UNIVERSIDAD NACIONAL

"PEDRO RUIZ GALLO"

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

“Presencia de Anisakidos y Difilobotridos en Jurel *Trachurus murphyi* del terminal pesquero ECOMPHISA Santa Rosa - Lambayeque, Perú 2019”

Para optar el Título Profesional de Médica Veterinaria

AUTORA

Yohani Liseth Mera Toro

ASESORA

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova

Lambayeque, Perú 2022

UNIVERSIDAD NACIONAL

"PEDRO RUIZ GALLO"

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

“Presencia de Anisakidos y Difilobotridos en Jurel *Trachurus murphyi* del terminal pesquero ECOMPHISA Santa Rosa - Lambayeque, Perú 2019”

Para optar el Título Profesional de Médica Veterinaria

AUTORA

Yohani Liseth Mera Toro

ASESORA

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova

Lambayeque, Perú 2022

“PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL *Trachurus murphyi* DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA SANTA ROSA LAMBAYEQUE PERÚ 2019”

BACHILLER YOHANI LISETH MERA TORO
AUTORA

MV.MSc. GIOVANA NANCY LIVIA CORDOVA
ASESORA

Presentada a la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo para optar el Título Profesional de MÉDICA VETERINARIA.

APROBADO POR:

MSc. SEGUNDO LORENZO MONTENEGRO VIDARTE
PRESIDENTE

MSc. HENRY OJEDA BARTUREN
SECRETARIO

MSc. EDGAR VÁSQUEZ SÁNCHEZ
VOCAL

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS ONLINE N° 013-2022-VIRTUAL/UI/FMV

Siendo las dieciocho horas y cuarenta minutos, del día once de agosto de 2022, en ambiente virtual con el uso de la herramienta "Google meet" para video conferencia, desde el domicilio de cada uno de los integrantes de Jurado, y en cumplimiento al Reglamento de sustentación de tesis ONLINE, aprobado mediante Resolución N° 038-2020-VIRTUAL-ILLC/FMV y Ratificada con Resolución N° 017-2020-VIRTUAL-CF-ILLC/FMV.

Mediante Decreto N° 205-2019-UI-FMV de fecha 16 de diciembre del 2019, se nombra el Jurado con la finalidad de evaluar el Proyecto de Tesis: "PREVALENCIA DE LARVAS INFECTANTES DE ANISÁKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN ESPECIES COMERCIALES DE PECES MARINOS EXPENDIDOS EN EL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA, SANTA ROSA, LAMBAYEQUE, PERÚ-2019", presentado por la Bachiller YOHANI LISETH MERA TORO, conformado por los siguientes profesionales: MSc. Segundo Lorenzo Montenegro Vidarte (Presidente), MSc. Henry Rolando Ojeda Barturén (Secretario), MSc. Edgar Vásquez Sánchez (Vocal) y MSc. Giovana Nancy Livia Córdova (Asesor).

A través del Decreto N° 015-2020-UI-FMV del 28 de enero de 2020, se modifica y aprueba el título del Proyecto, el mismo que queda redactado de la siguiente manera: "PRESENCIA DE ANISÁKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL (*Trachurus murphyi*) DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA, SANTA ROSA, LAMBAYEQUE, PERÚ-2019"**.**

De acuerdo a la Resolución N° 088-2022-VIRTUAL-ILLC/FMV de fecha 8 de agosto del 2022, se autoriza la sustentación de la tesis antes mencionada a cargo de la Bachiller YOHANI LISETH MERA TORO.

Finalizada la sustentación, los miembros del jurado procedieron a formular las preguntas correspondientes y luego de las aclaraciones respectivas han deliberado y acordado aprobar el trabajo de tesis con el calificativo de BUENO.

Siendo las diecinueve horas y veinte minutos del mismo día, y no existiendo otro punto a tratar, se procedió a levantar el acto de sustentación en señal de conformidad; por tanto, la Bachiller YOHANI LISETH MERA TORO, está apta para obtener el Título Profesional de Médica Veterinaria.

