACIÓN ULTRAESTRUCTURAL

La elaboración del material para ejecutar la microscopia electrónica de barrido se realizó siguiendo la metodología para especies biológicas (Marchant, 1973), el cual consiste en el uso de glutaraldehído al 3% para la fijación de los nematodos. Una vez fijados, se limpiaron con un equipo de ultrasonido, seguidamente se deshidrataron en diversas concentraciones de etanol (25%, 50%, 75%), finalizando en acetona pura (20-30 minutos cada una). Las muestras se lavaron 3 veces por 15 min por en las diferentes concentraciones de alcohol. Las muestras en acetona pura fueron secadas por punto crítico y montadas en porta láminas. Posteriormente, fueron bañadas con una capa delgada de oro en un vaporizador en frío para así transmitirles conductividad y puedan ser visualizados en el microscopio electrónico de barrido (MEB). Las muestras se observaron en el MEB, perteneciente a la Universidade Estadual de Campinas- Instituto de Biología. São Paulo, Brasil.

Asimismo, los ejemplares de *Procamallanus inopinatus* colectados en alcohol al 70% fueron examinados usando el Microscopio de contraste Interferencial (DIC) usando una computadora equipada con el software de captura de imágenes Axiovision 4.1 acoplado al microscopio Axioplan 2 Zeiss.

5.6 ANÁLISIS HISTOPATOLÓGICO

Se utilizaron técnicas histopatológicas para identificar las alteraciones causadas por este nemátodo. Al momento de realizar la necropsia se tomaron piezas del tracto gastrointestinal (ciegos pilóricos e intestino) con presencia del nemátodo *Procamallanus inopinatus*; colocándolos en frascos con formol al 10%. Los tejidos fueron deshidratados en concentraciones ascendentes de alcohol etílico, embebidos en parafina, clarificados y seccionados en 5µm de grosor, luego fueron coloreados con hematoxilina-eosina (HE) y examinados bajo microscopio óptico de luz común con la finalidad de observar alteraciones histológicas, tomándose microfotografías.

5.7 ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE DATOS.

5.7.1 Índice parasitario

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

Prevalencia (%) de parásitos

Peces infectados, dividido entre el total de peces examinados.

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

Intensidad media

Total de parásitos dividido por la cantidad de hospederos infectados.

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

Abundancia

Número total de parásitos en un hospedero.

$$A = N^{\circ} \text{ total de parásitos de una especie}$$

Abundancia media

Total de parásitos en la muestra dividido entre el total de hospederos infectados o no infectados.

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

5.7.2 Lugar de fijación y estatus comunitario

Lugar de fijación

Se determinó por examen visual directo de los órganos del pez en el momento de la colecta.

Estatus comunitario

Fue calculado de acuerdo a la prevalencia de los parásitos, clasificando a las especies en central, secundario y raros, según Bush y Holmes (1986):

Principales o central “Core” (> 45%): Son aquellas especies que están presentes en más de dos tercios de la cavidad intestinal de pez.

Secundarios(entre 10 y 45%): Son aquellas especies que están presentes en una a dos terceras partes de la cavidad intestinal de pez.

Raros “Satélite”(< 10%): Son aquellas especies que están presentes en menos de un tercio de la cavidad intestinal de pez.

5.7.3 Clasificación de la lesión según el grado de afección por su extensión

Los cambios y/o alteraciones histopatológicas en intestino y ciegos pilóricos, fueron clasificados en: trastornos inflamatorios, trastornos circulatorios, trastornos del crecimiento, trastornos degenerativos.

La frecuencia de estas alteraciones fue clasificada por su extensión (Reimschuessel *et al.*, 1992):

Escaso: 0% - 25% de la superficie del órgano.

Leve: >25% - 50% de la superficie del órgano.

Moderado: >50% - 75% de la superficie del órgano.

Severo: >75% - 100% de la superficie del órgano.

VI. RESULTADOS

6.1 ESTUDIO PARASITOLÓGICO

6.1.1 Micrografía en Microscopio de Contraste de Fase

El análisis de microscopía de contraste de fases permitió observar características propias de la especie, la cual es fundamental para su identificación y caracterización. En la extremidad anterior fue posible evidenciar una capsula bucal quitinizada, en cuyo interior presenta engrosamientos helicoidales (Figura 3 y 4). También presenta un esófago, el cual consta de dos porciones: muscular y glandular (Figura 3 y 6). En cuanto a los órganos reproductores, en los especímenes machos, fue posible observar un par de espículas cuticularizadas (Figura 7).



Figura 3. *Procamlanus inopinatus*. Vista lateral-región anterior. Detalle de la cápsula bucal y engrosamientos helicoidales (flechas rojas), esófago muscular (flecha negra), esófago glandular (flecha blanca). 10x

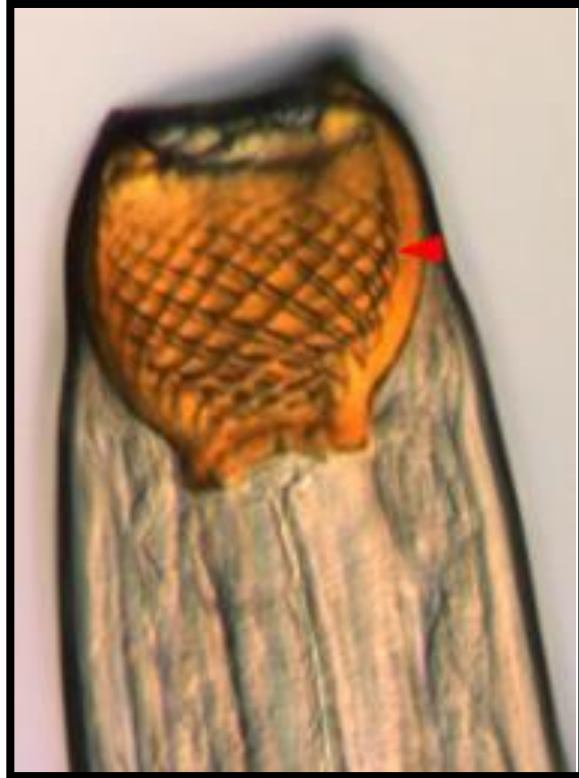


Figura 4. *Procamlanus inopinatus*. Vista lateral-región anterior. Detalle de la cápsula bucal y engrosamientos helicoidales (flechas rojas). 40x



Figura 5. *Procamlanus inopinatus*. Vista lateral-región anterior. Cápsula bucal con mayor aumento. 40x

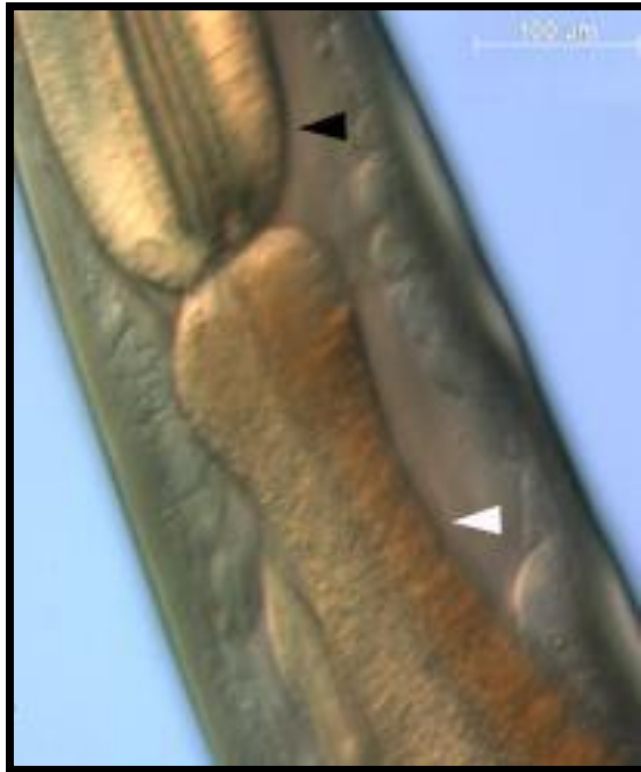


Figura 6. *Procammallanus inopinatus*. Detalle de división del esófago: muscular (flecha negra) y glandular (flecha blanca). 40x

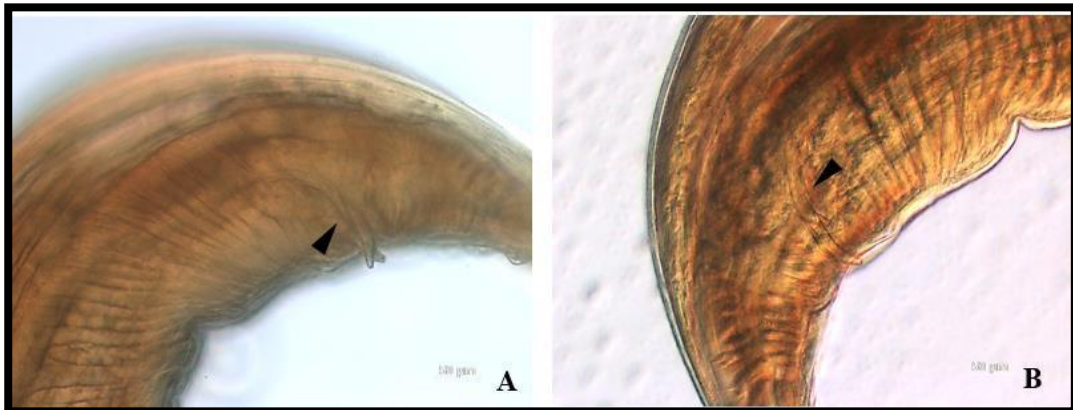


Figura 7. *Procammallanus inopinatus*. A-B: Par de espículas (Flechas negras) 10x.

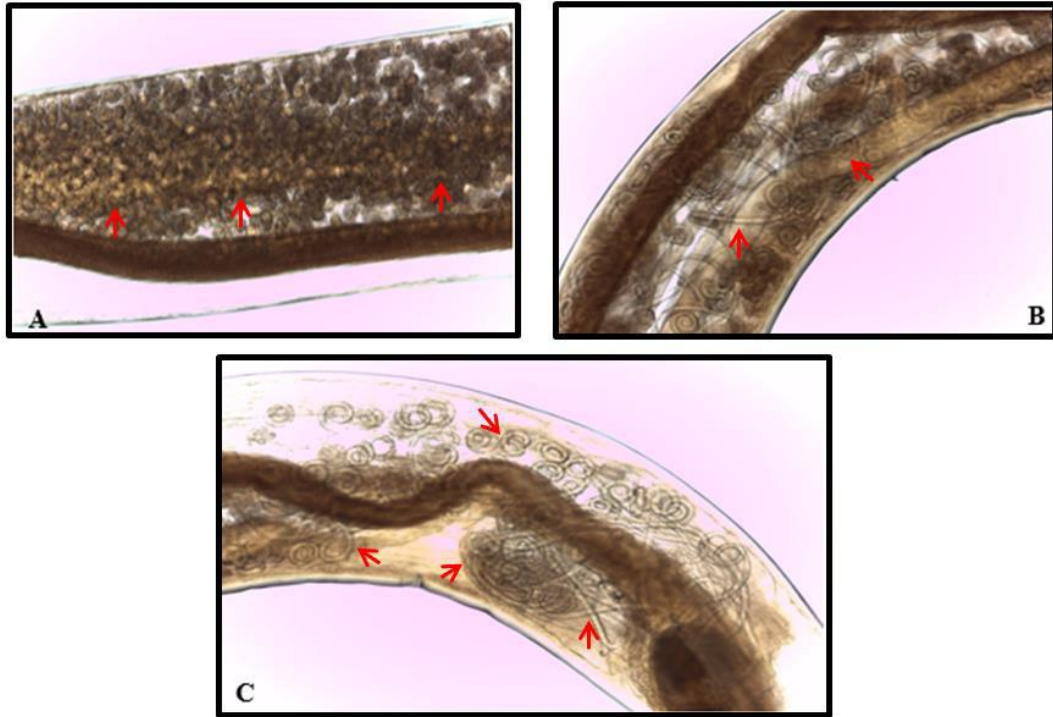


Figura 8. *Procammallanus inopinatus*. A-B-C.-Hembra grávida (huevos y larvas). 10x

6.1.2 Electrónica de Barrido. (MEB)

Con la microscopía electrónica de barrido (MEB) se pudo observar con más detalle algunas de las características de la superficie de los nemátodos, que confirma y amplía informaciones de otros autores, como Thatcher (2006), Thatcher (1991) y Moravec (1998). La estructura que se observa en la región anterior del cuerpo del nemátodo, demuestra que presenta una cápsula bucal en la cual tiene el par de dientes ventrales y dorsales. Asimismo, se observan características las cuales no pueden detallarse mediante un microscopio de luz como: papilas cefálicas internas, externas, anfídeos y 10 pares de papilas caudales (Fig. 9-10-11-12).

Finalmente, el análisis evidenció que estos nemátodos pertenecen al género *Procammallanus* (Baylis, 1923) y los mismos fueron identificados como *Procammallanus inopinatus* (Gunther, 1869).



