

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA



**“IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS EN EL *Hoplias malabaricus* (fasaco) EN
ÉPOCA DE VACIANTE EN EL TRAMO DE TINGO MARÍA – AUCAYACU”**

Tesis

Para optar el título de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

PRESENTADO POR:

JULIETA RENGIFO TUESTA

Tingo María – Perú

2024



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
TINGO MARÍA
FACULTAD DE ZOOTECNIA
COMISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y TESIS



"Año del Bicentenario de la consolidación de nuestra Independencia y, de la conmemoración de las heroicas batallas de Junín y Ayacucho"

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

A las 19:00 p.m. del 08 de enero de 2024 los Miembros del Jurado que suscriben, se reunieron para calificar la Tesis titulada "IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS EN EL *Hoplias malabaricus* (fasaco) EN ÉPOCA DE VACIANTE EN EL TRAMO DE TINGO MARÍA - AUCAYACU", presentada por la Bachiller en Ciencias Pecuarias **JULIETA RENGIFO TUESTA**.

Después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas, el Jurado declara **APROBADA LA TESIS** con el calificativo de "BUENO".

En consecuencia, la sustentante queda capacitada para optar el **TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERA ZOOTECNISTA**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, y tramitado ante el Consejo Universitario, para el otorgamiento del Título, de conformidad con lo establecido en el Artículo 265°, inciso "b" del Estatuto de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Tingo María, 26 de marzo de 2024


M. V. JORGE SUPLIO TURPO CALCINA
Presidente


Blgo. Pesq. CARLOS ÁLVAREZ JANAMPA
Miembro


Ing. WALTER ALBERTO PAREDES ORELLANA
Miembro


M. V. LISANDRO ROGER TAFUR ZEVALLOS
Asesor

Copia : Archivo

RARH/JLG/CEAAW/PAO/HSR/slep

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA



IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS EN EL *Hoplias malabaricus* (fasaco) EN ÉPOCA DE VACIANTE EN EL TRAMO DE TINGO MARÍA – AUCAYACU

Autor : Bach. Julieta Rengifo Tuesta

Asesor : Mv. Lisandro Roger Tafur Zevallos

Programa de investigación : Producción Animal Sostenible

Línea de investigación : Sanidad Animal

Eje temático : Endoparásitos en peces.

Lugar de ejecución : Tingo María – Aucayacu

Duración : Inicio: Abril 2020
Término: Setiembre 2020

Financiamiento : Propio S/ 3650.00

Tingo María – Perú

2023

**VICERRECTORADO DE INVESTIGACION
OFICINA DE INVESTIGACION**



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

**REGISTRO DE TESIS PARA LA OBTENCION DEL
TITULO UNIVERSITARIO, INVESTIGACIÓN DOCENTE
Y TESISISTA**

(Resol. N° 113-2019-CU-R-UNAS)

I. Datos Generales de Pregrado

Universidad	: Universidad Nacional Agraria de la Selva.
Facultad	: Facultad de Agronomía.
Título de tesis	: “IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS EN EL <i>Hoplias malabaricus</i> (fasaco) EN ÉPOCA DE VACIANTE EN EL TRAMO DE TINGO MARÍA – AUCAYACU”
Autor	: Rengifo Tuesta, Julieta.
Asesor de tesis	: Tafur Zevallos, Lisandro Roger.
Escuela Profesional	: Zootecnia.
Programa de investigación	: Producción animal sostenible.
Línea(s) de investigación	: Sanidad animal.
Eje Temático	: Endoparásitos en peces.
Lugar de ejecución	: Tingo María - Aucayacu.
Duración	: Inicio : Abril 2020 Término : Septiembre 2020
Financiamiento	: FEDU : S/0.00 Propio : S/3,650.00 Otros : S/0.00

Tingo María, Perú, mayo 2024.

A blue ink signature of Julieta Rengifo Tuesta.

Julieta Rengifo Tuesta

Tesista

A blue ink signature of Lisandro Roger Tafur Zevallos.

Lisandro Roger Tafur Zevallos

Asesor

DEDICATORIA

A Dios por la vida, salud y sus bendiciones en mi familia.

A mis padres: Acelith Tuesta Lozano y Enderson Rengifo Rengifo, por darme la vida, principios, valores y sabiduría por ser mi mejor soporte en los años que más los necesite, su apoyo incondicional.

A mi esposo y a mis hijas: Jhon Walker Vasquez Anticona, Naysha Giannella F. Rengifo y Valentina María Luz Vásquez Rengifo, por ser ese motor y motivo que me impulsa para nunca rendirme a todos mis proyectos que tengo como persona y profesionalmente.

A mis abuelitos: Telésforo Rengifo Rodríguez, Julieta Rengifo Aguirre y Edith Tuesta Lozano, que hoy gozan de la presencia de Dios y como siempre esperaban este gran día, y hoy celebran conmigo.

AGRADECIMIENTO

A la Facultad de Zootecnia de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, donde me forme profesionalmente.

Al área de Sanidad Animal de la Facultad de Zootecnia por el apoyo en la ejecución de mi trabajo de investigación.

Al Dr. Lisandro Roger Tafur Zevallos, por ser un asesor responsable y guía en este proceso del trabajo de investigación.

Al Biólogo Jorge Manuel Cárdenas Callirgos y el equipo de NEOPARNET - APHIA, por el apoyo con el trabajo de investigación.

En memoria al técnico Félix Jara Ramires, por el gran apoyo moral y logístico durante el tiempo de ejecución del proyecto en el Laboratorio de Sanidad Animal.

Al Dr. Alejandro Ocegüera Figueroa y al Dr. Uriel Garduño de la Universidad Nacional Autónoma de México, por el apoyo en el proceso del trabajo de investigación.

A la Bióloga Thalía Sarmiento Ruiz, por el apoyo en el proceso del trabajo de investigación.

A los miembros del jurado en Biólogo Carlos Álvarez Janampa, Médico Veterinario Jorge Suplicio Turpo Calcinada e Ingeniero Walter Alberto Paredes Orellana, por su apoyo durante el proceso de revisión y por resaltar la importancia del trabajo ejecutado.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Aspectos generales y biología del <i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch, 1794)	3
2.1.1. Nombre común	3
2.1.2. Taxonomía (ITIS).....	3
2.1.3. Descripción taxonómica	3
2.1.4. Distribución geográfica	4
2.1.5. Biología y ecología.....	4
2.2. Parásitos de peces dulceacuícolas del Neotrópico: Situación del Perú	4
2.3. Parásitos en los peces de agua dulce, colecta y procesamiento	6
2.3.1. Colecta y transporte de peces	7
2.3.2. Sacrificio de los peces	7
2.3.3. Toma de datos biométricos.....	8
2.3.4. Fijación y conservación de muestras en campo	8
2.3.5. Fijación y conservación de órganos internos del tracto digestivo	8
2.3.6. Análisis de muestras frescas	8
2.3.7. Diseño y fotografía de parásitos	9
2.4. Parásitos de peces de agua dulce, método de diagnóstico (colecta y procesamiento), ciclo de vida	10
2.4.1. Trematodo (Digenea).....	10
2.4.2. Cestoda	12
2.4.3. Nematoda.....	13
2.5. Antecedentes Generales de estudio de la parasitología según su medio	15
2.5.1. Nematodo (<i>Contracecum sp.</i>).....	17
2.5.2. Nematodo (<i>Eustrongylides sp.</i>)	18
2.5.3. Trematodo (<i>Ithyoclinostomum</i>)	20
III. MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1. Lugar y fecha de ejecución	23
3.2. Materiales, equipos e insumos	23
3.2.1. Materiales	23

3.2.2. Equipos	23
3.2.3. Insumos.....	24
3.2.4. Material Biológico.....	24
3.3. Tipo de investigación	24
3.4. Población	24
3.5 Metodología de estudio.....	24
3.5.1 Muestreo.....	24
3.5.2 .Captura, procesamiento y análisis de la muestra.....	28
3.5.2.1.Captura y procesamiento	28
3.5.2.2.Identificación de parásitos	29
3.5.2.3.Determinación de los índices parasitarios	29
3.6. Análisis estadístico	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
4.1. Endoparásitos identificados en el <i>Hoplias malabaricus</i> (fasaco)	31
4.1.1. Trematodo (<i>Ithyoclinostomum dimorphum</i>).....	31
4.1.2. Nematodo <i>Contracecum sp.</i>	32
4.1.3. Nematodo <i>Estrongylides sp.</i>	33
V. CONCLUSIONES	39
VI. PROPUESTAS A FUTURO	40
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	41
ANEXO	46

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Coordenadas de las 14 localidades evaluadas en el presente estudio.....	27
2. Parásitos según especie, ubicación, estadio de vida, encontrados en <i>Hoplias malabaricus</i> (fasaco) en Tingo María, 2020.	34
3. Frecuencia de la presencia de <i>Hoplias malabaricus</i> (fasaco) por localidad de muestreo en Tingo María, periodo abril – setiembre del 2020.	35
4. Localidad y número de parásito por especie.	37
5. Datos biométricos (peso y talla), localidades, la presencia de parásitos en el <i>Hoplias malabaricus</i> (fasaco) y el total de peces por localidad evaluados en los meses de Abril – Setiembre 2020.....	56

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Proceso para recolección, fijación y conservación de parásitos.....	9
2. Ciclo de vida de <i>Centrocestus formosanus</i> (trematodo digenea).....	12
3. Ciclo de vida de la tenia de los peces (cestodes).....	13
4. Representación esquemática de propuesta de ciclo de vida de nematodos <i>Pseudoterranova sp.</i> y <i>Anisakis sp.</i>	14
5. Ciclo de vida tentativo de <i>Contracaecum multipapillatum</i> s.l. en el área geográfica de Bahía de La Paz, Golfo de California, México.....	18
6. Ciclo biológico de <i>Strongyloides stercoralis</i>	20
7. Ciclo de vida de <i>Clinostomum sp.</i> Primer huésped intermediario (caracoles), segundo huésped intermediario (peces) y huésped definitivo (aves).	21
8. Ubicación de los puntos de captura (14 localidades evaluadas en el presente estudio).	25
9. Ubicación de los puntos de captura (14 localidades evaluadas en el presente estudio).	26
10. Toma de muestras evaluados en el presente estudio.	29
11. Procesamiento y fijación evaluados en el presente estudio.	29
12. Análisis de la muestra evaluados en el presente estudio.	29
13. Cuerpo completo de metacercaria <i>Ithyoclinostomum dimorphum</i> observados en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se aprecia: 1. Ciegos intestinales, 2. Intestinos.	31
14. Extremo anterior de metacercaria <i>Ithyoclinostomum dimorphum</i> observado en Estereoscopio a un aumento de 3,5X. Se aprecia: 1. Ventosa oral, 2. Faringe, 3. Acetábulo o ventosa ventral.	32
15. Cuerpo completo de larva <i>Contracecum sp.</i> observado en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se observa: 1. Cutícula, 2. Intestino.	32
16. Extremo anterior y posterior de <i>Contracecum sp.</i> observados en estereoscopio a un aumento de 3,5X. Se observa: 1. Longitud boca-anillo nervioso, 2. Boca, 3. Punta de la cola, 4. Mucrón.	33
17. Cuerpo completo de larva <i>Estrongylides sp.</i> observados en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se aprecia: 1. Cápsula oral, 2. Cuerpo del esófago, 3. Bulbo piriforme, 4. Intestino, 5. Cloaca.	34

18.	Número y frecuencia (%) de peces por localidad.....	36
19.	Parásitos colectados por especie según localidad evaluada.	37
20.	Captura del <i>H. malabaricus</i> mediante pesca artesanal para el presente estudio, Tingo María, 2020.....	47
21.	<i>H. malabaricus</i> colectado mediante pesca artesanal en el río Huallaga -Tingo María (Huánuco – Perú).....	47
22.	Análisis Biométrico de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	48
23.	Pesaje del <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).	48
24.	Análisis de Laboratorio: Disección de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	49
25.	Análisis de Laboratorio: Disección de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	49
26.	Análisis de la musculatura de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	50
27.	Análisis de los filamentos branquiales de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	50
28.	Análisis de los filamentos branquiales de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).....	51
29.	Análisis Parasitológico de órganos internos de <i>H. malabaricus</i> en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).	51
30.	Análisis Parasitológico de órganos y tejidos de <i>H. malabaricus</i> mediante el uso de estereoscopio en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia UNAS (Tingo María).	52
31.	Larva L3 de <i>Contracaecum sp.</i> enquistada	53
32.	Larva L3 de <i>Eustrongylides sp.</i>	53
33.	Metacercaria de <i>Ithyoclinostomum dimorphum</i> enquistada en la cavidad visceral de <i>Hoplias malabaricus</i> , (ubicada cerca al corazón).	54
34.	Metacercaria de <i>Ithyoclinostomum dimorphum</i> enquistada.	54
35.	Metacercaria de <i>Ithyoclinostomum dimorphum</i> desenquistada.....	55

RESUMEN

La investigación se realizó en los afluentes (tributarios) del río Huallaga que corresponden a 14 localidades, en el tramo de Tingo María - Aucayacu. Los tributarios evaluados pertenecen a 14 localidades: Los Milagros, Mapresa, Naranjillo, Pendencia, Peregrino, Pueblo Nuevo, Puerto Ángel, Ricardo Palma, Santa Lucia, Santa Rosa, Santo Domingo de Anda, Shapajilla, Tingo María y Tulumayo y se evaluó del 15 de abril 2020 al 30 de setiembre 2020; se tuvo como objetivo identificar la presencia de endoparásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) en época de vaciante en el tramo de Tingo María – Aucayacu”. Especie dulceacuícola ampliamente distribuida en la Cuenca del Amazonas. Se desarrolló la evaluación de los peces en el Laboratorio de Sanidad Animal de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) ubicada en la ciudad de Tingo María, distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, región Huánuco, Perú; Se colectaron 40 *Hoplias malabaricus* (fasaco) mediante pesca nocturna con anzuelo. Los resultados reportaron la presencia de tres especies de endoparásitos con potencial zoonótico, entre ellos dos nematodos *Contracecum* sp., *Eustrongylides* sp. y un trematodo *Ithyoclinostomum dimorphum*. Los parásitos hallados estuvieron ubicados en el mesenterio (metacercaria de *Ithyoclinostomum dimorphum* y larva L3 de *Contracecum* sp.) y en la musculatura (larva L3 de *Eustrongylides* sp.). Por lo que se llegó a la conclusión de registrar por primera vez estos helmintos para *Hoplias malabaricus* en Tingo María (Huánuco, Perú), ampliando así sus rangos de distribución geográfica. Los resultados del trabajo de investigación se registran por primera vez estos helmintos parásitos para Tingo María (Huánuco, Perú), ampliando su rango de distribución geográfica.

Palabras claves: *Hoplias malabaricus* – endoparásitos – helmintos – fasaco – *Contracecum*

The Identification of Endoparasites in *Hoplias malabaricus* (Wolf Fish) During the Emptying Period for the Tingo Maria to Aucayacu Section

Abstract

The research was carried out in the effluents (tributaries) of the Huallaga River, which corresponded to fourteen locations along the Tingo Maria to Aucayacu section. The tributaries that were evaluated belonged to fourteen towns: Los Milagros, Mapresa, Naranjillo, Pendencia, Peregrino, Pueblo Nuevo, Puerto Ángel, Ricardo Palma, Santa Lucia, Santa Rosa, Santo Domingo de Anda, Shapajilla, Tingo María, and Tulumayo; and they were evaluated from April 15, 2020, to September 30, 2020. The objective was to identify the presence of endoparasites in *Hoplias malabaricus* (wolf fish) during the emptying season for the Tingo Maria to Aucayacu section. The freshwater specie [is] widely distributed in the Amazon watershed. An evaluation as carried out of the fish at the animal health laboratory at the Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS – acronym in Spanish), located in the city of Tingo Maria in the Rupa Rup district of the Leoncio Prado province in the Huanuco region of Peru. Forty *Hoplias malabaricus* (wolf fish) were collected using night fishing, with a hook. [From] the results, the presence of three species of endoparasites with zoonotic potential was reported, among which [were] two nematodes: *Contracaecum* sp. and *Eustrongylides* sp. and a trematoda: *Ithyoclinostomum dimorphum*. The parasites that were found were located in the mesentery (*Ithyoclinostomum dimorphum* metacercaria and *Contracaecum* sp. L3 larvae) and in the muscles (*Eustrongylides* sp. L3 larvae). Thus, it was concluded that these helminths were be registered for the first time for *Hoplias malabaricus* in Tingo Maria (Huánuco, Peru); [thus] widening the range of their geographic distribution. The results of the research work [were that] the helminth parasites were recorded for the first time in Tingo Maria (Huánuco, Peru); widening the range of their geographical distribution.