.....	.....
MSc. Segundo Lorenzo Montenegro Vidarte Presidente	MSc. Henry Rolando Ojeda Barturén Secretario
.....	.....
MSc. Edgar Vásquez Sánchez Vocal	MSc. Giovana Nancy Livia Córdova Asesor

DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD

*Yo, **Yohani Liseth Mera Toro** investigador principal, y MSc. Giovana Nancy Livia Córdova Asesora del trabajo de investigación titulado: "**PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL Trachurus murphyi DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA SANTA ROSA LAMBAYEQUE PERÚ 2019**", declaramos bajo juramento que este trabajo no ha sido plagiado, ni contiene datos falsos. En caso se demostrara lo contrario, asumimos responsablemente la anulación de este informe y por ende el proceso administrativo a que hubiera lugar, que puede conducir a la anulación del Título o Grado emitido como consecuencia de este informe.*

Lambayeque, 25 de junio de 2022

Investigador (es) ***Yohani Liseth Mera Toro***

Asesora ***MSc. GIOVANA NANCY LIVIA CORDOVA***

DEDICATORIA

La presente tesis está dedicada a:

A Dios por brindarme salud y bienestar para finalizar con éxito mi trabajo de tesis, en una coyuntura tan difícil como lo es una pandemia mundial.

A mis padres Sergio Mera Muñoz y Marcela Toro Vásquez, por su amor, aliento y apoyo incondicional, no solo en el transcurso de mi carrera universitaria, sino en cada momento de mi vida. ¡Los Amo!

A mis hermanas Fanny, Merly y Tatiana por ser esos pilarcitos que siempre estuvieron ahí, aplaudiendo mis logros y motivándome en los momentos difíciles.

A mis abuelitas Andrea Muñoz Lozada y Etelvina Vásquez Guevara.

A mis dos adorables sobrinos, Renato Fabian y Luana Victoria.

A Nilser Torres Valqui, por su infinito amor, ayuda y compañía incondicional para culminar este arduo trabajo.

A mis amigos Ericka Ramos, Brenda Perleche, Fernando Villar, y Carlos Silva; por apoyarme y enseñarme que las verdaderas amistades existen.

AGRADECIMIENTO

Un agradecimiento especial a:

Mi asesora MSc. Giovana Nancy Livia Córdova, por ser guía, y apoyo en cada etapa de lo que fue el trabajo de investigación.

Al equipo de Neotropical Parasitology Research Network de la Asociación Peruana de Helmintología e Invertebrados Afines (NEOPARNET – APHIA), liderado por el MSc. Jorge Manuel Cárdenas Callirgos y la tesista Laura Florita Trujillo Mundo; por su apoyo en diferentes etapas de este estudio.

Al equipo de la Facultad de Biología de la UNPRG: Dr. Jorge Fupuy, Dr. Jorge Chanamé, Blga. Nataly Bravo y el tesista Ralf Lozada; por su tiempo y apoyo para culminar mi trabajo de investigación.

INDICE GENERAL

DEDICATORIA 4
AGRADECIMIENTO 5
INDICE GENERAL 6
INDICE DE CUADROS Y TABLAS 7
INDICE DE FIGURAS 9
CAPITULO I 12
INTRODUCCIÓN 12
CAPITULO II 18
DISEÑO TEORICO 18
2.1. ANTECEDENTES 18
2.2. MARCO TEÓRICO 36
CAPITULO III 52
MATERIALES Y MÉTODOS 52
CAPITULO V. 77
CONCLUSIONES 77
CAPITULO VI. 78
RECOMENDACIONES 78
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS 79
ANEXOS 94

INDICE DE CUADROS Y TABLAS

Cuadro 01. Parasitofauna del género *Trachurus* …….....Pág. 12

Cuadro 02. Endoparásitos de *Trachurus murphyi* en Chile.....Pág. 18

Cuadro 03. Casos clínicos asociados a la infección por anisákidos en países de Sur América entre 1976 y 2018.....Pág. 23

