



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA

“DETECCIÓN DE PARÁSITOS EN LA
ESPECIE AMAZÓNICA MANITOA
(*BRACHYPLATYSTOMA VAILLANTII*) DE
VIDA SILVESTRE EN EXPENDIO EN LOS
MERCADOS BELÉN, ITINERARIO Y
MODELO DE LA CIUDAD DE IQUITOS –
PERÚ”.

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAESTRA
EN SANIDAD ACUÍCOLA

ANGELA MARIA ECHEVARRIA MATOS

LIMA – PERÚ

2023

ASESOR DE TESIS:

Dr. Marcos Enrique Serrano Martínez

CO-ASESOR DE TESIS:

Dr. Germán Augusto Murrieta Morey

JURADO DE TESIS

MG. PERCY RENATO ACO ALBURQUEQUE
PRESIDENTE

MG. FARIVA TRILCE VICUÑA ALVARADO
VOCAL

DRA. CIELO AYDELI LLERENA ZAVALA
SECRETARIA

DEDICATORIA

Dedicado a Dios, con mucho amor y gratitud, su corazón me regaló esta maestría, permitiéndome conocer un mundo maravilloso y personas extraordinarias. A mi familia, son mi felicidad entera.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Germán Augusto Murrieta Morey, quien me abrió las puertas de su institución a toda costa, eternamente agradecida por el apoyo incondicional, enseñanzas y aportes científicos.

Al Dr. Marcos Enrique Serrano Martínez, por su apoyo como asesor y sus enseñanzas en parasitología.

A mi amada madre, por su apoyo constante durante la ejecución de esta investigación, su inteligencia y sabiduría nunca dejan de motivarme ni sorprenderme, te amo con el alma. Nunca me faltes.

A todo el equipo del IIAP - Iquitos, al Aquario Panduro, al Dr. Jefferson Yunis y por supuesto gracias Wilmita, por el apoyo, oportunidades y aportes que me han permitido crecer personal y profesionalmente.

Dios los bendiga siempre.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO

La realización de esta tesis para optar el grado de Magister en Sanidad Acuícola ha sido posible gracias al apoyo financiero brindado al Programa de Maestría en Sanidad Acuícola de la UPCH subvencionado por FONDECYT del CONCYTEC (Convenio de Gestión N° 230-2015- FONDECYT-DE-PROMOCION 4).

DETECCIÓN DE PARÁSITOS EN LA ESPECIE AMAZÓNICA
MANITOA (BRACHYPLATYSTOMA VAILLANTII) DE VIDA
SILVESTRE EN EXPENDIO EN LOS MERCADOS BELÉN,
ITINERARIO Y MODELO DE LA CIUDAD DE IQUITOS – PERÚ”.

INFORME DE ORIGINALIDAD

10%	10%	3%	3%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.unapiquitos.edu.pe Fuente de Internet	2%
2	hdl.handle.net Fuente de Internet	1%
3	www.researchgate.net Fuente de Internet	1%
4	repositorio.urp.edu.pe Fuente de Internet	<1%
5	purl.org Fuente de Internet	<1%
6	aprenderly.com Fuente de Internet	<1%
7	ri.ues.edu.sv Fuente de Internet	<1%
8	acikerisim.omu.edu.tr Fuente de Internet	<1%

TABLA DE CONTENIDOS

RESUMEN

ABSTRACT

I. INTRODUCCIÓN	1
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
III. JUSTIFICACIÓN DEL ESTUDIO	5
IV. MARCO TEÓRICO.....	6
V. OBJETIVOS.....	21
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	22
VII. RESULTADOS.....	28
VIII. DISCUSIÓN.....	44
IX. CONCLUSIONES	52
X. RECOMENDACIONES	53
XI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	54
XII. ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Parásitos encontrados y órganos de localización en <i>B. vaillantii</i>	37
Tabla 2. Índices parasitarios a nivel de género encontrados en <i>B. vaillantii</i> . F% - Frecuencia, A –abundancia, Im – Intensidad media, Am – abundancia media, EC – estatus comunitario.....	42
Tabla 3. Distribución de asociaciones parasitarias en 56 ejemplares de <i>B. vaillantii</i> de la ciudad de Iquitos.....	43

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. 10X. Genarchella sp. Vo – ventosa oral, Em – esófago muscular, Ci – ciego, Ac – acetábulo, T – testículos.	28
Figura 2. Digitalización de Genarchella genarchella. Vo – ventosa oral, Em – esófago muscular, Ci – ciego, Ac – acetábulo, T – testículos.	29
Figura 3. Larva de Anisakis sp. (L3) Extremo anterior, V - Ventrículo, D - Diente larval.	30
Figura 4. A, B - Extremo posterior de Larva de Anisakis sp. (L3), Mu – mucron terminal en la región posterior del cuerpo.	30
Figura 5. Digitalización de Larva de Anisakis sp. En fase larval L3. V - ventrículo, dl - Diente larval, m - mucron.....	31
Figura 6. Larva de Contraecum sp. sp. A – Extremo anterior, porción de esófago muscular y diente larval. B – Extremo posterior, terminación sin mucron.	32
Figura 7. Contraecum sp. sp. En fase larval L3. A – Ventrículo pequeño y ciego intestinal en dirección a la región anterior, B – Diente larval.....	32
Figura 8. Digitalización de Contraecum sp. sp. En fase larval L3. V - Ventrículo, ci - ciego intestinal, i - intestino, em - Esófago muscular, dl - diente larval. B - región posterior.	33
Figura 9. Procamallanus (Spirocamallanus) sp. macho A – Capsula bucal con engrosamiento helicoidales (4 anillos), B – Seis pares de papilas genitales (3 pre anales y 3 post anales), C – 1 par de espículas.....	34
Figura 10. Procamallanus (Spirocamallanus) sp. hembra. A – Extremo posterior con terminación cónica, B – Larvas desarrollándose en el útero, C – diferenciación entre el esófago glandular y el esófago muscular, D – cápsula bucal con 4 engrosamientos	

helicoidales, E – porción de esófago muscular, F – Porción de esófago glandular más grande que esófago muscular.	34
Figura 11. Digitalización de Procamallanus (Spirocamallanus) sp. hembra. Cb - Cápsula bucal, em - Esófago muscular,	35
Figura 12. Sebekia sp. A – Cuerpo cubierto por “segmentos”, B – Dos pares de ganchos, C – Región posterior	36
Figura 13. Sebekia sp. Co - Cavidad oral, g – ganchos.....	36
Figura 14. Infección por nemátodos en intestino de Brachyplatystoma vaillantii vista en estereoscopio.	39
Figura 15. Nemátodo en músculo de Brachyplatystoma vaillantii.....	39
Figura 16. Tremátodos enquistados vistos en parénquima de hígado y vasos mesentéricos de Brachyplatystoma vaillantii.....	40
Figura 17. Tremátodos adheridos a la cavidad visceral, posteriormente desprendidas y observadas en estereoscopio.....	40
Figura 19. Vista de nemátodo de coloración roja en el lumen intestinal de Brachyplatystoma vaillantii en estereoscopio.	41
Figura 18. Parásito observado en músculo de Brachyplatystoma vaillantii	41

RESUMEN

Brachyplatystoma vaillantii, conocida popularmente en Perú como Manitoa es un recurso de valor comercial para el consumo humano directo y para la actividad ornamental en estadio juvenil, sin embargo, la diversidad de agentes patógenos no identificados y poco estudiados limita la productividad de las especies Amazónicas, por lo que, el estudio tuvo como objetivo detectar e identificar morfológicamente los géneros de endoparásitos presentes en cavidad visceral, músculo, bazo, hígado e intestinos en Manitoa. Las muestras se obtuvieron de tres principales mercados locales de la ciudad de Iquitos, empleando el método de muestreo probabilístico considerando un tamaño muestral de 60 ejemplares. Se examinaron a los pescados mediante observación directa y se procedió a la colecta, fijación y clarificación de los parásitos para ser detectados por taxonomía clásica. Obteniendo como resultado: Larvas de *Anisakis* tipo 1 y *Contracaecum* sp., *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp., *Sebekia* sp. y *Genarchella* sp. Se calcularon los índices parasitarios siendo Larva de *Anisakis* tipo 1 el parásito con mayor frecuencia (F%= 93.33) e intensidad media (Im=55.97) y *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. Con menor frecuencia (F%=3.33) e intensidad media (Im=0.1). Los parásitos identificados en el presente trabajo pueden representar un riesgo en la salud en el hospedador, se recomienda realizar más estudios biológicos y aspectos patológicos de estos parásitos ya que puede afectar una de las principales actividades económicas de la Amazonía Peruana.

Palabras clave: Amazonía, *Brachyplatystoma vaillantii*, Endoparasitos, Nematodos, Pentastómida, Trematodos.

ABSTRACT

Brachyplatystoma vaillantii, popularly known in Peru as Manitoa, is a resource of commercial value for direct human consumption and for ornamental activity in the juvenile stage, however, the diversity of unidentified and little-studied pathogens limits the productivity of Amazonian species, therefore, the study aimed to identify and morphologically describe the genera of endoparasites present in visceral cavities, muscle, spleen, liver, and intestines in Manitoa. The samples were acquired from the three main local markets in the city of Iquitos, using the probabilistic test method considering a sample size of 60 specimens. The fish were examined by direct observation and the parasites were collected, fixed and clarified to be identified by classical taxonomy. Obtaining as a result: larvae of *Anisakis* sp. and *Contracaecum* sp., *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp., *Sebekia* sp. and *Genarchella* sp. The parasite indices are calculated, being larva of *Anisakis* sp. the parasite with higher frequency (F%= 93.33) and mean intensity (Im=55.97) and *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. With less frequency (F%=3.33) and medium intensity (Im=0.1). The parasites identified in this work can represent a health risk in the host, it is recommended to carry out more biological studies and pathological aspects of these parasites since they can affect one of the main economic activities of the Peruvian Amazon.

Keywords: Amazon, *Brachyplatystoma vaillantii*, Endoparasites, Nematodes, Pentastomid, Trematodes

I. INTRODUCCIÓN

Dentro de las actividades que más se destaca en la Amazonía son la caza y pesca, durante siglos los peces han sido la principal fuente de proteína para los pobladores, actualmente son más de 79 especies amazónicas destinadas al consumo humano (García- Dávila *et al.*, 2018) y 212 especies de peces con fines ornamentales más comercializados, en su mayoría provienen de la pesca artesanal (Inocente, 2016; García Dávila *et al.*, 2021). El desembarque pesquero de Iquitos comprende en su mayoría a peces "Characiformes" y "Siluriformes" característicos por ser escamosos y de cuero respectivamente. El 39% de las especies de fauna neotropical está representada por los Siluriformes, en donde podemos encontrar al género y especie *Brachyplatystoma vaillantii*, comúnmente denominada "Manitoa" en el Perú, los cuales son capturados con fines ornamentales y de consumo (Villamil-Rodríguez *et al.*, 2018).

La Amazonía representa una de las áreas con mayor biodiversidad en el planeta, su riqueza íctica, ubicación geográfica y clima lo convierten en un país prodigio a la crianza de peces con fines de consumo y ornamental (Álvarez, 2007). Son altas las expectativas para el desarrollo de este sector, como potencial en crecimiento y desarrollo que está contribuyendo a la situación económica a nivel nacional y de las comunidades rurales (Vásquez Oliveira, 2020). Así contribuir a la seguridad alimentaria y a la preservación de especies en sus medios naturales (Ramírez-Gastón *et al.*, 2018; Berger, 2020).

Mediante se vaya dando el crecimiento del sector acuícola tanto en la demanda como en la producción, el riesgo y desafío sanitario son cada vez más grandes, siendo las enfermedades

infecciosas de origen bacteriano, viral, micótico y parasitario las que han representado un mayor riesgo en los últimos años (SANIPES, 2020). Los parásitos simbolizan un importante factor para estudios de biodiversidad, ecológicos y evolutivos en el medio natural, sin embargo, en sistemas de cultivo al existir un desequilibrio en la interacción huésped-patógeno pueden representar una amenaza, impactando negativamente en el crecimiento y salud del hospedador (Dezfuli y Scholz, 2022). Todas las especies son vulnerables ante cualquier agente patógeno ya sea en su medio natural o bajo condiciones de cultivo, provoquen o no enfermedad conllevan a altos índices de mortalidad y morbilidad el cual resulta en pérdidas económicas (Murrieta-Morey, 2019).

Las asociaciones entre el hospedador-parásito es el éxito de las adaptaciones recíprocas que le ha permitido a los parásitos desarrollar la cualidades biológicas para asegurar la transmisión, el ciclo de vida es lo que determina la supervivencia del parásito, generalmente requiere de distintas especies de hospedadores si es indirecto o de uno solo si es directo, como resultado estos pueden afectar la morfología, fisiología, reproducción o comportamiento del hospedador (Timi y Poulin, 2020). Las infecciones parasitarias pueden ser mucho más severas en casos de confinamiento de los sistemas de cultivo (Buchmann,2022).

Los organismos de Estado han ido realizando acciones que permitan cumplir con los objetivos trazados en el plan nacional de desarrollo acuícola 2010-2021, en donde se busca promover la investigación y el desarrollo de servicios de control sanitario para la producción y comercialización acuícola (PNDA, 2010). La acuicultura de peces marinos y continentales

sigue expandiéndose mundialmente, por lo que la industria continúa investigando la domesticación de diversas especies (Buchmann, 2022). *B. vaillantii* aún no es una especie que cumpla con un plan de manejo para permitir su exportación según el Ordenamiento Pesquero de la Amazonía Peruana y la identificación de la fauna parasitaria permitiría tener una línea base de estudio para conocer la interacción entre parásito – hospedador que permita generar protocolos sanitarios, así minimizar los efectos en la sanidad y garantizar calidad en dicha especie.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las enfermedades parasitarias son numerosas tanto en el medio natural como en cautiverio, las cuales representan una amenaza económica y social, los últimos reportes indican pérdidas estimadas hasta 9580 millones de dólares americanos (Shivam *et al.*, 2021). Los estudios realizados a lo largo del tiempo han detectado organismos acuáticos -de agua dulce y marinos- parasitados con diversas especies evidenciando el 100% de mortalidad en criaderos (Castro, 2018; Scholz *et al.*, 2021). Las enfermedades parasitarias pueden llegar a perjudicar seriamente la productividad, disminuyendo el índice de crecimiento y reproducción de los peces, mayores gastos en alimentación por inapetencia, vulnerabilidad de los mismos e incrementos de la mortalidad (Arbildo-Ortiz *et al.*, 2020) y la presencia de los mismos representan una gran barrera comercial que perjudica la exportación de los peces amazónicos, sea para fines ornamentales o de consumo (Lo *et al.*, 2011).

Además de lo mencionado, la presencia de parásitos representa un riesgo importante para los acuarios dedicados a la exportación de especies ornamentales -los cuales son extraídos del medio natural en su mayoría- debido que, carecen de información para el diagnóstico, lo que dificulta la toma de decisiones para el tratamiento de los peces antes de cada embarcación (Ortiz & Iannacone, 2008).

III. JUSTIFICACIÓN DEL ESTUDIO

La Manitoa es un recurso comercialmente importante con fines de consumo por su alto valor proteico y magra, es una especie de importancia económica puesto que Loreto es uno de los departamentos con mayor consumo per cápita de recursos hidrobiológicos con 44,02 Kg/habitante y solo en dicha región se han reportado desembarques de Manitoa desde 15 toneladas anuales destinadas al consumo humano directo. Por otro lado, es una de las especies solicitadas por los más grandes acuaristas en diversas partes del mundo, sin embargo, es una especie prohibida para la exportación según el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de la Amazonía Peruana, solo puede ser exportado si proceden de programas de manejo que establezcan cuotas individuales, por lo que los estudios que puedan contribuir a generar mayor información por la Manitoa, servirá como línea base para otros estudios y propicie la acuicultura de esta especie sea más atractiva para satisfacer la demanda del mercado nacional e internacional. Cabe resaltar que el interés por la sanidad de los recursos acuáticos de la Amazonía tiene un alto impacto en la sociedad, ya que estos recursos representan la única fuente de trabajo de muchas familias. Evaluar e identificar la fauna parasitaria que ocasionan daño o enfermedad en el pez de interés para el estudio, permitirá un mejor entendimiento de los diferentes grupos parasitarios que suelen habitar y afectar a los peces en su medio natural en la amazonía peruana, aportando así al desarrollo de tratamientos y protocolos que beneficien la sanidad acuícola en la región, con el fin de mejorar los estándares de calidad e inocuidad para el consumidor final.

IV. MARCO TEÓRICO

1.1. Características generales de *Brachyplatystoma vaillantii*

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Actinopterygii
Orden:	Siluriforme
Familia:	Pimelodidae
Género:	<i>Brachyplatystoma</i>
Especie:	<i>vaillantii</i>



Figura 1. *Brachyplatystoma vaillantii*

Diseño a lápiz de manitoa (*Brachyplatystoma vaillantii*). Tomado de Wikimedia

Commons por Clara Costa D'Elia

Brachyplatystoma vaillantii comúnmente denominada “Manitoa” en Perú, también es conocida como “Pirabutón” (Colombia), “Piramutaba” (Brasil) y “Bagre” (Ecuador), es un

pez que puede llegar a medir los 150 cm de longitud y pesar 10 Kg, tiene un cuerpo robusto y liso, se distribuye geográficamente en América del sur (Flores, 2018). Su importancia cultural, económica, comercial a nivel artesanal e industrial, lo ha hecho uno de los principales peces migratorios objeto de investigación para establecer mejores medidas de captura según su comportamiento, ya que, es una especie atractiva para el consumo humano local como para el mercado internacional con fines ornamentales (Villamil-Rodríguez *et al.*, 2018).

Es reconocido por su gran capacidad migratoria en las zonas fronterizas de Colombia, Brasil y Perú, caracterizada por su dependencia del estuario del río Amazonas como su zona de desarrollo y las cabeceras del río Amazonas y sus afluentes como áreas de alimentación y desove (Barthem *et al.*, 2017). La Manitoa es una especie piscívora, su alimentación está basada en el consumo variado de pequeños peces (lisos o de escama) de comportamiento migratorio, pudiendo también, consumir invertebrados y crustáceos -ocasionalmente- (Davila *et al.*, 2018).