Keywords: *Hoplias malabaricus*, endoparasites, helminths, wolf fish, *Contracecum*

I. INTRODUCCIÓN

El problema de la parasitosis en relación con la salud pública es relevante en los países en vía de desarrollo, donde generalmente son desatendidas por las políticas epidemiológicas. El parasitismo es una realidad constante en la vida de los peces considerado como un fenómeno, y su incidencia varía según las condiciones ambientales. En el caso del río Huallaga, al igual que otros ríos de la región amazónica, especialmente en la cuenca del Alto Huallaga con su clima tropical y vasta extensión, alberga una biodiversidad excepcionalmente rica. Entre las especies destacadas dentro de ellas se encuentran peces de gran valor económico y alimentario para las comunidades locales, como el Paco (*Piaractus brachypomus*), la Gamitana (*Colossoma macropomum*), la Liza de río (*Schyzodon sp.*), el Boquichico (*Prochilodus nigricans*) y el Wasaco o Fasaco (*Hoplias malabaricus*).

El *Hoplias malabaricus*, conocido como fasaco, es altamente valorado por las poblaciones locales y comunidades indígenas, y forma parte fundamental de su alimentación. Sin embargo, la presencia de parásitos representa uno de los desafíos principales para su cultivo. Entre los grupos principales que pueden causar problemas de salud en los peces se encuentran los hongos, protozoos (ciliados, flagelados y esporozoos), helmintos (digéneos, céstodos, nemátodos, monogéneos y acantocéfalos) y crustáceos. A menudo, los efectos de estos parásitos pasan desapercibidos en las poblaciones naturales, pero se manifiestan con mayor frecuencia en condiciones de confinamiento.

La importancia de la investigación es determinar los endoparásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) de mayor incidencia en época de vaciante ya que son comercializados en el mercado local y en diferentes puntos de la localidad de Tingo María para ser consumidos en diversas formas, por lo que pueden producir enfermedades, alterar ciertos órganos o funcionalidad de algún sistema del interior del individuo consumidor del pescado. Sin embargo, debido a la abundancia de proteína y fósforo, y al sabor agradable de la carne, es muy consumido a nivel local, nacional y mundial. No obstante, el río Huallaga es utilizado como botadero de basura, botadero de residuos de hospitales y, además de la excesiva contaminación ambiental, también es posible encontrar animales muertos.

Pregunta de investigación

¿Qué tipo de endoparásitos encontramos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) en época de vaciante en el tramo de Tingo María - Aucayacu?

Hipótesis

Existen endoparásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) con mayor incidencia en época de vaciante en el tramo de Tingo María – Aucayacu.

Objetivo general

- Identificar la presencia de endoparásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) en época de vaciante en el tramo de Tingo María - Aucayacu.

Objetivos específicos

- Identificar los endoparásitos del *Hoplias malabaricus* (fasaco).
- Identificar la zona de mayor frecuencia del *Hoplias malabaricus* (fasaco).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Aspectos generales y biología del *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794)

2.1.1. Nombre común

“Traíra” (Brasil); “tarango” (Argentina); “comunario” “benton” (Bolivia); “moncholo” “dormilón”, (Colombia); guanchiche (Ecuador); en Perú es conocido como “fasaco”, especialmente en Loreto y Ucayali, mientas en Madre de Dios es conocido como “huasaco” (García et al., 2018) y en Huánuco (Tingo María) también es conocido como “wasaco” (dato recopilado en este estudio).

2.1.2 Taxonomía (ITIS)

Reino	:	Animalia
Filo	:	Chordata
Superclase	:	Actinopterygii
Clase	:	Teleostei
Orden	:	Characiformes
Familia	:	Erythrinidae
Género	:	Hoplias
Especie	:	<i>H. malabaricus</i> Bloch, 1794

2.1.3 Descripción taxonómica

Esta especie, de tamaño mediano y cuerpo cilíndrico alargado, ha sido registrada con longitudes estándar que oscilan entre los 40 y 64,50 cm, con pesos de hasta 5,34 kg en nuestro país. Su cabeza tiene un perfil ligeramente puntiagudo, y su cuerpo, generalmente de color marrón oscuro, puede variar desde gris verdoso hasta verde oscuro. Se distingue por dos series de líneas oblicuas oscuras a ambos lados de la línea media del cuerpo, especialmente visibles en la cabeza, donde también presenta dos líneas oblicuas oscuras en la mejilla. No cuenta con aleta adiposa y su aleta caudal es de forma redondeada (Chu-Koo y Dañino-Pérez 2007 y García et al., 2018).

2.1.4 Distribución geográfica

Esta especie es habitual en casi todas las zonas bajas de las cuencas sudamericanas, incluyendo Centroamérica, desde el norte (México) hasta la cuenca del Río de la Plata; en la Amazonía peruana se registró en la región Loreto; en la región Ucayali en las lagunas Imiría y Chanajau, y en la región Nuestra Señora y adicionalmente en la Laguna Sandoval (Chu-Koo y Dañino-Pérez, 2007; García et al., 2018).

También esta especie se encuentra distribuida en otras localidades amazónicas como las regiones San Martín y Huánuco, habiéndose reportado en los alrededores del Parque Nacional Tingo María (Leoncio Prado, Huánuco) en partes de los ríos Huallaga y Monzón que bañan la reserva ecológica (Galtier, 2003).

2.1.5 Biología y ecología

El *Hoplias malabaricus* se alimentan de cíclidos y anostomidos y ocasionalmente comen camarones e insectos acuáticos; se comporta como un depredador solitario, cazando a sus presas al acecho en los pequeños remansos de playas, costas y llanuras aluviales, donde permanece inmóvil, sumergido y escondido entre vegetación y hojas. Su hábitat son las aguas negras, ligeramente ácidas y ricas en los productos de descomposición de la materia orgánica en ríos, arroyos, lagunas, arroyos e incluso aguas estancadas de pantanos (Chu-Koo y Dañino-Pérez, 2007; García et al., 2018).

En su actividad reproductiva alcanza la madurez sexual a la edad de unos 15 cm; el período de desove es fraccionado y largo, de unos cinco meses, pero el pico se produce a principios de la primera mitad del mes (García et al., 2018), pero suele ser más activo en septiembre y octubre (Barbieri, 1989).

2.2. Parásitos de peces dulceacuícolas del Neotrópico: Situación del Perú

El 60 % de las enfermedades causadas por los peces que viven en el ambiente lóticos son de etiología parasitaria, mientras que un 75 % son causadas por peces de ambiente léntico (Eiras, 1994). En peces dulceacuícolas del Perú, la fauna parasitaria, tanto de estadíos adultos como larvales está conformada por 85 monogeneos, 27 digeneos (trematodos), 71 cestodos, 19 nematodos, 6 acantocéfalos, 5 mixozoos, 2 copépodos, 1 isópodo y 1 branquiuro;

la mayoría de estos reportes fueron realizados en peces amazónicos y algunos de ellos presentan importancia zoonótica (Luque et al., 2016).

Las infecciones por parásitos metazoarios, como los nematodos de peces, afectan su salud ocasionando daño fisiológico, histopatológico e incluso pueden llevarlos a la muerte (Olivero y Baldiris, 2008). Los parásitos de los peces amazónicos, especialmente *H. malabaricus*, han sido poco estudiados en el Perú, ya que la mayoría de los estudios históricamente se han centrado en especies marinas (Luque et al., 2016).

Los nematodos del género *Eustrongylides* Jagerskiold, 1909, pertenecen a la familia Dioctophymatidae. Son propios de ambientes de agua dulce amazónicos, sus larvas son rojizas y cilíndricas, se encuentran encimadas en músculos y en la superficie de órganos internos; respecto a su morfología, presenta las siguientes características: largo total 77 - 78 mm., papilas redondas en la parte anterior del cuerpo, divididas en papilas interna y externa, esófago muscular y glandular, destacando que el extremo posterior del macho termina en una ventosa y que de la hembra es contundente (Monroy, 2019).

Los trematodos *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850, pertenecientes a la familia Clinostomidae, han sido reportados recientemente. Sus metacercarias infectan diversos peces amazónicos y tiene un cuerpo anterior notablemente largo, delgado y atenuado, con un promedio de 50 mm de largo y 4 mm de ancho al nivel del testículo anterior y posee una ventosa oral subterminal, siendo posible que se observe los testículos estrellados lobulados yuxtapuestos ubicados en el tercio posterior del cuerpo y el escroto del cirro pre-testicular con poro genital ventral, además de un ovario submediano, intertesticular, presentando un útero ascendente anterior a los testículos (Delgado et al., 2017).

Los helmintos de ambientes de agua dulce generalmente tienen un ciclo de vida indirecto; por ejemplo, los nematodos *anisáquidos*, como los del género *Contracaecum*, se desarrollan en mamíferos marinos y aves piscívoras, tanto marinas como continentales; además del huésped definitivo, el ciclo vital de estas especies involucra dos huéspedes sucesivos: crustáceos y peces, donde se encuentran larvas trifásicas (L3); dado que el hombre es un huésped accidental, podemos observar que son las larvas las que causan la infección humana (L3 y larvas L4), las que miden entre 20 y 40 mm de largo con un diámetro de 0,30 a 1,20 mm (Apt, 2013).

Los nematodos del género *Eustrongylides* tienen cuatro estadios larvarios (L1 a L4) en su ciclo de vida y requieren dos huéspedes intermediarios, siendo el primero un oligoqueto y el segundo un pez. Algunos peces depredadores que se alimentan de peces contaminados pueden ser huéspedes paraténicos; sin embargo, algunos anfibios y reptiles

también pueden actuar como huéspedes intermediarios secundarios o paraténicos; finalmente, presentan aves ictiófagas como hospedantes de diversos órdenes como *Gavioforma*, *Anseroforma*, *Storkiforma*, *Pelekaniforma*, *Charadriiforma* y *Podicipediforma* (Arrona-Rivera et al., 2017).

Los parásitos, particularmente algunos ectoparásitos como copépodos y monogeneos, así como ciertos procesos infecciosos relacionados con protozoos mixosporidios, pueden provocar problemas fisiológicos y/o infecciones bacterianas secundarias. Estos organismos se ubican en las branquias de los peces, afectando los procesos de intercambio respiratorio. En nuestro contexto, se ha reportado una infestación mixta en el paco (*Piaractus brachyomus*) causada por mixosporidios (*Henneguya sp.* y *Myxobolus sp.*), lo que produce nodulaciones en las branquias, así como por monogeneos (*Anacanthorus penilabiatus cf.* y *Mymarothecium viatorum cf.*), generando hiperplasia de las células epiteliales y una producción excesiva de moco (Cárdenas et al., 2017).

De acuerdo con Bunkley y Williams (1995), los gusanos que infectan las agallas son bastante comunes en peces que habitan diversos ambientes acuáticos y suelen ser parásitos permanentes en la boca o el cuerpo de los peces y las agallas. Además, indican que algunos pueden alojarse en las fosas nasales o en bolsillos a lo largo de la línea lateral, aunque es poco común encontrarlos en el intestino de los peces. Algunas especies incluso pueden encontrarse en la vejiga urinaria de peces, sapos y tortugas. Estos gusanos de las agallas tienen un órgano de fijación separado en su extremo posterior, llamado haptor, el cual está equipado con anclas endurecidas o tenazas especializadas que utilizan para perforar el epitelio del pez y adherirse a él. Por lo general, se alimentan de mucosidad o células epiteliales que se desprenden de las agallas o la piel del hospedador

2.3. Parásitos en los peces de agua dulce, colecta y procesamiento

Conroy y Armas de Conroy (1987) sugieren un enfoque específico para la selección de peces en el muestreo. Recomiendan iniciar con la recolección de peces que presenten signos de moribundez o enfermedad evidente. Además, sugieren complementar este muestreo con la selección de peces que aparenten estar sanos y pertenezcan a la misma población.

Pavanelli et al. (2002) llevaron a cabo una inspección visual a gran escala de las branquias, tegumento, la cavidad bucal y las aletas de los peces. De acuerdo con su

procedimiento estándar, recolectaron muestras de escamas y espinas para un posterior análisis de la edad, así como muestras de parásitos, lesiones y los cuatro arcos branquiales del lado izquierdo. Por otro lado, Fuentes (2003) realizó análisis minuciosos tanto externos como internos de los peces. Realizó frotis sanguíneos y de piel, extrajo las branquias y llevó a cabo la disección del abdomen para examinar el canal alimentario, el riñón, el hígado, el corazón, la vejiga natatoria, la vesícula biliar y el bazo. Además, se realizaron cortes longitudinales de tejido muscular. Las muestras de estos órganos y tejidos se colocaron en cápsulas Petri con solución fisiológica al 0,75 % de cloruro de sodio para su examen mediante estereoscopio y microscopio.

Pavanelli y sus colegas (2002) sugieren que los parásitos deben ser capturados en envases debidamente etiquetados con líquidos conservadores, como Formol al 5 % o Alcohol al 70 %. Por otra parte, Fuentes (2003) propone que los parásitos descubiertos sean apartados y preparados en soluciones acuosas, empleando colorantes vitales como rojo neutro, azul de metileno o cristal violeta, o bien montados en preparados permanentes. Para esto, se requiere su inactivación mediante calor entre portaobjetos y cubreobjetos, fijación, preservación, tinción con Acetocarmín de Semichón y deshidratación gradual con etanol antes de ser montados en Bálsamo de Canadá. Según Thatcher (1991), la clasificación e identificación de los parásitos debe realizarse utilizando microscopios, incluyendo el estereoscópico, y siguiendo las claves taxonómicas para alcanzar la clasificación más específica posible.

2.3.1. Colecta y transporte de peces

Cuando se planifican recolecciones en lagos o ríos, las redes pueden distribuirse aleatoriamente o en áreas designadas, con el número deseado de capturas. Los peces atrapados se separan por especie, grupo o según las necesidades del estudio. Es importante evitar mezclar los peces en un solo recipiente, ya que esto dificulta el estudio de los parásitos en su superficie externa debido a la contaminación cruzada entre especies. Es preferible capturar cada pez individualmente en bolsas plásticas, mantenerlos vivos hasta el momento del sacrificio y aplicar la metodología de recolección de parásitos correspondiente. El tamaño de la muestra (n) varía según los objetivos del estudio, pero se recomienda un mínimo de 30 individuos por especie para análisis estadísticos o fórmulas matemáticas (Murrieta, 2019).

2.3.2. Sacrificio de los peces

Los peces pueden ser sacrificados de manera eficiente sumergiéndolos en una solución de eugenol, que contiene una concentración de 40 mg

por litro de agua. Este procedimiento tiene como finalidad anestesiarse a los peces antes de realizar un corte longitudinal en la región que abarca la primera vértebra, o en su defecto, perforando la cabeza con una aguja (Murrieta, 2019).

2.3.3. Toma de datos biométricos

La obtención de datos biométricos, como la longitud y el peso de los peces, resulta fundamental, ya que estos datos proporcionan información esencial para llevar a cabo estudios complementarios, como el cálculo del factor de condición relativa de los peces o la correlación entre diferentes variables. Para medir la longitud de los peces, se puede utilizar una regla en el caso de ejemplares pequeños, mientras que para peces de mayor tamaño se recomienda el uso de un ictiómetro. En cuanto al peso, este puede determinarse con precisión utilizando una balanza electrónica (Murrieta, 2019).

2.3.4. Fijación y conservación de muestras en campo

En situaciones de campo, a veces resulta impracticable analizar cada pez recolectado de manera individual. No obstante, es viable fijar y conservar las muestras para un análisis posterior. Si es posible, se sugiere realizar la necropsia de los peces justo después de su captura. Posterior al sacrificio, se procede a extraer los órganos principales del cuerpo, donde es más probable encontrar parásitos (Murrieta, 2019).

2.3.5. Fijación y conservación de órganos internos del tracto digestivo

La recolección de la muestra puede realizarse mediante un corte longitudinal que abarque desde la apertura del ano hasta las aberturas branquiales. Posteriormente, se deben extraer los órganos internos, como el corazón, vejiga natatoria, intestino, ciegos pilóricos, estómago, hígado y páncreas, utilizando una pinza. Estos órganos deberán colocarse en un frasco de vidrio o plástico que contenga etanol al 70%. Finalmente, es importante etiquetar los frascos con la información correspondiente (Murrieta, 2019).

2.3.6. Análisis de muestras frescas

Cuando se requiera analizar una muestra en estado fresco, se recomienda sacrificar al ejemplar, recopilar los datos biométricos correspondientes y examinar cada uno de los órganos de forma individual. Para ello, se deben extraer cuidadosamente los órganos internos y colocarlos en placas de Petri que contengan agua destilada. Posteriormente, cada

órgano será inspeccionado empleando instrumentos como estiletes y pinzas, observando las muestras bajo estereoscopio y microscopio. En caso de detectar la presencia de parásitos, se deberá proceder con la fijación de acuerdo a la metodología específica para cada grupo taxonómico (Murrieta, 2019).

2.3.7. Diseño y fotografía de parásitos

Cuando se requiera analizar una muestra en estado fresco, se recomienda sacrificar al ejemplar, recopilar los datos biométricos correspondientes y examinar cada uno de los órganos de forma individual. Para ello, se deben extraer cuidadosamente los órganos internos y colocarlos en placas de Petri que contengan agua destilada. Posteriormente, cada órgano será inspeccionado empleando instrumentos como estiletes y pinzas, observando las muestras bajo estereoscopio y microscopio. En caso de detectar la presencia de parásitos, se deberá proceder con la fijación de acuerdo a la metodología específica para cada grupo taxonómico (Murrieta, 2019).