Figura 9.Región anterior: cápsula bucal (flecha blanca), Cuerpo con cutícula casi lisa (flechas rojas). MEB de *Procamlanus inopinatus*. (x400)

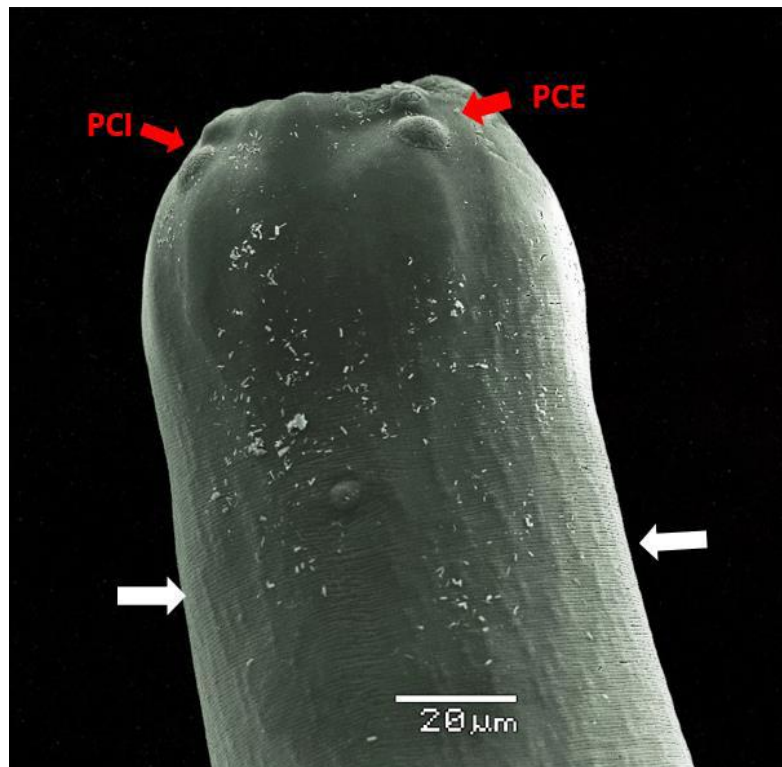


Figura 10. Región anterior. Cuerpo con cutícula casi lisa (flechas blancas); Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de *Procamlanus inopinatus* (x800).

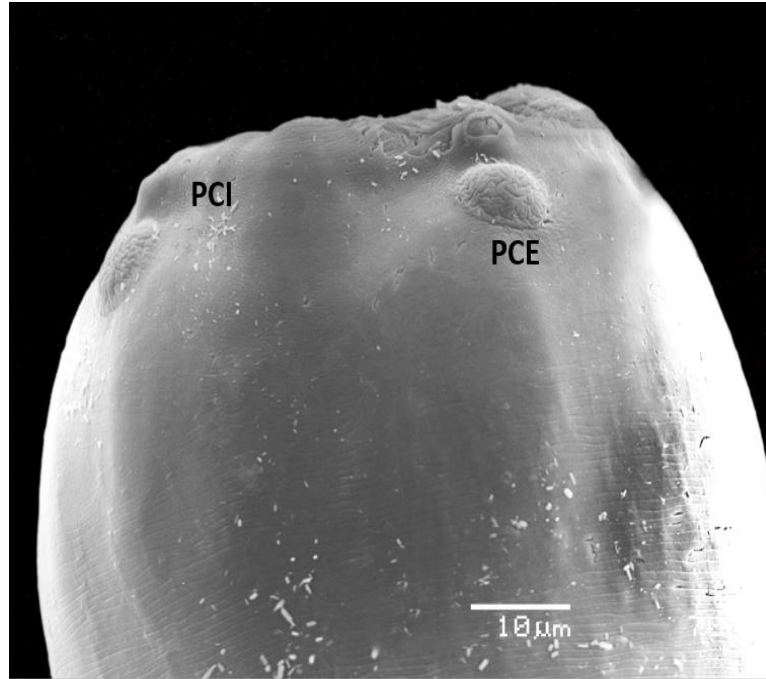


Figura 11. Vista lateral, región anterior. Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de *Procammallanus inopinatus*(x1.500).

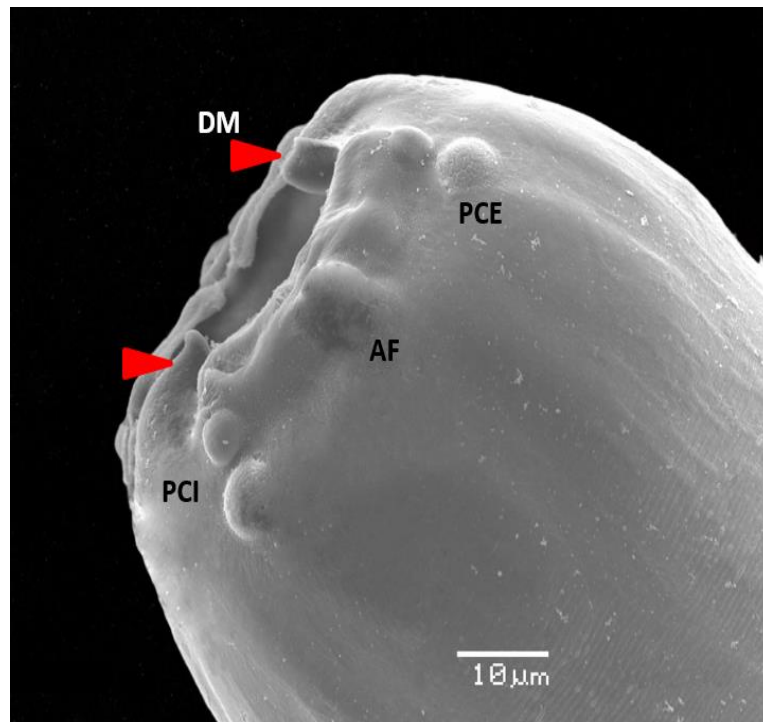


Figura 12. Vista lateral, región anterior. Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE), Par de dientes (DM) y anafideos (AF). MEB de *Procammallanus inopinatus* (x1.500)

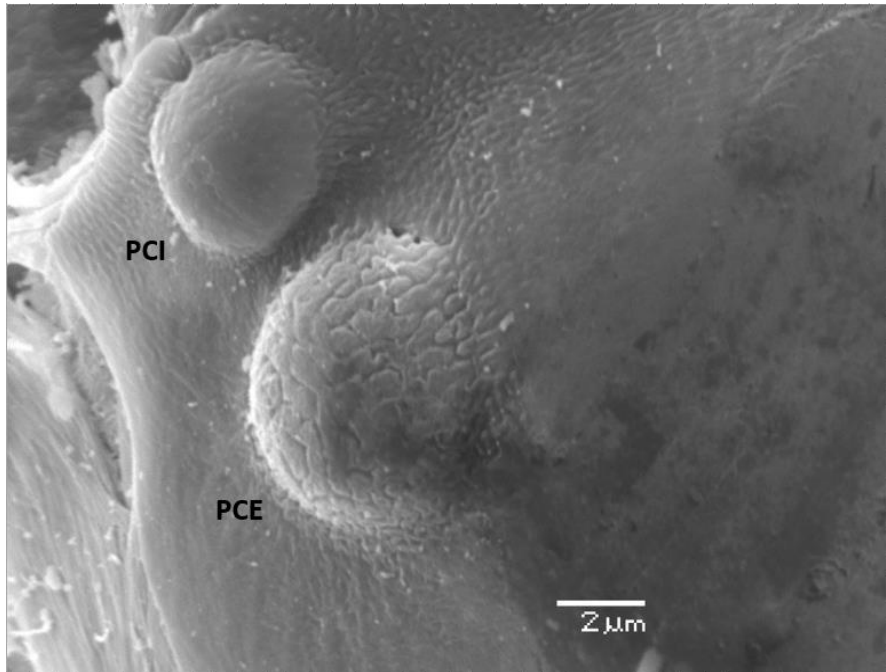


Figura 13.Detalle de las papilas cefálicas internas (PCI) y externas (PCE). MEB de *Procamlanus inopinatus*(x6.500)

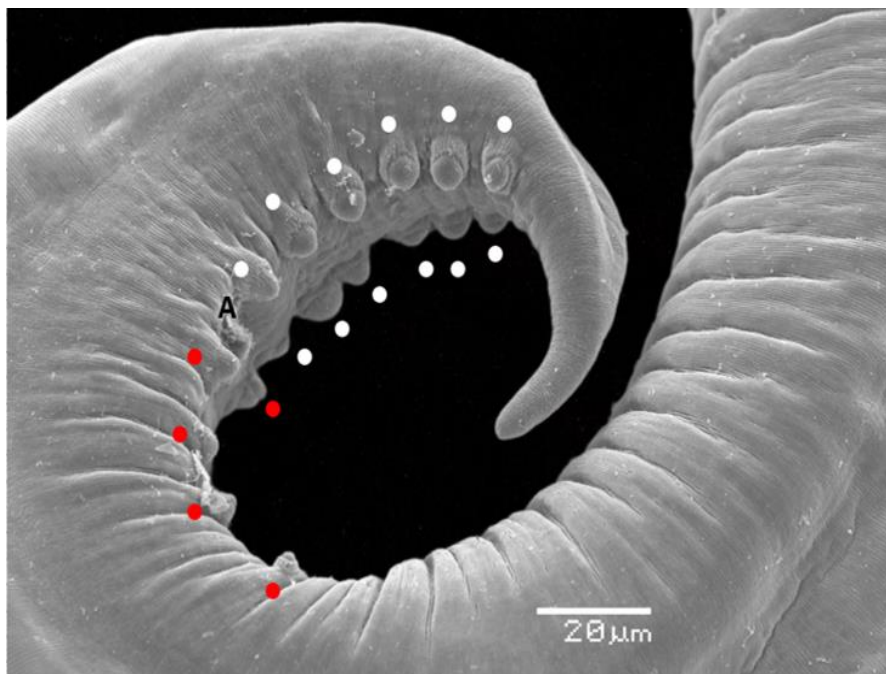


Figura 14. Región posterior (♂) Con diez pares de papilas caudales: cuatro papilas pre-caudales (puntos rojos) y seis papilas post-caudales (puntos blancos), ano (A) y colacónica. MEB de *Procamlanus inopinatus*. (x1.500)

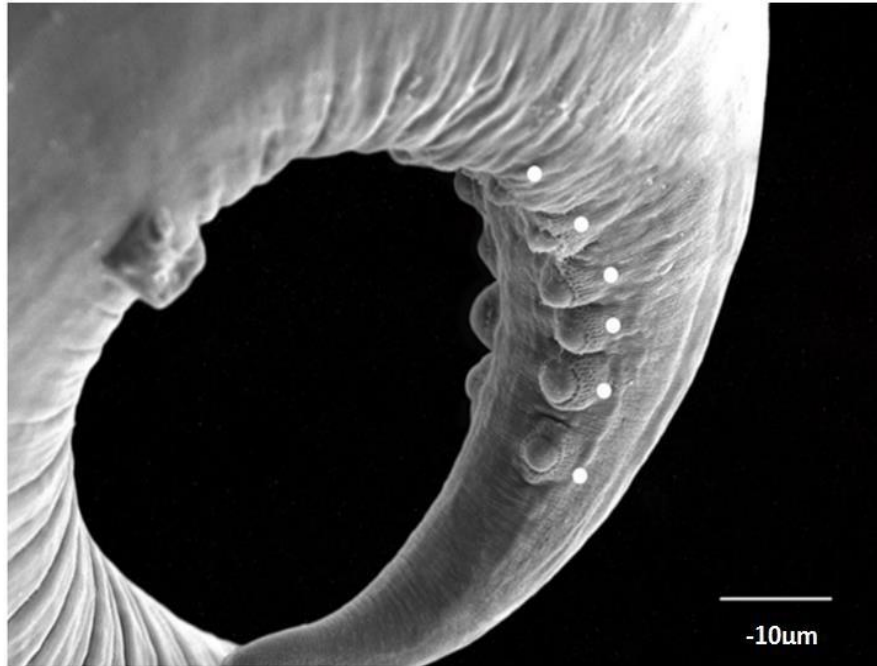


Figura 15. Seis papilas post-caudales (puntos blancos). MEBde *Procamlanus inopinatus*. (x1.500)

6.1.3 Parásitos registrados

En los 32 especímenes parasitados de *Brycon cephalus* se registró un total de 253 nemátodos a nivel del intestino y ciegos pilóricos, los cuales se identificaron de acuerdo a características morfológicas (Moravec, 1998; Thatcher, 2006) (Tabla 1)

Tabla 1. Identificación de *Procamallanus inopinatus* presente en 32 especímenes de *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de medios de cultivo, Iquitos-Perú

Nivel de identificación	Parásitos	Lugar de fijación	Nº de parásitos encontrados
Especie	<i>Procamallanus inopinatus</i>	Ciegos pilóricos	149
		Intestino	86
Especie	<i>Procamallanus</i> sp.	Ciegos pilóricos	13
		intestino	5
Total			253

6.1.4 Frecuencia parasitaria

De los 38 peces analizados, 32 estaban parasitados (84.2%), de los cuales, 32/32 presentaron nemátodos de la especie *Procamallanus inopinatus* y 8/32 también estaban infestados con *Procamallanus* sp. (Tabla 2)

Tabla 2. Frecuencia de parásitos de *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú

Parásito	N° de peces	Frecuencia
<i>Procamallanus inopinatus</i>	32	32/32
<i>Procamallanus</i> sp.	8	8/32

6.1.5 Frecuencia parasitaria según lugar de ocurrencia

Teniendo en cuenta el lugar de ocurrencia de los nemátodos registrados, 32 (32/32) de los peces parasitados presentaron al nemátodo *P. inopinatus* en ciegos pilóricos y 23 (23/32%) en intestino, mientras que *Procamallanus* sp. estuvo presente en ciegos pilóricos de 7 especímenes (87.5%) y en 3 especímenes (37.5%) el lugar de ocurrencia fue en intestino (Tabla 3)

Tabla 3. Frecuencia de nemátodos en *Brycon cephalus* según lugar de ocurrencia

	Peces parasitados		Ciegos pilóricos		Intestino	
	N°	F	N° de peces	F	N° de peces	F
Nemátodo	32	32/32	32	32/32	24	24/32
<i>Procamallanus inopinatus</i>	32	32/32	32	32/32	23	23/32
<i>Procamallanus</i> sp.	8	8/32	7	7/32	3	3/32

6.1.6 Índices parasitarios

En los 38 ejemplares de *Brycon cephalus*, se encontró una prevalencia (P) del 84.21% de nemátodos; intensidad media (IM) de 7.9; abundancia (A) de 253 y abundancia media (AM) de 6.66. De los 253 nemátodos colectados, la especie con mayor abundancia y con mayor prevalencia fue *Procamallanus inopinatus* y seguido por *Procamallanus* sp. (Tabla 4).