1.2. Parasitosis

Los parásitos además de representar un peligro ante la salud pública, son agentes que pueden ser causales de complicaciones en la salud de los peces, llegando incluso a ser mortales (Murrieta-Morey, 2019). Los peces de vida silvestre o criadero pueden ser parasitados por helmintos de diferentes especies, las cuales pueden inducir inflamación en los tejidos donde se adhieren, incluso provocar cambios fisiológicos en el huésped como es el caso de los parásitos entéricos que se localizan en el intestino, últimos reportes indican que pueden comprometer el sistema nervioso y endocrino, lo que conlleva a

cambios químicos y mecánicos alterando la motilidad intestinal y digestión de los peces (Bosi *et al.*, 2022).

La respuesta inmune innata ante el desafío huésped-hospedador puede ser diferente según la interacción entre las especies y particularidades inmunológicas que presenten los individuos (Dezfuli *et al.*, 2016). La patogénesis de parásitos que destruyen el epitelio intestinal impidiendo la absorción de nutrientes han sido estudiados a nivel metabólico, resultando en indicadores patológicos por cambios en el suero del hospedador con incremento de proteína total en suero, amilasa, albumina y disminución significativa de glucosa (Low *et al.*, 2017).

Determinados parásitos con ciclo de vida indirecto como el de los trematodos influye en la personalidad del hospedador, alterando el comportamiento del mismo con la finalidad de retardar las condiciones fisiológicas e incrementar la posibilidad de completar el ciclo de vida (Mikheev *et al.*, 2019; Nicola *et al.*, 2020). Los digeneos tienen como objetivo de seguir reproduciéndose en el hospedador definitivo no causa daños letales, sin embargo, las fases inmaduras en los hospedadores intermedios pueden llegar a alterar órganos internos de vital importancia llevándolos a la muerte (Bartoli y Boudouresque, 2007).

Se ha demostrado que una alta carga de metacercarias provoca letargia en los peces, ya que estos suelen destruir las células del tejido a donde se adhieren influyendo en una mala alimentación, nado errático el cual resulta en un alto costo energético (Nicola *et al.* 2020), por otro lado, las metacercarias tienen un impacto negativo en el desarrollo del pez por

cambios morfológicos en la musculatura del pez consecuente de la infiltración de linfocitos y pigmentación celular (Silva *et al.*, 2022) por lo que dejan de ser apreciados para el consumo humano generando barreras para el comercio nacional e internacional (CECOPESCA, 2012).

1.3. Fauna parasitaria presentes en *Brachyplatystoma vaillantii*

El parasitismo en especies acuícolas de agua dulce puede darse generalmente por ingesta de alimento contaminado, ya sea por ingesta de peces de menor tamaño o crustáceos, ingesta de agua con parásitos, o contacto directo (Prado Riaño *et al.*, 2018). A pesar de que la Manitoa ha sido objeto de estudio de diversos trabajos de investigación, su fauna parasitaria aún es poco conocida, uno de los estudios más recientes realizado en 31 juveniles de *Brachyplatystoma vaillantii* de Brasil, colectaron 586 parásitos, identificando *Dermidospermus brachyplatystimae* (monogeneo), *Dermidospermus araguiensis* (monogeneo), *Genarchella genarchella* (digeneo), *Harriscolex piramutab* (cestodo), *Pseudoterranova* sp. (nematodo), *Ergasilus xinguisensis* (crustáceo) y ácaros, siendo *Pseudoterranova* sp. el más abundante entre los mencionados (Brito-Junior & Tavares-Dias, 2021). Asimismo, un estudio realizado en 30 especímenes de *B. vaillantii* identificó infección -en el 60% de estos mismos- por coccideos del género *Calyptospora* en el hígado, siendo estos parásitos muy comunes de encontrar en peces de agua dulce (Silva *et al.*, 2012). Un estudio realizado en la Amazonía peruana identificó infección por *Chambriella* sp. en el 10% de especímenes estudiados, siendo este parásito reportado como casos raros en *B. vaillantii*, por otro lado, también se reportó *Harriscolex piramutab* en el 20% de los ejemplares analizados (Chambrier *et al.*, 2020).

1.4. Características generales de los Nemátodos

Se trata de uno de los grupos de parásitos más abundantes y diversos en términos biológicos y ecológicos, además de ser miembros omnipresentes de la meiofauna, desempeñan un importante rol en el reciclaje de los nutrientes (De Ley y Blaxter, 2002; Wasmuth *et al.*, 2008).

Los nemátodos son también denominados “gusanos redondos” por la forma que tienen al hacerles un corte transversal, estos parásitos tienen forma de hilo, cilíndrico, fusiforme, filiforme y en algunas especies en forma de saco, el cuerpo está cubierto de una cutícula con variaciones como crestas, espinas o ganchos según la especie (Santos Pinargote, 2011). Cuentan con un aparato digestivo completo, tienen sexos separados y presentan una cavidad pseudocelómica donde se localizan los distintos sistemas orgánicos, una de las principales formas de diferenciar a los distintos nemátodos es por medio de su longitud, posición del poro excretor, forma de la cola, características del ventrículo; presencia, longitud y posición del ciego intestinal anterior y posterior, y del apéndice ventricular (Ruiz & Vallejo, 2016).

El ciclo de vida de los nemátodos comprende enormes diferencias entre uno y otros – quienes llevan un ciclo directo hasta aquellos que conllevan a más de tres hospederos – los insectos acuáticos, copépodos, crustáceos y oligoquetos sirven como los primeros hospederos intermediarios u hospederos paraténicos y la maduración se lleva a cabo en reptiles, aves ictiófagas o mamíferos depredadores de los peces infectados (Anderson, 2000; Lee, 2002).

Los nemátodos de la familia Anisakidae, son parásitos cilíndricos y alargados,

morfológicamente se diferencian entre especies por la apariencia de la papila cefálica, locación del poro excretor, presencia de apéndice ventricular y longitudes y direcciones del ciego intestinal (Rego *et al.*, 1983). Las medidas utilizadas en la identificación de larvas de anisákidos deben incluirse la longitud total del parásito, la presencia de diente cefálico, longitud del esófago y presencia de papila cervical y la relación de la longitud del ciego intestinal al apéndice ventricular y esófago (Martins *et al.*, 2005).

- Larva de *Anisakis* sp.

Las características principales para la identificación morfológica de larva de *Anisakis* sp. son la presencia de 3 labios (uno dorsal y 2 subventrales bien desarrollados) en el extremo anterior, un diente larval en la región anterior del cuerpo, presencia de ventrículo prominente en la parte ventral del cuerpo y presencia de mucrón terminal en la región posterior del cuerpo (Moravec, 1998). El ciclo de vida del género *Anisakis* sp. es indirecto, siendo los cetáceos los hospedadores definitivos, donde se encuentra el parásito en fase sexual, los huevos son liberados al medio acuático marino donde se desarrolla la larva (L1) y (L2), estos son consumidos por los primeros hospedadores intermedios como los crustáceos, eufasidos, copépodos en donde se desarrolla la fase larval (L3) y estos son consumidos por los segundos hospedadores intermediarios y/o paratenicos como los peces teleósteos y calamares (Arne y Bjorn, 2010; Lin *et al.*, 2012; Mattiucci *et al.*, 2017). Las larvas (L3) de *Anisakis* sp. pueden ser hallados encapsulados en peces que ingirieron peces infectados con larvas (L3) de *Anisakis* sp. actuando como huéspedes de transporte (Zuo *et al.*, 2016).

En Perú, Chile, Brasil, Colombia, México, Venezuela, han reportado presencia de larva de *Anisakis* sp. En algunos de sus principales peces de consumo; como es el pez róbalo

(*Centropomus armatus*) (Castellanos *et al.*, 2018), en la sardina de monterrey (*Sardinops sagax*) siendo uno de los principales recursos pesqueros más importantes de México (Sánchez-Serrano & Cáceres-Martínez, 2017), por otro lado, peces lisa y lebranche fueron reportadas con presencia de larvas de *Anisakis* sp. en una prevalencia de 16%, junto a otros nemátodos (Bandes V. *et al.*, 2005). En Chile se ha reportado larvas de anisaquidos localizados con mayor incidencia en peritoneo de Róbulos y Doradas, mientras que, en Merluza se localizaron con mayor incidencia en el hígado; los resultados moleculares obtenidos en este estudio reveló *Pseudoterranova cattani* y *Anisakis pegreffii* (Muñoz-Caro *et al.*, 2022). Un estudio realizado en Colombia, identificaron larvas de tipo II del género *Anisakis* y larvas del género *Pseudoterranova* localizadas principalmente en el intestino de peces Lisa; entre varios anisaquidos, identificaron molecularmente las especies *A. pegreffii*, *A. physeteris* y *A. simplex* (Castellanos *et al.*, 2020). En Brasil identificaron mediante PCR *Anisakis typica* en el pescado comúnmente conocido como Namorado. En Perú se reportó la presencia de *A. pegreffii* y larvas de *Anisakis* sp. 2 en una de las especies comerciales más importante de la costa Peruana *S. japonicus*, mientras que en *Trachurus murphyi*, *Seriolella violácea* y *Brama japónica* solo se reportó *A. pegreffii* (Aco-Alburquerque *et al.*, 2020; Martínez-Rojas *et al.*, 2021).

- *Contracaecum* sp.

El cuerpo es blanquecino y de cutícula estriada, la terminación de la región anterior es redondeada y la boca con tres labios, el labio dorsal mantiene dos papilas laterales, mientras que los dos labios ventrodorsales presentan una pequeña papila en cada uno y entre los dos labios se puede presenciar un diente cefálico, no tiene alas cervicales a comparación de otros

nemátodos, presenta un par de órganos táctiles “deirids” a nivel del anillo nervioso; su esófago es estrecho y más largo que el apéndice ventricular, el ventrículo es pequeño – más estrecho que el esófago en su punto más ancho – y el apéndice ventricular es relativamente corto (Moravec, 1998). Lo que caracteriza al género *Contracaecum* sp. es que su ciego intestinal anterior es significativamente más largo que su apéndice ventricular y se extiende a nivel del anillo nervioso, sin embargo, es relativamente más corto que el esófago, tiene una cola cónica y corta en la región posterior (Moravec, 1993; Martins *et al.*, 2005).

Los nematodos del género *Contracaecum* sp. tienen una amplia distribución en el ambiente acuático marino y continental, su ciclo biológico es indirecto y dependiendo del medio natural existe una variedad de copépodos, larvas de insectos, peces, anfibios y reptiles que comprenden la cadena para que el parásito finalmente pueda llegar al hospedador definitivo y desarrollar su fase adulta en aves piscívoras (Mancini *et al.*, 2014; Moravec *et al.*, 2016). *Contracaecum* sp. ha sido localizado en hígado, mostrando cambios morfológicos en el tejido con formación de grasa y reducción de peso en los peces (Lymbery *et al.*, 2002). Correa *et al.* (2013) confirmó que las variables hematológicas se ven afectadas durante una alta prevalencia de parásitos, peces con alta carga de larvas de *Contracaecum* sp. Evidencian anemia normocrómica – hipocrómica debido a la hemorragias que ocasiona el movimiento de la larva desde la mucosa estomacal al mesenterio.

Existe una gran cantidad de reportes de *Contracaecum* sp. en diversas partes del mundo, se han reportado en países como Brasil, Argentina, Perú, México, Colombia, Chile, Guatemala, Costa Rica; tanto en ambientes marinos como de agua dulce y en diferentes hospedadores

como definitivos e intermediarios (Mancini *et al.*, 2014; Falla-Zuñiga *et al.*, 2021). Pardo *et al.* (2007) reportaron *Contracaecum* sp. en peces de aguas continentales *Salminus affinis* en los ríos Sinú y San Jorge en Colombia, asimismo, al norte de Colombia han reportado la presencia de *Contracaecum bioccai* en intestino de *Pelecanus occidentalis*, siendo este pelícano su hospedador definitivo (Mattiucci *et al.*, 2008). En un estudio realizado en Chile hallaron peces salmónidos del Rio Valdivia infestados con larvas de *Contracaecum* sp. encapsulados por tejido fibroblástico en el corión de la mucosa y capas musculares del intestino (Torres & Cubillos, 1987), otra especie reportada en Chile fue *Contracaecum australe* en intestino de *Phalacrocorax brasilianus* el cual está relacionada genéticamente con otros congéneres de aves piscívoras (Garbin *et al.*, 2011). Por otro lado, Cavalcante (2017) reportó la presencia de varios endohelminchos en peces de los ríos Xapuri y Acre en Brasil, entre estos se encontraba la presencia de *Contracaecum* sp. En Argentina Sardella *et al.* (2020) describieron morfológicamente una nueva especie denominada *Contracaecum jorgei* adultos y (L4) encontrados en el intestino y proventrículo del ave piscívoro *Nannopterum brasilianus* y (L3) encontradas en intestino de *Hoplias argentinensis*, al comparar con las especies *C. rudolphi*, *C. australe* y *C. travassosi* concluyeron no tener diferencias significativas en la forma del esófago, intestino o papilas, sin embargo, reportan diferencias entre los tamaños de las espículas. Otra especie reportada en Argentina es *Contracaecum pelagicum*, concluyendo en base a ensayos moleculares que las larvas L3 de *Contracaecum* muestreadas de *E. anchoita* pertenecen a un mismo clado que *Contracaecum pelagicum* muestreados de *S. magellanicus* y *P. atriceps* (Garbin *et al.*, 2013). Otra especie reportada es *Contracaecum multipapillatum* en estadio larval (L3) con prevalencias de 16.8% y 25.1% en Guanacaste e Izabal respectivamente (Choc-M *et al.*, 2020). Por otro lado,

a pesar de que en el Perú existe una carente investigación de estos parásitos en peces de aguas continentales, estudios recientes han reportado la presencia de *Contracaecum* sp. en *H. unitaeniatus* (Delgado, 2015) y en *H. malabaricus* (Monroy, 2019). Un estudio realizado en Iquitos, determinó la prevalencia de *Contracaecum* sp. en *P. nattereri* en un 23.3% (García, 2021).

- *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp.

Wedl, 1862 propuso originalmente a dicho género incluido en *Cucullanus laeviconchus*, un parásito de peces Siluriformes de agua dulce con una morfología basada en su capsula bucal (Baylis, 1923). Olsen (1952) propuso como un género más a (*Spirocamallanus*) para considerar a aquellos que se diferencien con espirales engrosados internamente de la capsula bucal. Generalmente *Procamallanus* es aceptado con tres subgéneros: *Procamallanus*, (*Spirocamallanus*) y *Denticamallanus* (Moravec, 1998; Gibbons, 2010). Las características claves para diferenciar las especies de *Procamallanus* ((*Spirocamallanus*)) son la forma y el tamaño del cuerpo, la cutícula estriada, la forma de la capsula bucal y el número de espirales que contienen, en machos es importante la cantidad de papilas cefálicas y cervicales, la forma y el tamaño de las espículas, y en hembras la forma de la vulva y la vagina (Soofi *et al.*, 2022).

En Argentina se han reportado cinco especies de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*): *P. (S.) inopinatus*, *P. (S.) rarus*, *P. (S.) hilarii* y *P. (S.) pintoii*, recolectados de peces de agua continental del grupo Characiformes y Siluriformes (Chemes & Takemoto, 2011). En Perú se reportó, por primera vez, *Procamallanus* ((*Spirocamallanus*)) *inopinatus* en ejemplares

de la Sardina *Triportheus angulatus* colectados de la laguna Yarinacocha con una prevalencia de 29.8% (Iannacone *et al.*, 2000). En la Amazonía Peruana se ha identificado *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* parasitando el intestino de especies de Callichthyidae, considerando a este parásito como específico para peces gato del género *Corydoras* (Morey & Florindez, 2018). La familia Camallanidae representan un gran problema para el mantenimiento de peces en cautiverio (Cárdenas & Lanfredi, 2005). Experimentalmente se ha demostrado que diversas especies de *Procamallanus* puede infectar el riñón del pez *Clarias batrachus* de la familia Clariidae, mostrándose daños en los túbulos y en la capsula de Bowman (Ruhela *et al.*, 2008).

1.5. Características generales de los Tremátodos

Es una clase compuesta por platelmintos endoparásitos con cuerpo oval, dorsoventralmente aplanado en forma de hoja, son no segmentados, y están provistos de un órgano de fijación que puede estar presente o no según la especie, estas consisten en dos ventosas, una anterior y otra ventral (Más *et al.*, 2011). Según la forma de la boca y la ubicación de la ventosa se puede clasificar a los digeneos en diversos tipos: anfistoma; distoma, monostoma, gasterostoma, echinostoma, holostoma, y el tipo esquitosoma, los cuales ayudan a su identificación (Notarnicola, 2017).

Los órganos y tejidos internos de mayor afinidad para los tremátodos digenéticos adultos son los conductos biliares, intestino, venas mesentéricas y vesicales, pulmones de vertebrados, ocasionando daños severos a hombres y animales, por otro lado, son parásitos con una amplia gama de hospedadores acuáticos y terrestres, principalmente las aves y

mamíferos donde se encuentran los estadios adultos y a reptiles y peces encontrándose la forma larvaria (Salinas, 1997).

Mayormente el ciclo de vida de los digeneos está involucrado por tres hospedadores, el hospedador definitivo – normalmente un vertebrado en donde el parásito alcanza la madurez sexual hasta tener lugar la puesta de huevos para su liberación al medio ambiente –, el primer hospedador intermediario – en donde ocurre la reproducción asexual y se producen múltiples copias de una segunda fase larvaria denominadas cercarias, suelen ser los hospedadores por quienes se tiene mayor afinidad, puede ser el caso de gasterópodos acuáticos o terrestres y bivalvos –, y el segundo probable hospedador intermediario – quien normalmente actúa como vehículo para llegar al hospedador definitivo – (Notarnicola, 2017).

Gibson y Bray (1979) en una revisión extensa de la superfamilia Hemiuroidea – un grupo de tremátodos digeneos que parasitan por lo general intestino y estómago de peces – concluyen con varios sinónimos para *Halipegus* tales como *Genarchella*, *Vitellotrema*, *Dollfuscella*, *Progenarchopsis* y *Paravitellotrema*, comentando que *Halipegus* es un término global, pero es el concepto más idóneo hasta que todos los parásitos involucrados sean descritos de forma crítica, sin embargo, el Wold Register of Marine Species considera que el género *Genarchella* Travassos, Artigas y Pereira, 1928 es el taxón aceptado para diversos géneros de *Halipegus*, tratándose de especies congénicas es necesario establecer criterios de afinidad en los helmintos mediante el empleo de información filogenética siempre y cuando estén disponibles (Pérez-Ponce de León, 2003).

- *Genarchella* sp.