Tabla 01. Presencia, Amplitud de intensidad (AI), Intensidad media (IM) y Abundancia media (AM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque Perú 2019……..….Pág.64

Tabla 02. Presencia de Anisakidos y difilobotridos según valores biométricos (peso y talla) en peces *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.....Pág. 67

Tabla 03. Presencia de *Anisakis* sp. según la ubicación corporal en *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019…….....Pág. 69

Tabla 04. Presencia de *Adenocephalus pacificus* según ubicación corporal en *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019…Pág.70

Tabla 05. Presencia de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* según el sexo en *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019….Pág.72

Tabla 06. Intensidad media (IM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* según el sexo de *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú.....Pág. 73

Tabla 07. Presencia, amplitud de intensidad (AI), intensidad media (IM) y abundancia media (AM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus*, según la procedencia por puertos marítimos en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019……Pág. 74

Tabla 08. Presencia y riesgo de *Anisakis* sp en peces *Trachurus murphyi*, según puertos marítimos, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.....Pág. 76

Tabla 09. Presencia y riesgo de *Adenocephalus pacificus* en peces *Trachurus murphyi* según puertos marítimos, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019……. Pág. 78

INDICE DE FIGURAS

Figura 01. Ciclo vital hipotético de *Anisakis simplex* (s.l.) en el Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt.....…….....Pág. 41

Figura 02. Ciclo vital de *Adenocephalus pacificus*. .....…….Pág. 43

Figura 03. Distribución porcentual de especies parasitarias presentes en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque Perú 2019……. Pág. 63

RESUMEN

El objetivo del estudio fue determinar la presencia de Anisákidos y Difilobotridos en *Trachurus murphyi* "jurel" procedentes del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú realizado entre julio del 2020 a marzo del 2021. Se evaluaron 142 individuos de *Trachurus murphyi* agrupados según el puerto de embarque. Se realizó la necropsia de los peces separando vísceras y tejido muscular en búsqueda de larvas enquistadas de helmintos, colectados y conservados en alcohol al 70%. Las especies parasitarias halladas fueron *Anisakis* sp (Familia Anisákidos) y *Adenocephalus pacificus* (Familia Difilobotridos), encontrándose un total de 695 y 31 parásitos respectivamente. En cuanto a la presencia (P) e intensidad media (IM) fueron significativamente mayores en *Anisakis* sp. La abundancia media (parásitos totales/número de peces muestreados) fue de 4.89 y 0.22 para *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* respectivamente. Según la procedencia de puertos marítimos la mayor presencia de *Anisakis* sp. se encontraron en los puertos de Chimbote e Ilo con 14.08 % cada uno. Sin embargo, los que provenían del Sur de Chile tuvieron una mayor ($p<0.01$) Intensidad Media (IM) de 49.36 y Abundancia Media con 3.82 con respecto a los demás puertos. La zona corporal de infección con mayor presencia fue el peritoneo visceral para ambas especies parasitarias. Según el sexo la IM en peces parasitados con *Anisakis* sp. o *Adenocephalus pacificus* no difirieron significativamente ($p>0.05$). Con respecto al riesgo, se encontró en el puerto de Chile un mayor valor de Odds ratio (OR= 5.09, $p<0.05$) para el parasitismo por *Anisakis* sp.

Palabras claves: Anisakidos, difilobotrido, jurel, terminal pesquero.