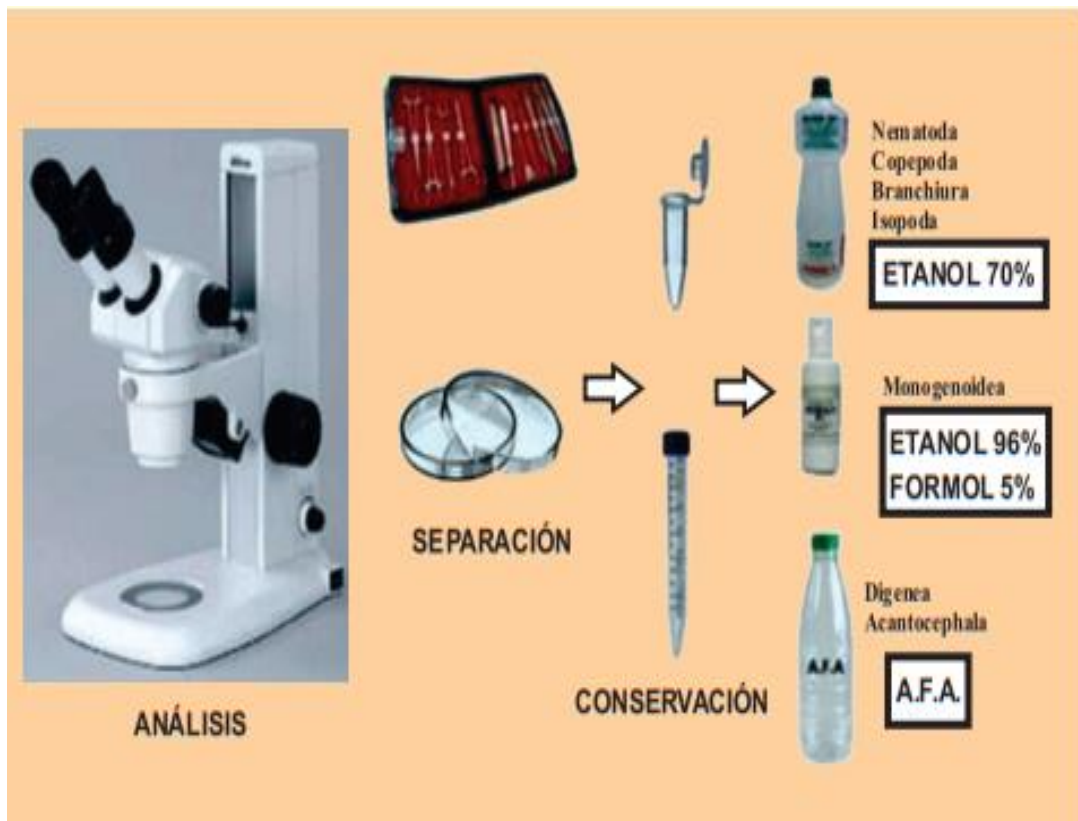


Figura 1. Proceso para recolección, fijación y conservación de parásitos.

Nota. Obtenido de “Parasitología en peces de la Amazonía”, por Murrieta, 2019.

2.4. Parásitos de peces de agua dulce, método de diagnóstico (colecta y procesamiento), ciclo de vida

2.4.1 Trematodo (Digenea)

Las especies de Digenea son parásitos internos que se distinguen por su ciclo vital altamente complejo, involucrando a moluscos como hospedadores intermediarios primarios y requiriendo al menos dos organismos como hospedadores, con peces o aves piscívoras como definitivos. Por lo general, presentan dos ventosas: una en la parte anterior, que rodea la boca, y otra, el acetábulo, típicamente situada en la región ventral. Su tamaño varía desde menos de 1 milímetro hasta varios centímetros, con cuerpos generalmente aplanados y ovalados, semejantes a hojas. La mayoría de las especies que infectan peces de agua dulce son hermafroditas. Tanto los adultos como las formas larvales pueden parasitar a los peces. La mayoría de los adultos residen en el intestino, aunque algunos pueden encontrarse en la cavidad visceral, incluyendo la vesícula biliar y las gónadas, así como en el sistema circulatorio y el tejido subcutáneo de los peces. Las formas larvales (metacercarias) pueden encontrarse encapsuladas o libres en los músculos, sistema nervioso, gónadas, ojos y otros órganos. (Murrieta, 2019).

La capacidad de causar enfermedad de los parásitos digenéticos generalmente depende de la especie, la ubicación donde se alojan, el tamaño y la etapa de su ciclo de vida. Aquellos que parasitan los tejidos son más patógenos que los que se ubican en el interior de los órganos. Los parásitos de mayor tamaño causan más perjuicios que los de menor tamaño, y a medida que aumenta la cantidad de parásitos, mayor es el daño que provocan. Las metacercarias son las más peligrosas, ya que pueden migrar a través del interior de los peces. La presencia de estos parásitos en el sistema digestivo puede desencadenar una reacción inflamatoria en el sitio donde se fijan. Asimismo, la asociación de un número elevado de parásitos digenéticos puede obstruir el funcionamiento de los órganos (Murrieta, 2019)

2.4.1.1 Diagnóstico

Dependiendo del lugar donde se fijan los parásitos, pueden ser visibles a simple vista cuando se encuentran enquistados en la piel (lo que se conoce como la enfermedad de los puntos negros). En caso de que los parásitos estén enquistados en la musculatura, será necesario realizar cortes en la misma para poder observarlos. Por otro lado, para las especies de parásitos que se están alojando en los órganos internos del pez, será

imprescindible sacrificar al animal y analizar cada uno de los órganos de manera individual (Murrieta, 2019).

2.4.1.2 Colecta y procesamiento

Para recolectar parásitos digenéticos, es necesario examinar minuciosamente diferentes estructuras y órganos del pez, como los ojos, el tegumento, las escamas, las aletas, la vejiga natatoria y los órganos del sistema digestivo. En caso de encontrar metacercarias enquistadas, los quistes deberán ser rotos con la ayuda de finos instrumentos punzantes para liberar a los parásitos. Cada órgano interno se coloca individualmente en una placa de Petri con solución salina al 0,65% o con agua destilada para su análisis. Asimismo, la musculatura de los peces se examina utilizando un negatoscopio, extrayendo los parásitos hallados. Los especímenes recolectados son fijados en una solución AFA (95 partes de etanol al 70%, 3 partes de formaldehído comercial y 2 partes de ácido acético glacial). En caso de que los parásitos sean de gran tamaño y robustez, es necesario someterlos a un proceso de compresión. Para ello, se colocan los parásitos en una lámina dentro de una placa de Petri de mayor tamaño, se inunda la placa con la solución AFA y se cubre la lámina con un cubreobjetos, aplicando un peso suficiente para comprimir adecuadamente los especímenes estudiados (Murrieta, 2019).

2.4.1.3 Coloración de los parásitos

Para llevar a cabo la tinción de los parásitos mediante el proceso regresivo de CARMÍN, se utilizarán diferentes placas de Petri en las cuales se irán colocando los especímenes de acuerdo a los tiempos establecidos en cada etapa.

1. Sumergir los especímenes en etanol al 70% durante 15 minutos.
2. Aplicar la tinción con CARMÍN por un tiempo variable.
3. Transferir rápidamente a un baño de etanol al 30% para el lavado.
4. Sumergir en una solución de etanol clorhídrico al 0,5% por 30 segundos.
5. Colocar en etanol al 80% durante 15 minutos.
6. Pasar a etanol al 90% por 15 minutos.
7. Deshidratar en etanol absoluto (primer baño) durante 15 minutos.
8. Continuar la deshidratación en etanol absoluto (segundo baño) por 15 minutos.

9. Aclarar los especímenes en creosota o eugenol por un tiempo variable. (Murrieta, 2019).



Figura 2. Ciclo de vida generalizado de *Centrocestus formosanus* (trematodo digenea).
 Nota. Obtenido de “Piscivorous birds as vectors of fish pathogens: damage to aquaculture, prevention and control”, por Wajsbrot, 2023.

2.4.2 Cestoda

Los platelmintos del orden Cestoda son parásitos internos que habitan dentro de otros organismos. A este grupo pertenecen las tenias, criaturas alargadas y aplanadas cuya longitud puede oscilar desde unos pocos milímetros hasta varios metros. Estos parásitos adultos siempre se localizan en el tracto intestinal de los peces, ya que carecen de sistema digestivo propio y deben residir en la región del hospedero donde el alimento se encuentra digerido y listo para ser asimilado. Estos céstodos presentan un ciclo de vida indirecto o heteroxeno, que casi invariablemente involucra más de dos hospederos diferentes. El primer hospedero intermediario suele ser un microcrustáceo, mientras que el hospedero definitivo puede ser representado por peces, aves o mamíferos. La anatomía de estos parásitos se compone del escólex, que es el órgano de fijación, y del estróbilo, que corresponde al conjunto de proglótidos o anillos. Uno de los principales perjuicios que pueden ocasionar a los peces hospederos es la obstrucción intestinal, debido a elevadas cargas parasitarias, lo cual a menudo resulta letal para el animal infectado (Murrieta, 2019).

2.4.2.1 Diagnóstico

Para el examen exhaustivo de los órganos internos, se debe proceder a la realización de la necropsia de los peces. Cuando los parásitos alcanzan la etapa adulta, su localización principal es el intestino de los hospederos. Sin embargo, las formas larvarias de estos organismos pueden ser halladas también en la cavidad abdominal y otros órganos internos (Murrieta, 2019).

2.4.2.2 Colecta y procesamiento

Cuando se detecte la presencia de algún cestodo, ya sea en su fase adulta o larvaria, en los órganos del sistema digestivo examinados, estos especímenes se recolectarán con la ayuda de pinces finos y se transferirán a agua destilada. Posteriormente, los parásitos serán fijados en la solución AFA. En caso de requerir que el escólex (estructura de fijación) adopte una posición adecuada para su estudio, se podrá colocar a los ejemplares en refrigeración, en placas con agua destilada, durante 24 horas. El procedimiento de tinción a utilizar será idéntico al empleado para los parásitos digenéticos (Murrieta, 2019).

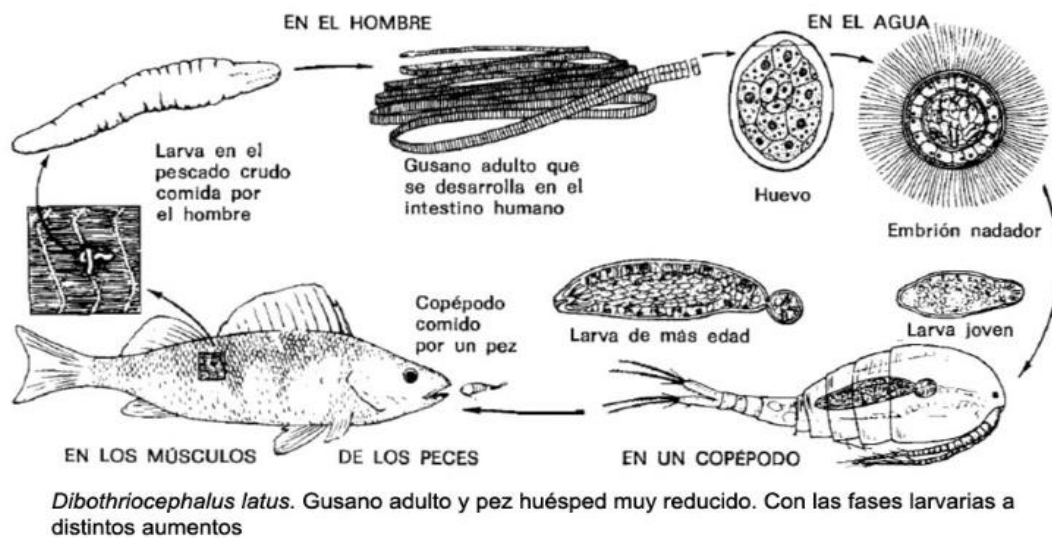


Figura 3. Ciclo de vida de la tenia de los peces (cestodes).

Nota. Obtenido de “Ciclo de los cestodos y enfermedades que producen”, por Muñoz y Toro, s/f.

2.4.3 Nematoda

Los nematodos constituyen un grupo de parásitos bastante comunes que afectan a los peces de agua dulce. Una característica principal de estos organismos es su cuerpo alargado, recubierto por una cutícula protectora y con extremos afilados. Estos parásitos

presentan dimorfismo sexual, siendo las hembras generalmente de mayor tamaño que los machos. Los individuos masculinos se distinguen por la presencia de espículas y papilas genitales. Los nematodos tienen un ciclo de vida indirecto o heteroxeno. Pueden llegar a obstruir el lumen intestinal de sus hospederos, principalmente cuando se encuentran en elevadas cargas parasitarias. Asimismo, son capaces de migrar a través de diferentes órganos, ocasionando lesiones que pueden derivar en infecciones secundarias. Comúnmente, los crustáceos actúan como hospederos intermediarios, mientras que los peces pueden fungir como hospederos paraténicos o definitivos. Estos parásitos nematodos tienen la capacidad de invadir prácticamente todos los órganos y estructuras de sus hospederos (Murrieta, 2019).

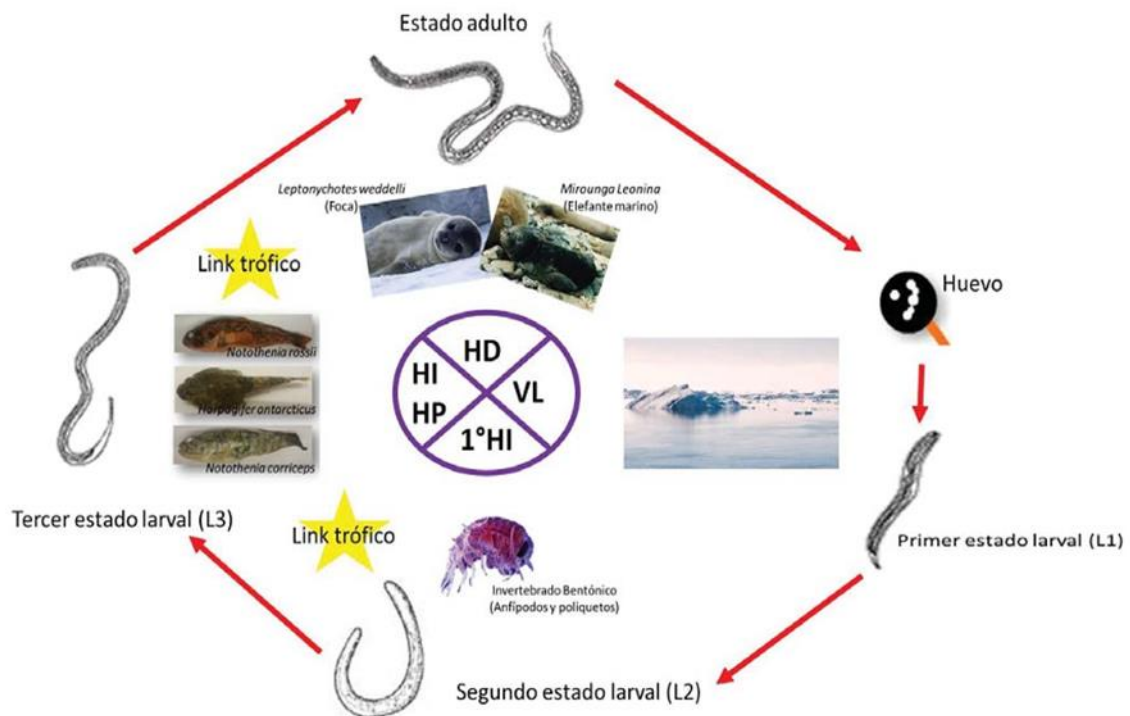


Figura 4. Representación esquemática de propuesta de ciclo de vida de nematodos *Pseudoterranova sp.* y *Anisakis sp.* encontrado en este estudio. HD= Hospedador definitivo, VL= Vida libre, 1°HI= Primer Hospedador intermediario, HI= Hospedador intermediario, HP= Hospedador paraténico.

Nota. Obtenido de “Caracterización por taxonomía molecular de nematodos que parasitan tres especies de peces de la antártica”, por Arce, 2017.

2.4.3.1 Diagnóstico

Para examinar exhaustivamente los órganos internos de los peces, especialmente aquellos pertenecientes al sistema digestivo, se procede a realizar la necropsia de los ejemplares (Murrieta, 2019).