Genarchella es un género que a grandes rasgos presenta cuerpo elíptico o fusiforme, diversos autores evalúan diferencias en este género a nivel de la genitalia terminal, corroboran la ausencia o presencia del órgano del sinus, sin embargo, el sinus muchas veces es difícil de visualizar por su tamaño, la superposición de la faringe o técnicas de fijación, lo que puede llevar a cometer errores de identificación, otras características que difieren según la especie son la longitud y el recorrido de los ciegos, mientras que la ubicación del poro genital varía de acuerdo al grado de contracción del parásito y en la posición con la que quedó al morir (Lunaschi, 2008). Haman (1986), localizó *Genarchella* sp., en pez Dorado del río Paraná Argentina, asimismo, en el mismo estudio se reportó *Genarchella parva* en peces habitantes de cuerpos de agua de la provincia de Buenos Aires y a *Genarchella fragilis* en el arroyo doña Flora – Argentina (Choke *et al.*, 2014). Otros reportes de *Genarchella* en Brasil se han dado en peces recolectados de un afluente del río Amazonas, hallándose metacercarias con mayor prevalencia en branquias, mientras que en intestino se hallaron fases adultas (Hoshino *et al.*, 2014). Una gran variedad de peces de la familia Loricariidae muestreados en Brasil fueron reportados con presencia de 7 taxones distintos de parásitos, entre estos se localizó metacercarias de *Genarchella genarchella*, presentando mayor prevalencia en el intestino de *H. ventromaculatus* (Borges *et al.*, 2018).

Características generales de los Pentastómido

Los pentastómida conforman un phylum pequeño, fue denominado “Pentastoma” por presentar una boca y dos pares de ganchos a ambos lados de la boca que simulan la presencia de cinco bocas, morfológicamente son planos, alargados y de cuerpo blando y con una

cubierta quitinosa, porosa y marcada en estrías o segmentos (Paré, 2008). Presentan dos pares de patas en la región anterior que pueden estar reducidas a garras sencillas o dobles, dependiendo de la especie, pueden llegar a medir 15 cm, son parásitos permanentes que se alimentan de mucosidad, tejido, y sangre de su huésped (Bunkley-Williams & Williams, 1995). Presentan dimorfismo sexual, las hembras son más grandes y cargan millones de huevos en varios estados de desarrollo en el útero, presentan un sistema reproductivo complejo pues se cree que originalmente el ovario era un órgano pareado, se caracterizan por presentar un cefalotórax globular separado del abdomen por una constricción en la línea del cuello un abdomen enrollado en espiral y con anillos discretos, mientras que los machos son menos distintivos carente de cuello (Riley & Self, 1980).

El ciclo de vida de los pentastómidos puede ser directo o pueden tener otros dos o más huéspedes intermedios dependiendo de la especie, la larva se desarrolla hasta su estado infeccioso en el huésped intermedio, mientras que en el huésped definitivo el parásito se desarrolla hasta alcanzar su estado de madurez sexual (Almeida & Christoffersen, 2002). Los hospederos definitivos pueden ser reptiles como los cocodrilos, serpientes, aves marinas e incluso mamíferos como en el caso de los pentastómidos de la familia Linguatulidae, por otro lado, los hospederos intermediarios pueden tratarse de anfibios, insectos, peces, lagartos, dependiendo de la especie del parásito (Riley, 1986). La fase infectiva del pentastómida son los huevos, internamente contienen las larvas, dicha larva tiene la facultad de migrar a los tejidos internos y se ubican en la cavidad o se enquistan en diversos tejidos como músculo, mesenterio y parénquima de órganos digestivos, mediante mudas, la larva llega a ser adulto sin sufrir más cambios morfológicos, el ciclo de vida se completa cuando

un huésped intermediario infectado es consumido por el huésped definitivo (Venard & Bangham, 1941).

V. OBJETIVOS

1.6. Objetivo general

- Detectar los géneros de endoparásitos presentes en músculo, cavidad visceral, hígado, bazo e intestinos de la Manitoa (*Brachyplatystoma vaillantii*) proveniente de mercados de la ciudad de Iquitos.

1.7. Objetivos específicos

- Identificar mediante las principales características morfológicas los géneros de endoparásitos encontrados en Manitoa (*Brachyplatystoma vaillantii*).
- Determinar la localización de los parásitos encontrados en Manitoa (*Brachyplatystoma vaillantii*).
- Calcular los índices parasitarios (frecuencia, intensidad media e abundancia media) en Manitoa (*Brachyplatystoma vaillantii*).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Lugar y realización del estudio

La identificación de parásitos se realizó en el Laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del Centro de Investigaciones “Fernando Alcántara Bocanegra (CIFAB)” del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) – Km 4.5 de la carretera Iquitos-Nauta en el distrito de San Juan Bautista, provincia de Maynas, en la región Loreto, y en el Laboratorio de Parasitología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetana Heredia (UPCH).

5.2. Obtención de muestras

Las muestras se obtuvieron de visitas constantes a los tres principales mercados (los mercados “Modelo”, “Itinerante” y “Belén”) de la ciudad de Iquitos-Loreto, ubicadas en los distritos de Belén, Punchana y Nanay (**Anexo 1**), ya que, el área de pesca estaba limitada a los pescadores por la crisis sanitaria que dio inicio el año 2020. La colecta se dio en el mes de febrero durante la temporada de creciente, los pescados fueron colocados en bolsas de plástico y transportados en cajas de poliestireno expandido con gel refrigerante hasta el laboratorio del IIAP (Iquitos), donde se procedió a la toma de medidas biométricas (peso y longitud total)(**Anexo 2**), examinación macroscópica y obtención de órganos internos.

5.3. Criterios de inclusión y exclusión

La presente investigación no aplicó directamente a criterios de inclusión y exclusión debido a que la compra no fue al azar, las consideraciones que se tuvieron para la compra de los pescados Manitoa (*B. vaillantii*) fueron una talla comercial mínima de 34 cm y peso

promedio de 450 g, frescos y enteros (con vísceras).

5.4. Análisis parasitológico

5.4.1. Colecta de parásitos

Fueron extraídos los órganos viscerales de los peces (**Anexo 3**), colocándose en frascos de plástico de 120 ml conteniendo alcohol al 70% para la conservación y fijación de las muestras hasta su posterior análisis, de esta forma evitar la descomposición de los órganos y priorizar la inspección en el músculo fresco. Las muestras se analizaron empleando un estereoscopio de la marca Leyca modelo EZ4 y estiletes. Asimismo, la musculatura fue estudiada de manera minuciosa con la muestra lo más fresco posible, se le realizaron cortes a lo largo de la extensión de los filetes y analizados con ayuda de un negatoscopio. Los parásitos encontrados fueron separados en triviales rotulados con el número del ejemplar y la zona de localización del parásito.

5.4.2. Colecta, fijación y clarificación de nemátodos

Para la recolección de nemátodos se observó la cavidad celómica y mesenterio, posteriormente las vísceras y el tracto digestivo fueron abiertos y colocados en una placa Petri cubierto con agua destilada y observados en el estereoscopio. Los nemátodos colectados fueron colocados en otra placa Petri el contenía solución salina al 0.85% para realizar la limpieza con ayuda de pinceles y estiletes, luego fueron trasferidos a viales conteniendo alcohol al 70% conservándolas hasta proceder con la clarificación, para la cual se empleó solución de ácido láctico, estos fueron colocados en láminas con la solución aclarante por un aproximado de 5 minutos. Finalmente se procedió a observar en el

microscopio óptico para su análisis morfológico. Una vez identificados se lavaron con solución salina y con fines de conservarlas para futuras investigaciones a nivel molecular fueron colocadas en viales con alcohol al 70%.

5.4.3. Colecta, fijación y tinción de tremátodos

Con ayuda de estiletes y pinzas finas se observaron las vísceras en el estereoscopio. Los tremátodos fueron colocados entre láminas portaobjetos y unieron las láminas con un trenzado de pabilo para comprimir los parásitos, sumergidos en una placa Petri conteniendo Alcohol al 70% durante 24 horas, posteriormente, los parásitos fueron transferidos a viales conteniendo A.F.A (95 partes de 70° GL de etanol, 3 partes de formalina 40% y 2 partes de ácido acético glacial) para su conservación. La tinción se aplicó para realizar el estudio de las características morfológicas, para lo que se empleó el proceso regresivo de Carmín.

1. Se colocó los parásitos en etanol 70% por 15 minutos.
2. Se coloreó con CARMÍN por un tiempo variable.
3. Se transfirió para etanol 30% por 15 minutos.
4. Se transfirió para etanol 70% por 15 minutos.
5. Se transfirió para etanol 80% por 15 minutos.
6. Se transfirió para etanol 90% por 15 minutos.
7. Se transfirió para etanol absoluto por 30 minutos.
8. Se clarificó en Creosoto por un tiempo variable.

5.4.4. Identificación y caracterización de endoparásitos

Los parásitos fueron visualizados en el microscopio óptico con ocular de 10X y 40X, fueron fotografiados y sus características anotadas para determinar el género y si es posible la especie. De esta manera para la clasificación morfológica se tomó como base las características estructurales externas e internas de los diferentes grupos de parásitos hallados; para el caso de los nemátodos según las claves morfológicas de Moravec, 1998 y Murata *et al.*, 2011. Para los trematodos según claves morfológicas de García *et al.*, 2008. Mientras que para pentastómida fue según claves morfológicas de Riley *et al.*, 1990. La confirmación de los especímenes identificados se realizó empleando las características taxonómicas mencionadas en libros de parásitos de agua dulce (Bush & Holmes, 1986; Moravec, 1998). Los parásitos identificados fueron caracterizados de acuerdo a las estructuras morfológicas y anatómicas que presentaron.

5.5. Análisis e interpretación de datos

a. Índices parasitarios:

Se realizó un análisis cuantitativo en base a los índices parasitarios, los valores están relacionados a las condiciones inmunológicas del hospedero (Bush *et al.*, 1997). Flores y Flores (2003), mencionan que una alta carga parasitaria en los hospederos está relacionada al estado fisiológico del pez, se han observado elevados índices parasitarios en peces que han sufrido estrés, inadecuados parámetros fisicoquímicos en el medio acuático, altas densidades, mala manipulación, presencia de compuestos tóxicos en el agua, alimentación inadecuada y altas variaciones de temperatura. Los índices fueron determinados de la siguiente manera:

- **Frecuencia de parásitos (%):** se calculó la relación entre el número de peces infectados divididos entre el total de peces examinados y multiplicados por 100.

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

- **Intensidad Media:** se midió la cantidad media de parasitismo, es decir el total de un determinado parásito dividido por la cantidad de hospederos infectados.

$$IM = \frac{\text{Número total de parásitos de una determinada especie}}{\text{Número de peces infectados por una determinada especie}}$$

- **Abundancia Media:** se calculó el número promedio de una determinada especie de parásito por pez examinado en una muestra (parásitos y no parasitados). Corresponde a una media aritmética ya que se obtiene de dividir el número total de parásitos de una determinada especie presentes en una muestra de peces examinados entre el total de hospedadores infectados o no infectados.

$$AM = \frac{\text{Número total de parásitos de una determinada especie}}{\text{Número total de peces examinados (parasitados o no)}}$$

- b. **Lugar de fijación:** se determinó por observación directa de los órganos de *B. vaillantii*.
- c. **Estatus comunitario:** se calculó de acuerdo con la prevalencia de los parásitos (100%), clasificando a nivel de especie, si fue parásito central, secundario o satélite (Bush y Holmes, 1986).
 - **Principales o central (>66%):** Aquellas especies que se encontraron en una o más de dos tercios de la cavidad del pez.

- **Secundarios (entre 33 y 66%):** Aquellas especies que se encontraron en una a dos terceras partes de la cavidad del pez.
- **Satélite (<33%):** Aquellas especies que se encontraron en menos de un tercio de la cavidad del pez.

5.6. Consideraciones éticas:

La propuesta de investigación fue revisada y registrada en la Dirección Universitaria de Investigación, Ciencia y Tecnología de la Universidad Peruana Cayetano Heredia. De acuerdo al Manual de Procedimientos de la universidad, el proyecto no precisó evaluación por el Comité Institucional de Ética en Humanos o en Animales pudiendo iniciar la ejecución de la presente investigación.

5.7. Plan de análisis:

Los endoparásitos fueron identificados empleando las características taxonómicas mencionadas en libros de parásitos de agua dulce (Bush y Holmes, 1986; Moravec, 1998). Se tomaron registros fotográficos a través del programa Leica LAS EZ, la cual estuvo acoplada a un microscopio óptico marca Leica. Este programa permitió procesar y registrar las fotografías visualizando las principales estructuras anatómicas de los parásitos de acuerdo con su género o especie.

Así mismo, para el procesamiento y análisis de la información recopilada, se empleó estadística descriptiva y los datos fueron resumidos en una hoja de cálculo de Excel. Para determinar la correlación entre el tamaño de los hospederos con la abundancia parasitaria se usó el coeficiente de correlación de Spearman (r_s). Para ello se empleó el paquete estadístico SPSS con un nivel de $p \leq$ que 0.05.

VII. RESULTADOS

Los parásitos encontrados en *B. vaillantii* fueron una perteneciente a Trematoda, *Genarchella* sp.; tres géneros de Nematoda, Larvas de *Anisakis* tipo 1., larvas de *Contraecum* sp., *P. spirocamallanus*.; y una perteneciente a Pentastomida, *Sebekia* sp.

6.1. Principales características morfológicas de los géneros de parásitos en *B. vaillantii*.

6.1.1. *Genarchella* sp.

Fue identificado como metacercaria, con cuerpo oval alargado, con presencia de ventosa oral en la región anterior ventral y acetábulo central mediano, se observó la faringe muscular siguiendo con el esófago pequeño, la dirección de los ciegos son particulares, parte desde la altura del esófago dividiéndose a cada lateral llegando hasta el extremo posterior del cuerpo (**Figura 1**).

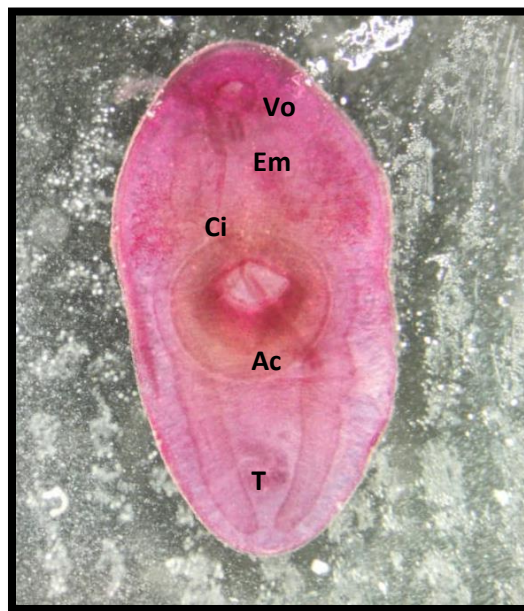


Figura 1. 10X. *Genarchella* sp. **Vo** – ventosa oral, **Em** – esófago muscular, **Ci** – ciego, **Ac** – acetábulo, **T** – testículos.

6.1.2. Ilustración de *Genarchella* sp. (Figura 2).

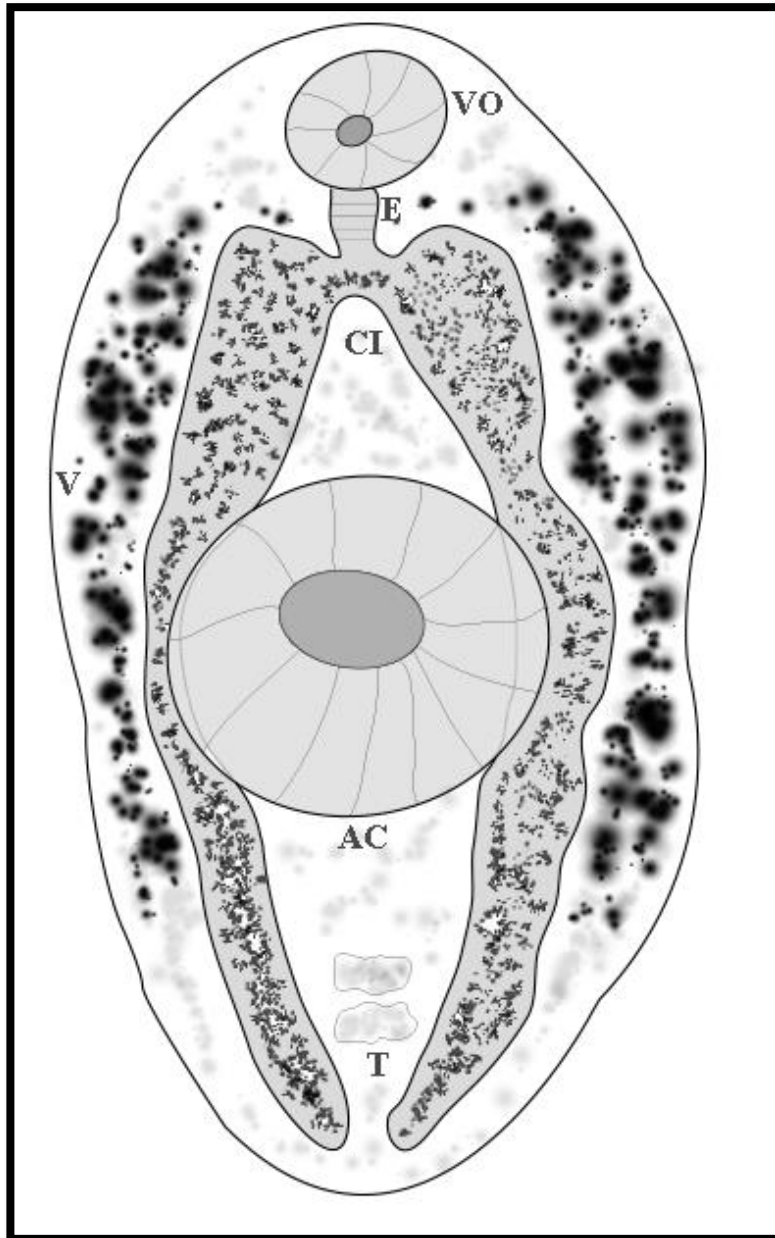


Figura 2. Digitalización de *Genarchella* sp. Vo – ventosa oral, Em – esófago muscular, Ci – ciego, Ac – acetábulo, T – testículos.

VIII.

6.1.3. Larva de *Anisakis* tipo 1

Fue identificado en fase larval L3 por presencia de diente larval en el extremo anterior, el mucron en el extremo posterior, la presencia de ventrículo prominente y corto en posición ventral al cuerpo (**Figura 3**).