ABSTRACT

The objective of the study was to determine the presence of Anisákidos and Diphyllobotridos in *Trachurus murphyi* "jack mackerel" from the ECOMPHISA Santa Rosa Fishing Terminal, Lambayeque, Peru carried out between July 2020 and March 2021. 142 individuals of Trachurus murphyi grouped according to the port were evaluated. boarding. The necropsy of the fish was performed, separating the viscera and muscle tissue in search of encysted larvae of helminths, collected and preserved in 70% alcohol. The parasitic species found were *Anisakis* sp (Family Anisákidos) and *Adenocephalus pacificus* (Family Diphyllobotridos), finding a total of 695 and 31 parasites, respectively. Regarding the presence (P) and average intensity (IM), they were significantly higher in *Anisakis* sp. The mean abundance (total parasites/number of fish sampled) was 4.89 and 0.22 for *Anisakis* sp. and *Adenocephalus pacificus* respectively. According to the origin of seaports, the greatest presence of *Anisakis* sp. were found in the ports of Chimbote and Ilo with 14.08% each. However, those who came from the South of Chile had a higher ($p<0.01$) Average Intensity (IM) of 49.36 and Average Abundance with 3.82 with respect to the other ports. The body area of infection with the greatest presence was the visceral peritoneum for both parasitic species. According to sex, IM in fish parasitized with *Anisakis* sp. or *Adenocephalus pacificus* did not differ significantly ($p>0.05$). Regarding risk, a higher Odds ratio value (OR= 5.09, $p<0.05$) was found in the port of Chile for parasitism by *Anisakis* sp.

Keywords: Anisakids, diphyllobotrid, horse mackerel, fishing terminal.

CAPITULO I
INTRODUCCIÓN

En el Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt ha sido reportada una importante parasitofauna relacionada con el ecosistema marino - costero, en este contexto varias especies de importancia comercial y gastronómica están involucradas en la preparación del "cebiche". El consumo de peces marinos sin cocinar en nuestro país, ha generado una gran expectativa con relación a la prevalencia de larvas de parásitos metazoarios que presentan los peces que se utilizan en la preparación de este plato tradicional peruano, parásitos que en algunos casos producen enfermedades en el hombre, entre las cuales las más comunes son la anisakiasis, cuyo agente etiológico son larvas de nematodos de la familia Anisakidae en estadio L3, y la difilobotriasis, que presenta como estadio infectante a las larvas plerocercoides de los cestodos de la familia Diphyllobothriidae, ambas trasmitidas vía trófica mediante la depredación de peces y moluscos que actúan como hospederos paraténicos.[1,4]

En el Perú, la pesca marítima es una de las más importantes fuentes generadoras de divisas [1], actividad que se sustenta en la importante diversidad biológica del Mar Peruano que alberga 1070 especies ícticas de las cuales 944 especies (88,2%) corresponden a peces óseos [2] y aunque existe una alta tasa de extracción de recursos hidrobiológicos marítimos destinados al consumo humano directo, los requerimientos sanitarios nacionales para asegurar la inocuidad de estos productos son escasos o con pocas especificaciones, como los estipulados en el Decreto Supremo N° 040-2001-PE.

En los últimos años las investigaciones realizadas en nuestro medio demuestran la presencia de metazoarios parásitos de importancia en salud pública en peces marinos de la costa peruana.[3-8] Algunos de estos parásitos poseen importancia en el ámbito de la salud pública,

entre ellos podemos mencionar a las larvas (L3) de los nemátodos: *Anisakis simplex*, *A. physeteris*, *Pseudoterranova decipiens*, *Hysterothylacium pelagicum* y *Contracaecum* spp., los cistacantos de los acantocéfalos *Corynosoma obstucens* y *Profillicolis altmani*, las metacercarias del digeneo *Heterophyes heterophyes* y las larvas plerocercoides del céstode *Adenocephalus pacificus* (syn. *Diphyllobothrium pacificum*). [9]