Tabla 4. Índice parasitario registrado en 32 ejemplares de *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú

PARASITOS	N _{pi}	INDICES PARASITARIOS			
		P (%)	IM	A	AM
Nemátodos	32	84,21	7,9	253	6,66
<i>Procamallanus inopinatus</i>	32	84,21	7,28	233	6,13
<i>Procamallanus</i> sp.	8	21,05	2,5	20	0,53

N_{pi}= números de peces infectados, P= prevalencia, IM= intensidad media
A=abundancia, AM = abundancia media.

6.1.7 Estatus comunitario

De acuerdo con la prevalencia, el nemátodo *Procamallanus inopinatus* fue considerado especie central, mientras que *Procamallanus* sp. fue considerada secundario (Tabla 5).

Tabla 5. Estatus comunitario de parásitos encontrados en ejemplares de *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú

NEMATODOS	PREVALENCIA (%)	ESTATUS COMUNITARIO
<i>Procamallanus inopinatus</i>	84,21	Central ¹
<i>Procamallanus</i> sp.	21,05	Secundario ²

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

6.2 ESTUDIO HISTOPATOLÓGICO

6.2.1 Histología de ciegos pilóricos

Con respecto al estudio histopatológico de ciegos pilóricos (Tabla 6) se observó infiltración de células inflamatorias en un 57.89% (22/38) (Fig.16-17-18), así como necrosis en un 47.36% (18/38) (Fig. 21-22). Otros hallazgos histopatológicos encontrados fueron: Descamación de las células epiteliales (Fig. 20), atrofia de los pliegues (Fig. 20) y también se detectó la presencia de nidos bacterianos (Fig. 21-22). Finalmente, también reveló la presencia de nemátodos libres en el lumen (Fig. 20-21-22).

La extensión de las alteraciones en los ciegos pilóricos fue de grado diverso, siendo el leve el más predominante, relacionado a trastornos inflamatorios por infiltración de células inflamatorias (22/38) (Tabla 6).

Tabla 6. Frecuencia de alteraciones histológicas de los ciegos pilóricos, según el tipo de trastorno y su grado de afección, en *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú

TIPO DE TRANSTORNO/ LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					ALTERACIÓN	
	Normal	Escaso I	Leve II	Moderado III	Severo IV	F	%
INFLAMATORIOS							
Infiltración de células inflamatorias	16	5	7	7	3	22/38	57.89
ADAPTACION							
Atrofia de pliegues	29	3	4	2	2	9/38	23.68
DEGENERATIVOS							
Necrosis	20	8	9	2	2	18/38	47.36
Descamación de las células epiteliales	26	6	4	2	0	12/38	31.57
OTROS							
Nidos bacterianos	36	2	0	0	0	2/38	5.26

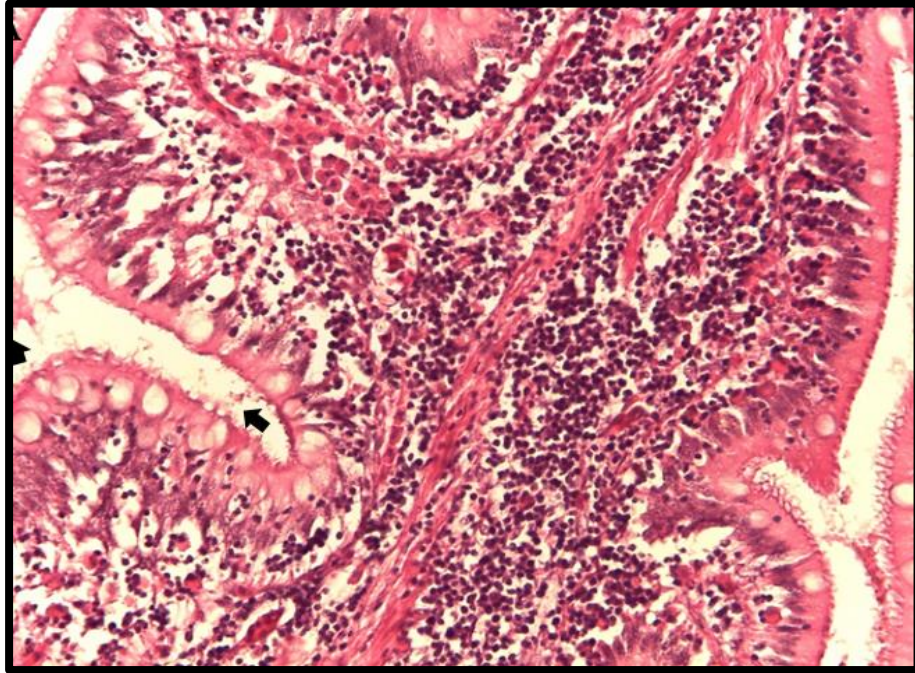


Figura 16. Infiltración de células inflamatorias a nivel de la lámina propia de la mucosa y desprendimiento de las células epiteliales (flecha negra). **H & E 40x**

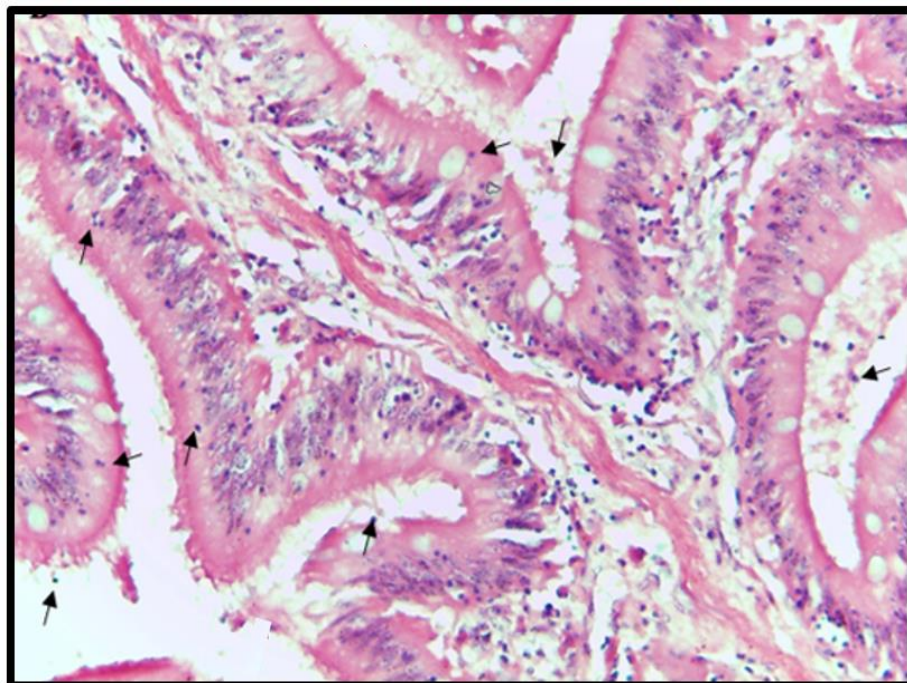


Figura 17. Infiltración de linfocitos (flechas negras) a nivel de la mucosa. **H & E 40x**



Figura 18. Lámina propia engrosada con infiltración de leucocitos. H & E:
A(10x)-B(40x)

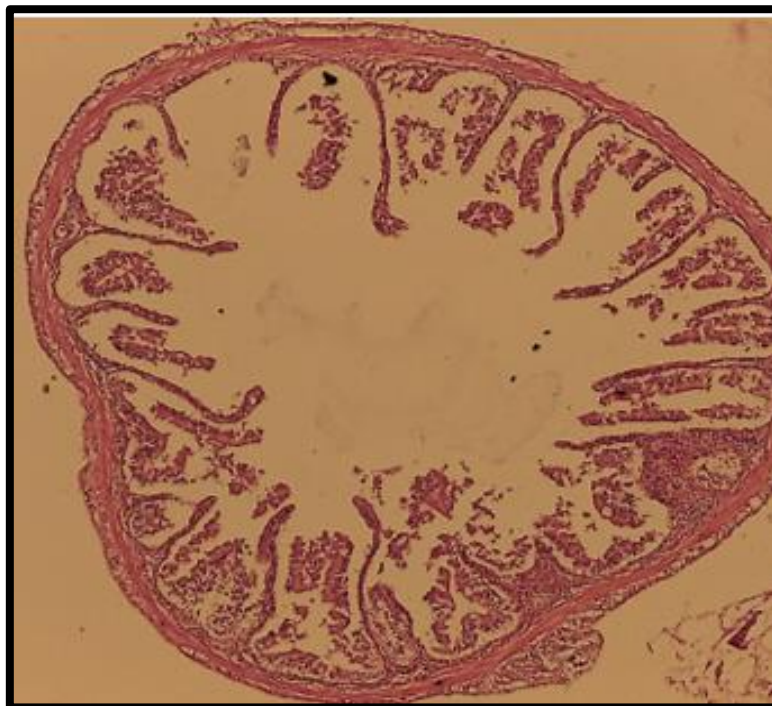


Figura 19. Autolisis. H & E10x



Figura 20. Atrofia de los pliegues (flecha negra); presencia del nemátodo en el lumen intestinal y descamación de las células epiteliales (flechas rojas). **H & E 20x**

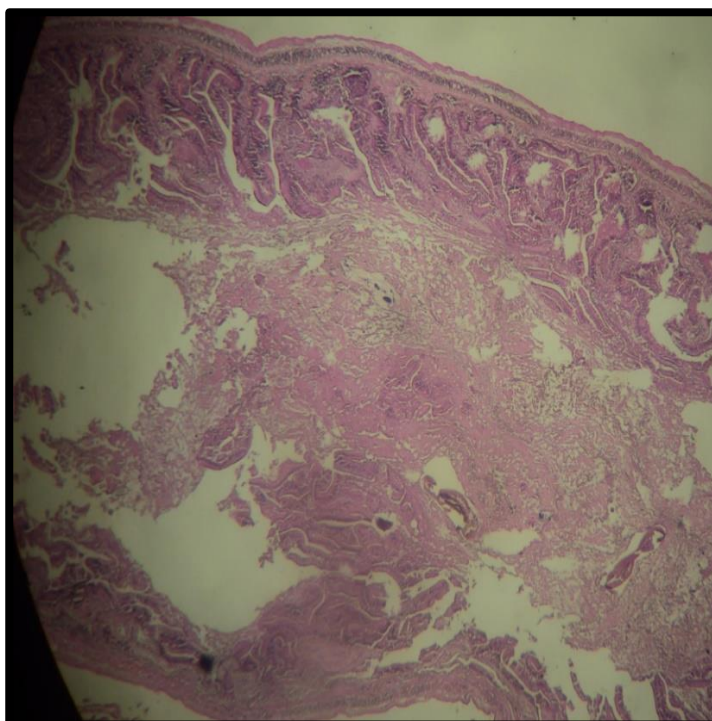


Figura 21. Necrosis (pérdida de cito-arquitectura) tanto en mucosa como en submucosa y presencia de nemátodos. **H & E 40x**

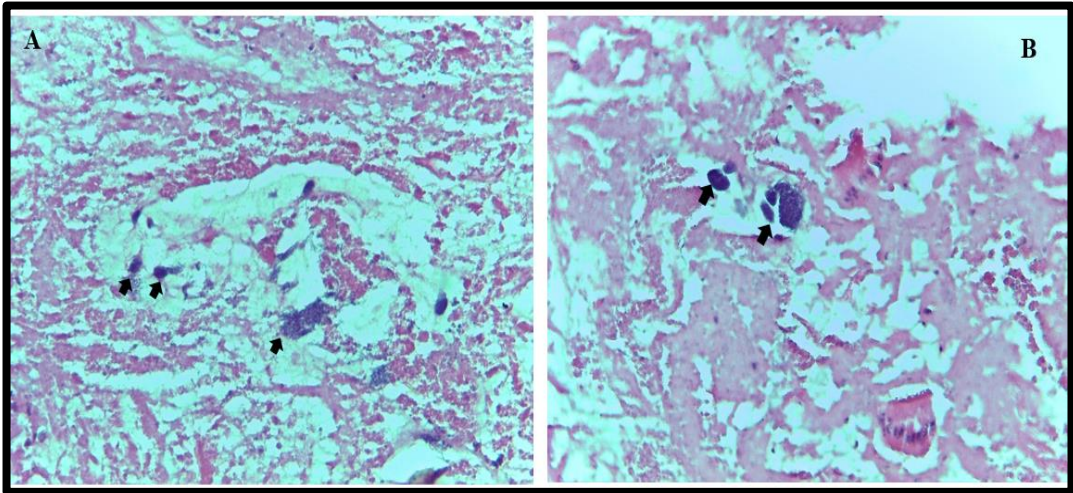


Figura 22. Presencia de nidos bacterianos (flechas negras).H & E 40x

6.2.2 Histología de intestino

En el estudio histopatológico del intestino (Tabla 7) se observó necrosis 52.63% (20/38) (Fig. 23-26), también infiltración de células inflamatorias en 47.36 % (18/38) (Fig. 24-25), atrofia de los pliegues 44.73% (17/38) (Fig. 23). También se observó pigmentos de hemosiderina (Fig. 25), células eosinofílicas granulares (Fig. 26-27) e hiperplasia de las células caliciformes (Fig. 24).