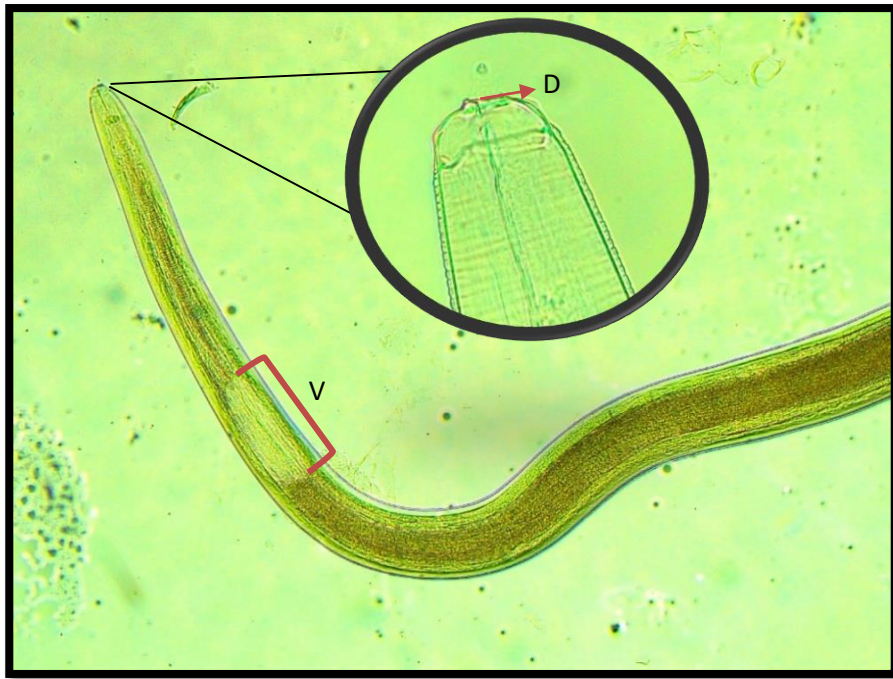


Figura 3. Larva de *Anisakis* tipo 1. Extremo anterior, V - Ventrículo, D - Diente larval.

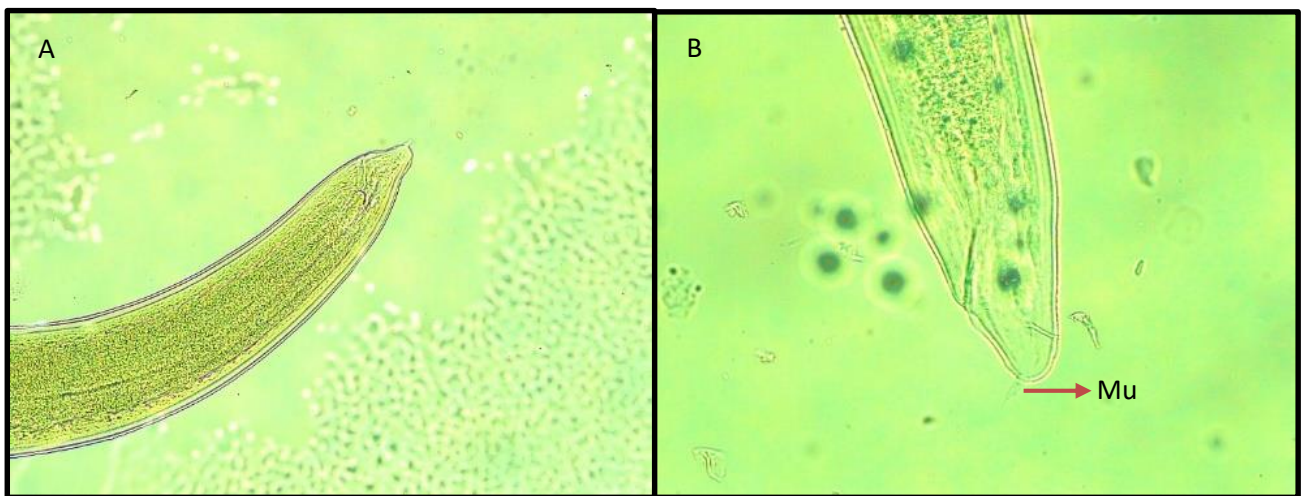


Figura 4. A, B - Extremo posterior de Larva de *Anisakis* sp. (L3), Mu – mucron terminal en la región posterior del cuerpo.

6.1.4. Ilustración de larva de *Anisakis* tipo 1 (**Figura 5**).

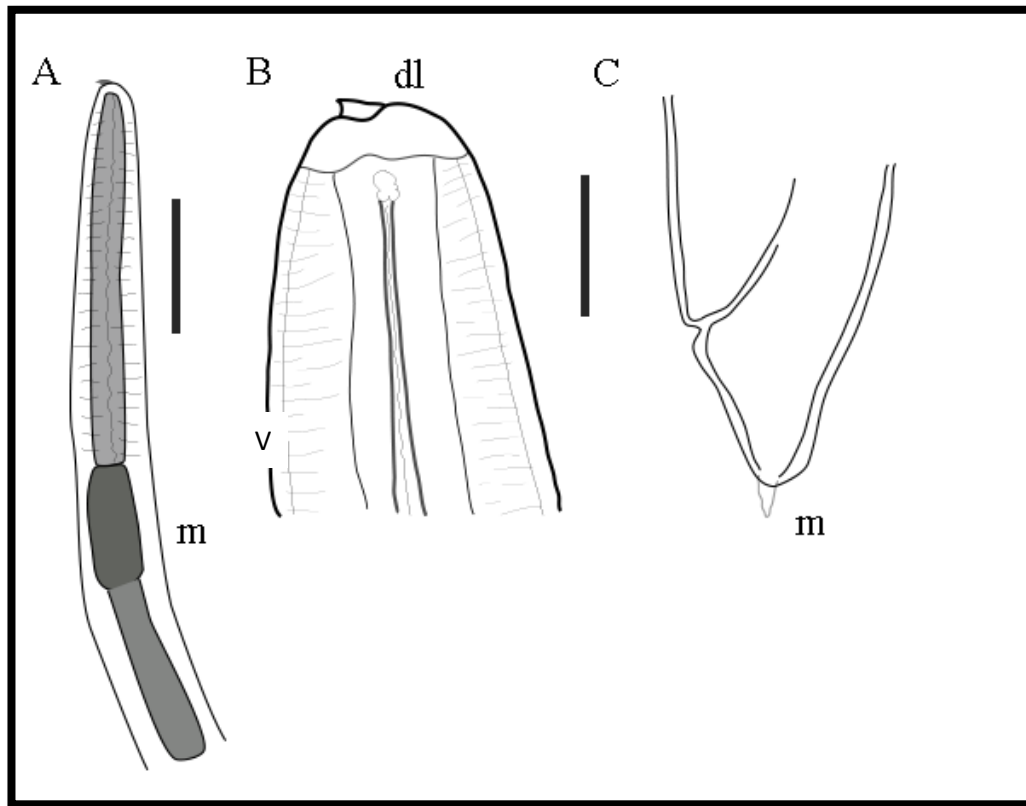


Figura 5. Digitalización de Larva de *Anisakis* tipo 1. V - ventrículo, dl - Diente larval, m - mucron.

6.1.5. *Contracaecum* sp.

Se encontró en fase larval L3, al igual que en todos los nemátodos de la familia Anisakiadae, se observó el diente larval, sin embargo, este género se caracteriza por la forma del ventrículo pequeño, el ciego intestinal largo dirigiéndose a la región anterior y próximo al anillo nervioso, a diferencia de larva de *Anisakis* tipo 1. no presenta mucron en el extremo anterior (**Figura 6**).



Figura 6. Larva de *Contracaecum* sp. sp. **A** – Extremo anterior, porción de esófago muscular y diente larval. **B** – Extremo posterior, terminación sin mucron.

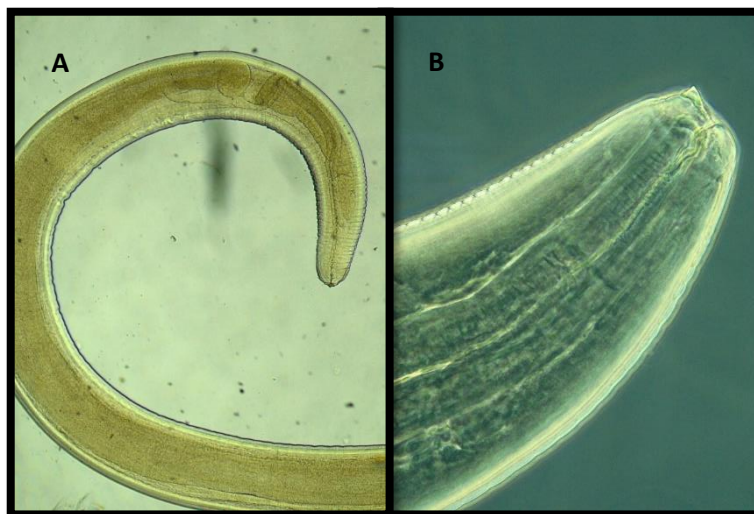


Figura 7. *Contracaecum* sp. En fase larval L3. **A** – Ventriculo pequeño y ciego intestinal en dirección a la región anterior, **B** – Diente larval.

6.1.6. Ilustración de larva de *Contracaecum* sp. (**Figura 8**).

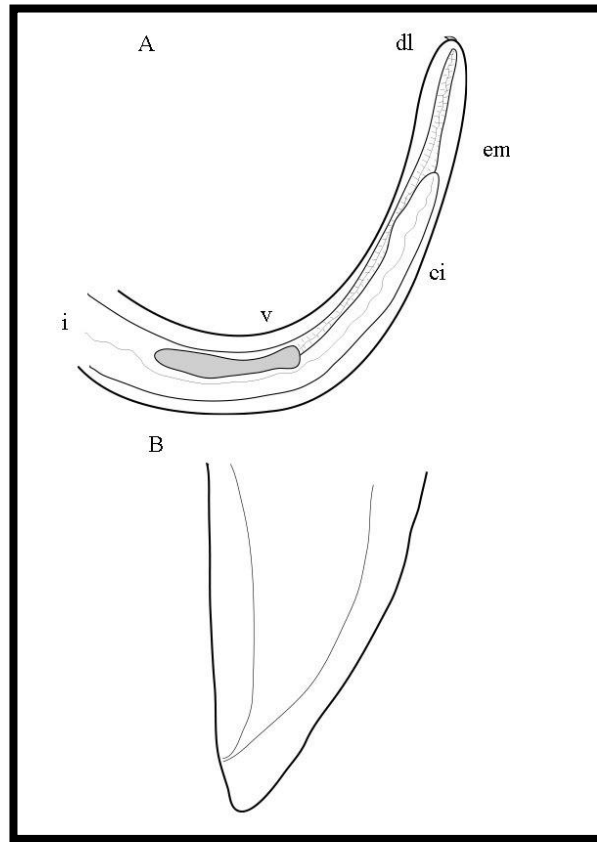


Figura 8. Digitalización de *Contracaecum* sp. En fase larval L3. **V**- Ventrículo, **ci**- ciego intestinal, **i**- intestino, **em**- Esófago muscular, **dl**- diente larval. **B**- región posterior.

6.1.7. *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp.

Este parásito se identificó en fase adulta, tanto hembra como macho. Ambos se caracterizaron por la presencia de la cápsula bucal de paredes gruesas con coloración marrón – amarillo provisto de 4 anillo gruesos. El esófago muscular ligeramente más corto que el esófago glandular. El macho presentó 6 pares de papilas en el extremo posterior, 3 pre-anales y 3 post-anales, espícula derecha más grande que la izquierda y terminal en forma de gancho uniéndose cerca al poro anal, cola con terminación cónica. La hembra contenía larvas en el útero con terminación del extremo posterior puntiaguda (**Figura 9**).

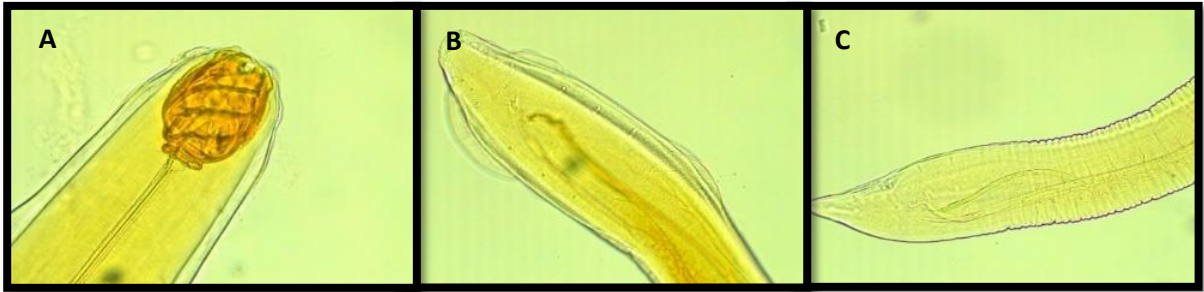


Figura 9. Procamallanus (Spirocamallanus) sp. macho **A** – Capsula bucal con engrosamiento helicoidales (4 anillos), **B** – Seis pares de papilas genitales (3 pre anales y 3 post anales), **C** – 1 par de espículas.

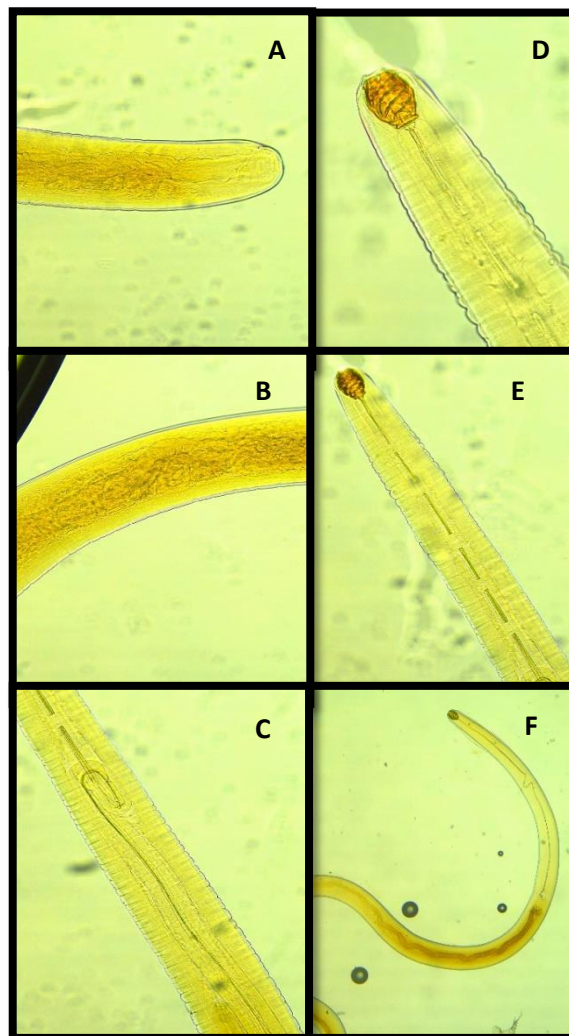


Figura 10. Procamallanus (Spirocamallanus) sp. hembra. **A** – Extremo posterior con terminación cónica, **B** – Larvas desarrollándose en el útero, **C** – diferenciación entre el esófago glandular y el esófago muscular, **D** – cápsula bucal con 4 engrosamientos helicoidales, **E** – porción de esófago muscular, **F** – Porción de esófago glandular más grande que esófago muscular.

6.1.8. Ilustración de *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. hembra. (**Figura 11**).

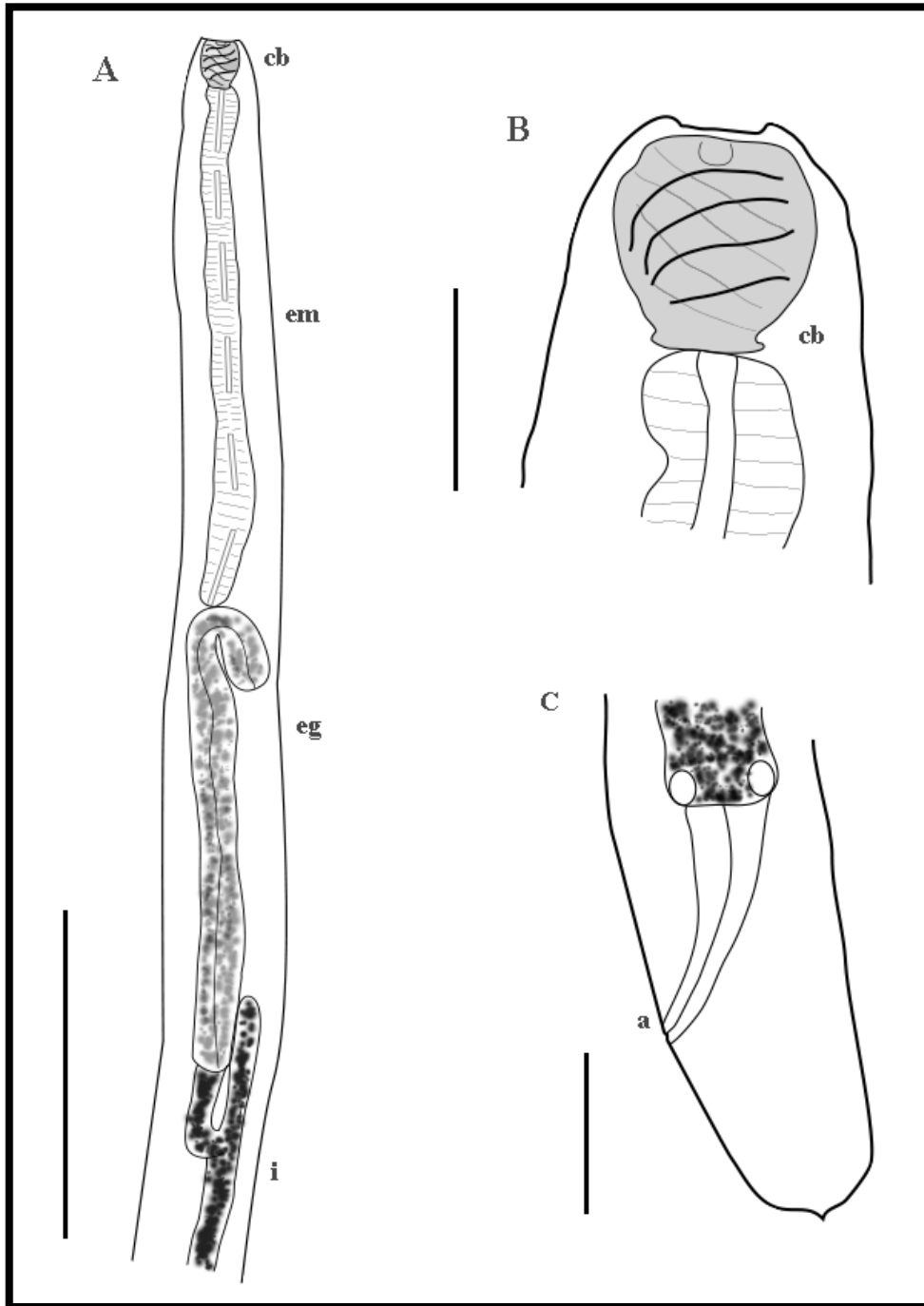


Figura 11. Digitalización de *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. hembra. **Cb**- Cápsula bucal, **em**- Esófago muscular, **eg**. Esófago glandular, **i**. Intestino.