Las especies del género *Anisakis* se encuentran distribuidas en la mayoría de ecosistemas marinos, aunque en situaciones excepcionales se ha reportado esta especie en ambientes dulceacuícolas [10], algunas especies tienen una amplia distribución y otras más bien restringida a ciertas regiones geográficas, pues ello depende de la distribución de hospederos definitivos, que actúan como reservorios, y de hospederos intermediarios, así como de la influencia de las condiciones medioambientales y la presión antropogénica sobre los ecosistemas acuáticos, estas características nos colocan ante la necesidad de entender que el ciclo de vida de este nematodo esta entramado en las redes tróficas marinas donde la relación depredador-presa es la clave para entender los patrones de transmisión y donde los hospedadores paraténicos o de transporte juegan un rol fundamental. Además, la complejidad eco-epidemiológica de este helminto heteroxeno (que le permite ser usado como bioindicador de diversos aspectos biológicos de sus hospederos, como dieta, stock, patrones migratorios, entre otros), implica que consideremos otros elementos como los patrones de especificidad, asunto que se encuentra relacionado con diversidad genética de esta familia, lo que lleva a considerar, por ejemplo, a la especie *Anisakis simplex* como un complejo de especies que incluye especies crípticas y especies hermanas (especies morfológicamente similares, pero que presentan aislamiento reproductivo), esto como muestra de los retos históricos de cara a realizar un diagnóstico taxonómico certero de estos nematodos, en particular de las larvas L3 que se hallan en los hospederos paraténicos. [11]

Adenocephalus pacificus es una especie de céstodo difilobotrido con potencial zoonótico que presenta una distribución endémica del ecosistema marino del Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt, debido a lo cual la mayoría de los casos clínicos tanto en humanos como en animales domésticos son reportados en el Perú y muchos menos en Chile; sin embargo, existen casos recientes reportados en Europa que corroboran su distribución mundial[12] y su amplia capacidad de infección usando diversos hospederos definitivos silvestres, la mayoría de ellos mamíferos marinos distribuidos en su mayoría en el hemisferio sur en comparación con el hemisferio norte, donde solo hay reportes en el Ártico y en las aguas templadas del norte del Océano Pacifico a lo largo de las costas de Japón, Rusia, Canadá y los Estados Unidos de América. Por otro lado es importante considerar que los patrones biogeográficos esbozados aquí se han logrado inferir gracias a estudios moleculares que ayudaron a trascender las limitaciones de la taxonomía basada únicamente en aspectos morfológicos, en particular en este caso, el helminto *Diphyllobothrium pacificum* que posee una amplia plasticidad morfológica que genera una alta variación intraespecífica, desencadeno diversos estudios, tanto morfológicos como moleculares para identificar esta especie como el agente etiológico de la difilobotriasis en el Perú, dado que los análisis moleculares incluyeron algunos cestodos recuperados de pacientes peruanos, inclusive de algunos casos clínicos provenientes de Chile y España. [13]

Estos análisis nos llevan a afirmar que las herramientas moleculares se deberían considerar también en el campo pesquero, debido a que las diversas especies de pseudophyllideos (=diphyllobothriidios) de potencial zoonótico son muy difíciles de ser diagnosticados con certeza basándonos únicamente en la morfología del huevo, de allí le relevancia de la aplicación de métodos de diagnóstico molecular, pues no cabe duda de su importancia para la salud

pública del poblador costero (que suele alimentarse de pescado fresco), aunque muchos casos suelen ser asintomáticos, e inclusive de los turistas que degustan la culinaria peruana basada en pescado sin o con muy poca cocción, hecho que cobra relevancia en un contexto de un proceso de globalización que incrementa día a día sus alcances, facilitando expansión mundial de las ictiozoonosis, donde las importaciones de pescado refrigerado o insuficientemente congelado, la alta demanda del consumo de pescado crudo o poco cocido a nivel internacional y el incremento de la tasa de migraciones, así como la facilidad actual para que personas que albergan en su tracto gastrointestinal a estos helmintos puedan realizar viajes por turismo o negocios, se tornan en los principales factores de riesgo para la emergencia de esta zoonosis desatendida. [14]