La extensión de las alteraciones en el intestino fue de grado diverso, siendo el moderado el más predominante, correspondiendo al tipo de trastornos degenerativos (20/38) (Tabla 7).

Tabla 7. Frecuencia de alteraciones histológicas del intestino, según el tipo de trastorno y su grado de afección, en *Brycon cephalus* (GUNTHER, 1869) “Sábalo cola roja” de ambientes controlados, Iquitos-Perú.

TIPO DE TRANSTORNO/ LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					ALTERACIÓN	
	Normal	Escaso I	Leve II	Moderado III	Severo IV	F	%
INFLAMATORIOS							
Infiltración de células inflamatorias	20	5	3	10	0	18/38	47.36
Células eosinofílicas granulares	28	4	4	2	0	10/38	26.32
ADAPTACION							
Hiperplasia de las células caliciformes	28	4	6	0	0	10/38	26.31
Atrofia de pliegues	21	4	6	7	0	17/38	44.73
DEGENERATIVOS							
Necrosis	18	7	4	4	5	20/38	52.63
OTROS							
Pigmentos de hemosiderina	26	6	5	1	0	12/38	31.58



Figura 23. Se observó al nemátodo en la luz del órgano y zona de necrosis de mucosa y submucosa, con atrofia, pérdida de arquitectura tisular y detritus celular. **H & E:A (20x)-B (40x)**

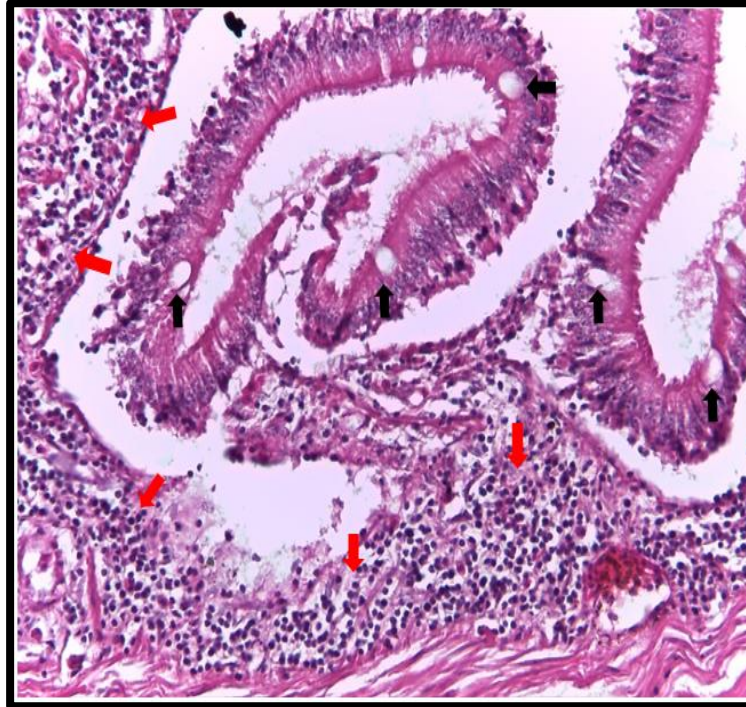


Figura 24. Hiperplasia de las células caliciformes (Flechas negras), infiltración de células inflamatorias (flechas rojas). **H & E 40x**

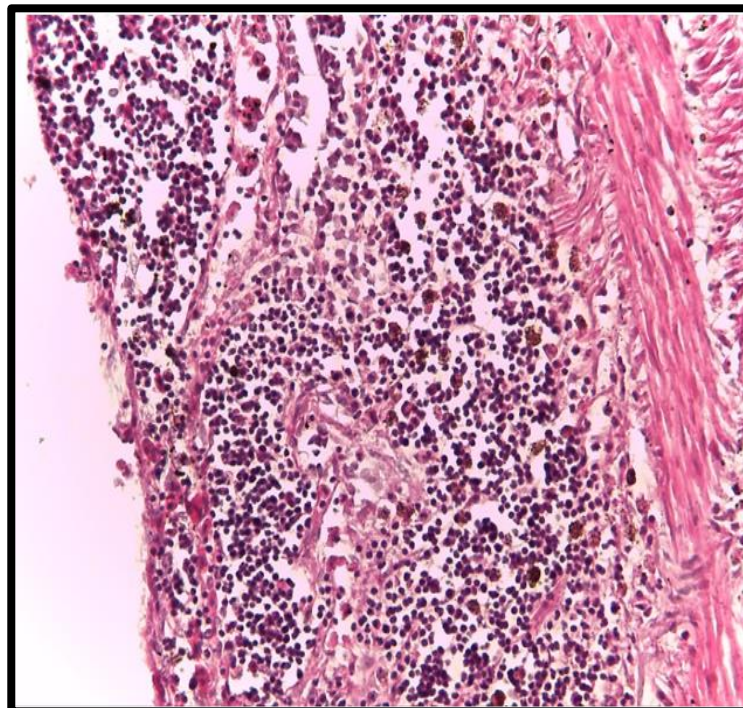


Figura 25. Infiltración de células inflamatorias, pérdida total de pliegues y presencia de hemosiderina. **H & E 40x**

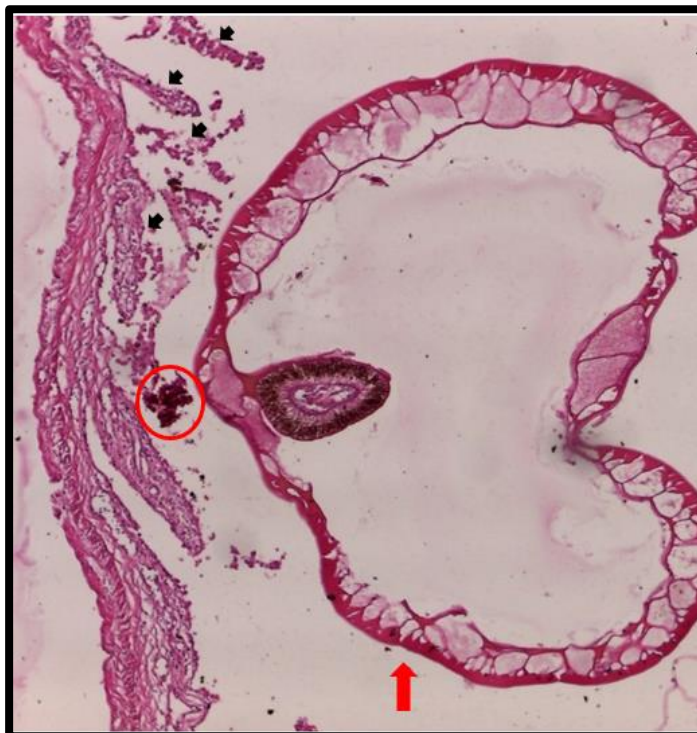


Figura 26. Necrosis de los pliegues intestinales (Flechas negras), presencia del nemátodo (flecha roja), células eosinofílicas granulares (círculo rojo). **H & E 20x**

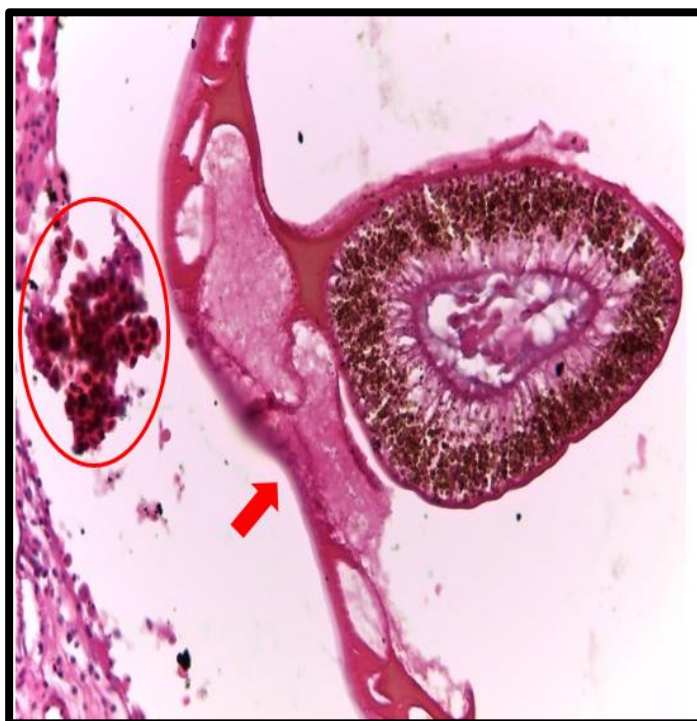


Figura 27. Nemátodo (flecha roja) y células eosinofílicas granulares (círculo rojo). **H & E 40x**

VII. DISCUSION

Durante el ciclo de vida de la especie en estudio, en la etapa de alevino, el pez es infestado por nemátodos, debido a que en su dieta tiene como principal alimento a los copépodos, los cuales son utilizados por estos parásitos en las primeras etapas de su estadio larval como hospederos intermediarios. El pez se infecta con las larvas del nemátodo cuando se alimenta de estos micro crustáceos (Thatcher, 1991). Las muestras que fueron analizadas en el estudio son obtenidas de su ambiente natural en estadio de alevinos (Rio Amazonas) y luego criados en estanques para la piscicultura. La literatura menciona que *Brycon cephalus* empieza a alimentarse de los copépodos en su estadio de alevino (a partir de 0.9 cm de longitud estándar) (Leite, 2000).

En el momento que se realizó la colecta no se observó ningún signo indicativo de enfermedad en los peces, tales como natación lenta, errática, ascenso a la superficie (boqueo), frotación y raspado (FAO, 2010). Sin embargo, si se encontró una elevada carga parasitaria, lo que conlleva a sugerir que esta no se relaciona con la presencia de tales signos en el pez. Asimismo, en el Perú, aún no se determina la carga parasitaria causante de enfermedad en el pez, como reportado por Flores y Flores (2003), quienes mencionan que los peces pueden estar infestados por parásitos y no llegar a presentar signos clínicos, pero el efecto se manifiesta con disminución de peso y número elevado de muertos, coincidiendo con Eslava *et al* (1999) quienes mencionan que no se puede denominar enfermedad a la sola presencia de agentes patógenos en el pez.

En nuestra investigación, se registraron las especies de nemátodos *Procamallanus inopinatus* y *Procamallanus* sp. en *Brycon cephalus*. Estudios realizados en esta misma especie, en los ríos Negro y Solimões en la amazonia

central de Brasil, reportaron solo la presencia de *P. inopinatus* (Andrade *et al.*, 2001). Similarmente, pero en *Brycon amazonicus*, también se reportó a este nemátodo en sistemas de cultivos intensivo en el canal de Igarapé, en el estado de Amazonas (Andrade y Malta, 2006).

Más recientemente, Müller (2008), identificó al nemátodo en dos lagunas de Rio de piedras en Campinas y en la Amazonia central de Brasil (Malta *et al.*, 2009) en los ríos Negro y Solimões (Ribeiro *et al.*, 2016). En Perú, se registró a *Procamallanus inopinatus* en ejemplares de *Brycon cephalus* provenientes de zonas aledañas al rio Amazonas, junto a *Procamallanus* sp, (Cabrera & Rivadeneyra, 2014), siendo en este estudio el segundo reporte de este último parasitando a la especie

En general, la gran mayoría de nemátodos endoparásitos son especies que no presentan especificidad al momento de parasitar a su hospedero, pero si existe una influencia ecológica al momento de su elección (Paulin, 1992). En Latinoamérica, muchas especies del género *Procamallanus*, que incluye a *Procamallanus inopinatus*, tienen a varios peces como hospederos (Kohn & Fernández, 1987; Andrade-Salas *et al.*, 1994; Moravec y Vargas, 1996; Moravec *et al.*, 1997), entre los que incluyen a las familias Anostomidae, Doradidae, Serrasalminidae, Erythrinidae, Pimelodidae y Characidae (Moravec, 1998), siendo esta última, la familia al cual pertenece el pez del presente estudio.