6.1.9. *Sebekia* sp.

Se identificaron en fase larval, presentando cuerpo alargado y segmentado por anillos, con cuatro ganchos dobles en la región anterior localizados alrededor de la boca (**Figura 12**).

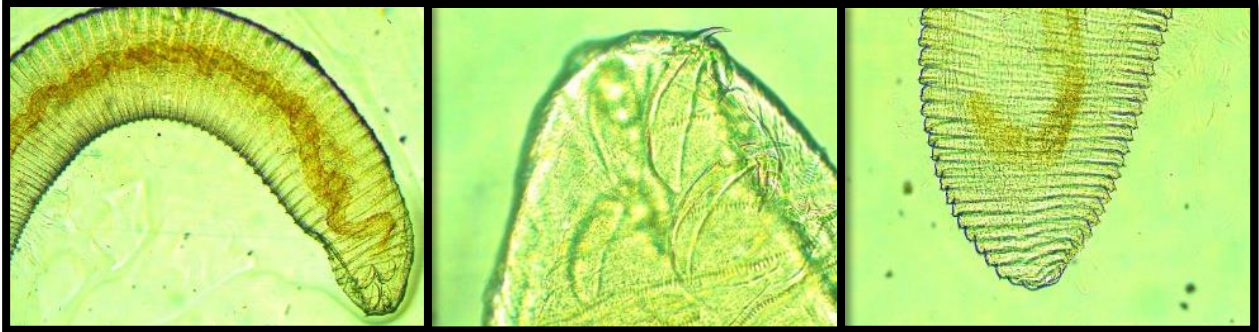


Figura 12. *Sebekia* sp. A – Cuerpo cubierto por “segmentos”, B – Dos pares de ganchos, C – Región posterior

6.1.10. Ilustración de *Sebekia* sp. (**Figura 13**)

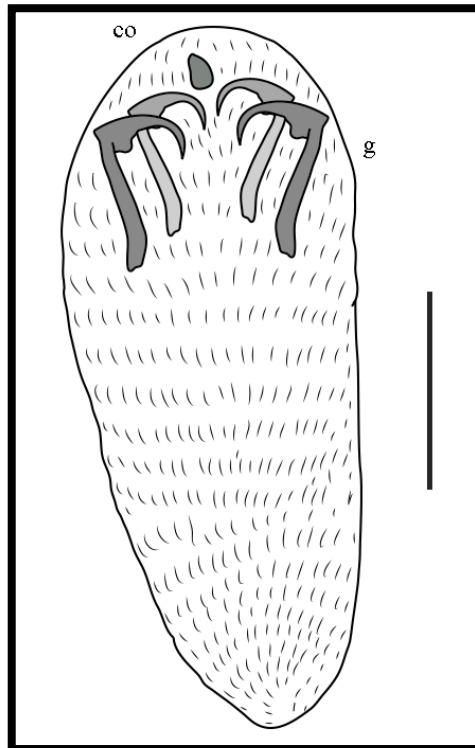


Figura 13. *Sebekia* sp. Co- Cavidad oral, g – ganchos.

6.2. Determinación de la localización de los parásitos encontrados en Manitoa

De los 60 ejemplares examinados se observó la presencia de *Genarchella* sp., en 18 individuos a nivel de cavidad, hígado y bazo; larva de *Anisakis* tipo 1., en 56 individuos a nivel de cavidad viscerales intestinos; larva de *Contracaecum* sp., en 6 individuos a nivel de cavidad visceral; *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp., en 2 individuos a nivel de intestino; finalmente, *Sebekia* sp., en 4 individuos a nivel de músculo y cavidad visceral (**Tabla 1**). En el gráfico 1 se muestra cantidad de parásitos encontrados por órganos y en el gráfico 2 la cantidad total de parásitos por género encontrado.

Tabla 1. Parásitos encontrados y órganos de localización en *B. vaillantii*

Presencia/ Examinados	Género de parásitos	Órgano localizado	Infectados/ cantidad Parásitos
18/60	<i>Genarchella</i> sp.	Cavidad visceral	10/98
		Hígado	14/96
		Bazo	08/70
56/60	Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1.	Cavidad visceral	56/2294
		Intestino	04/1064
06/60	Larva de <i>Contracaecum</i> sp.	Cavidad visceral	06/12
02/60	<i>Procamallanus (Spirocamallanus)</i> sp.	Intestino	02/06
04/60	<i>Sebekia</i> sp.	Músculo	04/10
		Cavidad visceral	02/04

Gráfico 1. Cantidad de parásitos identificados en cada órgano afectado de la muestra total (n=60).

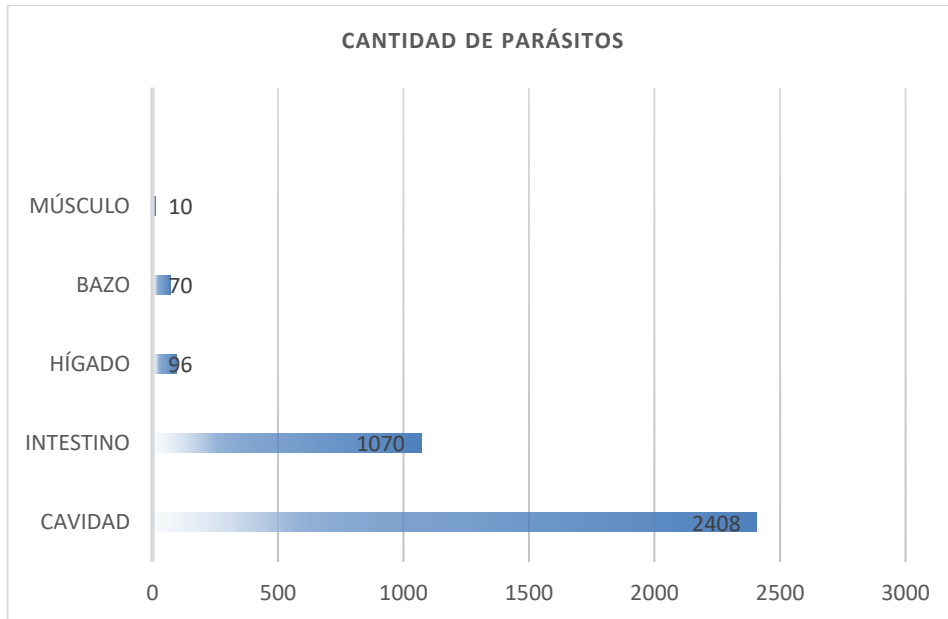
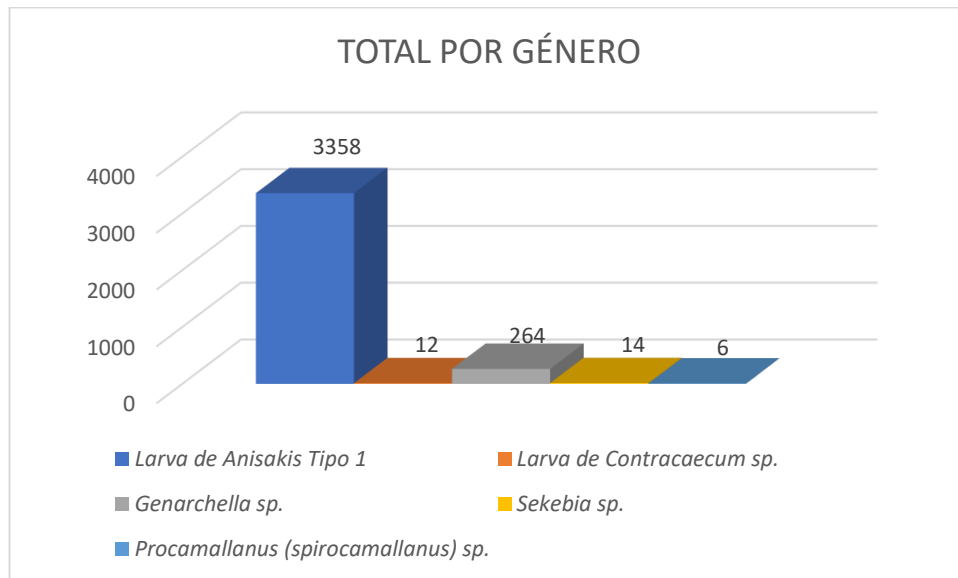


Gráfico 2. Cantidad total de parásitos por género (n=60).



Durante la exploración macroscópica se pudieron evidenciar la presencia de los nematodos en intestino (**Figura 14**) cavidad y en músculo (**Figura 15**) con cuerpo segmentado, fusiformes y de color blanquecino en su mayoría, ya que también se encontró un nematodo de cuerpo fusiforme, segmentado de coloración roja en el intestino (**Figura 16**) identificándose como *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. Tremátodos adheridos en hígado y cavidad visceral (**Figura 17**) y pentastómida en músculo (**Figura 18**).

6.2.1. Nematodos hallados en intestino de *B. vaillantii*



Figura 14. Infección por nemátodos en intestino de *Brachyplatystoma vaillantii* vista en estereoscopio.

6.2.2. Nematodos de fascia muscular



Figura 15. Nematodo en Fascia muscular de *Brachyplatystoma vaillantii*.

6.2.3. Nematodo en intestino

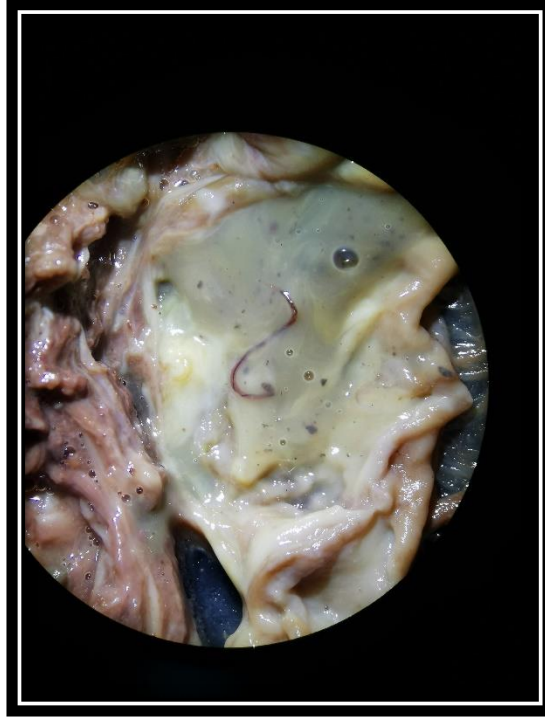


Figura 16. Vista de nemátodo de coloración roja en el lumen intestinal de *Brachyplatystoma vaillantii* en estereoscopio.

6.2.4. Tremátodos localizados en hígado y vasos mesentéricos

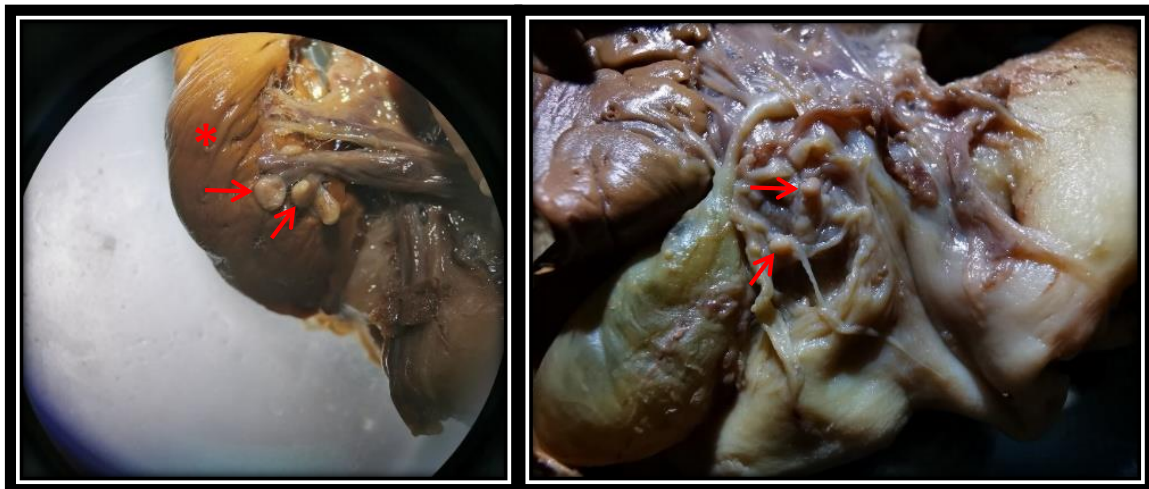


Figura 17. Vista en estereoscopio. (flecha) Tremátodos enquistados vistos en parénquima de hígado* y vasos mesentéricos de *Brachyplatystoma vaillantii*.

6.2.5. Trematodos localizados en cavidad visceral

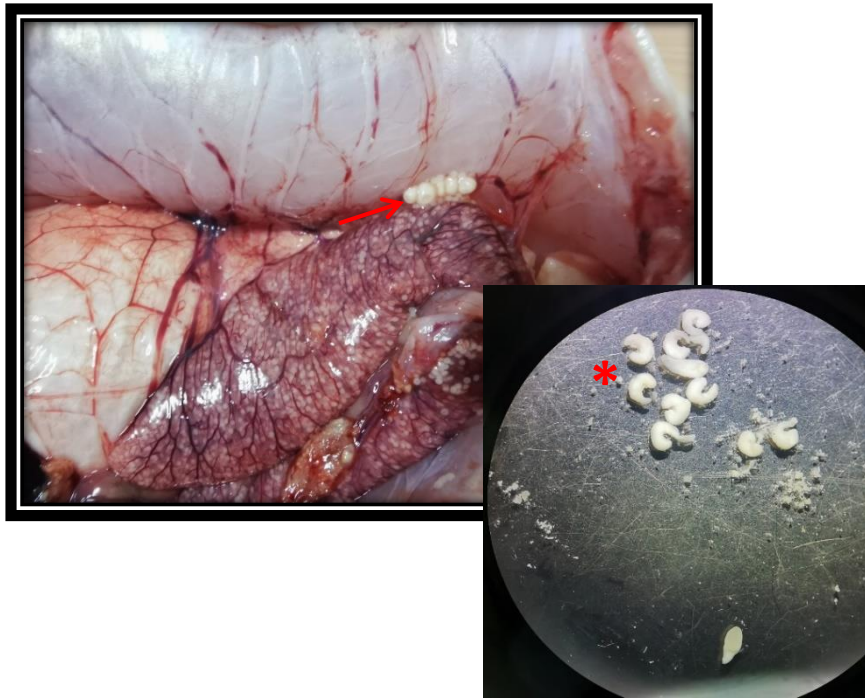


Figura 18. (flecha) Tremátodos adheridos a la cavidad visceral, posteriormente desprendidas y observadas en estereoscopio*.

6.2.6. Parasito localizado en músculo

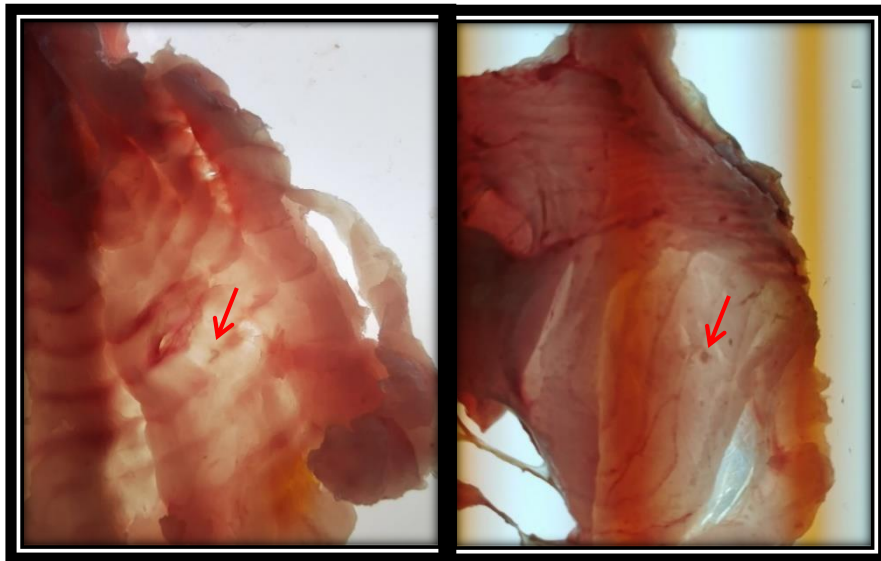


Figura 19. (flechas) Pentastómida observado en músculo de *Brachyplatystoma vaillantii*.

6.3. Índices parasitarios

Se realizó la cuantificación de todos los parásitos encontrados en *Brachyplatystoma vaillantii* obteniendo como resultado a la Larva de *Anisakis* tipo 1. como el parásito con mayores índices: frecuencia de 93.33%, abundancia de 3358, intensidad media de 59.96, abundancia media de 55.97 y estatus comunitario central. Mientras que por otro lado, el parásito con menores índices fue *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp.: frecuencia de 3.33%, abundancia de 6, intensidad media de 3, abundancia media de 0.1 y estatus comunitario satélite (**Tabla 2**).

Tabla 2. Índices parasitarios a nivel de género encontrados en *B. vaillantii*. F% - Frecuencia, A-abundancia, Im – Intensidad media, Am – abundancia media, EC – estatus comunitario.