Trachurus murphyi (Nichols, 1920) "jurel" es un pez pelágico de la familia Carangidae Rafinesque, 1815 que se distribuye principalmente en el Océano Pacifico Sur – Oriental que baña las costas de Ecuador, Perú y Chile [15], siendo un recurso hidrobiológico abundante que ha sido capturado y consumido desde épocas prehispánicas en el Perú, encontrándose evidencia que desde hace 10000 a 6000 años a.p., en el Holoceno temprano y medio (periodo pre cerámico temprano) que los antiguos pobladores, pescadores y recolectores, de Quebrada de los Burros en el sur del país se dedicaban habitualmente a la pesca de jurel entre otros moluscos y peces marinos [16], siendo un recurso pesquero de importancia en la economía nacional hasta nuestros días, pues a partir del año 2000, su captura se ubicó en el tercer lugar después de la anchoveta *Engraulis ringens* y el calamar gigante *Dosidicus gigas*. Llegando para el año 2011 a alcanzar casi las 260000 toneladas [17], datos que posicionan al jurel como un recurso alimenticio de importancia nacional. Por otro lado, se ha reportado en el litoral peruano que este pez actúa como hospedero paraténicos de varios helmintos de importancia zoonótica, entre

ellos algunos Anisákidos y Difilobotridos como: *Adenocephalus pacificus*, *Anisakis physeteris*, *A. simplex*, *Anisakis* sp., *Contracaecum* sp., *Diphyllobothrium* sp. y *Pseudoterranova decipiens*[18], todos los cuales son transmitidos por el consumo de pescado crudo, en particular bajo la forma de "cebiche", plato ampliamente consumido por el poblador peruano, especialmente el que habita en la región costera, lo cual sumado al hecho que no existe un programa permanente de monitoreo parasitológico de esta especie, contribuyen a la necesidad de desarrollar iniciativas de investigación sobre las características de la relación huésped – parásito y sus implicancias para la salud pública de nuestro país.

Nuestros hábitos alimenticios constituyen un problema para la salud pública debido a que nos enfrentamos a zoonosis subdiagnosticadas y cuyos síntomas clínicos se camuflan fácilmente con otras molestias gastrointestinales. A eso debemos sumar el desconocimiento de estos agentes etiológicos del personal de salud encargado del diagnóstico, así como de la ausencia de una herramienta diagnostica serológica adecuada en nuestro medio. Tampoco hay estudios ecoepidemiológicos, biogeográficos o moleculares, que consideren el contexto de los cambios medioambientales como el ENSO (El Niño Southern Oscillation). Finalmente es importante considerar que los estudios realizados en la parasitofauna de peces marinos son escasos lo cual genera un vacío de información sobre la presencia de estas zoonosis en los huéspedes intermediarios, paraténicos, accidentales y definitivos. [9]

En este contexto cobra relevancia conocer la situación actual de estas zoonosis(anisakidosis y difilobotriasis) transmitidas por el consumo de peces marinos, considerando que existen pocos reportes realizados en esta zona del Perú, donde existe una alta tasa de desembarco de productos hidrobiológicos y es frecuentado por una importante proporción de la población

local, por lo que la presente investigación tuvo como objetivo general determinar la presencia de Anisákidos y Difilobotridos en jurel *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA, Santa Rosa, Lambayeque, Perú – 2019; y como objetivos específicos determinar la identificación taxonómica de anisákidos y difilobotridos; la localización corporal de las larvas y finalmente determinar las relaciones entre el sexo y las variables biométricas (Longitud Total, Longitud Estándar y Peso) con respecto a la carga parasitaria en Trachurus murphyi "jurel" del Terminal Pesquero ECOMPHISA, Santa Rosa, Lambayeque, Perú.

CAPITULO II
DISEÑO TEORICO

2.1. ANTECEDENTES

El género *Trachurus* está conformado por 14 especies válidas de peces, que habitan todos los océanos del mundo excepto las aguas del Ártico y el Antártico, estando, en su mayoría, confinados a las zonas neríticas, plataformas insulares y montes submarinos, con excepción de *T. murphyi*, que se distribuye a lo largo la costa suroeste de América del Sur hasta le región oceánica de Australia y Nueva Zelanda. [19]

Solo 12 de las 14 especies de este género presentan registros parasitológicos que se encuentran conformados por: 1 apicomplexo, 11 mixozoos (más tres especies no identificadas), 15 monogeneos (más cuatro especies no identificadas), 59 digeneos (más trece especies no identificadas), 13 cestodos (más trece especies no identificadas), 19 acantocéfalos (más tres especies no identificadas), 16 nematodos (más catorce especies no identificadas), 18 crustáceos (más tres especies no identificadas) y un hirudineo, todas ellas infectando piel, branquias, boca, aletas y órganos internos . [19]