El daño que un parásito puede llegar a ocasionar a su hospedero varía según las características morfológicas que presenta, que son distintas por especie y que determinan el grado de patogenicidad que posee; al órgano infestado, abundancia de parásitos y al estadio de vida del pez, siendo los peces de

primeros estadios (larval, alevines y juveniles) los más susceptibles a ser infestados por nemátodos y sufrir lesiones, producto de la obstrucción intestinal (Pavanelli *et al.*, 2002). Como se constata en el presente estudio con el análisis de los juveniles de *B. cephalus*, los cuales se encontraban infestados del nematodo *Procamallanus inopinatus* en ciegos pilóricos e intestino, los mismos que provocaron obstrucción debido a su elevada abundancia, lo que llevo a ocasionar lesiones en estos órganos.

En el Perú, son muy pocas las investigaciones acerca de los efectos que pueden provocar los nemátodos en los peces dulceacuícolas y algunos autores resaltan que la patogenicidad causada, sobre todo los que pertenecen a la super-familia Camallanoidea es poco conocida (Terán *et al.*, 2004). Sin embargo, Rychlinski & Deardorff (1982) efectuaron estudios con distintas especies del género *Procamallanus*, *Camallanus* y *Paracamallanus*, y determinaron que la presencia de la cápsula bucal que esta provista de un par de dientes con el que se adhiere a la pared intestinal del órgano del hospedero y con el que se alimentan de sangre, llega a producir severas lesiones en la capa mucosa e inclusive peritonitis. Según Thatcher (1991), también se produce inflamación localizada en el lugar donde se produce la fijación, causando anemia primaria y daños en la mucosa intestinal. Finalmente, Petter & Thatcher (1988), determinaron que la presencia de la cápsula bucal provista de dientes es la responsable de los daños en los órganos del hospedero. Coincidiendo con lo mencionado por estos autores, en el presente estudio se visualizó las características por la que *Procamallanus inopinatus* es considerado patógeno, observándose la presencia de la cápsula bucal provista del par de dientes dorsal y ventral, además de zonas de necrosis en la mucosa y submucosa, atrofia de los pliegues, infiltración de células inflamatorias y células eosinofílicas granulares en ciegos pilóricos e intestino, en las zonas donde el nematodo se encontró adherido.

Respecto al análisis cuantitativo de *Procamallanus inopinatus*, nuestro trabajo presentó prevalencia (84.21 %) e intensidad media (7.28) mayores en comparación con las investigaciones de Andrade *et al* (2001), Pizango- Paima (1997) y Cabrera & Rivadeneyra (2014), quienes obtuvieron valores de prevalencia de 13.8%, 23.5% y 67.5% e intensidad media de 5, 1.3 y 1.9, respectivamente. Las diferencias en los índices parasitarios pueden estar influenciados por distintos motivos, como la alimentación, ya que en la etapa de alevino, en medio natural, la dieta de *Brycon cephalus* está basada en zooplancton (copépodos) mientras que en la etapa adulta consiste principalmente de semillas, restos vegetales y frutos (Pizango-Paima, 1997) y cuando son criados en ambientes controlados, la alimentación es complementada con alimentos procesados, además de vísceras de otros animales como aves, cerdos e incluso de otros peces, al cual no brindan un tratamiento preventivo, y que termina descomponiéndose en el cuerpo de agua, siendo una ventaja para la proliferación de agentes patógenos. El aumento en la prevalencia del nemátodo también se asocia con la temperatura elevada, la cual favorece la ocurrencia del nemátodo en época de vaciante, que beneficia al proceso de desarrollo y reproducción, así como la transmisión al hospedero intermediario y final (Thatcher, 1991), como pudo ser en el presente trabajo, durante los meses de colecta entre julio y agosto, que son meses donde la temperatura fue elevada y la cual favoreció el desarrollo del nemátodo. Adicionalmente, las diferencias halladas en los índices pueden ser ocasionado por los periodos hidrológicos y características limnológicas de las áreas donde se realizó la colecta. En nuestro estudio, las colectas de los peces se realizaron durante el periodo de vaciante, época que se caracteriza por la escasez de lluvias, lo cual ocasiona cambios en el medio donde viven los peces, impidiendo la recirculación y recambio de agua, por ende, permanecen estancadas y con material orgánico en descomposición, la causa de estas diferencias en los índices y en la alta proliferación de nemátodos no está determinada, sin embargo, se sugiere que estas razones crean un ambiente apto para la proliferación del nemátodo (Thatcher, 1991), estas serían las razones para que en el estudio se obtuviera elevada carga

parasitaria, ya que estimuló a una rápida proliferación y crecimiento de los nematodos en su hospedero.

En nuestro trabajo, *Procamallanus inopinatus* obtuvo una elevada frecuencia en los ciegos pilóricos e intestino. Esto coincide con otras investigaciones (Pizango- Paima, 1997; Andrade & Malta, 2006; Müller, 2008; Cabrera & Rivadeneyra, 2014) donde mencionan que este nemátodo fue registrado parasitando estos órganos.

Del total de especímenes parasitados, se obtuvo una frecuencia de 32/32 de *Procamallanus inopinatus*. En otro estudio, *Procamallanus inopinatus* también obtuvo una elevada frecuencia 52/57 ejemplares de *Brycon cephalus* parasitados (Cabrera & Rivadeneyra, 2014). La elevada frecuencia de este parásito también puede estar relacionado con el tipo de alimentación y altas densidades de cultivo que producen estrés y facilitan la propagación rápida de parásitos, observándose lesiones que conllevan a la aparición de enfermedades secundarias durante la crianza de peces (Tavares-Días *et al.*, 2006). El cual coincide con este estudio, ya que en los centros de cultivo no manejaban una densidad óptima en los estanques, lo cual pudo afectar al crecimiento y aumentar el estrés, lo que llevo a que los peces estén más susceptibles al ingreso de patógenos. Del mismo modo se observó en algunos ejemplares lesiones en la piel y pérdida de escamas, lo que también pudo influenciar en la elevada frecuencia de los nematodos, ya que es una entrada de patógenos. De acuerdo a Williams (1997), los nemátodos afectan a sus huéspedes de diversas formas, induciendo a daños como atrofas en tejidos, irritaciones y obstruyendo vasos sanguíneos y el tracto gastrointestinal, llegando a limitar el aprovechamiento del alimento y en consecuencia desnutrición y muerte de los peces. A su vez, las pocas técnicas profilácticas que usan en los centros de cultivo pueden influenciar en el aumento de la frecuencia parasitaria. Para la crianza de peces de cultivo, tales como *Brycon cephalus*, se utiliza la técnica

por encalado, el cual ayuda a regular el pH y desinfección del suelo, evitando que organismos patógenos proliferen (Spinetti *et al.*, 2010) y la adición de cloruro de sodio, para prevenir infestaciones parasitarias. A pesar de que se utilice esta técnica en los estanques del cual se obtuvieron las muestras y al no realizar un tratamiento profiláctico a los alevines de *B. cephalus* antes de sembrarlos, esto ocasiona que los nematodos continúen su ciclo de vida, lo cual permite el aumento de estos en el interior de su hospedero.

En el estudio histopatológico del intestino se evidencio necrosis en un 52.63% (20/38), infiltración de células inflamatorias en 47.36 % (18/38), atrofia de los pliegues 44.73% (17/38), también se observó pigmentos de hemosiderina 31.58 (12/38)

Las situaciones de estrés o ayuno por periodos de tiempo prolongados, pueden generar cambios en la permeabilidad intestinal, estos cambios llegan a producir daños en la mucosa intestinal (Farhadi *et al.*, 2003; Lambert, 2009), sin embargo, en el estudio se observó lesiones correspondientes a infestación parasitaria en intestino y ciegos pilóricos, ya que los tejidos que se encontraron cercanos a la cápsula bucal de *Procamallanus inopinatus* mostraron destrucción de la mucosa. Esto coincide con estudios en *Astyanax fasciatus* y *Astyanax abramis*, en donde *Procamallanus hilarii* también ocasionó lesiones y destrucción de mucosa tanto en intestino como en ciegos pilóricos (Terán *et al.*, 2004).

Otras lesiones que también fueron encontradas son: células eosinofílicas granulares 26.32% (10/38) e hiperplasia de las células caliciformes 26.31% (10/38). Vargas (2012) y Jubb et al (2007) mencionan que lesiones tales como hiperplasia de células caliciformes e infiltración de células inflamatorias pueden ser producidas por la presencia de parásitos en el órgano, lo que concuerda con el presente estudio, ya que en las zonas donde se observaron

estas lesiones se pudo visualizar las mismas lesiones. Asimismo, Thatcher (1991), confirma esta información al mencionar que la presencia de *Camallanus oxycephalus* que pertenece al mismo género que *Procamallanus inopinatus*) provoca trastornos adaptativos, como hiperplasia de las células caliciformes en la región anterior del intestino.

Otras lesiones que pueden originar los nemátodos son ulceraciones, principalmente en los pliegues del intestino, y necrosis de la mucosa, dejando observar elementos celulo-tisulares sueltos en la luz del ducto, como consecuencia de las alteraciones que causan (Terán *et al.*, 2004). En el presente estudio también se corroboró que provocaron necrosis a nivel de la mucosa, sin embargo, no se observó ulceraciones a nivel de los pliegues del intestino. Asimismo, en nuestro estudio también se visualizó células eritrocíticas granulares alrededor de la cápsula bucal del nemátodo, la presencia de estas células en el intestino estaría relacionada con la respuesta del sistema inmune frente a la elevada infestación de *Procamallanus inopinatus*.

En el estudio histopatológico de los ciegos pilóricos se evidenció infiltración de células inflamatorias en un 57.89% (22/38), necrosis 47.36% (18/38), descamación de las células epiteliales 31.57% (12/38), atrofia de pliegues 23.68% (9/38) y también se detectó la presencia de nidos bacterianos 5.26% (2/38). En la lámina propia se observó infiltración de numerosas células inflamatorias, lo cual demuestran una respuesta inmunológica del hospedador ante la presencia del nemátodo. Esto es similar a los reportado en un estudio en *Astyanax fasciatus* y *Astyanax abramis*, en donde observaron que *Procamallanus hylarii*, causó el mismo daño inflamatorio en la lámina propia, con infiltración de linfocitos, eosinófilos y macrófagos, así como necrosis y desprendimiento de las células epiteliales, además de otros daños como ulceraciones e hipertrofia de células caliciformes (Terán *et al.*, 2004).

Nuestras observaciones histológicas, tanto de ciegos pilóricos como de intestino, demuestran en todos los casos que el parásito produce daño capa mucosa y submucosa, lo que coincide con Rychlinski & Deardorff (1982), Meguid & Eure (1996) y Terán *et al* (2004) quienes señalan que *Spirocamallanus* (*Procamallanus*), *Camallanus oxycephallus* y *Procamallanus hilarii* causan este tipo de lesión. Esto difiere de lo reportado por Meguid & Eure (1996), quienes evidenciaron daños no solo en la mucosa, sino inclusive en la sub-mucosa y en la muscular.

Finalmente, *Procamallanus inopinatus* se encontró ubicado en el lumen del intestino y ciegos pilóricos de forma parcial y total. Esta información coincide con lo mencionado por Terán *et al* (2004) y Thatcher (1991), quienes indican que este es el lugar de preferencia por este parásito.

VIII. CONCLUSIONES

- La frecuencia parasitaria de *Procamallanus inopinatus* fue elevada en comparación a *Procamallanus* sp.
- El efecto que produjo la elevada frecuencia de *P. inopinatus*, fueron los trastornos en los órganos donde se hospedó, a nivel de la mucosa y submucosa, lo cual fue verificado con el estudio histopatológico y referencias de otros autores.
- A nivel ultraestructural, se observó que *P. inopinatus* presentaba capsula bucal y dientes, las que pueden ocasionar lesiones en la mucosa y submucosa a través de la fijación y succión de sangre en el interior del intestino y ciegos pilóricos.
- La especie *Brycon cephalus* además de presentar *P. inopinatus*, puede ser afectado por otra especie de nematodo, identificándose según su morfología a *Procamallanus* sp.
- El mayor porcentaje de infestación por *P. inopinatus* y *Procamallanus* sp, fueron los ciegos pilóricos.
- Se evidencia lesiones en distintos grados de escaso a moderado a nivel de ciegos pilóricos e intestino, siendo los más frecuentes: abundante infiltración de células inflamatorias y necrosis, así como descamación de las células epiteliales y atrofia de pliegues intestinales. Lo que sugiere que *P. inopinatus* ocasiona lesiones a nivel intestinal.
- La prevalencia y abundancia de *P. inopinatus* fue elevada, por lo que fue considerada una especie central, debido a que se encontraba en más de dos tercios de la cavidad intestinal de *B. cephalus*.