2.4.3.2 Colecta y procesamiento de Nematodos

Los parásitos pueden ser recolectados de diversos sitios en los peces, como la órbita ocular, la musculatura y los órganos internos. Para el estudio de estos últimos, cada órgano se coloca individualmente en placas de Petri que contienen solución salina al 0,65% o agua destilada. Antes de proceder a la fijación de los especímenes parásitos, éstos deben ser limpiados cuidadosamente utilizando pinceles finos y agujas de disección. Para obtener ejemplares que se encuentren totalmente extendidos, lo ideal es calentar la solución fijadora AFA a una temperatura de 65-70°C y verterla sobre los parásitos. Posteriormente, los especímenes pueden ser conservados en etanol al 70%. En el caso de los nematodos, para el examen de los órganos internos se preparan láminas temporales mediante un proceso de aclaramiento. Esto puede realizarse utilizando fenol a diferentes concentraciones (50%, 70% y 100%), o bien empleando soluciones de lactofenol de Amaan, ácido láctico y glicerina. Para la elaboración de preparaciones permanentes, los ejemplares aclarados se montan en láminas con bálsamo de Canadá, cubriéndolos con un cubreobjetos. Finalmente, las láminas se secan en estufa durante 24 horas (Murrieta, 2019)

2.5. Antecedentes Generales de estudio de la parasitología según su medio

La aparición de enfermedades parasitarias en peces, tanto en entornos naturales como en sistemas de cautiverio, ocasionan diversos problemas fisiopatológicos. Esto se debe al desequilibrio en la relación entre los patógenos, los hospederos y el ambiente circundante. Como consecuencia, se pueden presentar retrasos en el crecimiento, alteraciones conductuales y disminución de la tasa de fertilidad, aunque a menudo sin evidenciar manifestaciones patológicas manifiestas, permaneciendo subdiagnosticadas hasta que se producen elevadas mortalidades. Estas situaciones tienen un impacto económico significativo en la industria pesquera y de recursos hidrobiológicos (Flores y Flores, 2003).

Los monogéneos son helmintos branquiales ampliamente prevalentes en peces de todos los ambientes acuáticos, son parásitos permanentes de la cavidad branquial, superficie corporal, cavidad oral boca e inclusive se pueden alojar en los orificios nasales; entre sus caracteres morfológicos uno de los más importantes es la presencia de un órgano de fijación

separado en el extremo posterior (haptor), con estructuras esclerotizadas especializadas con las cuales perforan el epitelio del pez y se adhieren a éste; además, suelen alimentarse de mucosidad o de células epiteliales que se desprenden de la región infectada, entre los géneros más abundantes y diversas en aguas continentales se encuentran *Dactilogyrus* y *Gyrodactylus* (Eiras et al., 2010).

Otros helmintos de importancia sanitaria para los peces en ambiente silvestres y de cultivo son los cestodos, cuyos adultos se alojan en el intestino y los estadíos larvales se localizan en la cavidad celómica, presentan ciclo de vida heteroxeno, involucrando casi siempre a más de dos hospedadores, siendo el primer hospedero intermediario frecuentemente un copépodo y en algunos casos el hospedero definitivo pueden ser peces, aves o mamíferos; en altas densidades, en su estadio adulto puede generar oclusión intestinal y perforación pared intestinal. En peces teleósteos uno de los principales grupos de cestodos son los proteocefalideos, compuesto por diversos géneros como: *Nomimoscolex*, *Gibsoniela*, *Harriscolex* y *Choanoscolex*, entre otros (Eiras et al., 2010; Murrieta, 2019).

Se han realizado una variedad de estudios ictioparasitológicos en el ambiente de agua dulce de Brasil, que tiene la mayor superficie en comparación con la cuenca del Amazonas y comparte muchas especies de peces con la Amazonía peruana, donde se han reportado larvas de *Eustrongylides ignotus* en la cavidad visceral, mesenterio y la musculatura (Luque et al., 2011).

Estos hallazgos pueden estar influenciados por factores ecológicos relacionados con los ecosistemas amazónicos de la vertiente oriental de los Andes, propios del área de estudio, especialmente considerando que son los primeros para este pez en Tingo María (Huánuco, Perú). Uno de los aspectos más interesantes es la presencia de *Eustrongylides sp.*, evento que es considerado un bioindicador de la contaminación ambiental provocada por la eutrofización del medio acuático (Arrona - Rivera et al., 2017).

En el humedal denominado laguna Los Milagros, ubicado en Tingo María, se determinó que este cuerpo de agua se encontraba afectado por el aporte de aguas contaminadas provenientes del uso de fertilizantes en áreas aledañas, así como por actividades de pastoreo de ganado y la instalación de letrinas. Los análisis realizados revelaron que los niveles de nitratos y fosfatos totales superaban los límites establecidos en ambas categorías, lo que propicia un incremento en la eutrofización debido al excesivo crecimiento de algas. De acuerdo a lo reportado, las causas de esta contaminación se originan a partir de los campos de cultivo de piña y la ganadería existente en el entorno de la laguna (Alarcón y Ñique, 2014).

Los aspectos ecológicos que podemos analizar es la capacidad de adaptación de los estadios de vida libre del parásito a las características abióticas de los ecosistemas amazónicos, por ejemplo *Contracecum sp.* es capaz de desarrollarse en un rango amplio de características químicas del agua; sus larvas pueden sobrevivir fuera de sus hospedadores entre -20 °C a 65 °C; por otro lado las larvas de *Eustrongylides sp.* sobreviven hasta 95 días a 4 °C, mostrando un amplia capacidad de tolerancia térmica (Mancini et al., 2014; Monroy, 2019).

2.5.1 Nematodo (*Contracecum sp.*)

Este parásito es un género de nematodos, algunas de sus especies se pueden agrupar en complejos de especies que consisten en especies hermanas que son morfológicamente indistinguibles entre sí, pero reproductivamente aisladas, lo que nos presenta un posible escenario de descubrimiento misterioso, especies contra las cuales es necesario utilizar herramientas moleculares para completar estudios morfológicos (Mattiucci et al., 2017).

El complejo de especies se puede encontrar en ambientes de agua dulce y salada de *Contracecum rudolphii* (s.l.) (Hartwich, 1964) con cinco especies hermanas distribuidas globalmente con diferente estructura genética, distribución geográfica, preferencias de hospedadores y ciclos de vida. *C. rudolphii* prefiere los hábitats acuáticos salobres, mientras *C. rudolphii* B, los ambientes dulceacuícolas (Cammilleri et al., 2023).

La distribución del género *Contracecum* en Perú se extiende desde ambientes marinos donde se ha reportado *Contracecum osculatum* (Rudolphi, 1802) en la cavidad abdominal y el estómago de los otaridos *Arctocephalus australis* (Zimmermann, 1783) y *Otaria flavescens* (Shaw, 1800) en las provincias de Trujillo e Ilo, hasta ambientes dulceacuícolas donde se ha encontrado *Contracecum microcephalum* (Rudolphi, 1809) parasitando el proventrículo del huaco común *Nycticorax nycticorax* (Linnaeus, 1758) en las provincias de Junín y Puno y *Contracecum ovale* (Linstow, 1907) infectando el macá común *Podiceps rolland* (Quoy y Gaimard, 1824) en Junín (Sarmiento et al., 1999; Gómez-Puerta y Naupay, 2019).

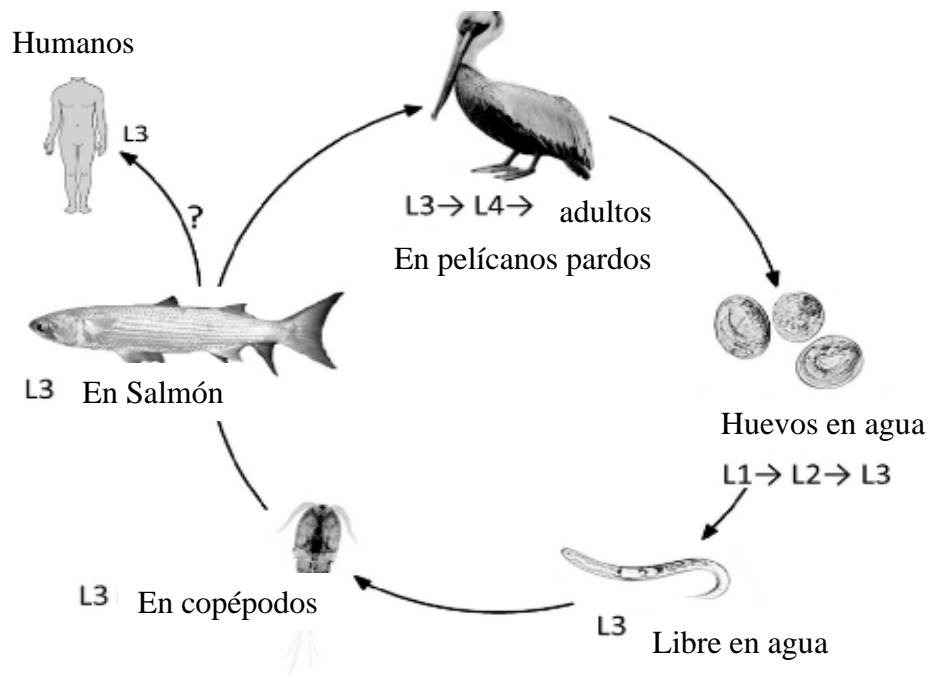


Figura 5. Ciclo de vida tentativo de *Contracaecum multipapillatum* s.l. en el área geográfica de Bahía de La Paz, Golfo de California, México.

Nota. Obtenido de “Estudio experimental de la infección de *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) (sensu lato) (Nematoda: Anisakidae) en copéodos calanoides”, por Valles-Vega, 2014.

En estudios más recientes en el Perú se ha reportado la presencia de larvas L3 de *Contracaecum* sp. alojadas en el intestino, cavidad visceral, hígado y musculatura de diversos peces amazónicos de consumo expendidos en cuatro mercados de la ciudad amazónica de Iquitos (Loreto): *Hoplias malabaricus* (Erythrinidae) “fasaco” (Murrieta, Tuesta y De Oliveira, 2022), este pez también presentó el nematodo en Yurimaguas (Loreto), así como en el presente estudio, en Tingo María (Huánuco); en ambos casos en el mesenterio (Monroy, 2019). Estos peces actuarían como hospederos intermediarios y/o paraténicos en el ecosistema fluvial de la Amazonía del Perú, y su presencia en peces de diversas familias es indicadora de la amplia capacidad de colonización de nuevos hospederos.

2.5.2 Nematodo (*Eustrongylides* sp.)

El nematodo tiene una variedad de huéspedes intermedios/paraténicos/ocasionales, incluidos anfibios (ranas), reptiles (tortugas, serpientes y caimanes) y mamíferos (conejos, focas, ratas de laboratorio e incluso humanos). Aunque se desconoce su ciclo de vida, en varios lugares se ha propuesto con bastante claridad que los principales huéspedes paraténicos son peces (en los que también se encuentran larvas L4) y

anfibios con larvas L3, y que los anélidos también pueden transportar larvas de tercer estadio, mientras que los huevos se adaptan a las diferentes características físico-químicas de los cuerpos de agua donde defecan las aves piscívoras infectadas en todos los continentes, en climas continentales, tropicales y subtropicales. (Ramírez y Osorio, 2002; Melo et al., 2016; Honcharov et al., 2022).

Se pueden encontrar en el mesenterio del pez hospedador *Hoplias malabaricus*; estos peces funcionarían como huéspedes intermediarios y/o paraténicos en la Amazonía peruana, y su presencia en la cuenca del Huallaga nos daría una idea de su distribución desde los bosques tropicales de montaña de los yungas de Huánuco hasta las llanuras aluviales de la Gran Llanura que forman los ríos Loreto Nanay, Itaya y Amazonas, ambientes de agua dulce con una amplia diversidad hidrobiológica que este nematodo utiliza para incrementar su tasa de infección y facilitar la dinámica de transmisión entre los diversos hospedadores vertebrados e invertebrados que forman parte de su ciclo de vida (Murrieta, Tuesta y De Oliveira, 2022; Murrieta, Tuesta, Rengifo y Chuquipiondo, 2022).

La presencia de la larva de *Eustrongylides sp.* se da en el intestino, cavidad visceral, mesenterio, musculatura, pared estomacal, vejiga natatoria de diversos peces dulceacuícolas brasileños; un caso particular representa *Arapaima gigas*, pues la larva de *Eustrongylides sp.* se encontró en un tumor en la piel (Luque et al., 2011).

Los hospederos definitivos de *Eustrongylides* suelen ser aves que se alimentan de peces; se han reportado tres especies de esta familia en diferentes partes del mundo: *E. ignotus*, *E. excisus* y *E. tubifex*, esta última especie ha sido reportada en Gaviiformes, Anseriformes, Ciconiiformes y Podicipediformes en Estados Unidos, Canadá, Brasil, Europa, y Rusia, en algunos casos asociados a mortalidad en aves silvestres ictiófagas (Brugni y Viozzi, 2003).

Las características de estos parásitos nos permiten situarnos frente a un parásito multihospedero (*multihost*) que presenta una amplia capacidad de infección de animales pertenecientes a diversos grupos taxonómicos y que gracias a la plasticidad de su ciclo de vida, su capacidad de colonizar nuevos hospederos (proceso llamado *spillover*), adaptándose a diversos ecosistemas acuáticos, preferente dulceacuícolas, y su alto grado de inespecificidad, se encontraría adaptado a la región amazónica del Neotrópico (Ramírez y Osorio, 2002; Melo et al., 2016; Honcharov et al., 2022).

El problema de la identificación a nivel de especie de este nematodo y sus implicaciones ecológicas y para la salud se vuelve difícil porque no existen marcadores genéticos validados globalmente para distinguir entre especies del género *Eustrongylides*; en

uno de los pocos estudios realizados, se identificó molecularmente la presencia de *E. excisus* en peces y cormoranes australianos en base a los datos del GenBank, sin embargo, solo existe un par de bases y a veces ninguno (Shamsi et al., 2023).

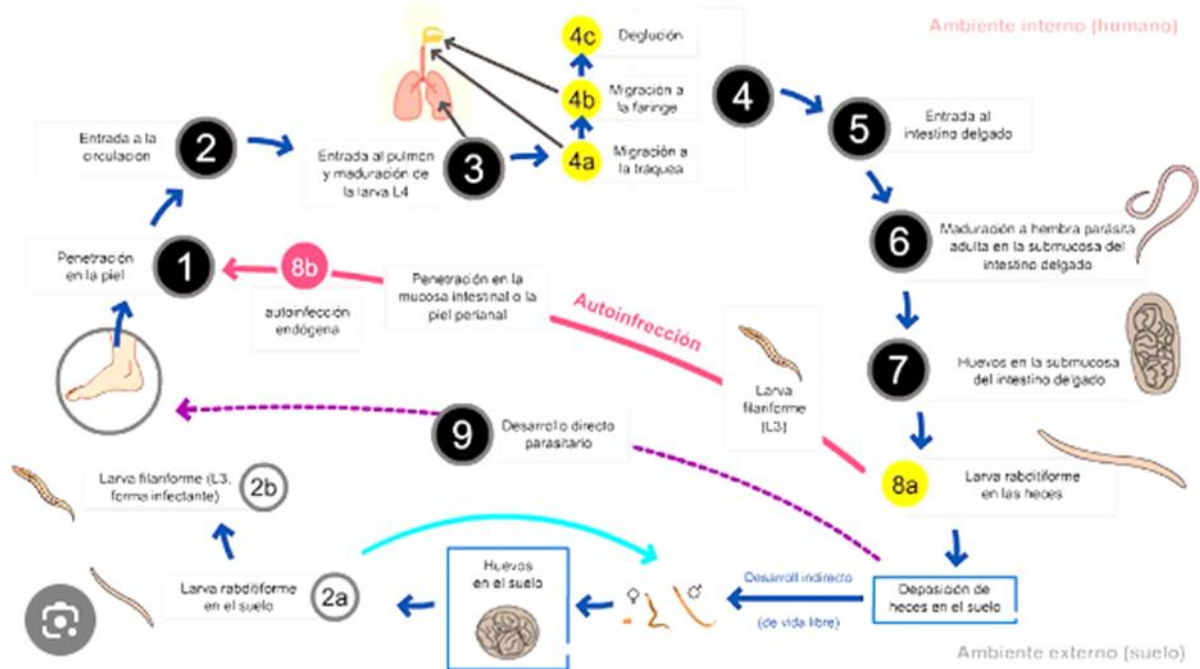


Figura 6. Ciclo biológico de *Strongyloides stercoralis*.

Nota: Obtenido de “Ciclo biológico de *Strongyloides stercoralis*”, por Centers for Disease Control and Prevention, 2019.

El problema taxonómico de este género probablemente involucra varios sinónimos y *species inquirenda* por lo que se hace necesario el desarrollo de herramientas de investigación genético – molecular para determinar las especies válidas y probablemente la presencia de especies crípticas o quizás subpoblaciones que circulan en determinados biotopos (Honcharov et al., 2022), de tal manera que se hace necesaria una aproximación taxonómica integrativa que considere tanto los análisis morfológicos como los datos ecológicos y la información que nos arrojan las técnicas moleculares, siendo necesario, en el caso del Perú, realizar estudios comparativos de muestras colectadas a lo largo de la Cuenca Amazónica.