Parásito	F%	A	Im	Am	EC
<i>Genarchella</i> sp.	30	264	14.67	4.4	Satélite
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1	93.33	3358	59.96	55.97	Central
Larva de <i>Contracaecum</i> sp.	10	12	2	0.2	Satélite
<i>Procamallanus (Spirocamallanus)</i> sp.	3.33	6	3	0.1	Satélite
<i>Sebekia</i> sp.	6.67	14	3.5	0.23	Satélite

6.4. Asociaciones parasitarias

De las 56 muestras positivas a la presencia de al menos un parásito, se determinó la asociación entre los parásitos reportados, encontrándose con parasitismo múltiple en *B. vaillantii*, el 55% con monoparasitismo, 30% con biparasitismo, 6.7% con tri-parasitismo y el 1.67% con tetra-parasitismo (**Tabla 3**).

Tabla 3. Distribución de asociaciones parasitarias en 56 ejemplares de *B.vaillantii* de la ciudad de Iquitos.

Parásitos	N° casos	Porcentaje (%)
Monoparasitismo		
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1	33	55%
SUBTOTAL	33	55%
Biparasitismo		
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1. + <i>Genarchella</i> sp.	12	20
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1+ Larva de <i>Contracaecum</i> sp.	4	6.67
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1+ <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) sp.	1	1.67
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1 + <i>Sebekia</i> sp.	1	1.67
SUBTOTAL	18	30%
Tri-parasitismo		
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1. + <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) tipo 1 + <i>Genarchella</i> sp.	1	1.67
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1 + <i>Sebekia</i> sp. + <i>Genarchella</i> sp.	2	3.33
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1 + Larva de <i>Contracaecum</i> sp. + <i>Genarchella</i> sp.	1	1.67
SUBTOTAL	4	6.67
Tetra-parasitismo		
Larva de <i>Anisakis</i> tipo 1 + Larva de <i>Contracaecum</i> sp. + <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanu</i>) sp. + <i>Genarchella</i> sp.	1	1.67
SUBTOTAL	1	1.67
TOTAL	56	93.34%

6.5.Determinación de la influencia del tamaño y peso de los hospederos con la abundancia parasitaria encontrada en Manitoa.

Según la correlación de Spearman, no existe correlación entre las variables tamaño y peso con la abundancia parasitaria de *Brachyplatystoma vaillantii*, los resultados de correlación entre peso y carga parasitaria de *B. vaillantii* fueron $p= 0.098$, valor de prueba= 0.75, mientras que los resultados de correlación entre tamaño y carga parasitaria de *B. vaillantii* fueron $p= -0.08$, valor de prueba= -0.6 (Anexo 5).

IX. DISCUSIÓN

El análisis morfológico de los parásitos realizado en la presente investigación permitió identificar nemátodos de la familia Anisakidae en estadio larval, según el comportamiento de su ciclo biológico en especies marinas podríamos extrapolar que en el caso de las larvas de *Contracaecum* sp. y *Anisakis* tipo 1 reportados en el presente estudio se tratase de estadios L3 (Castellanos-Garzón *et al.*, 2020). Buchmann (2012), menciona que uno de los tipos de invasión que tienen las larvas de nematodos es que penetre la pared intestinal, migren a la cavidad visceral u órganos internos y estos se encapsulen al no poder desarrollarse a la fase adulta, esto explicaría la localización de las larvas de *Anisakis* tipo 1 y *Contracaecum* sp. en intestino y en cavidad visceral. La presencia de los géneros mencionados en condiciones de cultivo impactaría de forma negativa en la salud de los hospedadores ya que, a pesar de que las larvas (L3) de *Anisakis* sp. son considerados poco patogénicos y virulentos para los peces (Levsen y Berland, 2012), Correa *et al.* (2013) notó cambios en las variables hematológicas de los peces estudiados a consecuencia de estas migraciones. Estudios realizados del género *Anisakis*. mencionan que las larvas se encapsulan por respuesta del hospedador, sin embargo, pueden migrar de la cavidad visceral al músculo durante la vida o postmortem del hospedador (Palomba *et al.*, 2020). Algunas de las afecciones patológicas estudiadas en peces marinos parasitados con larvas de *Anisakis* sp. también localizadas en hígado son la degeneración hidrópica, tumefacción celular, vacuolización citoplasmática y granulomas alrededor de las células afectadas por las larvas de *Anisakis* sp (Dezfuli *et al.*, 2021).

A diferencia del presente estudio, las larvas de *Anisakis* tipo 1 se encontraron encapsuladas pronta al músculo, la metodología estandarizada bajo prensa UV es la más adecuada para hallar presencia de *Anisakis* en musculatura según Cipriani *et al.* (2021) y Sánchez-Alonso *et al.* (2021) Asimismo,

los datos del presente estudio reportando larvas de *Anisakis* sp. en hígado, intestino y en cavidad visceral concuerdan con los reportado en peces de aguas continentales de la costa peruana, *Anisakis* sp. en estadio larval L3 hallados en cavidad visceral, hígado e intestinos de peces *Dormitator latifrons* y *Lesbiasina bimaculata* (Airahuacho Bautista *et al.*, 2019).

Contracaecum sp. es otro de los parásitos hallados en estadio larval (L3) aisladas de la cavidad visceral de *B. vaillantii* con una frecuencia de 10%, según Pardo (2007) es considerado zoonótico, representando un riesgo ante la salud pública y a la sanidad acuícola, sin embargo, las presentaciones clínicas en humanos son raras (Shamsi, 2019). Valles-Ríos *et al.* (2000) reporta *C. multipapillatum* en pez lisa (*mugil cephalus*) de río Colorado, baja California México, especie también reportada en peces de ríos en Guatemala y Costa Rica (Choc *et al.*, 2017; Choc *et al.*, 2020) y en aves piscívoras de Colombia (Mattiucci *et al.*, 2010). La comparación histológica de peces sin infección y los infectados por *C. multipapillatum* fue que estos últimos mostraron formación de centros melanomacrófagos en hígado, riñón y bazo (Motamedi *et al.*, 2018). En Argentina se describió una especie nueva denominada *Contracaecum jorgei*, aislada de *Hoplias argentinensis* de agua dulce y la L4 del ave *Nannopterum brasilianus* el cual se distribuye en todo el continente americano, desafortunadamente no existe dato morfométrico ni molecular que permita comparar las especies halladas hasta el momento en la Amazonía, sin embargo, la presencia de aves como *N. brasilianus*, *S. magellanicus*, *P. atriceps*, *P. occidentalis* y *P. brasilianus* con casos confirmados de *C. jorgei*, *C. pelagicum*, *C. multipapillatum*, *C. bioccai* y *C. australe* podrían también estar presentes en la Amazonía peruana, actuando *B. vaillantii* como un hospedador intermediario para estas aves (Mattiucci *et al.*, 2008; Garbin *et al.*, 2011; Garbin *et al.*, 2013; Sardella *et al.*, 2020).

García (2021) identificó *Contracaecum* sp. en *P. nattereri* con una prevalencia del 23.3% aislados de la superficie de la musculatura abdominal, mientras que Selis (2022) identificó *Contracaecum* sp. en *Pseudoplatystoma tigrinum* y *Pseudoplatystoma punctifer* una prevalencia del 13.3%, en *Cichla monoculus* una prevalencia de 46.6% y en *Hypophthalmus edentatus* una prevalencia de 3.3% concluyendo que la prevalencia está relacionada a los hábitos alimenticios de cada especie, ya que todos sus ejemplares fueron muestreados de un mismo punto y en la misma temporada estacional. Por otro lado, también se ha reportado la presencia de *Contracaecum* sp. en estadio larval L3 en la especie *Astronotus ocellatus* (nombre común: Acarahuazú), siendo el primer reporte de dicho parásito en este pez en la Amazonía Peruana, ya que, otros estudios realizados en la Amazonía de Brasil reportan *Contracaecum* sp. en *Astronotus ocellatus* (Neves *et al.*, 2013).

En cuanto al tercer nemátodo reportado en esta investigación es perteneciente a la familia Camallanidae, género *Procamallanus*, sin embargo, *Spirocamallanus* Olsen, 1952, también es considerado como un género para algunos autores (Andrade *et al.* 1994), Moravec y Sey (1998) difieren, considerando a *Spirocamallanus* como un subgénero de *Procamallanus* englobando a hembras y machos que presentan espirales en la capsula bucal coincidiendo con las características del *Procamallanus* encontrado en este trabajo. *Procamallanus* es un género descrito globalmente en peces marinos y de agua dulce reportado en países como Venezuela, México, Paraguay, Brasil, Argentina y Perú, es un género comúnmente hallado en especies ornamentales del orden Siluriformes, una de las más cotizadas en el mercado internacional es *Corydoras metae* (Piñeros *et al.*, 2017). Ramallo y Ailán Choke (2017) reportaron una nueva especie la cual denominaron *Procamallanus (Spirocamallanus) juana* en Argentina, coincidiendo con los 6 pares de papilas y forma de espículas en los machos, consistencia de la cápsula bucal y en general con la morfología de los órganos que se pudieron observar, diferenciándose en 6 -7 espirales en la cápsula bucal.

Ramallo *et al.* (2020) revelaron una nueva especie de Camallanidae: *Procamallanus (Spirocamallanus) tomsici*, hallado en *Pimelodus albicans*, *Pygocentrus nattereri* y *Hoplias misionera* del Río Pilcomayo de la provincia de Salta-Argentina, con prevalencias del 60%, 67% y 17% respectivamente. El macho y la hembra estaban provistos de 3-4 crestas espirales en el interior de la cápsula bucal y el esófago muscular más corto que el esófago glandular con un ligero agrandamiento cerca al extremo posterior, la diferencia con el *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. Reportado en el presente estudio radica en la cantidad de papilas preanales pedunculadas.

El presente estudio reporta a *Procamallanus (Spirocamallanus)* sp. en *Brachyplatystoma vaillantii* por primera vez en la Amazonía peruana, dicho parásito ha sido aislado de intestino con una frecuencia de 3.3%, asimismo, ha sido reportado en la especie *Pimelodus albicans* en el país de Argentina con una prevalencia de 75% (3/4) y en *P.gracilis*, 75% (3/4) con 4 nemátodos por pez, ambos estudios tienen como objeto de estudio a peces pertenecientes a la familia Pimeloidae, sin embargo, las diferencias entre el estudio mencionado con la presente investigación radican en el tamaño de los peces muestreados, la especie de los ejemplares y la ubicación geográfica del muestreo (Ramallo & Ailán Choke, 2017). Un estudio realizado en la ciudad de Iquitos en *Brochis multiradiatus*, *Corydoras blochi*, *Corydoras leopardus*, *Corydoras splendens*, *Corydoras virginiae*, *C. reticulatus*, confirma la presencia de *Procamallanus*, aislados del intestino con prevalencias de hasta 95%, siendo la posible causa de alta mortalidad en los acuarios por infecciones secundarias, ya que estos peces quedan muy debilitados por el daño intestinal, el factor común entre los peces mencionados es la dieta a base de copépodos, hospedador intermediario en especies congeneritas de *Procamallanus* (Murrieta Morey & Madrid Floríndez, 2018). En Argentina Ailán-Choke *et al.* (2019) estudiaron los efectos histológicos que tiene la especie *Procamallanus Spirocamallanus pintoii* en *Corydoras micracanthus* extraídas del río Lesser, estos

parásitos se localizaron invadiendo el lumen intestinal, observaron la destrucción de la mucosa y submucosa intestinal, inflamación con acumulación linfática, concluyendo que los daños al tejido resulta en una afección a la absorción del intestino del hospedador repercutiendo en la salud del pez.

De la misma manera, se identificó el tremátodo de *B. vaillantii* como parte del género *Genarchella* sp. En fase metacercaria, las principales estructuras internas fueron muy visibles, la particularidad de la dirección y forma de la faringe, el esófago, los ciegos, el testículo y complejo ovárico podrían indicar que se trata de la especie *G. genarchella* (Lunaschi, 1990). Fueron localizados enquistados en cavidad visceral y en el parénquima de vísceras como hígado y bazo con una frecuencia de 30%, mientras que Brito-Junior y Távares-Dias (2021) identificaron la misma especie en *B. vaillantii* de la Amazonía de Brasil coincidiendo con el hallazgo, sin embargo, reportan una prevalencia del 16.1% en peces juveniles, mientras que los del presente estudio pasaban los 40 cm (adultos), por otro lado, el muestreo fue realizado entre los meses de noviembre y diciembre cuando el cauce del río es más abundante, la alimentación del pez suele disminuir en estas épocas resultando en una menor probabilidad de infestación de parásitos. Otro estudio donde indentifican *Genarchella genarchella* en *Hemibrycon surinamensis* recolectado de los cauces del Río Amazonas, obtuvieron metacercarias en branquias con una prevalencia de 66.7% y adultos en intestino con una prevalencia de 5.4% (Hoshino *et al.*, 2014) sugiriendo la migración de estos parásitos o una mayor afinidad de *G. genarchella* por las branquias del pez en estudio. Un estudio realizado en *Tinca tinca*, un pez dulceacuícola, hallaron metacercarias en el parénquima de bazo, hígado concordando con el presente estudio; reportando también la presencia de granulomas alrededor de los parásitos enquistados, movilización de mastocitos, células rodlet, neutrófilos y formación de centros melanomacrófagos (Souza *et al.*, 2019).

El pentastómida encontrado en este estudio estaba en estadio inmaduro y se pudo identificar como *Sebekia* sp., este género de parásitos ha sido morfológicamente identificado en otras especies y se diferencian por la forma de los ganchos, pueden ser simples o dobles, las medidas de estos ganchos y la cantidad de espinas alrededor de los anillos que segmentan el cuerpo (Hernández, 2018). Aunque morfológicamente podría realizarse comparaciones, se requieren de estudios moleculares para definir la especie. Los pentastómidos se alimentan de mucosidad, fluidos y sangre de los hospederos, disminuyendo la tasa de productividad de los mismos (Bunkley-Williams & Williams, 1995). Fueron ubicados en cavidad y en músculo, con una frecuencia de 6.7%, se encontraron enquistados y enrollados en una capa fibrinosa en forma inmadura. Souza-Alvarado *et al.* (2022) reportaron *Sebekia* sp. en músculo y estómago en ejemplares adultos de *Astronotus ocellatus* muestreados de la ciudad del Iquitos con una frecuencia del 20%, también reportaron formas inmaduras. Otros autores como Giesen *et al.* (2013) aislaron *Sebekia* sp. en músculo con una prevalencia del 77% en *Pygocentrus nattereri* recolectados del río Miranda en Brasil. Los Sebekidos pueden ocupar diversas localizaciones en el hospedador, *S. mississippiensis* ha sido reportado en fase infectiva en músculo, riñones, hígado y vejiga natatoria de peces de Sudafricanos siendo *Alligator mississippiensis* su hospedero definitivo (Luus-Powell *et al.*, 2008). Duarte *et al.* (2022) reportó *Sebekia* sp. en *Pygocentrus piraya* localizados internamente de quistes en la cavidad visceral y órganos circundantes al ciego y grasa con frecuencia de hasta 46.7%. *Levisunguis subaequalis* es un pentastómida de la familia Sebekidae reportado enquistados en la cavidad visceral de peces de agua dulce que finalmente son consumidos por tortugas acuáticas (Curran *et al.*, 2014). Todos los estudios mencionados reportan a los peces como hospederos paraténicos para finalmente ser depredados y llegar a completar la fase adulta en los hospederos directos como reptiles o aves piscívoras. En cocodrilos se ha visto la infección de más de dos

especies de pentastómidos en fases ninfas, inmaduros y maduros pero para el reconocimiento completo de la especie es necesario hacerlo en base a los estadios maduros, por otro lado, las ninfas de Sebekidae puede reconocerse porque la forma del cuadro bucal es redondeado (Barton y Morgan, 2016). Por otro lado, es importante resaltar que existen casos de pentastomiasis visceral causada por larvas de pentastómidos y pentastomiasis respiratorio por adultos de pentastómidos en humanos (Christoffersen y De Assis, 2015) aunque los casos son poco frecuentes, los humanos pueden ser hospedadores paraténicos por el consumo de carne con fases larvarias y el diagnóstico patológico es un problema ya que la mayoría de pacientes son asintomáticos y aquellos que presentan sintomatología clínica son inespecíficas (Mairena *et al.*, 1989; Yao *et al.*, 2008)

Se encontraron asociaciones monoparasitarias (55%) siendo esta la más frecuente con larvas de *Anisakis* tipo 1, seguido por las biparasitarias (30%), tri-parasitarias (6.67%) y tetraparasitarias (1.67%) en el que larva de *Anisakis* tipo 1 participó en todas las conjugaciones, sin embargo, la más frecuente dentro de los casos de parasitismo fue biparasitismo entre larva de *Anisakis* tipo 1 - *Genarchella* sp. (20%) con 18 muestras positivas a diferencia del estudio realizado por Brito-Junior y Távares-Dias (2021) quienes reportaron *Genarchella genarchella* y *Pseudoterranova* sp. entre otros parásitos en *B. vaillantii*, sin embargo, no indican si los reportaron en asociación. *Brachyplatystoma vaillantii*, podría resultar ser -dentro de la cadena trófica- un hospedador intermediario, el cual es consumido por mamíferos acuáticos o peces piscívoros quienes finalmente resultan ser los hospedadores definitivos de los parásitos reportados en el presente estudio (Hoshino *et al.*, 2014).

Finalmente, los resultados de correlación entre las variables peso, tamaño y abundancia parasitaria de larva de *Anisakis* tipo 1 indican no correlación debido a que los ejemplares muestreados estaban

en un rango similar de talla y peso tratándose de ejemplares comercialmente destinados al consumo, sin embargo, hay estudios donde evalúan la correlación entre diferentes estadios, indicando correlación directa entre las variables mencionadas (Gómez, 2013; Dinis *et al.*, 2022).

La presente investigación detectó endoparásitos pudiendo ser reconocidos taxonómicamente hasta el género, del mismo modo, se reportó la localización e índices de cada uno de los parásitos hallados, la información servirá para todos los estudios relacionados a parasitosis en peces amazónicos, ya que los estudios parasitológicos en peces de agua dulce de la Amazonía peruana son escasos a pesar de su importancia comercial, desarrollar protocolos técnicos sanitarios y de manejo, de esta manera contribuir indirectamente a propiciar la domesticación de más especies amazónicas de interés que puedan generar importantes ingresos económicos.