IX. RECOMENDACIONES

- Tratar con antiparasitario y en cuarentena a los alevines antes de introducirlos en los estanques.
- Realizar controles sanitarios periódicos para reducir problemas infecciosos.
- Evitar la alimentación de los peces de cultivo con vísceras de otros animales, ya que la descomposición de estos favorece la proliferación de patógenos.
- Continuar con los estudios histopatológicos en peces amazónicos de diferentes estadios, de gran demanda y de importancia en la acuicultura, tanto del medio natural como de cultivo.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. **Albrecht M, Ferreira M, Caramashi E.** 2000. Anatomical features and histology of the digestive tract of two related neotropical omnivorous fishes (Characiformes; Anostomidae). *J. of Fish Biol.* 56: 419-430.
2. **Allison L.** 1950. Common diseases of fish in Michigan. Institute for fisheries research ann Arbor. EE.UU. Miscellaneous Publication N 5. Michigan. 27 p.
3. **Andrade S, Malta J, Evaldete F.** 2001. Fauna parasitológica de alevinos de Matrinxa *Brycon cephalus* (Günther, 1869) coletados nos Rios Negro e Solimões, na Amazônia Central. *Acta Amazónica.* 31(2): 263- 273 pp.
4. **Andrade S, Malta J.** 2006. Parasite fauna monitoring of Matrinxa *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829) Raised in an intensive husbandry system in a stream channel in the state of Amazonas, Braz. *J. Biol.* 66(4): 1123-1132.
5. **Andrade-Salas, Pineda R, García L.** 1994. *Spirocamallanus rebecae* sp. n. (Nematoda: Camallanidae) from freshwater fishes in south-eastern México. *Folia Parasitológica.* 41(4): 259 – 270 pp.
6. **Atencio V, Hernández J, Pardo S.** 2003. Descripción morfología del tubo digestivo de juveniles de rubio (*Salminus affines*). *Acta Biológica Colombiana,* 13 (3): 99-112 pp.
7. **Bird A F, Bird J.** 1991. The structure of nematodes, 2nd Edition, San Diego: Academic Press. 316 p.

8. **Botero A, Ramírez H**, 2011. Ecología trófica de la sabaleta *Brycon henni* (Pisces: Characidae) en el río Portugal de Piedras, Alto Cauca, Colombia. Rev. MVZ Córdoba 16(1): 2349-2355.
9. **Buddington RK, Diamond JM**. 1986. Aristotle revisited: The function of pyloric caeca in fish. Proc. Natl. Acad. Sci. 83: 8012 – 8014.
10. **Buddington RK, Diamond JM**. 1987. Pyloric ceca of fish: a “new” absorptive organ. Am. J. Physiol. 252: g65-g76.
11. **Bush A, Lofferty K, Lozt J**. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms. 575-583.
12. **Bush A, Holmes O**. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. Canadian Journal of Zoology, 64:142-154.
13. **Cabrera MA, Rivadeneyra NL**. 2014. Endohelminths con potencial zoonótico en alevinos de *Brycon cephalus* (GÜNTHER, 1869) sábalo cola roja procedentes de cuerpos de agua aledaños a Iquitos. Tesis. Biólogo Acuicultor. Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. Perú: 88 p.
14. **Caspeta-Mandujano, J**. 2010. Nemátodos parásitos de peces de agua dulce de México, clave de identificación, descripción y distribución de las especies. SGT Editor, S.A, Primera Edición, Morelos, México. 219 p.
15. **De Coninck LA**. 1965. Classe des Nématodes. In Traité de Zoologie. Anatomie, Sytematique, Biologie. Paris: Masson et Cie., Edited by P.P. Grassé.4 (2) Némathelminthes.1–217 pp.

16. **Dezon D, Zambrano J, González I.** 2004. Parasitosis en *Colossoma macropomum* (Pisces: Characidae) cultivado, ocasionada por los protozoos *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet) y *Piscinoodinium pillulare* (Schaperclaus). *Agrobiología*. 16(1): 3-8 pp.
17. **Eslava P.** 2009. Principales problemas de peces de aguas cálidas de Colombia: aproximación a la situación sanitaria de la piscicultura comercial. Instituto de Acuicultura de los Llanos (IALL). Colombia. 27 p.
18. **Eslava P, Iregui C, Martínez E, Figueroa J.** 1999. Descripción de un caso de mixosporidiasis clínica en cachama blanca, *Piaractus brachypomus*. *Dhalia. Rev. Asoc. Colomb. Ictiol.* 3:17 - 29.
19. **Eslava PR, Cruz PE, Vásquez W, Iregui C.** 2000. Morfología del sistema digestivo de la cachama *Piaractus brachypomus*. *Rev MVZ Unillanos* 2(2): 22-31.
20. **FAO.** 2010. El Estado Mundial de la Pesca y la acuicultura. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma: 101 – 119 pp.
21. **FAO.** 2016. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2016. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos. Roma. 224 p.
22. **Farhadi A, Banan A, Fields J, Keshavarzian A.** 2003. Intestinal barrier: an interface between health and disease. *J Gastroenterol Hepatol.* 18(5):479-97.
23. **Flores CJ, Flores CR.** 2003. Monogeneos, Parásitos de Peces en México: Estudio Recapitulativo. *Revista Técnica Pecuaria México.* 41(2): 175-192.

- 24. Flores A, Brown A.** 2010. Peces nativos de agua dulce de América del Sur de interés para la acuicultura: Una síntesis del estado de desarrollo tecnológico de su cultivo. Serie Acuicultura en Latinoamérica. Num. 1. 200 p.
- 25. Froese R, Pauly D.** 2017. FishBase.World Wide Web electronic publication. [publication.www.fishbase.org](http://www.fishbase.org) (10/2017).
- 26. Gil F, Ayala M, López O.** 2014. Estómago, hígado, intestino, bazo y páncreas de los peces. Anatomía Veterinaria, Universidad de Murcia. [Internet], [05 enero 2018].
- 27. Gonzaga J, Tavares-Dias M, Souza R, da Rocha Nobre Filho G.** 2007. IndrusiakFim. Parasitos nas brânquias de *Brycon amazonicus* (Characidae, Bryconinae) cultivados em canais de igarapé do Turumã-Mirim, Estado do Amazonas, Brasil. *Acta Scientiarum Biological Sciences*. 29(2): 217-222p.
- 28. Hamlin HJ, Hunt von Herbing I, Kling LJ.** 2000. Histological and morphological evaluations of the digestive tract and associated organs of haddock throughout post-hatching ontogeny. *Journal of Fish Biology* 57: 716–732.
- 29. Hartwich F, Lienert A, Siles A, Melgar E.** 2017. La cadena de valor acuícola amazónica en Perú- Un diagnostic de cadena de valor. Organización de las Naciones Unidas para el Desarrollo Industrial. 66p.
- 30. Hibiya T.**1982. An atlas of fish histology. Normal and pathological features. Gustav Fischer Verlag. (1) 147.

- 31. Hossain A, Dutta H.** 1998. Assessment of structural and functional similarities and differences between a caeca of the bluegill. *J. of Fish Biol.* 53: 1317-1323.
- 32. Instituto del Bien Común (IBC).** 2012. Manual de piscicultura para comunidades amazónicas. Perú, 61 p.
- 33. Jubb, K., Kennedy, P, Palmer, N.** 2007. Pathology of Domestic animals. Infectious diseases of the respiratory system. Elsevier Saunders. Volumen 2: 608–610 pp. Online Issues
- 34. Kohn A, Fernández B.** 1987. Comparative study of helminth parasites of fishes from the Mogi Guassu River, collected during expeditions between 1927 and 1985. *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 82(4):483-500.
- 35. Lambert GP.** 2009. Stress-induced gastrointestinal barrier dysfunction and its inflammatory effects. *Journal of Animal Science.* 2009; 87(14): E101-8
- 36. Lasso CA, Córdoba EA, Jiménez LF, Ramírez H, Morales M, Ajiaco RE, Gutiérrez F, Usma J, Muñoz E, Sanabria A.** 2011. I. Catálogo de los recursos pesqueros continentales de Colombia. Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, D. C., Colombia, 715 p.
- 37. Lee DL.** 2002. The Biology of Nematodes. School of Biology University of Leeds, UK First published. 1188p.

- 38. Leite R.** 2000. Alimentação e fontes autotróficas de energia das larvas de peixe do Rio Solimões/ Amazonas e suas áreas inundáveis. Tese de Doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas, AM. 118 p.
- 39. López J.** 2010. El mercado de productos pesqueros en la ciudad de Iquitos. INFOPESCA. Perú, 40 p.
- 40. Malta J, Varella A, Thatcher V.** 1982. Metodologia para necropsia peixes da Amazônia. Ed 1. Rio São Paulo, Seropedica, RJ, Brasil 22p.
- 41. Malta J, Sampaio SM, Aquino SL, Tavares M, Bezerra AM.** 2009. Parasitos do matrinxã *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 (Characidae: Bryconinae) na Amazônia central. Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo. 425-437 pp.
- 42. Marchant HJ.** 1973. Processing small delicate biological specimens for scanning electron microscopy. J. Microsc. 97:369-371.
- 43. Meguid MA, Eure HE.** 1996. Pathobiology associated with the spiruroid nematodes *Camallanus oxycephalus* and *Spinitectus carolini* in the intestine of green sunfish, *Lepomis cyanellus*. J Parasitol. 82(1):118-23
- 44. Mendoza R.** 2011. Importancia de los productos acuícolas amazónicos en el Perú. Ministerio de la Producción- Dirección de acuicultura.
- 45. Moraes T, Affonso E.** 2012. Tolerância a temperatura em juvenis de matrinxã (*Brycon amazonicus*). I Congresso de Iniciação Científica PIBIC/CNPq - PAIC/FAPEAM. Manaus-Brasil.

- 46. Moravec F.** 1994. Parasitic nematodes of freshwater fishes of Europe. Academia and Kluwer academic publishers, Prague and Dordrecht, Boston, London 473 p.
- 47. Moravec F.** 1998. Nematodes of freshwater fishes of the neotropical region. Institute of Parasitology Frantisek Moravec; Academy of sciences of the Czech Republic. Academia Praha 464 p.
- 48. Moravec F, Kohn A, Fernandes B.** 1993. Nematode parasites of fishes of the Parana River, Brazil. Part 3. Camallanoidea and Dracunculoidea. Folia Parasitologica. 40:211-299.
- 49. Moravec F, Vargas J.** 1996. The development of *Procamallanus* (*Spiocamallanus*) *neocaballeri* (Nematoda: Camallanidae), a parasite of *Astyanax fasciatus* (Pisces) in Mexico. Folia Parasitologica. 43: 61-70.
- 50. Moravec F, Prouza A, Royero R.** 1997. Some nematodes of freshwater fishes in Venezuela. Folia Parasitologica 44: 33-47.
- 51. Müller MI.** 2008. Fauna helmintológica das espécies amazônicas de peixes (*Cichlamonoculus* e *Brycon amazonicus*) introduzidas nas lagoas da fazenda Rio das Pedras, Campinas, SP. Tese, Mestrado Parasitologia. Campinas, SP-Brasil: 81 p
- 52. Ortega H, Hidalgo M, Trevejo G, Correa E, Cortijo AM, Meza V, Espino J.** 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. Segunda edición ed. Lima.56p

- 53. Orvay F.** 1993. Acuicultura marina: fundamentos biológicos y tecnología de la producción. Edicions Universitat Barcelona. 4: 735p
- 54. Palacios J, Santander C, Zambrano A, López J.** 2007. Evaluación comparativa de prebióticos y probióticos incorporados en el alimento comercial sobre el crecimiento y la sobrevivencia de una especie nativa, el sábalo amazónico (*Brycon melanopterus*) y una especie foránea, trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola. 2: 1909 – 8138
- 55. Paulin R.** 1992. Determinants of host-specificity in parasites of freshwater fishes. International Journal for Parasitology. 22(6): 753 – 8.
- 56. Pavanelli G, Eiras J, Takemoto R.** 2002. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Ed. Universidade Estadual de Maringá. Maringá. 2. ed. 305 p.
- 57. Pereyra LA, Domitrovic H A, Roux, JP, Sampietro JC.** 2000. Microscopía electrónica de barrido (MEB) del aparato digestivo del pacú (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) (Pisces, Serrasalminidae). Universidad Nacional del Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. Argentina.
- 58. Petter AJ, Thatcher VE.** 1988. Observations sur la structure de la capsule buccale de *Spirocamallanus inopinatus* (Nematoda), parasite de *Poissons brésiliens*. Bull. Mus. natn. Hist. nat. Paris, 4^o ser, 10, section A, n^o 4:685-692.
- 59. Pizango- Paima E.** 1997. Estudo da alimentação e composição corporal do matrinxã *Brycon cephalus* (Günther, 1869) (Characiformes, Characidae) na Amazônia Central. Tesis de Maestría. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.

- 60. Produce.** 2017. *Desenvolvimiento Productivo de la Actividad Pesquera.* Boletín del sector pesquero. Perú, 45 p.
- 61. Programa de Cooperación Hispano Peruano.** 2009. Amazonia: Guía Ilustrada de Flora y Fauna. 459 p.
- 62. Ramallo G.** 1997. *Spirocamallanus hilarii* (Nematoda, Camallanidae) parasito de peces dulceacuícolas del embalse de Termas de Rio Hondo, Santiago del Estero, Argentina. *Boletín chileno de Parasitología.* 50: 21-23.
- 63. Reimschuessel R, May E, Bennett R, Lipsky M.** 1992. A Classification system for histological lesions. *Journal of Aquatic Animal Health.* 4:135:143.
- 64. Ribeiro TS, Ueda BH, Pavanelli GC, Takemoto RM.** 2016. Endoparasite fauna of *Brycon amazonicus* and *B. melanopterus* (Characidae, Bryconinae) from Negro and Solimões rivers, Amazon, Brazil. *Acta Amazonica.* 46(1): 107 – 110.
- 65. Rivadeneira JF, Anderson E, Dávila S.** 2010. *Peces de la cuenca del río Pastaza, Ecuador.* Fundación Natura, Quito, Ecuador, 62 p.
- 66. Rodríguez C.** 2010. Pesca de consumo. Monitoreos comunitarios para el manejo de los recursos naturales en la Amazoníacolombiana. *Fundación Tropenbos Colombia.* 3: 55 pp.
- 67. Rychlinski RA, Deardorff TL.** 1982. *Spirocamallanus*: a potential fish health problem. *Freshwater Mar Aquarium.* 5: 22-23.