2.5.3 Trematodo (*Ithyoclinostomum*)

Los trematodos del género *Ithyoclinostomum* fueron reportados en peces en Perú, en la superficie visceral de *Hoplerythrinus unitaeniatus* “shuyo” de Yurimaguas (Loreto). Se encontró, por primera vez en el Perú, metacercarias de *Ithyoclinostomum dimorphum* (Delgado et al., 2017), posteriormente, en la misma localidad fueron reportadas en el mesenterio de *Hoplias malabaricus* (Monroy, 2019), luego se hallaron en el músculo y la

cavidad visceral de *H. unitaeniatus* y *H. malabaricus* en Iquitos (Loreto), expendidos en mercados de consumo (Murrieta, Tuesta y De Oliveira, 2022; Pasquel et al., 2022).

Respecto al género *Clinostomum*, en 1974 se reportó por primera vez en nuestro país metacercarias de *Clinostomum marginatum* enquistadas en la cavidad bucal y piel, y desenquistadas en el estómago e intestino (posiblemente por canibalismo) de *Trichomycterus piuræ* en Ica (Ica) y Pacasmayo (La Libertad), además se informó metacercarias de *Clinostomum* sp. en el opérculo de *Aequidens rivulatus* en La Libertad (Luque et al., 2016). Como se puede observar, estos primeros registros se limitan a peces de agua dulce de la costa norte del país.

Los trematodos amazónicos recolectados en Perú como los datos de peces de Brasil, son importantes porque a menudo comparten la misma especie huésped que es común en toda la cuenca del Amazonas. Es relevante mencionar que el primer disco metacercaria de *Ithyoclinostomum dimorphum* fue en el pez *Hoplias malabaricus* del Parque de Reserva y Refugio Sooretama en el norte del estado de Espírito Santo en Brasil; en este país los adultos son parásitos del esófago de las aves pertenecientes a la familia Ardeidae, y se ha comprobado que las metacercarias de esta especie pueden persistir en los peces hasta por tres años y causar la muerte al huésped cuando están presentes en gran número o en la musculatura, y también se ha reportado que las metacercarias también se pueden encontrar en el corazón, esófago, cloaca, branquias, opérculo y base de las aletas (Delgado et al., 2017).

Los parásitos de metacercarias de *Clinostomum* sp. han sido reportados en diversos peces dulceacuícolas brasileros (Murrieta, Tuesta, Echevarria y Chuquipiondo, 2022); señalando algunos de los peces reportados infectados por metacercarias de *Clinostomum* sp. se encuentran los siguientes hospederos en Brasil: *Astyanax altiparanae*, *Acestrorhynchus lacustris*, *Ci. kelberi*, *Conorhynchos conirostris*, *G. brasiliensis*, *Ge. proximus*, *H. littorale*, *Pimelodus maculatus*, *Schizodon borellii*, *S. marmoratus* y *H. malabaricus* (Acosta et al., 2016), señalando el importante rol de este pez en su transmisión.

El ciclo de vida de este grupo de trematodos requiere un primer huésped intermediario, normalmente un caracol de agua dulce. Se han realizado algunos estudios de estos moluscos cocleares en el Neotrópico y otros países asiáticos y africanos: Brasil, Corea, Nigeria, China, Irán, Israel, Taiwán y USA, siendo Brasil el único país de Sur América donde existen registros (Calhoun et al., 2019).

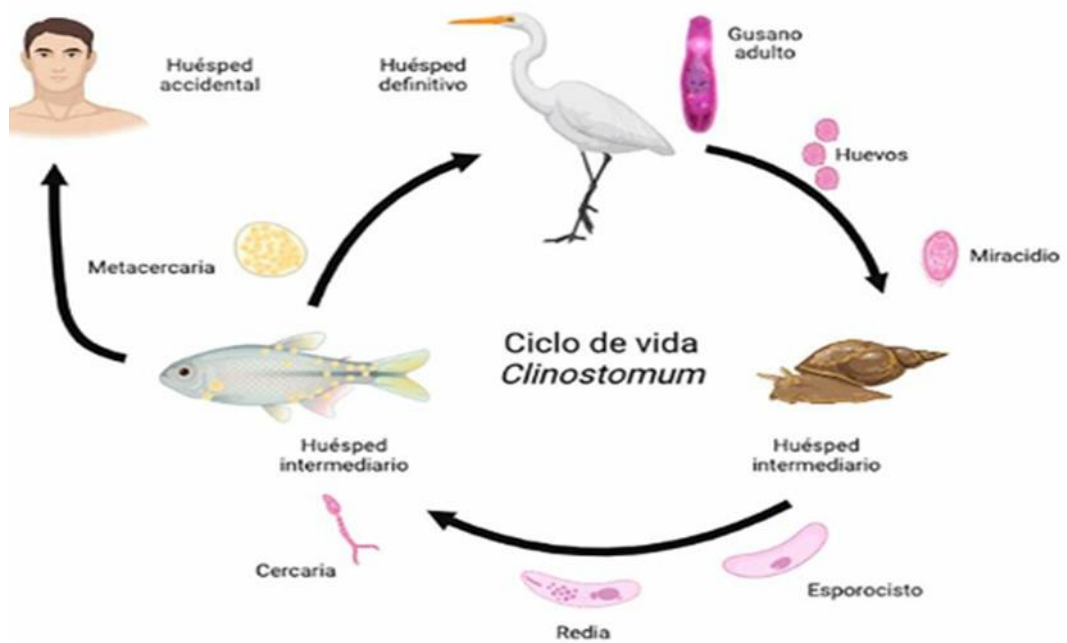


Figura 7. Ciclo de vida de *Clinostomum* sp. Primer huésped intermediario (caracoles), segundo huésped intermediario (peces) y huésped definitivo (aves).

Nota. Obtenido de “Vislumbrando la diversidad de clinostomidos (Platyhelminthes: Digenea)”, por García et al., 2023.

Las metacercarias de *Clinostomum* sp. se enquistan en la dermis, musculatura, branquias y cavidad corporal de peces y anfibios, y son conocidas como la “enfermedad de los puntos amarillos” por su color (Acosta et al., 2016); en algunos estudios se ha observado que las aletas dorsal y anal fueron las ubicaciones donde las metacercarias se acumularon en mayor número, probablemente porque son aletas con menor movilidad, lo que favorece el contacto con cercarias invasoras, además de la infección de la aleta caudal en comparación con las otras aletas, probablemente porque esa aleta tiene más movimientos aleta caudal, que dificulta la penetración de las cercarias en el cuerpo del pez; la presencia de las metacercarias es parte de su estrategia de evolución adaptativa (Murrieta, Tuesta, Echevarria y Chuquipiondo, 2022).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar y fecha de ejecución

La colecta del *Hoplias malabaricus* (fasaco) se realizó en los afluentes (tributarios) del río Huallaga que corresponden a 14 localidades, en el tramo de Tingo María - Aucayacu. Los tributarios evaluados pertenecen a 14 localidades: Los Milagros, Mapresa, Naranjillo, Pendencia, Peregrino, Pueblo Nuevo, Puerto Ángel, Ricardo Palma, Santa Lucía, Santa Rosa, Santo Domingo de Anda, Shapajilla, Tingo María y Tulumayo. La evaluación de los peces se desarrolló en el Laboratorio de Sanidad Animal de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) ubicada en la ciudad de Tingo María, distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, región Huánuco, Perú. El estudio se realizó del 15 de abril 2020 al 30 de setiembre 2020.

3.2. Materiales, equipos e insumos

3.2.1 Materiales

- Estiletes.
- Frascos para muestras (rotulados).
- Guantes.
- Pinceles.
- Pinzas.
- Placas Petri.
- Set de disección.
- Lupa.
- Anzuelo #6.
- Caja térmica de Tecnopor.
- Hielo.
- Bolsas plásticas.

3.2.2 Equipos

- Estereoscopio (de la marca LEICA EZ4).

- Cámara fotográfica de celular (Samsung S20).
- Caña de pescar artesanal (fabricado artesanalmente de bambú).

3.2.3 Insumos

- Agua destilada.
- Alcohol 96 %.
- Formol 10 %.
- SSF.

3.2.4 Material Biológico

- Lombriz de tierra (*Lumbricus terrestris*).
- Pez (*Hoplias Malabaricus*).

3.3. Tipo de investigación

La investigación responde al tipo descriptivo - exploratorio.

3.4. Población

La población del *Hoplias malabaricus* (fasaco) es indeterminada; de dicha población se colectaron 40 peces para realizar el estudio. Se dice que es una población indeterminada ya que la cantidad de peces en un ambiente libre es muy difícil de descifrar.

3.5 Metodología de estudio

3.5.1 Muestreo

Para el presente estudio se colectaron 40 peces de *Hoplias malabaricus* (fasaco) mediante pesca nocturna con anzuelo en los afluentes (tributarios) del río Huallaga, en el tramo Tingo María – Aucayacu, pertenecientes a 14 localidades.

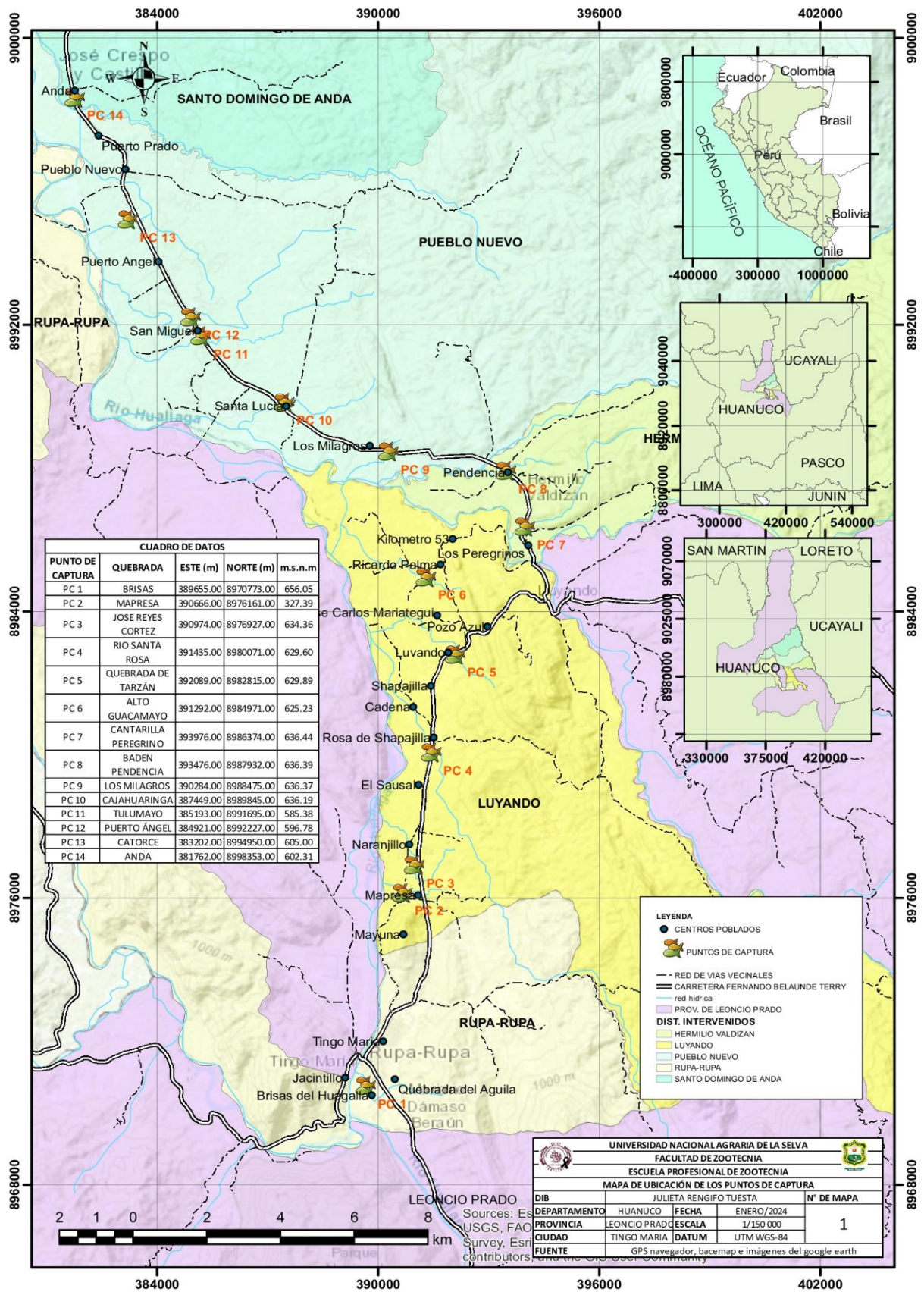


Figura 8. Ubicación de los puntos de captura (14 localidades evaluadas en el presente estudio).

Nota. Elaboración propia con imagen satelital de Google Earth.

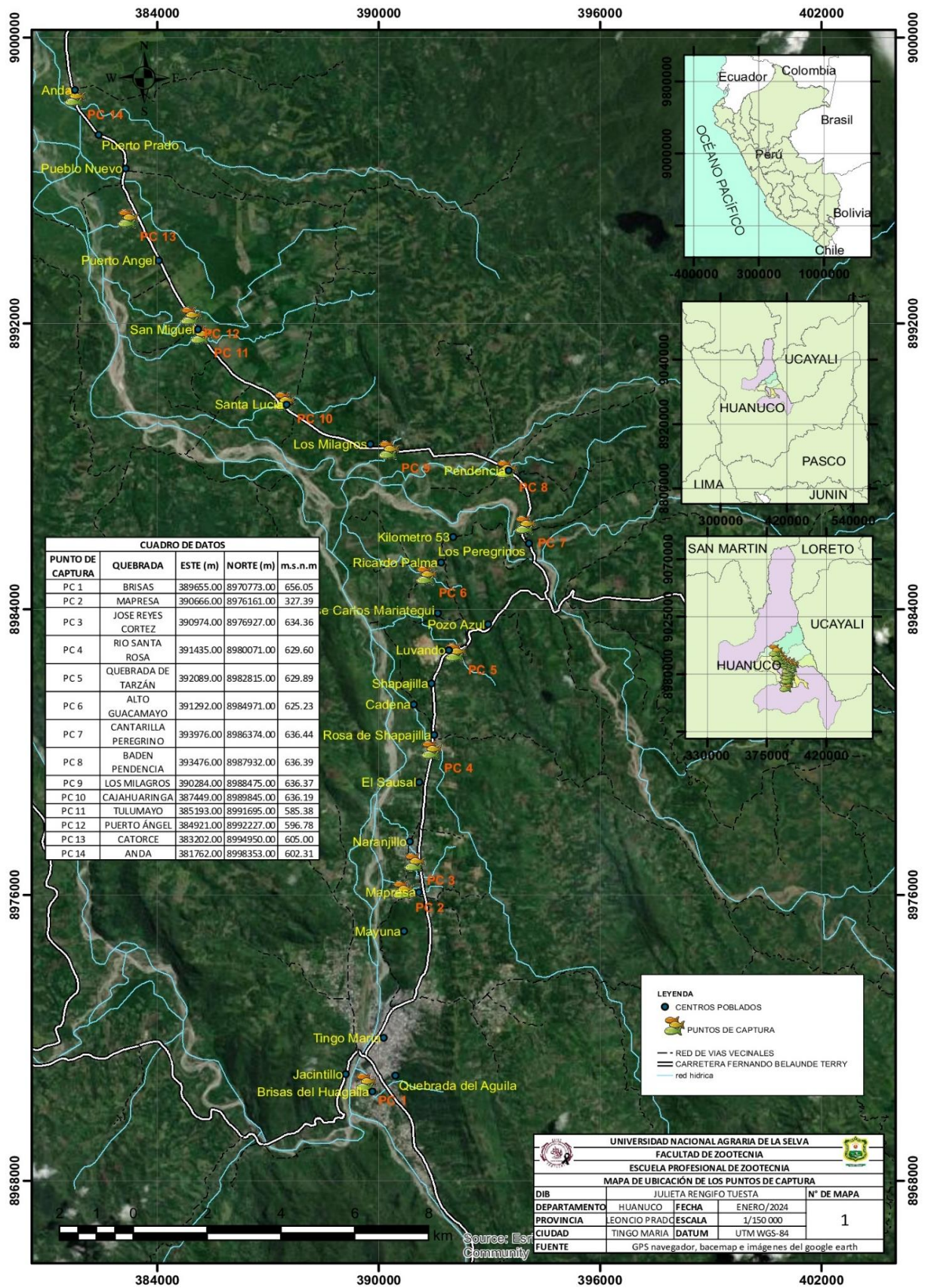


Figura 9. Ubicación de los puntos de captura (14 localidades evaluadas en el presente estudio).

Nota. Elaboración propia con imagen satelital de Google Earth.

Tabla 1. Coordenadas de las 14 localidades evaluadas en el presente estudio.