X. CONCLUSIONES

- La Frecuencia de Larvas de *Anisakis* tipo 1 fue mayor a comparación de *Genarchella* sp., larvas de *Contraecum* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp. y *Sebekia* sp.
- La cavidad visceral fue el lugar de fijación más común de los parásitos encontrados en *B. vaillantii*.
- Se reporta por primera vez a *B. vaillantii* en la Amazonía peruana como hospedador intermediario y/o paraténico de larvas tipo 1 de *Anisakis* sp., larva de *Contraecum* sp., *Genarchella* sp. y *Sebekia* sp., que a través de su depredación puedan llegar a sus hospedadores definitivos y finalmente desarrollar sus fases adultas.
- Se reporta la presencia de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) sp. en intestino; su presencia representa un potencial riesgo a la salud del hospedador debido a su capacidad para penetrar tejidos generando procesos inflamatorios.
- *B. vaillantii* puede ser parasitado por diversos grupos de endoparásitos, debido a su comportamiento migratorio y alimenticio, la infestación de parásitos puede ser muy alta incluyendo en temporadas de lluvia.

XI. RECOMENDACIONES

- El presente estudio sugiere realizar técnicas de histopatología y evaluar los daños que generan estos parásitos en los órganos de fijación.
- Se recomienda aplicar técnicas moleculares para la identificación de las especies de los parásitos hallados.
- Continuar con el estudio de estos parásitos, identificándolos a través de en posibles hospedadores definitivos.
- Se recomienda a los acuaristas interesados en reproducir dicha especie establecer tiempos de cuarentena y tratamientos antiparasitarios para los peces que puedan extraer del medio natural.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aco Alburqueque, R., Palomba, M., Santoro, M., & Mattiucci, S. (2020). Molecular Identification of Zoonotic Parasites of the Genus *Anisakis* (Nematoda: Anisakidae) from Fish of the Southeastern Pacific Ocean (Off Peru Coast). *Pathogens*, 9(11), Art. 11. <https://doi.org/10.3390/pathogens9110910>.
- Airahuacho Bautista, F. E., Cuellar Reyes, J. D. C., Romero Bozzetta, J. L., & Encarnación Valentín, N. F. (2019). Primer reporte de *Anisakis* sp. spp en peces de agua dulce en Huacho, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30(4), 1662-1669. <https://doi.org/10.15381/rivep.v30i4.17151>.
- Almeida, W., & Christoffersen, M. (2002). *Pentastomida* (pp. 187-202).
- Álvarez, J. (2007). Comunidades locales, conservación de la avifauna y de la biodiversidad en la Amazonía peruana. *Revista Peruana de Biología*, 14(1), 151-158.
- Anderson, R. C. (2000). *Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission*. CABI.
- Arbildo-Ortiz, H., Alvez-Robledo, J., Chuquipiondo Guardia, C., Silva de Souza, A. K., Arbildo-Ortiz, H., Alvez-Robledo, J., Chuquipiondo Guardia, C., & Silva de Souza, A. K. (2020). Primer registro de infestación de *Piscinoodinium pillulare* (Dinoflagellida) en juveniles de *Colossoma macropomum* (Characiformes: Serrasalminidae) en cultivo semi-intensivo en Loreto, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(3). <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i3.16662>
- Arne, L., & Bjorn, L. (2010). *Anisakis* sp. simplex third stage larvae in Norwegian spring spawning herring (*Clupea harengus* L.), with emphasis on larval distribution in the flesh. *Veterinary Parasitology*, 171(3-4). <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.03.039>
- Bandes V., A., I, S., Selgrad, R., Ríos de S., M., & Salas M, H. (2005). Nemátodos de la Familia Anisakidae en el pescado fresco que se expende para el consumo humano en Caracas, Venezuela. *Revista del Instituto Nacional de Higiene Rafael Rangel*, 36(2), 44-71.
- Barthem, R. B., Goulding, M., Leite, R. G., Cañas, C., Forsberg, B., Venticinque, E., Petry, P., Ribeiro, M. L. de B., Chuctaya, J., & Mercado, A. (2017). Goliath catfish spawning in the far western Amazon confirmed by the distribution of mature adults, drifting larvae and migrating juveniles. *Scientific Reports*, 7(1), 41784. <https://doi.org/10.1038/srep41784>
- Bartoli, P., & Boudouresque, C. F. (2007). Effect of the digenean parasites of fish on the fauna of Mediterranean lagoons. *Parassitologia*, 49(3), 111-117.
- Barton, D. P., & Morgan, J. A. T. (2016). A morphological and genetic description of pentastomid infective nymphs belonging to the family Sebekidae Sambon, 1922 in fish in Australian waters. *Folia Parasitologica*, 63, 2016.026. <https://doi.org/10.14411/fp.2016.026>

- Berger, C. (2020). *La acuicultura y sus oportunidades para lograr el desarrollo sostenible en el Perú*. <https://revistas.cientifica.edu.pe/index.php/southsustainability/article/view/585>
- Borges, W. F., Oliveira, M. S. B. de, Santos, G. G., & Tavares-Dias, M. (2018). Parasites in Loricariidae from Brazil: Checklist and new records for fish from the Brazilian Amazon. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 40. <https://www.redalyc.org/journal/1871/187158163047/html/#gf3>
- Bosi, G., Maynard, B. J., Pironi, F., & Sayyaf Dezfuli, B. (2022). Parasites and the neuroendocrine control of fish intestinal function: An ancient struggle between pathogens and host. *Parasitology*, 149(14), 1842-1861. <https://doi.org/10.1017/S0031182022001160>
- Brito-Junior, I. A., & Tavares-Dias, M. (2021). Diversity of ectoparasites and endoparasites infecting *Brachyplatystoma vaillantii* (Siluriformes: Pimelodidae), a large migratory catfish from the Amazon. *Acta Amazonica*, 51, 122-128. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201901321>
- Buchmann, K. (2022). Control of parasitic diseases in aquaculture. *Parasitology*, 149(14), 1985-1997. <https://doi.org/10.1017/S0031182022001093>
- Bunkley-Williams, L., & Williams, E. (1995). *PARÁSITOS DE PECES DE VALOR RECREATIVO EN AGUA DULCE DE PUERTO RICO - PDF Descargar libre*. <https://docplayer.es/6837185-Parasitos-de-peces-de-valor-recreativo-en-agua-dulce-de-puerto-rico.html>
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology Meets Ecology on Its Own Terms: Margolis et al. Revisited. *The Journal of Parasitology*, 83(4), 575-583. <https://doi.org/10.2307/3284227>
- Cárdenas, M. Q., & Lanfredi, R. M. (2005). Further description of *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *halitrophus* comb. n. (Nematoda: Camallanidae) from flounder off the Brazilian coast by light and scanning electron microscopy. *The Journal of Parasitology*, 91(3), 606-613. <https://doi.org/10.1645/GE-3422>
- Castellanos, J. A., RicardoTangua, A., Mercado, R., & Salazar, L. (2018). Primer reporte de *Anisakis* sp. sp. En el pez Róbalo (*Centropomus armatus*) capturado y comercializado en Buenaventura, Colombia. *Infectio*, 22(3), 136-140. <https://doi.org/10.22354/in.v22i3.724>
- Castellanos-Garzón, J. A., Falla-Zúñiga, L. F., Salazar, L., Pustovrh-Ramos, M. C., Castellanos-Garzón, J. A., Falla-Zúñiga, L. F., Salazar, L., & Pustovrh-Ramos, M. C. (2020). Anisákidos y anisakidosis: Generalidades y su actualidad en Colombia. Revisión bibliográfica. *Iatreia*, 33(2), 143-154. <https://doi.org/10.17533/udea.iatreia.47>
- Castro, M. A. (2018). Presencia de Parásitos en Peces de Ornato. *Jovenes en la Ciencia vol. 4, num. 1 (2018) Verano de la Investigación Científica*. <http://repositorio.ugto.mx/handle/20.500.12059/3891>
- CECOPECA. (2012). *GUÍA SOBRE LOS PRINCIPALES PARÁSITOS PRESENTES EN PRODUCTOS PESQUEROS: TÉCNICAS DE ESTUDIO E IDENTIFICACIÓN*.

- (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente). https://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:2i-sb8B0UpwJ:https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia_Parasitos_tcm7-248621_tcm30-285792.pdf&cd=1&hl=es&ct=clnk&gl=pe
- Chambrier, A. de, Kuchta, R., & Scholz, T. (2020). Tapeworms (Cestoda: Proteocephalidea) of teleost fishes from the Amazon River in Peru: additional records as an evidence of unexplored species diversity. *Revue suisse de Zoologie*, 122(1), 149-163. <https://doi.org/10.5281/zenodo.14580>
- Chemes, S. B., & Takemoto, R. M. (2011). Diversity of parasites from Middle Paran system freshwater fishes, Argentina. *International Journal of Biodiversity and Conservation*, 3(7), 249-266. <https://doi.org/10.5897/IJBC.9000044>
- Choke, L. A., Ramallo, G., Nieva, L., & Davies, D. (2014). Nuevos registros de helmintos parásitos en dos especies de peces fluviales, provincia de Salta, Argentina. *Acta Zoológica Lilloana*, 253-257.
- Cipriani, P., Palomba, M., Giulietti, L., Bao, M., Mattiucci, S., & Levsen, A. (2021). Anisakis simplex (s.s.) larvae (Nematoda: Anisakidae) hidden in the mantle of European flying squid *Todarodes sagittatus* (Cephalopoda: Ommastrephidae) in NE Atlantic Ocean: Food safety implications. *International Journal of Food Microbiology*, 339, 109021. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2020.109021>
- Consuegra, A. (2009). *Parasitos nematodos-anisakidos en peces y aves piscivoros del complejo cenagoso de Caimito en el departamento de Sucre Colombia*. <https://repositorio.unicartagena.edu.co/handle/11227/2245>
- Curran, S. S., Overstreet, R. M., Collins, D. E., & Benz, G. W. (2014). *Levisunguissubaequalis* n. g., n. sp., a tongue worm (Pentastomida: Porocephalida: Sebekidae) infecting softshell turtles, *Apalone* spp. (Testudines: Trionychidae) in the southeastern United States. *Systematic Parasitology*, 87(1), 33-45. <https://doi.org/10.1007/s11230-013-9459-y>
- Davila, C., Riveiro, H., Silva, M., Mejia de Loayza, J., Angulo, C., Castro-Ruiz, D., Estivals, G., Garcia Vasquez, A., Nolorbe-Payahua, C., Dávila, G., Núñez-Rodríguez, J., Cedric, M., Duponchelle, F., & Renno, J.-F. (2018). *Peces de consumo de la Amazonía peruana*.
- De Ley, P., & Blaxter, M. L. (2002). Systematic position and phylogeny. In D. Lee (Ed.), *The Biology of Nematodes* (1st ed., pp. 1-30). Taylor & Francis.
- Delgado, A. D. (2015). Helmintos en *Hoplerthrinus unitaeniatus* (Erythrinidae) “Shuyo” y *Pterodoras granulosus* (Doradidae) “Cahuara” del distrito de Yurimaguas, Alto Amazonas, región Loreto. *Repositorio de Tesis - UNMSM*. <https://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/20.500.12672/9341>
- Dezfuli, B. S., Bosi, G., DePasquale, J. A., Manera, M., & Giari, L. (2016). Fish innate immunity against intestinal helminths. *Fish & Shellfish Immunology*, 50, 274-287. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2016.02.002>

- Dezfuli, B. S., Simoni, E., Bosi, G., Palomba, M., Mattiucci, S., Giulietti, L., Bao, M., Levsen, A., & Cipriani, P. (2021). Immunohistopathological response against anisakid nematode larvae and a coccidian in *Micromesistius poutassou* from NE Atlantic waters. *Journal of Helminthology*, 95, e14. <https://doi.org/10.1017/S0022149X20000942>
- Duarte Olivenza, C. (2016). *Incidencia de Anisakis sp. en pescados comercializados en Asturias*. <https://digibuo.uniovi.es/dspace/handle/10651/38989>
- Duarte, R., Santos-Clapp, M. D. D., & Brasil-Sato, M. de C. (2022). *Sebekia sp.* (Eupentastomida, Sebekidae) in *Pygocentrus piraya* (Actinopterygii: Serrasalminidae) from marginal lagoons of the middle São Francisco River basin, Brazil. *Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria = Brazilian Journal of Veterinary Parasitology: Orgao Oficial Do Colegio Brasileiro De Parasitologia Veterinaria*, 31(4), e010522. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022060>
- Falla-Zuñiga, L. F., Castellanos-Garzón, J. A., Salazar, L., & Pustovrh, M. C. (2021). *Anisakis sp.* and anisakidosis: Case reports and hosts in South America. Systematic review. *Revista de La Facultad de Medicina*, 69(2), Art. 2. <https://doi.org/10.15446/revfacmed.v69n2.79105>
- FAO. (2020). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020*. FAO. <https://doi.org/10.4060/ca9229es>
- Flores, M. (2018). *Caracterización morfológica y molecular de las especies de peces de consumo comercializados en la ciudad de Iquitos (Amazonía peruana), 2016*. Universidad Científica del Perú.
- Garbin, L., Mattiucci, S., Paoletti, M., González-Acuña, D., & Nascetti, G. (2011). Genetic and Morphological Evidences for the Existence of a New Species of *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) Parasite of *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) From Chile and Its Genetic Relationships with Congeners From Fish-Eating Birds. *Journal of Parasitology*, 97(3), 476-492. <https://doi.org/10.1645/GE-2450.1>
- García Dávila, C., Estivals, G., Mejía de Loayza, E., Flores Silva, M. A., Angulo Chávez, C., Sánchez Riveiro, H., Nolorbe Payahua, C., Chuquipiondo Guardia, C., Castro Ruiz, D., García Vásquez, A., Ortega Torres, H., Pinedo Tenazoa, L., Oliveira, C. de, Römer, U., Mariac, C., Duponchelle, F., & Renno, J.-F. (2021). Peces ornamentales de la Amazonía peruana. En *Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana*. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. <https://repositorio.iiap.gob.pe/handle/20.500.12921/596>
- García, R. (2021). Identificación de nematodos en *Pygocentrus nattereri* “piraña” (Serrasalminidae) y *Pimelodus blochii* “bagre” (Pimelodidae) procedentes de Iquitos, Loreto. *Universidad Ricardo Palma*. <http://repositorio.urp.edu.pe/handle/URP/4204>
- Gibbons, L. M. (2010). *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates: Supplementary volume*. CABI.

- Gómez, R. (2013). *Carga Parasitaria y su Posible Efecto en Algunos Parámetros Morfométricos en Girardinichthys multiradiatus (Cyprinodontiformes: Goodeidae)*. [Universidad Autónoma del Estado de México]. <http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:nn727DBDs-8J:ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/58826/MCARN-RAGN-10-13.pdf%3Fsequence%3D1%26isAllowed%3Dy&cd=16&hl=es&ct=clnk&gl=pe>
- Hoshino, M. D. F. G., Hoshino, É. M., Tavares-Dias, M., Hoshino, M. D. F. G., Hoshino, É. M., & Tavares-Dias, M. (2014). First study on parasites of *Hemibrycon surinamensis* (Characidae), a host from the eastern Amazon region. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(3), 343-347. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014069>
- Iannacone, J., Lopez, E., & Alvarino, L. (2000). PROCAMALLANUS (SPIROCAMALLANUS) INOPINATUS TRAVASSOS, ARTIGAS ET PEREIRA, 1928 (NEMATODA: CAMALLANIDAE) ENDOPARASITIC OF TRIPORTHEUS ANGULATUS (SPIX, 1829) (CHARACIDAE) AT YARINACocha LAKE, UCAYALI-PERU. *Biología Pesquera*, 28, 37-43.
- Inocente, R. (2016). *CIISB | Centro de Intercambio de Informacion Sobre Seguridad de la Biotecnología del Peru | Diversidad de peces ornamentales en Loreto y Ucayali*. https://bioseguridad.minam.gob.pe/publicaciones_notas/diversidad-de-peces-ornamentales-en-loreto-y-ucayali/
- Lee, D. L. (2002). The Biology of Nematodes. *The Biology of Nematodes*. <https://www.routledge.com/The-Biology-of-Nematodes/Lee/p/book/9780415272117>
- Lin, A. H., Florvaag, E., Van Do, T., Johansson, S. G. O., Levsen, A., & Vaali, K. (2012). IgE
- Levsen, A., & Berland, B. (2012). Anisakis species. *Fish parasites: pathobiology and protection*, 298-309. <https://doi.org/10.1079/9781845938062.0298> sensitization to the fish parasite *Anisakis sp. simplex* in a Norwegian population: A pilot study. *Scandinavian Journal of Immunology*, 75(4), 431-435. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3083.2012.02670.x>
- Lo P, J., Chávez V, A., Contreras S, G., Sandoval C, N., & Llerena Z, C. (2011). Ectoparásitos en bujurquí (cichlasoma amazonarum; pisces: Cichlidae) criados en estanques artificiales. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 22(4), 351-359.
- Low, C.-F., Rozaini, M. Z. H., Musa, N., & Syarul Nataqain, B. (2017). Current knowledge of metabolomic approach in infectious fish disease studies. *Journal of Fish Diseases*, 40(10), 1267-1277. <https://doi.org/10.1111/jfd.12610>
- Lunaschi, L. (2008). *Helminths parasites of fishes of fresh water of Argentina IX. the genus genarchella travassos, artigas y pereira, 1928, and description of G. parva travassos, artigas y pereira, 1928, and G. fragilis sp. Nov. (Trematoda, derogenidae): Studies on Neotropical Fauna and Environment: Vol 25, No 3*. <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01650529009360812>