- 68. Saraiva A, Aparecida F, Silva AT.** 2006. *Neocucullanus* Travassos, Artigas *et al* ., Pereira, 1928 (Nematoda: Cucullanidae) from the Characidae fish, *Brycon hilarii* Valenciennes, 1850, from Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 101(6): 669-672.
- 69. Scholz T, Kuchta R.** 2005. Parásitos metazoarios de peces nativos y de cultivo en Amazonia, Perú., Iquitos, Perú. 95 p.
- 70. Secretaria Pro Tempore Del Tratado De Cooperación Amazónica (TCA).** 1996. Piscicultura Amazónica con Especies Nativas. Perú, N° 47. Disponible en:
https://guzlop-editoras.com/web_des/agri01/amazonica%20paiche/pld1832.pdf
(13/12/18)
- 71. Smith L.** 1989. Digestive function in teleost fishes in: Fish nutrition, second editions, Academic press New York, 331-419 p.
- 72. Spinetti M, Foti R, Ares L, Viera M.** 2010. Manual básico de Piscicultura en estanques. Dirección Nacional de Recursos Acuáticos (DINARA) - Departamento de Acuicultura. 52 p.
- 73. Soto G.** 2005. National Aquaculture Sector Overview. Visión general del sector acuícola nacional - Perú. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO.
- 74. Suyehiro Y.** 1942. A study on the digestive system and feeding habits of fish. Jap. J. Zool., 10: 1- 303.

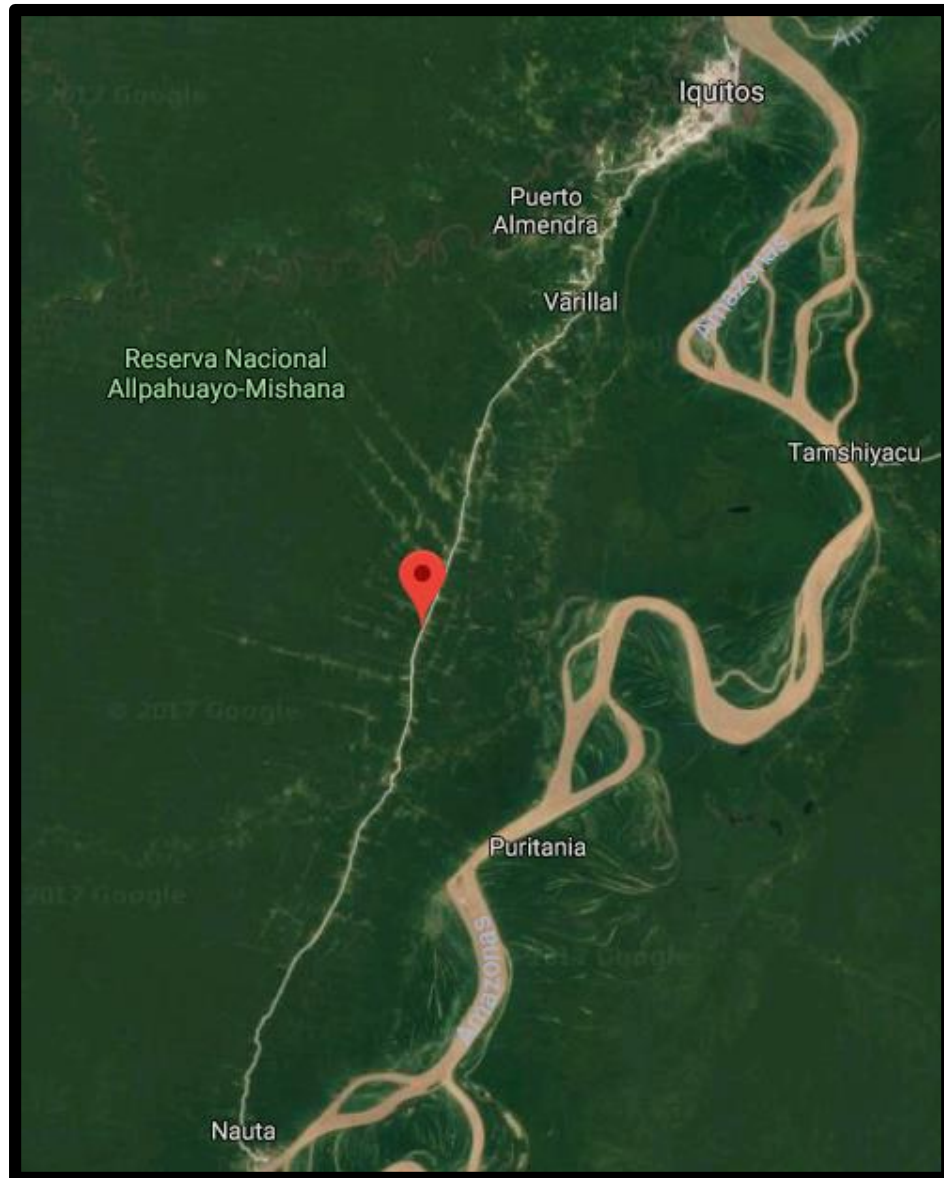
- 75. Tavares-Días M, Moraes F, Martins M, Kronka S.** 2001. Fauna parasitaria de peixes oriundos de “pesque-pague” do município de Franca, São Paulo, Brasil. II. Metazoários. Revta bras. Zool. 18 (Supl. 1): 81 – 95.
- 76. Tavares-Días M, Gonzaga J, Sampalo S, Aquino S.** 2006. Ocorrência de ectoparasitos em *Colossoma macropomum* Curvier, 1818 (Characidae) cultivados em estacao de piscicultura na Amazonia centra. Acta Sci., (2): 726-731.
- 77. Terán HR, Ramallo G, Alcaide MF.** 2004. Efectos producidos por *Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii* Vaz & Pereira, 1934 (Nematoda, Camallanidae) en *Astyanax fasciatus* y *Astyanax abramis* (Pisces, Characidae). Acta Zoológica Lilloana 48 (1-2): 123-135.
- 78. Thatcher V.** 1991. Amazon Fish Parasites. Amazoniana. Perú, 9(3/4):263–572.
- 79. Thatcher VE.** 2006. Amazon Fish Parasites. 2nd ed. Sofia, Moscow. Pensoft Publishers. 508 p.
- 80. Vargas M.** 2012. Lesiones Histopatológicas Asociadas a la presencia de Parásitos en Branquias de Gamitana (*Colossoma macropomum*) juveniles Criadas en forma Semiintensiva. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Perú. 65 p.
- 81. Vásquez L, Usma JS, García CL.** 2003. Parasitosis por nemátodos y tremátodos en palambras (*Brycon whitei* Myers y Weitzman, 1960) (Pisces: Characidae) del río Morador, Estado Portuguesa, Venezuela. Memoria de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales, 155: 133-137.
- 82. Wayne D.** 1996. Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud. 3a ed. México: Limusa. 875 p.

- 83. Williams HH.** 1997. Amazon fish parasites. *Amazonia*. 11: 263-572.
- 84. Zaniboni Filho E, Reynalte D, Weingartner M.** 2006. Potencialidad del género *Brycon* en la piscicultura brasileña. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*. 19(2): 223-240.
- 85. Zapata LA, Usma JS.** 2013. Guía de las especies Migratorias de la Biodiversidad en Colombia. Peces. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible / WWF-Colombia. Bogotá, D.C. Colombia. 2: 486 p.

XI. ANEXOS

ANEXO 1

Ubicación del área de estudio



Lugar de procedencia de los peces-eje carretera Iquitos-Nauta

ANEXO 2

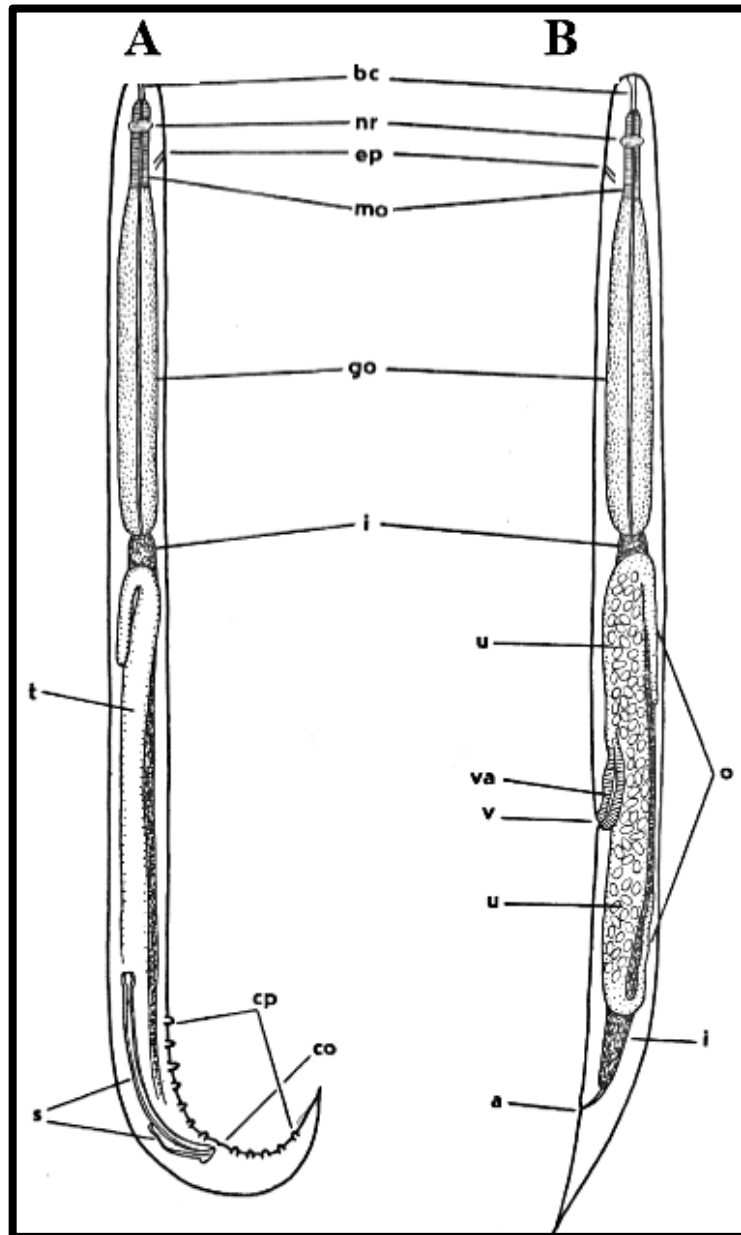
PROTOCOLO DE NECROPSIA		
Datos del propietario:		
Dirección:		
Fecha:		
Nombre común:	Nombre científico:	Nº espécimen:
Sexo:	Peso:	Edad:
Longitud:		
Tipo de muerte:	Tipo de muestra:	
Natural	Animal vivo	Tejido preservado
Eutanasia	Animal muerto	Tejido sin preservar

Fijador:				
Tejidos fijados:				
Piel	Branquias	Pseudobranquias	Opérculo	Aletas
Boca	Ojos	Músculo	Cerebro	Vejiga natatoria
Riñón	Hígado	Vesícula biliar	Bazo	Corazón
Gónadas	Estómago	Tracto intestinal	Otro	
HISTORIA CLÍNICA				
1) ¿Cuándo se detectó?				
2) Signos clínicos				
3) Sistema de cultivo				
4) Tratamientos				

5) Calidad del agua
6) Alimentación
6) Análisis de apoyo
Parasitología: Bacteriología: Hematología: Virología: Histopatología:
Otro:

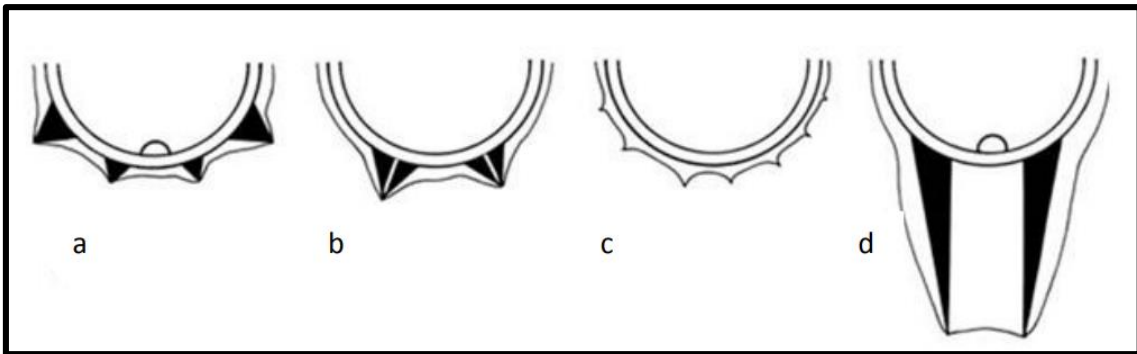
ANEXO 3

Morfología general de nemátodos de peces.