Nro	Distrito	Localidad	Quebrada	UTM	Este (me)	Norte (mn)	m.s.n.m.
1	Rupa Rupa	Tingo María	Brisas	181	389655	8970773	656,05
2	Luyando	Mapresa	Mapresa	181	390666	8976161	327,39
3		Naranjillo	José Reyes Cortez	181	390974	8976927	634,36
4		Santa Rosa	Río Santa Rosa	181	391435	8980071	629,60
5		Shapajilla	Quebrada de Tarzán	181	392089	8982815	629,89
6		Ricardo Palma	Alto Guacamayo	181	391292	8984971	625,23
7	Daniel Alomía	Peregrino	Cantarilla Peregrino	181	393976	8986374	636,44
8	Robles	Pendencia	Baden Pendencia	181	393476	8987932	636,39
9	Pueblo Nuevo	Los Milagros	Los Milagros	181	390284	8988475	636,37
10		Santa Lucía	Cajahuaringa	181	387449	8989845	636,19
11		Tulumayo	Tulumayo	181	385193	8991695	585,38
12		Puerto Ángel	Puerto Ángel	181	384921	8992227	596,78
13		Pueblo Nuevo	Catorce	181	383202	8994950	605,00
14	Santo Domingo de Anda	Santo Domingo de Anda	Anda	181	381762	8998353	602,31

3.5.2 Captura, procesamiento y análisis de la muestra

3.5.2.1 Captura y procesamiento

Toma de muestras, mediante pesca artesanal (*Hoplias malabaricus*). La captura se realizó mediante horas de la noche, se utilizaron linternas, anzuelo y lombriz, una vez ubicado el pez, se fijó la luz de la linterna en los ojos, se lanzó el anzuelo con la lombriz puesta, el pez mordió el anzuelo y se jaló el anzuelo, Con el pez ya capturado, pusimos en baldes con agua, al término de la captura se puso cada vez en una bolsa plástica y en un cooler con hielo para ser trasladados al laboratorio de Sanidad Animal para su procesamiento.

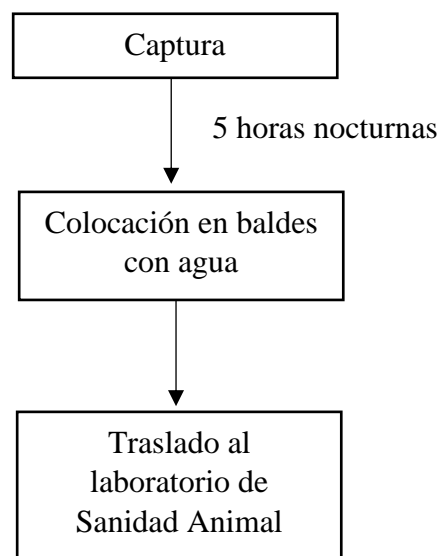
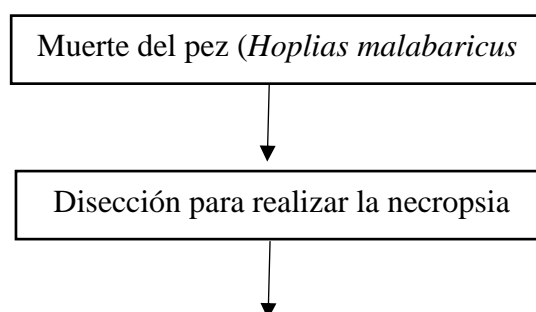


Figura 10. Toma de muestras evaluados en el presente estudio.

Procesamiento y fijación (*Hoplias malabaricus*). Se realizó la muerte del pez, se colocó en bandejas de disección para realizar la necropsia, se realizó un corte longitudinal sobre la línea ventral del pez para exponer las vísceras y órganos, se examinó la cavidad visceral y órganos a simple vista, con ayuda de una lupa y estereoscopio, se extrajo todas las vísceras y órganos con ayuda de tijeras y pinzas y fueron colocadas en una bandeja, se realizó la evaluación de las vísceras y a cada órgano para poder identificar la presencia de parásitos, una vez encontrado los parásitos, fueron colectados y colocados en frascos rotulados con formol al 10 %, los parásitos fueron enviados a la ciudad de Lima a la Asociación Peruana de Helminología e Invertebrados Afines (APHIA) para su respectiva identificación.



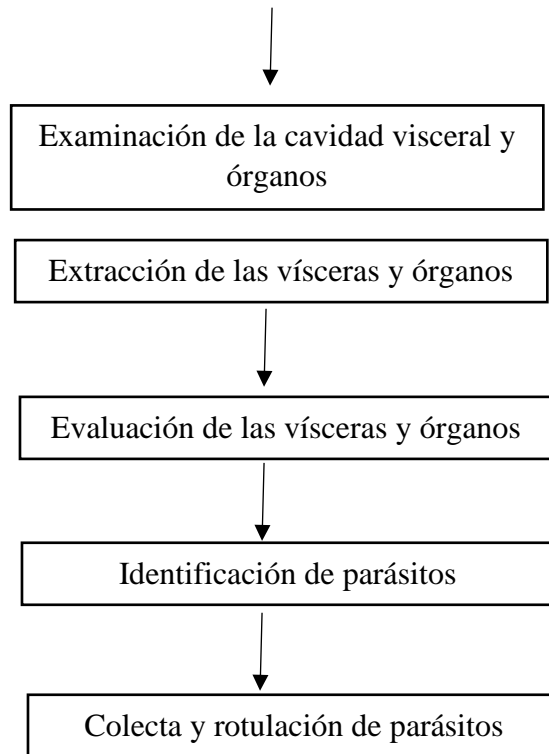


Figura 11. Procesamiento y fijación evaluados en el presente estudio.

Análisis de la muestra. Para la disección del huésped se modificó el método de Conroy y Armas de Conroy (1987) para adaptarlo a la investigación. También se añadió la compresión de vidrio en el músculo.

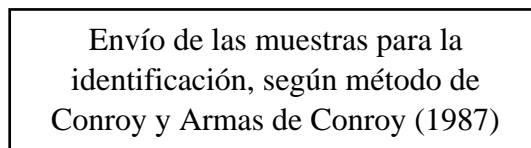


Figura 12. Análisis de la muestra evaluados en el presente estudio.

3.5.2.2 Identificación de parásitos

La identificación de parásitos, se realizó en la Asociación Peruana de Helmintología e Invertebrados Afines (APHIA) de la ciudad de Lima, según las claves taxonómicas recuperadas (Bunkley y Williams, 1995; Thatcher, 1991; Moravec, 1998), protocolo utilizado por el Dr. Jorge Manuel Cárdenas Callirgos (coordinador general).

3.5.2.3 Determinación de los índices parasitarios

Para el análisis cualitativo de la población parasitaria se determinaron las frecuencias y porcentajes.

3.6 Análisis estadístico

En el estudio se realizó un análisis descriptivo. En cuanto a las variables, se calcularon el promedio o media para las variables cuantitativas determinadas con el programa Excel.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la identificación morfológica de los parásitos presentes en los 40 peces evaluados se halló la presencia de tres especies de endoparásitos de los cuales el género *Ithyoclinostomum* sería un sinónimo del género *Clinostomum*, quedando como *Ithyoclinostomum dimorphum*, entre ellos dos nematodos: las larvas L3 de *Contracaecum sp.* y las larvas L3 de *Eustrongylides sp.* Los parásitos hallados estuvieron ubicados en el mesenterio (*Ithyoclinostomum dimorphum* y *Contracaecum sp.*) y en la musculatura (*Eustrongylides sp.*).

4.1. Endoparásitos identificados en el *Hoplias malabaricus* (fasaco)

4.1.1 Trematodo (*Ithyoclinostomum dimorphum*)



Figura 13. Cuerpo completo de metacercaria *Ithyoclinostomum dimorphum* observados en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se aprecia: 1. Ciegos intestinales, 2. Intestinos.

En la Figura 13 se observa en cuerpo completo la metacercaria *Ithyoclinostomum dimorphum*, donde se distinguen las siguientes características: ciegos intestinales, intestinos. Las observaciones fueron hechas en estereoscopio a un aumento de 2,5X.

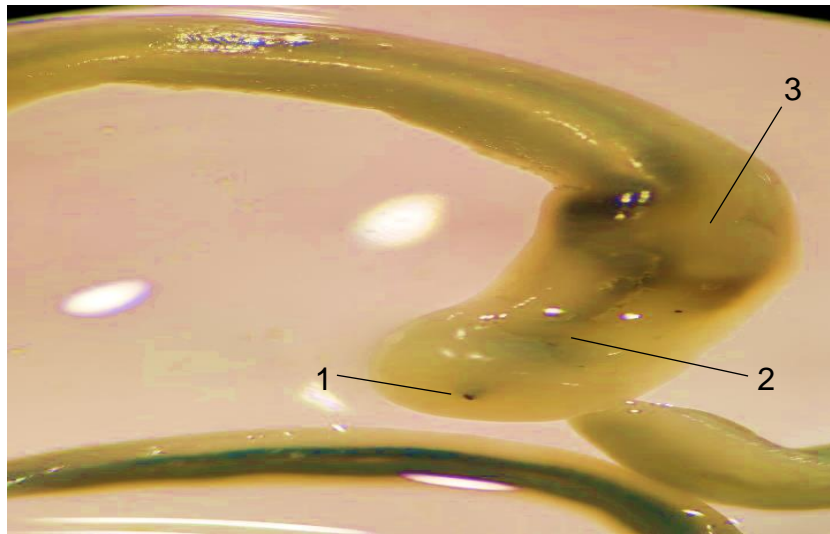


Figura 14. Extremo anterior de metacercaria *Ithyoclinostomum dimorphum* observado en Estereoscopio a un aumento de 3,5X. Se aprecia: 1. Ventosa oral, 2. Faringe, 3. Acetábulo o ventosa ventral.

En la Figura 14 se observa parte del extremo anterior de la metacercaria *Ithyoclinostomum dimorphum*. Las observaciones se realizaron en estereoscopio a un aumento de 3,5X. Coincidiendo con Monroy (2019), en este parásito trematodo se pudo identificar un cuerpo aplanado y elongado, ventosa oral, faringe, así como una ventosa ventral o acetábulo. En base a las características descritas, el trematodo en metacercaria *I. dimorphum* fue encontrado en el mesenterio de 29 individuos de *Hoplias malabaricus* (fasaco).

4.1.2 Nematodo *Contracecum* sp.

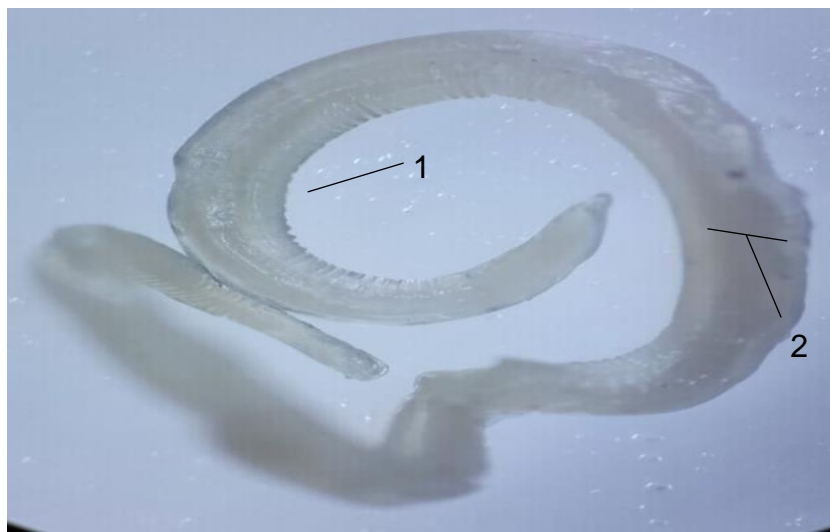


Figura 15. Cuerpo completo de larva *Contracecum sp.* observado en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se observa: 1. Cutícula, 2. Intestino.

En la Figura 15 se observa en cuerpo completo una larva de *Contracecum sp.*, donde se distinguen la cutícula y el intestino. Las observaciones se realizaron con un estereoscopio a un aumento de 2,5X.

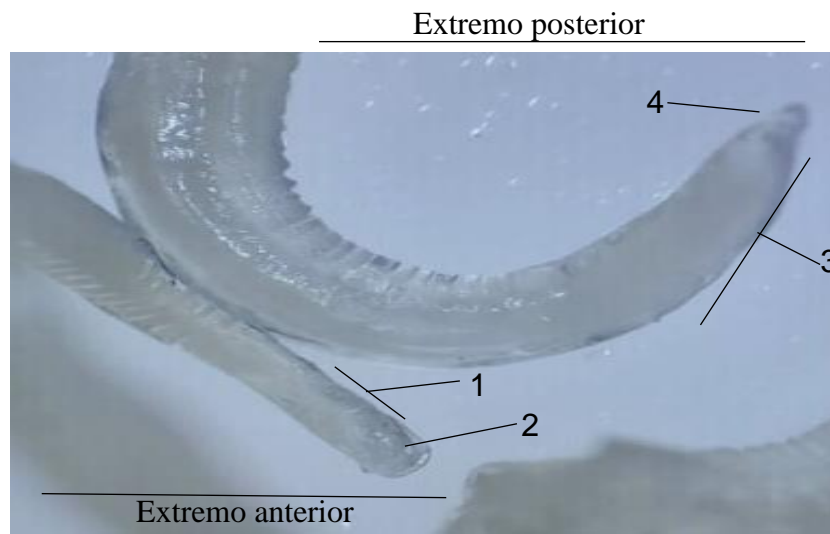


Figura 16. Extremo anterior y posterior de *Contracecum sp.* observados en estereoscopio a un aumento de 3,5X. Se observa: 1. Longitud boca-anillo nervioso, 2. Boca, 3. Punta de la cola, 4. Mucrón.

En la Figura 16 se observa el extremo anterior de *Contracecum sp.*, donde es posible distinguir la longitud boca-anillo nervioso y la boca; mientras que en el extremo posterior se encuentran la punta de la cola y el mucrón. Las observaciones se realizaron en estereoscopio a un aumento de 3,5X. Coincidiendo con Monroy (2019), en este parásito nematodo se apreció un color crema, forma cilíndrica, una terminación roma en la parte anterior mientras que la posterior termina en punta, así como estriaciones transversales en la cutícula de la región cefálica. En base a las características descritas, el nematodo en estadio larvario L3 de *Contracecum sp.* fue encontrado en el mesenterio de 35 individuos de *H. malabaricus* (fasaco).

4.1.3 Nematodo *Estrongylides sp.*

En la Figura 17 se observa en cuerpo completo una larva de *Estrongylides sp.*, donde se puede distinguir las siguientes partes: cápsula oral, cuerpo del esófago, bulbo

piriforme, intestino y cloaca. Las observaciones se realizaron en estereoscopio a un aumento de 2,5X.

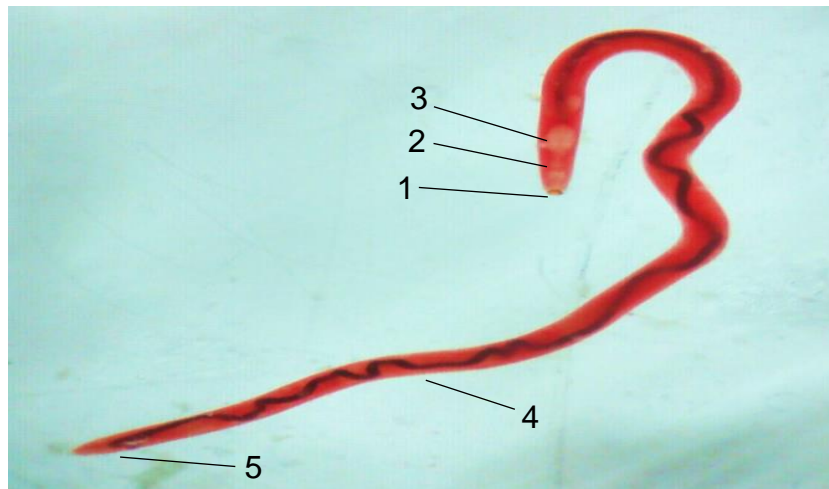


Figura 17. Cuerpo completo de larva *Estrongylides sp.* observados en estereoscopio a un aumento de 2,5X. Se aprecia: 1. Cápsula oral, 2. Cuerpo del esófago, 3. Bulbo piriforme, 4. Intestino, 5. Cloaca.

La identificación se realizó de acuerdo a Monroy (2019), pudiendo observar que el parásito nemátodo ya desenquistado presenta un color rojizo y un cuerpo de forma cilíndrica. En base a las características descritas, el nemátodo en estadio larvario L3 *Estrongylides sp.* fue encontrado en el músculo de 5 individuos de *H. malabaricus* (fasaco).

Tabla 2. Parásitos según especie, ubicación, estadio de vida, encontrados en *Hoplias malabaricus* (fasaco) en Tingo María, 2020.

Parásito / endoparásito	Especie de helminto	Estadio de vida	Ubicación	Nro. de individuos
Trematoda	<i>Ithyoclinostomum dimorphum</i>	Metacercaria	Mesenterio	29
Nematoda	<i>Contraecum sp.</i>	Larva L3	Mesenterio	35
	<i>Eustrongylides sp.</i>	Larva L3	Músculo	5
Total				69

La identificación morfológica de los parásitos presentes en los 40 peces evaluados se halló la presencia de tres especies de parásitos con potencial zoonótico, el género *Ithyoclinostomum* sería un sinónimo del género *Clinostomum*, y que por lo tanto *Ithyoclinostomum dimorphum* debería ser reasignado quedando como *Clinostomum dimorphum*, entre ellos dos nematodos: las larvas L3 de *Contraecum sp.* y las larvas L3 de *Eustrongylides sp.* (aunque en otros estudios se señala que la larva L4 se encuentra en los peces

que actúan como hospedero intermediario, en los análisis morfológicos realizados en este estudio no se observaron las características para determinar que se tratase de una larva L4) y metacercarias del trematodo *Ithyoclinostomum dimorphum* (Tabla 2).