- Luus-Powell, W. J., Jooste, A., & Junker, K. (2008). Tomid parasites in fish in the Olifants and Comati River Systems, South Africa. *The Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 75(4), 323-329. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v75i4.108>
- Mairena, H., Solano, M., & Venegas, W. (1989). Human Dermatitis caused by a Nymph of *Sebekia*. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 41(3), 352-354. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1989.41.352>
- Martins, M. L., Onaka, E. M., & Fenerick, J. (2005). Larval *Contraecaecum* sp. sp. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplias malabaricus* and *Hoplerythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidental marshlands of Maranhão, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 127(1), 51-59. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.09.026>
- Más, I. G., Araújo, B. M., Inchaurre, A. A., Roldán, I. P., Moreno, A. G., & Román, P. R. (2011). Manual de laboratorio de Parasitología. 8. Introducción a los Helmintos. Trematodos. *REDUCA (Biología)*, 1(1), Art. 1. <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/781>
- Mattiucci, S., Nascetti, G., Clanchi, R., Paggi, L., Arduino, P., Margolis, L., Bratney, J., Webb, S., D'Amelio, S., Orecchia, P., & Bullini, L. (1997). Genetic and ecological data on the *Anisakis* sp. simplex complex, with evidence for a new species (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). *The Journal of Parasitology*, 83(3), 401-416. <https://doi.org/10.2307/3284402>
- Mattiucci, S., Paoletti, M., Cipriani, P., Webb, S. C., Timi, J. T., & Nascetti, G. (2017). Inventorying Biodiversity of Anisakid Nematodes from the Austral Region: A Hotspot of Genetic Diversity? En S. Klimpel, T. Kuhn, & H. Mehlhorn (Eds.), *Biodiversity and Evolution of Parasitic Life in the Southern Ocean* (pp. 109-140). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-46343-8_7
- Mattiucci, S., Paoletti, M., Olivero-Verbel, J., Baldiris, R., Arroyo-Salgado, B., Garbin, L., Navone, G., & Nascetti, G. (2008). *Contraecaecum bioccai* n. sp. from the brown pelican *Pelecanus occidentalis* (L.) in Colombia (Nematoda: Anisakidae): morphology, molecular evidence and its genetic relationship with congeners from fish-eating birds. *Systematic Parasitology*, 69(2), 101-121. <https://doi.org/10.1007/s11230-007-9116-4>
- Mattiucci, S., Paoletti, M., Solorzano, A. C., & Nascetti, G. (2010). *Contraecaecum gibsoni* n. sp. and *C. overstreeti* n. sp. (Nematoda: Anisakidae) from the Dalmatian pelican *Pelecanus crispus* (L.) in Greek waters: genetic and morphological evidence. *Systematic Parasitology*, 75(3), 207-224. <https://doi.org/10.1007/s11230-009-9220-8>
- Mikheev, V. N., Pasternak, A. F., & Taskinen, J. (2019). Personality Influences Risk of Parasitism in Fish. *Doklady Biological Sciences: Proceedings of the Academy of Sciences of the USSR, Biological Sciences Sections*, 488(1), 141-144. <https://doi.org/10.1134/S0012496619050053>
- Monroy, M. (2019). Identificación de endoparásitos en peces *Hoplias malabaricus* “fasaco” y *Hoplerythrinus unitaeniatus* “shuyo” (Erythrinidae) de importancia socioeconómica

- procedentes de Yurimaguas, Loreto, Perú. *Universidad Ricardo Palma*.
<http://repositorio.urp.edu.pe/handle/URP/2022>
- Moravec, F., Wolter, J., & Körting, W. (2013). Some nematodes and acanthocephalans from exotic ornamental freshwater fishes imported into Germany. *Folia Parasitologica*, 46(4), 296-310.
- Morey, G. A. M., & Florindez, F. M. M. (2018). (Kohn and Fernandes, 1988) (Nematoda: 5.
- Motamedi, M., Iranmanesh, A., Teimori, A., Sadjjadi, S. M., & Nasibi, S. (2018). *Detection of Contracaecum multipapillatum (Nematoda: Anisakidae) in the indigenous killifish Aphanius hormuzensis (Teleostei; Aphaniidae) and its histopathological effects: A review of Iranian Aphanius species parasites—Motamedi—2019—Journal of Applied Ichthyology—Wiley Online Library*.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/jai.13848>
- Murata, R., Suzuki, J., Sadamasu, K., & Kai, A. (2011). Morphological and molecular characterization of Anisakis larvae (Nematoda: Anisakidae) in Beryx splendens from Japanese waters. *Parasitology International*, 60(2), 193-198.
<https://doi.org/10.1016/j.parint.2011.02.008>
- Murrieta Morey, G., & Madrid Floríndez, F. (2018). Procammallanus (Spirocamallanus) pintoii (Kohn and Fernandes, 1988)(Nematoda: Camallanidae) infecting species of Callichthyidae from the peruvian Amazon. *Instituto de Investigaciones de La Amazonía Peruana*.
<https://repositorio.iiap.gob.pe/handle/20.500.12921/483>
- Murrieta-Morey, G. A. M. (2019). *Parasitología en peces de la Amazonía*.
<http://repositorio.iiap.gob.pe/handle/IIAP/393>
- Neves, L. R., Pereira, F. B., Tavares-Dias, M., & Luque, J. L. (2013). Seasonal Influence on the Parasite Fauna of a Wild Population of Astronotus ocellatus (Perciformes: Cichlidae) from the Brazilian Amazon. *Journal of Parasitology*, 99(4), 718-721.
<https://doi.org/10.1645/12-84.1>
- Nicola, D. N., Affonso, I. P., & Takemoto, R. M. (2020). Behavioral changes in host foraging: Experiments with Clinostomum (Trematoda, Digenea) parasitizing Loricariichthys platymetopon (Loricariidae). *Experimental Parasitology*, 216, 107916.
<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2020.107916>
- Notarnicola, J. (2017). *Macroparásitos. Diversidad y biología*.
- Ortiz, N., & Iannacone, J. (2008). ESTADO ACTUAL DE LOS PECES ORNAMENTALES AMAZÓNICOS DEL PERÚ QUE PRESENTAN MAYOR DEMANDA DE EXPORTACIÓN. *The Biologist*, 6(1), Art. 1. <https://doi.org/10.24039/rtb200861526>
- Osanz, A. (2001). *PRESENCIA DE LARVAS DE ANISÁKIDOS...* 142.
- Palomba, M., Cipriani, P., Giulietti, L., Levsen, A., Nascetti, G., & Mattiucci, S. (2020). Differences in Gene Expression Profiles of Seven Target Proteins in Third-Stage Larvae

of *Anisakis simplex* (Sensu Stricto) by Sites of Infection in Blue Whiting (*Micromesistius poutassou*). *Genes*, 11(5), Art. 5. <https://doi.org/10.3390/genes11050559>

- Pardo C, S., Mejía P, K., Navarro V, Y., & Atencio G, V. (2007). PREVALENCIA Y ABUNDANCIA DE *Contracaecum* sp. sp. EN RUBIO *Salminus affinis* EN EL RÍO SINÚ Y SAN JORGE: DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA. *Revista MVZ Córdoba*, 12(1), 887-896.
- Paré, J. A. (2008). An Overview of Pentastomiasis in Reptiles and Other Vertebrates. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17(4), 285-294. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2008.07.005>
- Pérez-Ponce de León, G. (2003). Biodiversity and biogeographic patterns in the Mesa Central of México: Insights from host-parasite systems. *Journal of Parasitology*, 89(Suppl), S126-S133.
- Piñeros, A. S., Quintana, Y. C., & Olaya, V. C. (2017). Parámetros de infección de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) cf. *Pintoi* en *Corydoras metae* de Villavicencio, Colombia. *La Técnica*, 18, 49-57.
- Prado Riaño, G. Y., Arrendo Castro, M., & Martínez-Yañez, R. (2018). *Presencia de parásitos en peces de ornato*. <http://www.jovenesenlaciencia.ugto.mx/index.php/jovenesenlaciencia/article/view/2859/2110>
- Ramallo, G., & Ailán Choke, L. (2017). Observations on two *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) species (Nematoda: Camallanidae) from freshwater fishes in Argentina, including description of *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *juana* sp.nov. *Zootaxa*, 4323, 286. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4323.2.12>
- Ramírez-Gastón, J., Sandoval, N., & Vicente, K. (2018). *Sistema nacional de innovación en pesca y acuicultura* (Javier Ramírez-Gastón Roe).
- Riley, J. (1986). The Biology of Pentastomids. En *Advances in Parasitology* (Vol. 25, pp. 45-128). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60342-5](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60342-5)
- Riley, J., & Self, J. T. (1980). On the systematics and life-cycle of the pentastomid genus *Kiricephalus* Sambon, 1922 with descriptions of three new species. *Systematic Parasitology*, 1(2), 127-140. <https://doi.org/10.1007/BF00009859>
- Ruhela, S., Pandey, A. K., & Khare, A. K. (2008). Histopathological manifestations in kidney of *Clarias batrachus* induced by experimental *Procamallanus* infection. *Journal of Environmental Biology*, 29(5), 739-742.
- Ruiz, L., & Vallejo, A. (2016). *Parámetros de infección por nematodos de la familia Anisakidae que parasitan la lisa (Mugil incilis) en la bahía de Cartagena (Caribe colombiano) / Intropica*. <https://revistas.unimagdalena.edu.co/index.php/intropica/article/view/732>
- Salinas, N. (1997). *Descripción de tremátodos digenéticos del pez Bascanichtys peninsulæ (Gilbert, 1891) de las Islas Marías, Nayarit, México*. 59.

- Sánchez-Alonso, I., Rodríguez, S., Tejada, M., Navas, A., González-Muñoz, M., & Careche, M. (2021). The artificial digestion method underestimates the viability of *Anisakis simplex* (s.l.) L3 present in processed fish products. *Food and Waterborne Parasitology*, *23*, e00121. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2021.e00121>
- Sánchez-Serrano, S., & Cáceres-Martínez, J. (2017). Primer registro helmintológico de la sardina monterrey *Sardinops sagax* en Baja California, México, durante dos estaciones del año. *Hidrobiológica*, *27*(1), 1-11.
- Santos Pinargote, J. (2011). *Identificación de nemátodos parásitos en peces dulceacuícolas colectados en los ríos: San Pablo, Caracol y Babahoyo*. <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/4742>
- Sayyaf Dezfuli, B., & Scholz, T. (2022). Fish parasites (special issue). *Parasitology*, *149*(14), 1811-1814. doi:10.1017/S0031182022001433
- Scholz, T., Kuchta, R., & Oros, M. (2021). Tapeworms as pathogens of fish: A review. *Journal of Fish Diseases*, *44*(12), 1883-1900. <https://doi.org/10.1111/jfd.13526>
- Selis Pinchi, L. E. (2022). *Endoparásitos con potencial zoonótico en cinco especies de peces de consumo comercializados en el puerto «Don José»—Iquitos*. <https://repositorio.unapiquitos.edu.pe/handle/20.500.12737/8227>
- Serrano-Martínez, E., H, M. Q., M, E. H., & P, L. P. (2017). Detección de Parásitos en Peces Marinos Destinados al Consumo Humano en Lima Metropolitana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *28*(1), Art. 1. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12935>
- Shamsi, S. (2019). Parasite loss or parasite gain? Story of *Contraecaecum* nematodes in antipodean waters. *Parasite Epidemiology and Control*, *4*, e00087. <https://doi.org/10.1016/j.parepi.2019.e00087>
- Shivam, S., El-Matbouli, M., & Kumar, G. (2021). Development of Fish Parasite Vaccines in the OMICs Era: Progress and Opportunities. *Vaccines*, *9*(2), Art. 2. <https://doi.org/10.3390/vaccines9020179>
- Silva, M. C. da, São Clemente, S. C. da, Picanço Júnior, J. A., & Silva, M. V. O. da. (2012). *Calyptospora* sp. In *Brachyplatystoma vaillantii* trapped at the Vigia, State of Pará, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, *21*(2), 176-178. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612012000200020>
- Silva, Y. R. R., Lourenço, A. B., Ramalho, W. P., Caixeta, M. B., Rocha, T. L., Souza, J. Y. D., Grano-Maldonado, M. I., & Silva, L. D. (2022). The influence of environmental factors on *Clinostomum* sp. (Digenea) infection in the fish *Cichlasoma paranaense* (Kullander, 1983) in Central Brazil. *Anais Da Academia Brasileira De Ciencias*, *94*(2), e20200872. <https://doi.org/10.1590/0001-3765202220200872>
- Soofi, H., Birmani, N., Abbasi, A., & Bhutto, A. (2022). *Spirocamallanus sindensis* n. sp. from Catfish *Rita rita* (Siluriformes: Bagridae) of Pakistan: *Spirocamallanus sindensis* n. New

- Species from Pakistan. *Biological Sciences - PJSIR*, 65, 5-10. <https://doi.org/10.52763/PJSIR.BIOL.SCI.65.1.2022.5.10>
- Souza, D. C. de M., Santos, M. C. dos, & Chagas, E. C. (2019). Immune response of teleost fish to helminth parasite infection. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28, 533-547. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019080>
- Timi, J. T., & Poulin, R. (2020). Why ignoring parasites in fish ecology is a mistake. *International Journal for Parasitology*, 50(10-11), 755-761. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.04.007>
- Torres, P., & Cubillos, V. (1987). Infección por larvas de *Contracaecum* sp. (Nematoda, Anisakidae) en salmónidos introducidos en Chile*. *Journal of Veterinary Medicine, Series B*, 34(1-10), 177-182. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1987.tb00385.x>
- Valles-Ríos, M. E., Ruiz-Campos, G., & Galavíz-Silva, L. (2000). Prevalencia e intensidad parasitaria en *Mugil cephalus* (Pisces: Mugilidae), del Río Colorado, Baja California, México. *Revista de Biología Tropical*, 48(2-3), 495-501.
- Vásquez Oliveira, G. J. (2020). *Impacto de la exportación de peces ornamentales en el crecimiento económico de Loreto, periodo, 2014- 2019*. <http://repositorio.ups.edu.pe/handle/UPS/59>
- Venard, C. E., & Bangham, R. V. (1941). *Sebekia Oxycephala* (Pentastomida) from Florida Fishes and Some Notes on the Morphology of the Larvae. 6.
- Villamil-Rodríguez, J. F., Cortés-Ávila, L., & Rodríguez-Pulido, J. A. (2018). Generalidades sobre la migración de bagres amazónicos de la familia Pimelodidae y su relación con los ciclos hidrológicos. *Orinoquia*, 22(2), 224-235. <https://doi.org/10.22579/20112629.530>
- Wasmuth, J., Schmid, R., Hedley, A., & Blaxter, M. (2008). On the Extent and Origins of Genic Novelty in the Phylum Nematoda. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2(7), e258. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000258>
- Yao, M. H., Wu, F., & Tang, L. F. (2008). Human pentastomiasis in China: Case report and literature review. *The Journal of Parasitology*, 94(6), 1295-1298. <https://doi.org/10.1645/GE-1597.1>
- Zuo, S., Huwer, B., Bahlool, Q., Al-Jubury, A., Christensen, N. D., Korbut, R., Kania, P., & Buchmann, K. (2016). Host size-dependent anisakid infection in Baltic cod *Gadus morhua* associated with differential food preferences. *Diseases of Aquatic Organisms*, 120(1), 69-75. <https://doi.org/10.3354/dao03002>

XIII. ANEXOS

Anexo 1. Expendio de *Brachyplatystoma vaillantii* en mercados de abasto.



Anexo 2. Toma de medidas de peso (g) y talla (cm) de *Brachyplatystoma vaillantii* en el laboratorio del IIAP.



Anexo 3. Toma y recolección de muestras de *Brachyplatystoma vaillantii*.



Anexo 4. Datos de peso y talla de *Brachyplatystoma vaillantii* y su carga parasitaria por muestra.

#Manitoa	Peso (g)	Talla (cm)	Carga Parasitaria
M1	755	38.5	543
M2	682	37.6	56
M3	693	37	126
M4	1088	41.5	10
M5	611	36	126
M6	1095	43	71
M7	736	37	80
M8	737	37.5	59
M9	978	40	101
M10	662	35.5	36
M11	638	36.5	0
M12	732	38	58
M13	531	35	21
M14	873	38.5	96
M15	880	39.5	29
M16	654	35.5	31
M17	591	35.5	87
M18	822	39.5	82
M19	560	34.4	25
M20	618	35	28
M21	891	39	32
M22	731	37	44
M23	601	34.5	22
M24	1211	43.5	39
M25	1096	42	14
M26	1266	42.5	4
M27	1165	42	3
M28	829	39	3
M29	634	36	1
M30	485	34.5	0

M31	750	36	15
M32	676	42	136
M33	686	34.4	61
M34	950	36	434
M35	581	39	0
M36	795	38.5	68
M37	685	36.5	90
M38	687	35.5	33
M39	898	39.5	86
M40	653	35	177
M41	635	35.5	42
M42	717	37	26
M43	526	35	14
M44	846	39	40
M45	860	39.5	21
M46	654	34.5	42
M47	591	35.5	31
M48	922	40	21
M49	560	34.5	30
M50	626	37.6	41
M51	891	38.5	185
M52	830	37.5	72
M53	624	37	7
M54	1162	43.5	6
M55	1096	42.5	58
M56	980	42	5
M57	1157	43	20
M58	879	37	32
M59	684	38	34
M60	620	41.5	0

	Valor máximo
	Valor mínimo

Anexo 5. Datos procesados para correlación de Spearman de las variables de estudio con SPSS

PESO VS CARGA PARASITARIA				
Hipótesis nula:				
H ₀ : La carga parasitaria es independiente del peso de la Manitoa				
Hipótesis alterna:				
H ₁ : La carga parasitaria esta relacionada con el peso de la Manitoa				
Resultados				
Correlaciones				
			Peso	Carga Parasitaria
Rho de Spearman	Peso	Coefficiente de correlación Sig. (bilateral)	1.000	0.098
		N	60	60
	Carga Parasitaria	Coefficiente de correlación Sig. (bilateral)	0.098	1.000
		N	60	60

0,098 indica una relación muy baja entre el peso y la carga parasitaria

Como $p > 0,05$ ($0,458 > 0,05$), entonces se demuestra que la relación es NO SIGNIFICATIVA entre el peso y la carga parasitaria

Como $p > 0,05$ ($0,458 > 0,05$), entonces se acepta la hipótesis nula y se concluye que las variables peso y carga parasitaria son independientes (NO ESTAN RELACIONADAS)

TALLA VS CARGA PARASITARIA				
Hipótesis nula:				
H ₀ : La carga microbiana es independiente del peso de la Manitoa				
Hipótesis alterna:				
H ₁ : La carga microbiana esta relacionada con el peso de la Manitoa				
Resultados				
Correlaciones				
			Carga Parasitaria	Talla
Rho de Spearman	Carga Parasitaria	Coefficiente de correlación Sig. (bilateral)	1.000	-0.078
		N	60	60
	Talla	Coefficiente de correlación Sig. (bilateral)	-0.078	1.000
		N	60	60

-0,078 indica una relación negativa muy baja entre la Talla y la carga parasitaria

Como $p > 0,05$ ($0,553 > 0,05$), entonces se demuestra que la relación es NO SIGNIFICATIVA entre la talla y la carga parasitaria

Como $p > 0,05$ ($0,553 > 0,05$), entonces se acepta la hipótesis nula y se concluye que las variables talla y carga parasitaria son independientes (NO ESTAN RELACIONADAS)