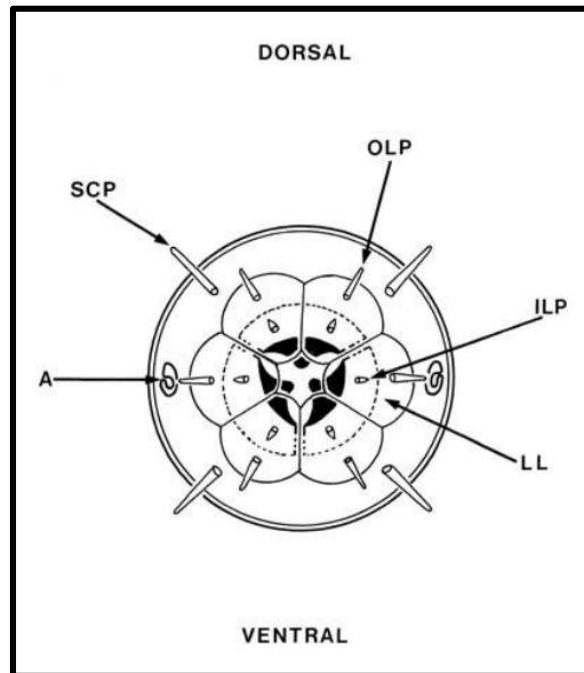
Esquema de morfología general de nemátodos. A- Macho; B- Hembra. A: ano; bc- cápsula bucal; cp- papilas caudales; co- abertura cloacal; ep- poro excretor; go- esófago glandular, i- intestino; mo- esófago muscular; nr- anillo nervioso; o- ovario; s- espícula; t- testículo; u- útero; v- vulva; va- vagina (según Moravec 1994.)

ANEXO 4
FORMAS DE CUTÍCULA EN NEMATODOS



Diferentes formas de la cutícula. **a:** arista; **b:** comarista; **c:** crenado; **d:** carenado (Lee, 2002)

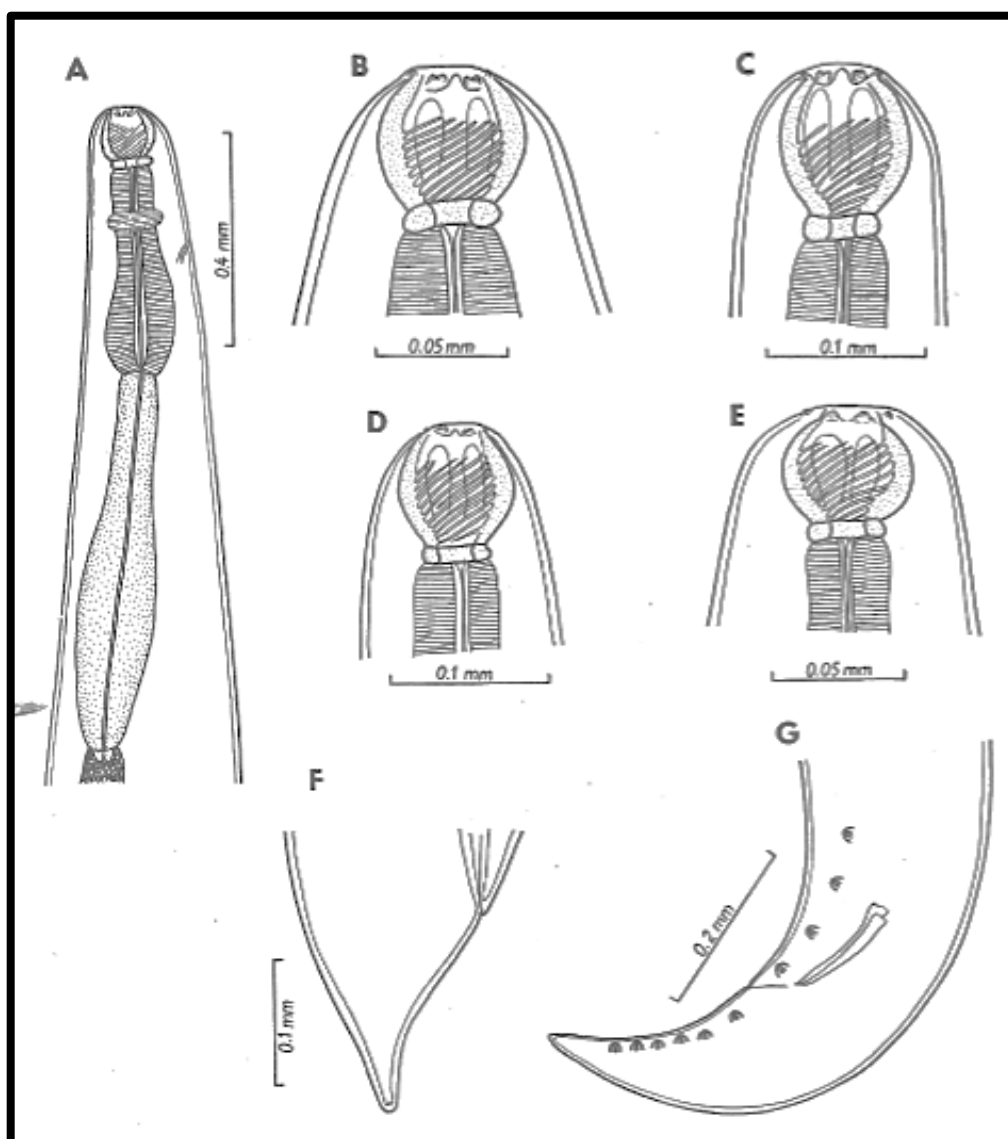
ANEXO 5
MORFOLOGÍA DE LA REGIÓN CEFÁLICA DE UN NEMATODO



Morfología de la región cefálica de un nemátodo. A: Anfidios; ILP: Papila labial interna; LL: Labio lateral; OLP: Papila labial externa; SCP: Papila cefálica submedia. (De Cernigliani, 1965)

ANEXO 6

Esquema de *Procamallanus inopinatus*



Procamallanus inopinatus Travassos, Artigas y Pereira, 1928 de peces brasileños. A - Extremo anterior de la hembra; B, C - Cápsula bucal de grávido femenino y masculino de *Leporinus copelandii*; D, E - El mismo de los machos de *Serrasalmus marginatus* y hembras grávidas de *Pterodoras granulosus*; F - La cola de la hembra grávida; G - Extremo posterior del macho. (Según Moravec, Kohn y Fernández 1993 b)

ANEXO 7

Clave para los subgéneros del género *Procamallanus* incluyendo especies parasitas 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 bucal con engrosamientos en espiral en hembras.....2
2. Cápsula bucal con engrosamientos espirales (machos 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 de 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 0.150-0.160mm. Hebra 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. Parásito en Characidae (Bryconops) en el Río Amazonas cuenca en Brasil.....*P. dentatus*
-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...	<i>P. paraensis</i>
-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 engrosamientos 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 delante. Espícula grande 0,440-0,550 m, pequeña espícula 0,240 0,270 mm. Brasil y Venezuela.....	<i>P. iheringi</i>
-Cápsula bucal de tanto machos como hembras con 6-8 simples engrosamientos en espiral; cápsula del macho de forma ovalada, cápsula femenina reducida posteriormente. Espícula grande 0,440-0,440 mm, espícula pequeña 0,230-0,240 mm. Brasil.....	<i>P. amarali</i>
7. Presenta un ala caudal. A excepción de <i>P. ragús</i> , 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. Cápsula 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.....	<i>P. rarus</i>
-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.....	<i>P. solani</i>
-Tres pares de papilas per-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.....	<i>P.</i>

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 a 0.325 mm de largo; las pequeñas espículas ubicadas 0.227 a 0.317 mm de 58 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 characoideos (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 o 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 bagres 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 largo 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 (último par de papilas muy pequeños). 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 ocupa 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. pintoii***

-Cápsula bucal con 8-20 engrosamientos helicoidales. Papilas post-anales 6 pares. Esófago glandular sólo ligeramente 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.

Espículas 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 8

Glosario de términos

Anillo nervioso: Fibras nerviosas que rodean el esófago de nemátodos.

Anfideos: son estructuras que sobresalen de la cutícula, reducidos en nemátodos de vida parasitaria, a diferencia de los de vida libre que los tienen bien desarrollado y contiene terminaciones y glándulas nerviosas.

Bulbo esofágico: estructura del esófago presenta forma globular y válvulas quitinosas.

Cápsula Esclerosada: Estructura situada en la región anterior del nemátodo, presenta una cutícula gruesa y dura.

Cápsula Quitinizada: Estructura situada en la región anterior del nemátodo y presenta coloración naranja (con quitina)

Cutícula: conformada por capas y la más externa se pierde en el transcurso de muda. Puede ser lisa y con incisuras longitudinales/anulaciones.

Cuticularizadas: Estructura cubierta por cutícula.

Deiridos: Órganos sensoriales

Espícula: Estructuras cuticularizadas que presenta solo el nemátodo, el cual participa en su reproducción, son móviles porque tienen unos músculos especiales. La función es abrir la vulva de la hembra para permitir el paso del esperma.

Engrosamientos helicoidales: se encuentran localizadas en el interior de la cápsula bucal. Y el número varía por especie y sexo.

Gobernáculo: estructura esclerosada, cuya función dirigir a las espículas en el momento de la cópula.

Infeción: daño o lesión en el hospedero producido por un agente infeccioso.

Infestación: desarrollo de múltiples ejemplares del agente infeccioso en el hospedero.

Nemátodo: Parásitos con el cuerpo alargado, no segmentado y delgado.

Parásito: Ser que se aloja en el organismo de otro animal, del cual se alimenta y el cual puede llegar a producir daños.

Papilas: estructuras localizadas en región posterior del cuerpo del nemátodo macho. El número varía dependiendo de la especie de nemátodo.

ANEXO 9

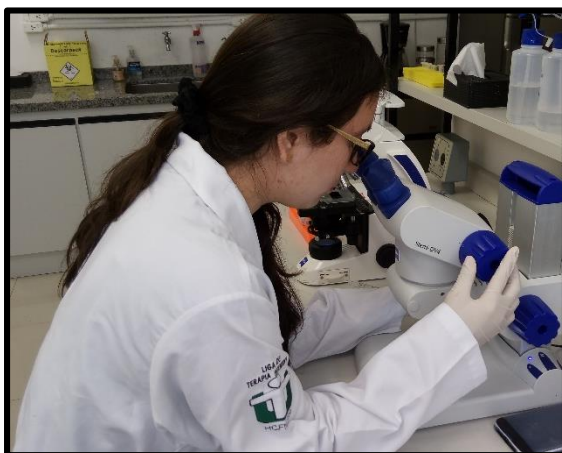
PROCEDIMIENTOS REALIZADOS PARA LA EJECUCIÓN TESIS



Obtención de peces provenientes de centros acuícolas



Necropsia- Toma de datos biométricos



Clasificación de nemátodos para el estudio de caracterización estructural.



Microscopia Electrónica de Barrido (MEB)



Toma de Fotografías de los nemátodos en el MEB.

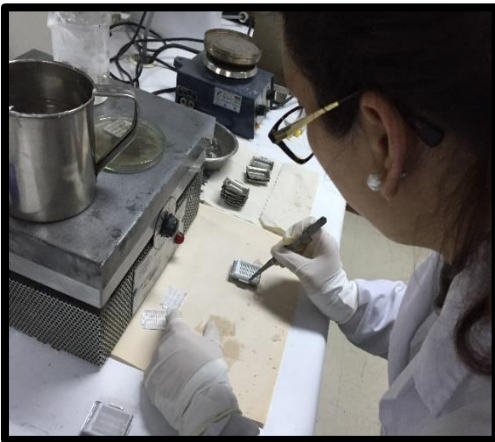
Estudio Histopatológico



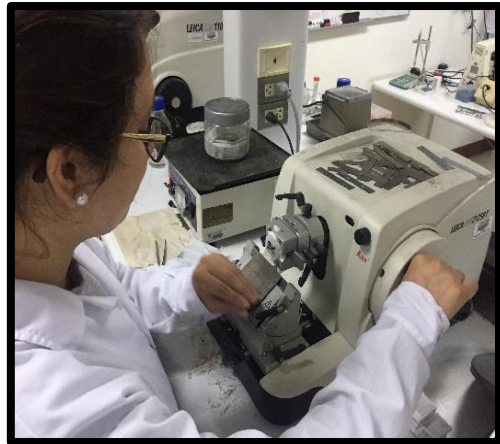
Reducción



Deshidratación



Impregnación con parafina



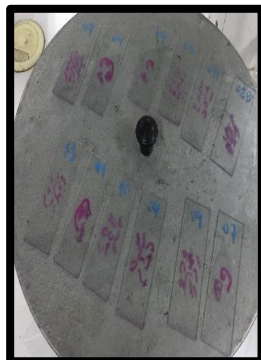
Corte en el micrótopo



Cortes en baño maría



Tinción de los cortes con HE



Láminas