Respecto a la ubicación del nematodo *Eustrongylides sp.*, Luque et al. (2011) concuerdo de que este endoparásito se halla en la cavidad visceral, mesenterio y musculatura; sin embargo, en el presente estudio, el parásito se encontró solamente en la musculatura de *Hoplias malabaricus* colectado en Tingo María (Huánuco, Perú).

En cuanto al nematodo *Contracecum sp.*, Murrieta, Tuesta y De Oliveira (2022) reportan su ubicación en el músculo, intestino, cavidad visceral e hígado; mientras que en el presente estudio se encontró en el mesenterio.

Por su parte, Monroy (2019) reporta la ubicación del trematodo *Ithyoclinostomum dimorphum* en el mesenterio, lo que coincide con lo hallado en el presente estudio.

Tabla 3. Frecuencia de la presencia de *Hoplias malabaricus* (fasaco) por localidad de muestreo en Tingo María, periodo abril – setiembre del 2020.

	Localidad	N	FR (%)	Número de peces parasitados		
				<i>I. dimorphum</i>	<i>Contracecum sp.</i>	<i>Eustrongylides sp.</i>
1	Los Milagros	2	5	2	2	
2	Mapresa	1	3			
3	Naranjillo	1	3			
4	Pendencia	2	5			
5	Peregrino	2	5			
6	Pueblo Nuevo	6	15	2	3	1
7	Puerto Ángel	3	8	1	3	1
8	Ricardo Palma	3	8	2	1	
9	Santa Lucía	2	5	2	2	
10	Santa Rosa	1	3		1	
11	Santo Domingo De Anda	8	20	6	6	2
12	Shapajilla	1	3		1	
13	Tingo María	4	10			
14	Tulumayo	4	10	1	1	1
TOTAL		40	100	16	20	5

N=Nro. de peces muestreados.

FR=Frecuencia relativa.

Del total de los 40 peces muestreados, 16 estuvieron parasitados con *I. dimorphum*, 20 con *Contracaecum sp.* y 5 de *Eustrongylides sp.* De las 14 localidades muestreadas del tramo Tingo María- Aucayacu del río Huallaga, la localidad que presentó mayor número de peces parasitados fue Santo Domingo de Anda, donde se hallaron seis peces parasitados de los ocho muestreados (75 %) para dos especies (*I. dimorphum* y *Contracaecum sp.*), mientras que dos peces estaban infectados con el parásito *Eustrongylides sp.* (25 %) (Tabla 3).

Asimismo, se hallaron 4 peces parasitados con las tres especies de parásitos que fueron identificados en este estudio, de los cuales dos peces fueron hallados en la localidad Santo Domingo de Anda, un pez en la localidad de Pueblo Nuevo y un pez en la localidad de Tulumayo.

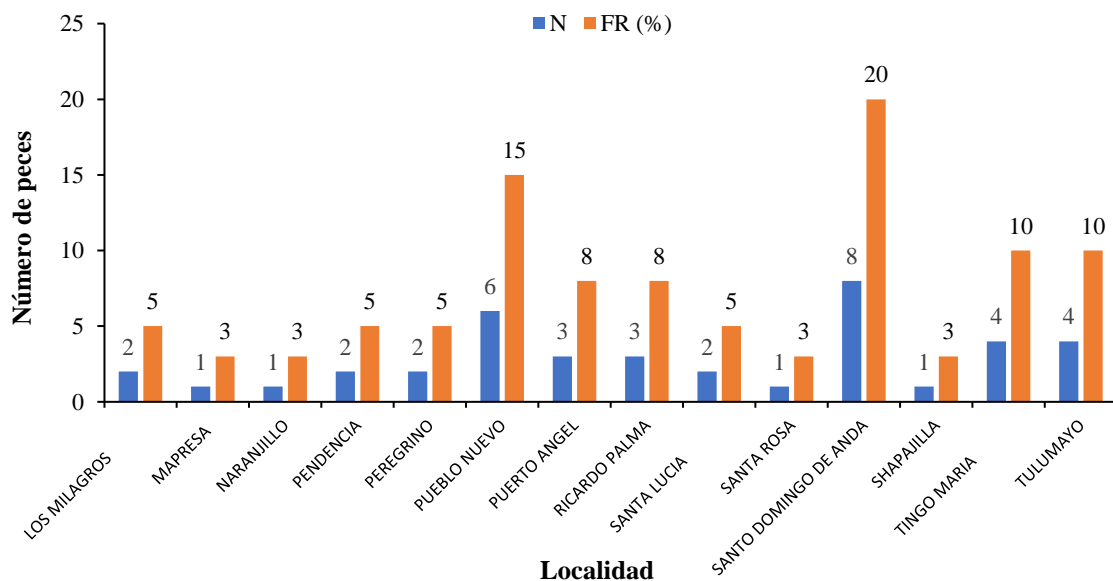


Figura 18. Número y frecuencia (%) de peces por localidad.

Con relación a la Tabla 3 y la Figura 18, podemos decir que, según la frecuencia por zona de los peces colectados en el tramo Tingo María – Aucayacu en época de vaciante en el tramo de las 14 localidades ya mencionadas, existe mayor presencia de *Hoplias malabaricus* (fasaco) en la localidad de Santo Domingo de Anda (8), seguido por Pueblo Nuevo (6); respecto a la frecuencia relativa, se observa que Santo Domingo de Anda tiene un 20 % y Pueblo Nuevo con 15 % de los peces capturados en el presente estudio.

Respecto a los aspectos ecológicos según Mancini et al. (2014) y Monroy (2019), se puede mencionar que los peces colectados en el presente estudio fueron encontrados en un medio de aguas con niveles bajos, oscuros y poco circulables.

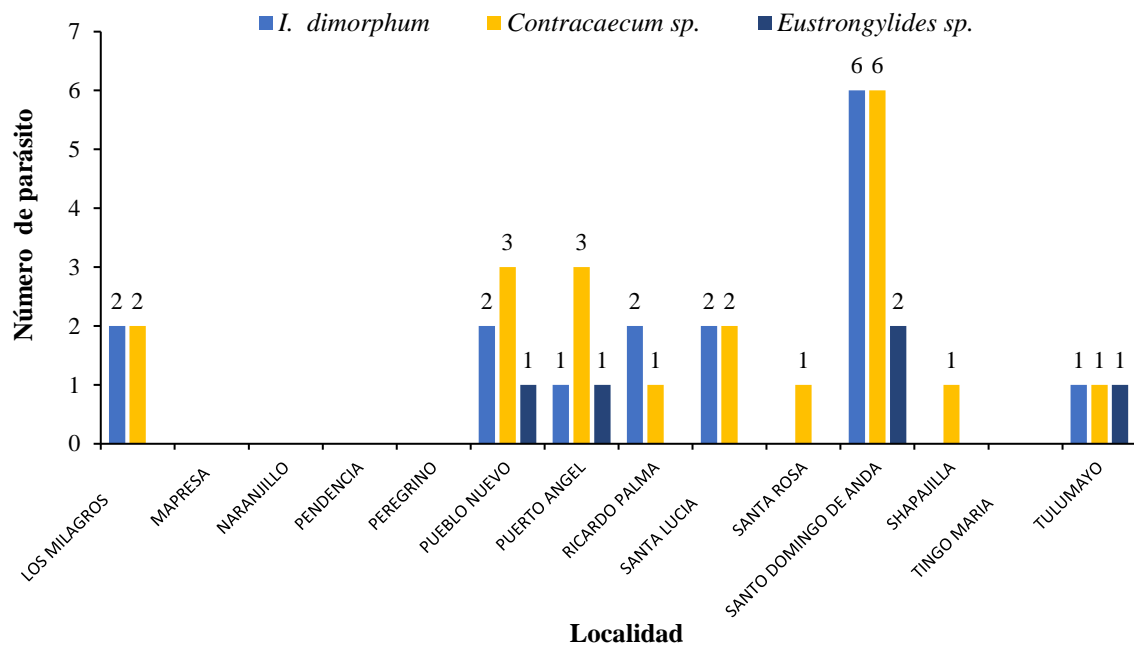


Figura 19. Parásitos colectados por especie según localidad evaluada.

Con relación a la Tabla 3 y la Figura 19, la cantidad de parásitos por especie en las 14 localidades evaluadas arroja los siguientes resultados (Tabla 4):

Tabla 4. Localidad y número de parásito por especie.

Localidad	<i>Ythioclinostomum Dimorphum</i>	<i>Contracum sp.</i>	<i>Estrongylides sp.</i>
1. Los Milagros	2	2	0
2. Mapresa	0	0	0
3. Naranjillo	0	0	0
4. Pendencia	0	0	0
5. Peregrino	0	0	0
6. Pueblo Nuevo	2	3	1
7. Puerto Ángel	1	3	1
8. Ricardo Palma	2	1	0
9. Santa Lucia	2	2	0
10. Santa Rosa	0	1	0
11. Santo Domingo De Anda	6	6	2
12. Shapajilla	0	1	0
13. Tingo María	0	0	0
14. Tulumayo	1	1	1
TOTAL	16	20	5

Como se muestra en la Tabla 4, se hallaron cuatro peces parasitados con las tres especies identificadas en la investigación, de los cuales dos peces fueron hallados en la localidad Santo Domingo de Anda, un pez en la localidad de Pueblo Nuevo, un pez en la localidad de Puerto Ángel y un pez en la localidad de Tulumayo. Tal como señalan Alarcón y Ñique (2014), estos parásitos son un indicador principal del proceso de perturbación ambiental, pues las localidades mencionadas tienen en común la ubicación en un entorno muy cercano a la laguna Los Milagros y sus afluentes, donde se realizó la pesca del material de estudio (*Hoplis malabaricus*).

Respecto a los hallazgos reportados por Arrona - Rivera et al. (2017), podemos coincidir en que, según la zona evaluada en el trabajo de investigación, la presencia de este parásito es un bioindicador de contaminación ambiental, pues el medio donde fueron colectados mediante pesca artesanal es un ecosistema contaminado por acumulación de residuos orgánicos.

V. CONCLUSIONES

- En el presente estudio existen endoparásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco), afirmando así la hipótesis planteada.
- En la identificación morfológica de los parásitos presentes en los 40 peces evaluados se determinó la presencia de tres especies de parásitos: un trematodo *Ithyoclinostomum dimorphum*, y dos nematodos, que fueron larvas L3 de *Contracaecum sp.* y larvas L3 de *Eustrongylides sp.* Estos parásitos se hallaron en el mesenterio (*Ithyoclinostomum dimorphum* y *Contracaecum sp.*) y en la musculatura (*Eustrongylides sp.*).
- La mayor frecuencia de población (zona) de peces evaluados fueron en las localidades de Santo Domingo de Anda (20 %), Pueblo nuevo (15 %), Tulumayo (10 %) y Puerto Ángel (8 %).
- Los resultados del trabajo de investigación registran por primera vez a estos helmintos en la zona de Tingo María (Huánuco, Perú), ampliando su rango de distribución geográfica.

VI. PROPUESTAS A FUTURO

- Realizar muestreos considerando un mayor tamaño poblacional y en diferentes épocas del año con el fin de evaluar estacionalidad, así como considerar otras especies de peces simpátricas.
- Analizar los patrones medioambientales, en particular la calidad de agua, que podrían influenciar en la prevalencia y distribución de estos helmintos.
- Realizar la identificación de las diferentes especies utilizando técnicas moleculares y tomar muestras de otras regiones y países para conocer los patrones fitogeográficos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta, A.A., Caffara, M., Fioravanti, M.L., Utsunomia, R., Zago, A.C., Franceschini, L. y da Silva, R.J. (2016). Morphological and molecular characterization of *Clinostomum detruncatum* (Trematoda: Clinostomidae) metacercariae infecting *Synbranchus marmoratus*. *Journal of Parasitology*. 102(1):151–156.
- Alarcón, B. y Ñique, M. (2014). Índice de calidad de agua según NSF del humedal laguna ‘Los Milagros’ (Tingo María-Perú). *Revista de Investigación para el Desarrollo Sustentable*, 2 (2): 98-107
- Apt WL. (2013). *Parasitología Humana*. 1st ed. México: *Mc Graw Hill*.
- Arce, D. (2017). Caracterización por taxonomía molecular de nematodos que parasitan tres especies de peces de la Antártica [Tesis de Grado, Universidad Austral de Chile]. <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2017/fca668c/doc/fca668c.pdf>.
- Arrona-Rivera, A.E., Hernández-Velasco, X. y Basurto-Argueta, E. (2017). Identificación de *Eustrongylides tubifex* (Nitzsch in Rudolphi, 1819) (Nematoda: Dioctophymatidae) en una garza estriada (*Butorides striata*, Pelecaniforme: Ardeidae) en el humedal El Banco, Michoacán, México. *Acta Zoológica Mexicana* (n.s.), 33(2), 181-187.
- Barbieri, G. (1989). Dinâmica da reprodução e crescimento de *Hoplais malabaricus* (Bloch, 1974) (Osteichthyes, Erurhynidae) da represa do Monjolinho, São Carlos/ SP. *Revista Brasileira de Zoologia*. 6 (2): 225-233.
- Brugni, N., y Viozzi, G. (2003). Presencia de *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) en la Patagonia, Argentina. *Parasitología latinoamericana*, 58(1-2), 83-85. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122003000100016>
- Bunkley, L. y Williams, E. (1995). *Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico*. 1era ed. Antillean College Press.
- Calhoun, D.M., Leslie, K.L., Riepe, T.B., Achatz, T.J., McDevitt-Galles, T., Tkach, V.V., Johnson, P.T.J. (2019). Patterns of *Clinostomum marginatum* infection in fishes and amphibians: integration of field, genetic, and experimental approaches. *Journal of Helminthology*, 94, E44. <https://doi.org/10.1017/S0022149X18001244>
- Cammilleri, G., D’Amelio, S., Ferrantelli, V., Costa, A., Buscemi, M.D., Castello, A., Bacchi, E., Goffredo, E., Mancini, M.E. y Cavallero, S. (2023). Identification of *Contraecaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in great cormorants *Phalacrocorax carbo sinensis* (Blumenbach, 1978) from Southern Italy. *Veterinary Science*, 10(3), 194. <https://doi.org/10.3390/vetsci10030194>

- Cárdenas, J.M.; Arbildo, H; Chu - Koo, F; Iannacone - Oliver, J.A y Wetzel, E. (2017). *Importancia de la Investigación en Parasitismo de Peces Dulceacuícolas de Importancia Comercial de la Amazonia Peruana: Un Enfoque Integral y Multidisciplinario desde la Salud Global*. I Conferencia Internacional en Sanidad Acuícola 2017: “Recientes Avances en Investigación”. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- Centers for Disease Control and Prevention. (2019). Ciclo biológico de *Strongyloides stercoralis* [animación]. Elaborada con base en <https://www.cdc.gov/dpdx/Estrongiloidiasis/index.html>
- Chu-Koo, F. W. y Dañino-Pérez, A. M. (2007). Biología y cultivo del fasaco *Hoplías malabaricus* Bloch 1794 (Characiformes: Erythrinidae). *Folia Amazónica*, 16(1–2), 11–21. <https://doi.org/10.24841/FA.V16I1-2.275>.
- Conroy, D. y Armas de Conroy, G. (1987). Manual de métodos de diagnóstico en ictiopatología con especial referencia a los salmónidos. FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). Ed. 1º; Vol. 4.
- Delgado, A., Tantaleán, M., Martínez, R. y Mondragón, A. (2017). Trematodos en *Hoplerythrinus unitaeniatus* (Erythrinidae) «Shuyo» y *Pterodoras granulatus* (Doradidae) «Cahuara» en Yurimaguas, Loreto, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 28(2), 461–467. <https://doi.org/10.15381/RIVEP.V28I2.13059>
- Eiras, J.C. (1994). Elementos de ictioparasitología. Porto: Fundação Eng. Antônio de Almeida (Accessed: Date [e.g., September 22, 2023]).da. 339 p.
- Eiras, J.C., Takemoto, R.M. y Pavanelli, G.C. (2010). Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil. Clichetec,
- Flores, J. y Flores, R. (2003). Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Técnica Pecuaria en México*, 41(2), 175-192.
- Fuentes, J. (2003). Parásitos en juveniles de *Lutjanus griseus* (Pisces: Lutjanidae) de la Laguna de la Restinga, Isla de Margarita, Venezuela. *Interciencia*, 28(8):463-468.
- Galtier, M. (2003). Inventario de la fauna ictiológica del Parque Nacional Tingo María, Provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco, Perú [Tesis de Pregrado, Universidad de los Andes]. <https://repositorio.uniandes.edu.co/flexpaper/handle/1992/14095/u240260.pdf?sequence=1&isAllowed=y#page=1>
- García, C., Sánchez, H., Flores, M., Mejía, J., Angulo, C., Castro-Ruiz, D., Estivals, G., García, A., Vargas, G., Nolorbe, C., Núñez, J., Mariac, C., Duponchelle, F., Renno, J.F. (2018).

- Peces de consumo de la Amazonía peruana. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Iquitos, Perú, 218 pp.
- García Varela, M., Sereno-Uribe, A. L., Alejandra López Jiménez, A., Ortega-Olivares, M. P., Andrade-Gómez, L., & González García, M. T. (2023). Vislumbrando la diversidad de clinostomidos (Platyhelminthes: Digenea), parásitos asociados a peces y aves acuáticas en México y Centroamérica mediante información obtenida de la biología molecular. *Ciencia Nicolaita*, (86). <https://doi.org/10.35830/cn.vi86.661>.
- Gómez-Puerta, L. A, y Naupay, A. (2019). Algunos helmintos parásitos de la gaviota peruana (*Larus belcheri*). *Revista Peruana de Biología*, 26(1), 149-156. <https://dx.doi.org/10.15381/rpb.v26i1.15919>
- Honcharov, S. L., Soroka, N. M., Halat, M. V., Dubovyi, A. I., Zhurenko, V. V. y Halushko, I. A. (2022). Distribution of the nematodes of the genus *Eustrongylides* (Nematoda, Dioctophymatidae) in the world. *Regulatory Mechanisms in Biosystems*, 13(1), 73-79. <https://doi.org/10.15421/022210>
- ITIS - *Report: Hoplias malabaricus*. (n.d.). Integrated Taxonomic Information System-Report Retrieved April 18, 2023, from https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=163055#null
- Luque, J. L., Aguiar, J.C., Vieira, F.M., Gibson, D.I. y Portes, C. (2011). Checklist of Nematoda associated with the fishes of Brazil. *Zootaxa*, 3082(1): 28.
- Luque, J. L., Cruces, C., Chero, J., Paschoal, F., Alves, P. V., Da Silva, A. C., Sanchez L. y Iannacone, J. (2016). Checklist of metazoan parasites of fishes from Peru. *Neotropical Helminthology*, 10 (2): 301-375. DOI: 10.24039/rnh2016102751
- Mancini, M. A., Biolé, F. G., Salinas, V. H., Guagliardo, S. E., Tanzola, R. D., y Morra, G. (2014). Prevalence, intensity and ecological aspects of *Contracaecum* sp. (Nematode: anisakidae) in freshwater fish of Argentina. *Neotropical Helminthology*, 8(1), 111-122.
- Mattiucci, S., Cipriani, P., Paoletti, M., Nardi, V., Santoro, M., Bellisario, B., & Nascetti, G. (2015). Temporal stability of parasite distribution and genetic variability values of *Contracaecum osculatum* sp. D and *C. osculatum* sp. E (Nematoda: Anisakidae) from fish of the Ross Sea (Antarctica). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(3), 356-367.
- Mattiucci, S., Cipriani, P., Paoletti, M., Levsen, A.; Nascetti, G. (2017). Reviewing biodiversity and epidemiological aspects of anisakid nematodes from the North-east Atlantic Ocean. *Journal of Helminthology*, 91(4), 422–439.

- Melo, F.T., Melo, C., Nascimento L., Giese E., Furtado, A. y Dos Santos, J. (2016). Morphological characterization of *Eustrongylides* sp. larvae (Nematoda, Dioctophymatoidea) parasite of *Rhinella marina* (Amphibia: Bufonidae) from Eastern Amazonia. *Revista brasileira de parasitologia veterinária*, 7;25(2):235-9. doi: 10.1590/S1984-29612016024
- Moravec, F. (1998). *Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region*. Academia, Praga. 464 p.
- Monroy, M. (2019). *Identificación de endoparásitos en peces Hoplias malabaricus “fasaco” y Hoplerythrinus unitaeniatus “shuyo” (Erythrinidae) de importancia socioeconómica procedentes de Yurimaguas, Loreto, Perú* [Tesis de Pregrado, Universidad Ricardo Palma].
https://repositorio.urp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14138/2022/T030_46430160_T%20%20%20MONROY%20TENORIO%20MILENA.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Murrieta, G.A. (2019). Parasitología en peces de la Amazonía: Fundamentos y técnicas parasitológicas, profilaxis, diagnóstico y tratamiento. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Iquitos-Perú. 100 pp.
- Murrieta, G.A., Tuesta, C. A., De Oliveira, J. C. (2022). Endoparásitos zoonóticos en peces de consumo comercializados en los mercados de la ciudad de Iquitos, Loreto, Perú. *Folia Amazónica*, 31(1), 121-133. <https://dx.doi.org/10.24841/fa.v31i1.604>
- Murrieta, GA, Tuesta, C.A., Rengifo, G.A., Chuquipiondo, C.T. (2022). Occurrence of *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) in fish species collected in the Peruvian Amazonia and its implications for public health. *Acta Parasitológica*, 67:1432-9.
- Muñoz, J. y Toro, J. (s/f). Ciclo de los cestodos y enfermedades que producen. Zoowiki. <https://www.bioscripts.net/zoowiki/temas/6B.html>.
- Olivero, J. y Baldiris, R. (2008). Parásitos en peces colombianos: ¿Están enfermando nuestros ecosistemas? Universidad de Cartagena.120p.
- Pasquel, C. P., Murrieta, G. A. y Tuesta, C. A. (2022). Identificación de parásitos zoonóticos en la musculatura y cavidad visceral de *Hoplias malabaricus* Bloch 1794 «fasaco» (Characiformes: Erythrinidae) provenientes del mercado Belén, Iquitos-Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 33(6), 22491. <https://doi.org/10.15381/RIVEP.V33I6.22491>
- Pavanelli, G., Eiras, J. y Takemoto, R. (2002). *Doenças de peixes, profilaxia, diagnóstico e tratamento*. Segunda Ed. Universidade Estadual de Maringá, Brasil. Pág. 35-116.

- Ramírez, J. y Osorio, D. (2002). Lesiones histológicas en músculo esquelético causadas por larvas de *Eustrongylides* sp. (Nematoda: Dioctophymatidae) de ranas comestibles del Lago Cuitzeo, Michoacán, México. *Veterinaria México*, 33(3), 335-341.
- Sarmiento, L., Tantaleán, M. y Huiza, A. (1999). Nemátodos parásitos del hombre y de los animales en el Perú. *Revista Peruana de Parasitología*, 14: 9-65.
- Sereno-Uribe, Ana & López-Jiménez, Alejandra & Ortega-Olivares, Mirza & Andrade-Gómez, Leopoldo & González-García, Marcelo & García-Varela, Martín. (2022). Vislumbrando la diversidad de clinostomidos (Platyhelminthes: Digenea), parásitos asociados a peces y aves acuáticas en México y Centroamérica mediante información obtenida de la biología molecular. *Ciencia Nicolaita*. 10.35830/cn.vi86.661.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X20000644>
- Shamsi, S., Francis, N., Masiga, J., Barton, D.P., Zhu, X., Pearce, L., McLellan, M. (2023). Occurrence and characterisation of *Eustrongylides* species in Australian native birds and fish. *Food and Waterborne Parasitology*, 30:e00189. doi: 10.1016/j.fawpar.2023.e00189
- Thatcher, V. (1991). Amazon fish parasites. *Amazoniana*, 9 (3/4): 263-572.
- Valles-Vega GI (2014) Estudio experimental de la infección de *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) (sensu lato) (Nematoda: Anisakidae) en copépodos calanoides. MSc thesis, Instituto Politécnico Nacional-CICIMAR, La Paz.
- Wajsbrot, N. (2023, marzo 17). *Piscivorous birds as vectors of fish pathogens: Damage to aquaculture, prevention and control*. The Fish Site. <https://thefishsite.com/articles/piscivorous-birds-as-vectors-of-fish-pathogens-damage-to-aquaculture-prevention-and-control-phibro>

ANEXO

Anexo 1. Colecta y procesamiento de muestras para el presente estudio, Tingo María, 2020.



Figura 20. Captura del *Hoplias malabaricus* mediante pesca artesanal para el presente estudio, Tingo María, 2020.



Figura 21. *Hoplias malabaricus* colectado mediante pesca artesanal en el río Huallaga -Tingo María (Huánuco – Perú).



Figura 22. Análisis Biométrico de *Hoplies malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 23. Pesaje del *H. malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 24. Análisis de Laboratorio: Disección de *H. malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María)



Figura 25. Análisis de Laboratorio: Disección de *Hoplias malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 26. Análisis de la musculatura de *Hoplias malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).

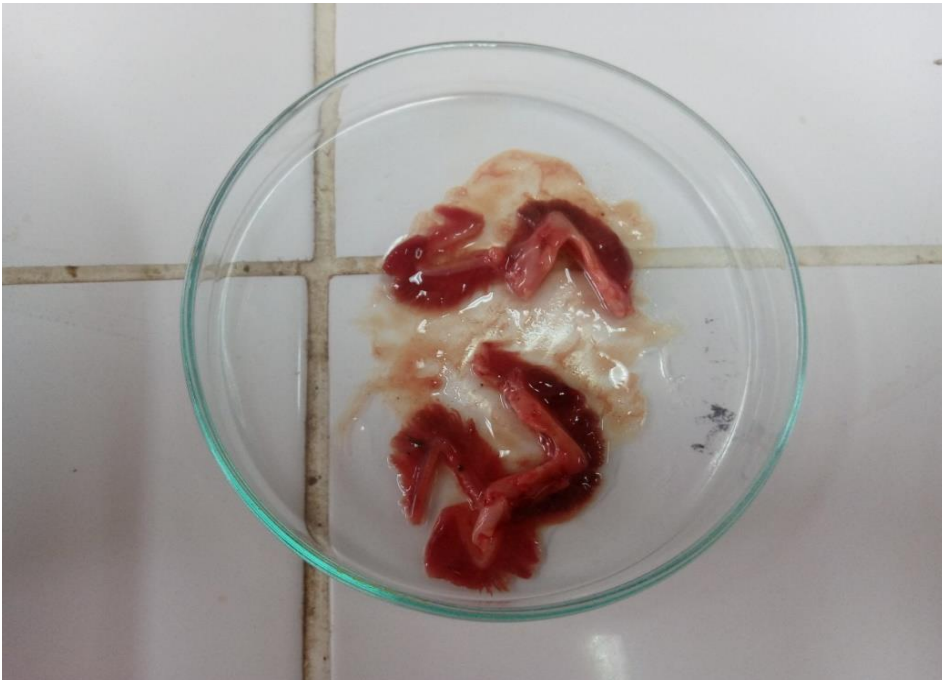


Figura 27. Análisis de los filamentos branquiales de *Hoplias malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 28. Análisis de los filamentos branquiales de *Hoplias malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 29. Análisis Parasitológico de órganos internos de *Hoplias malabaricus* en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia, UNAS (Tingo María).



Figura 30. Análisis Parasitológico de órganos y tejidos de *H. malabaricus* mediante el uso de estereoscopio en el Laboratorio de Sanidad Animal, Facultad de Zootecnia UNAS (Tingo María).

Anexo 2. Endoparásitos hallados en *H. malabaricus*, Tingo María, 2020.



Figura 31. Larva L3 de *Contracaecum* sp. enquistada



Figura 32. Larva L3 de *Eustrongylides* sp.



Figura 33. Metacercaria de *Ithyoclinostomum dimorphum* enquistada en la cavidad visceral de *Hoplias malabaricus*, (ubicada cerca al corazón).



Figura 34. Metacercaria de *Ithyoclinostomum dimorphum* enquistada.



Figura 35. Metacercaria de *Ithyoclinostomum dimorphum* desenquistada.

Anexo 3. Datos biométricos.

Tabla 5. Datos biométricos (peso y talla), localidades, la presencia de parásitos en el *Hoplias malabaricus* (fasaco) y el total de peces por localidad evaluados en los meses de Abril – Setiembre 2020.

N°	Fecha	Localidad	Presencia de Parásitos	Total Peces	Peso (gr)	Talla (cm)
1	22/04/2020	Tingo María	negativo	1	105,00	20,00
2	29/04/2020		negativo	1	110,00	21,00
3	7/05/2020		negativo	1	85,00	18,00
4			negativo	1	110,00	20,00
5	14/05/2020	Mapresa	negativo	1	110,00	19,00
6	21/05/2020	Naranjillo	negativo	1	100,00	19,00
7	28/05/2020	Santa Rosa	positivo	1	170,00	22,00
8	4/06/2020	Shapajilla	positivo	1	150,00	21,00
9	11/06/2020	Ricardo Palma	negativo	1	90,00	18,00
10			positivo	1	130,00	21,00
11			positivo	1	410,00	32,00
12	25/06/2020	Peregrino	negativo	1	50,00	15,00
13	2/07/2020		negativo	1	48,00	14,00
14	9/07/2020	Pendencia	negativo	1	65,00	16,00
15	16/07/2020		negativo	1	72,00	17,00
16	23/07/2020	Los Milagros	positivo	1	400,00	32,40
17			positivo	1	620,00	39,20
18	30/07/2020	Santa Lucia	positivo	1	630,00	44,00
19			positivo	1	380,00	32,00
20	6/08/2020	Tulumayo	positivo	1	485,00	35,70
21			negativo	1	85,00	18,30
22			negativo	1	95,00	18,00
23			negativo	1	56,00	15,00
24	13/08/2020	Puerto Ángel	positivo	1	380,00	32,00
25			positivo	1	400,00	32,60
26			positivo	1	450,00	34,80
27	20/08/2020	Pueblo Nuevo	negativo	1	95,00	18,00

28		positivo	1	430,00	34,40	
29		positivo	1	350,00	31,40	
30		positivo	1	210,00	24,00	
31		positivo	1	220,00	24,00	
32		negativo	1	180,00	23,00	
33	27/08/2020	Santo Domingo de	positivo	1	820,00	40,00
34		Anda	negativo	1	170,00	24,00
35		positivo	1	660,00	36,00	
36		positivo	1	660,00	36,00	
37		positivo	1	850,00	41,00	
38		negativo	1	88,00	18,00	
39		positivo	1	550,00	36,00	
40		positivo	1	660,00	36,00	

Lima, 14 de marzo, 2023



**CONSTANCIA IDENTIFICACION TAXONÓMICA MORFOLÓGICA
HELMINTOLOGÍA
ZOOLOGÍA DE INVERTEBRADOS**

**Asunto: CONSTANCIA DE ANÁLISIS MORFOLÓGICO DE HELMINTOS
(INVERTEBRADOS) PARASITOS DE HOPLIAS MALABARICUS (CHARACIFORMES)
COLECTADOS EN TINGO MARIA (HUANUCO, PERU)**

Coordinador General
Jorge Cárdenas - Callirgos

Vice Coordinador
Giovana Livis - Córdoba

Tesorero
Laura Trujillo - Mundo

Secretario
Cesar Burga - Cirbera

Vocal
Rosa Guevara - Montero

Comité Científico
José Iannaccone - Oliver

La Red Internacional de Investigación en Parasitología Neotropical – Neotropical Parasitology Research Network – NEOPARNET – de la Asociación Peruana de Helmintología e Invertebrados Afines (APHIA) por medio de la presente expide CONSTANCIA que habiendo recibido 69 especímenes de helmintos conservados en formol al 10%, que fueron colectados del hospedero *Hoplias malabaricus* Bloch, 1794 (Familia: Erythrinidae) como parte de la tesis "IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS EN EL *Hoplias malabaricus* (fasaco) EN ÉPOCA DE VACIANTE EN EL TRAMO DE TINGO MARÍA – AUCAYACU", realizada en el Laboratorio de Sanidad Animal del Departamento Académico de Ciencias Pecuarias de la Facultad de Zootecnia de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS), y que fueran remitidos por la tesista Julieta Rengifo Tuesta, con el respaldo de su asesor el Dr. Lisandro Roger Tafur Zevallos, ambos pertenecientes a la misma institución, con fecha de recepción del material biológico el 02 de marzo del 2023, se procedió al análisis morfológico de estos metazoarios parásitos, determinando lo siguiente:

Se identificaron la metacercaria del trematodo *Ithyoclinostomum dimorphum* Diesing, 1850 que pertenece a la familia Clinostomidae (29 individuos), la larva L3 del nematodo *Controcoecum* sp. Railliet & Henry, 1912 que pertenece a la familia Anisakidae (35 individuos) y la larva L3 del nematodo *Eustrongylides* sp. Jagerskiold, 1909 que pertenece a la familia Dioctophymatidae (5 individuos). Los análisis morfológicos se realizaron con ayuda de claves taxonómicas para nematodos y trematodos. Esta identificación taxonómica es avalada por la Colección de Invertebrados del Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma (URP) de Lima, Perú.

cooperación internacional desde un Enfoque One Health.

Atentamente,




Jorge Manuel Cárdenas Callirgos
Coordinador General
NEOPARNET - APHIA