Trachurus murphyi Nichols, 1920; es un pez marino de hábitos pelágicos, perteneciente a la familia Carangidae, especie cuyo nombre común es “jurel”; y que ha sido motivo de diversos estudios parasitológicos, especialmente en Perú y Chile. En Chile, donde este pez representa un importante recurso pesquero, y cuya fauna parasitaria podría ser semejante a la peruana.[19]

Entre los diversos estudios realizados en *Trachurus murphyi*; según Muñoz G, y Olmos V., en Chile se reportaron los siguientes parásitos*: "Copiatestes filiferus,* Hemiuridae, Opecoelidae, *Pseudopecoelus* sp., *Hepatoxylon trichiuri, Nybelinia surmenicola, Nybelina* sp., Pseudophyllidea, *Scolex pleuronectis, Tentacularia coryphaenae,* Tetrarhynchidea, *Bolbosoma turbinella, Bolbosoma sp., Corynosoma australe, Corynosoma sp., Rhadinorhynchus trachuri, A. physeteris, A. simplex, Anisakis* sp., *Contracaecum* sp., *Hysterothylacium aduncum, Hysterothylacium* sp., *P. decipiens, Pseudoterranova* sp". así mimo se analizaron 78 especímenes colectados entre 1986 y 1987 en la Caleta Constitución (Chile) donde se reportaron nueve especies de parásitos: *Anisakis* sp. (Nemátoda), *Scolex pleuronectis, Tentacularia coryphaenae* y *Nybelinia* sp. (Eucestoda), Opecoelidae no identificado (Digenea), *Corynosoma australis* (Acanthocephala), *Caligus* sp. y *Lernanthropus trachuri* (Copépoda) y *Ceratothoa gaudichaudi* (Isópoda), excepto el digeneo, todos los helmintos se hallaron en sus estadios larvales; en ese país se han realizado varios reportes de metazoarios endoparásitos [20-33].

Según Oliva ME., evaluó las variaciones de la comunidad parasitaria de metazoos de *T. murphyi* a lo largo de la costa peruana y chilena buscando la existencia de patrones a lo largo de la costa pacífica suramericana, para ello se muestrearon siete puertos a lo largo de un gradiente latitudinal de más de 30° (desde Paita Perú: 05° 10' S a Talcahuano, Chile 36° 40' S) y las comunidades parasitarias fueron descritas cuantitativamente registrándose 21 especies de parásitos metazoarios (4 Monogenea, 3 Digenea, 5 Céstoda, 2 Acanthocephala, 4 Nematoda,2 Copépodos, 1 Isópodo), de los cuales sólo cuatro parásitos (*Lernanthropus trachuri, Ceratothoa gaudichaudii, Corynosoma australis, Anisakis simplex*) eran comunes a los siete puertos y sólo doce especies alcanzaron una prevalencia superior al 5% en al menos un puerto, siendo la escasez de helmintos adultos (especialmente de digeneos) y el predominio de formas

larvarias, tanto a nivel cualitativo como cuantitativo, lo que caracterizó a la fauna parasitaria; aunque no se encontró evidencia de cambios en la comunidad de parásitos a lo largo de la gradiente latitudinal, al menos *A. simplex* (larva L3) mostró una tendencia a aumentar de norte a sur, tanto en prevalencia como intensidad media [26].

Trachurus murphyi ha sido motivo de diversos estudios parasitológicos en el Perú, habiéndose reportado diversas especies de metazoarios (tanto estadios larvales, como adultos): "*Adenocephalus pacificus*, *Anisakis physeteris*, *A. simplex*, *Anisakis* sp., *Caligus bonito*, *Callitetrarhynchus gracilis*, *Cemocotyle trachuri*, *Cemocotyle* sp., *Ceratothoa gaudichaudii*, *Contracaecum* sp., *Corynosoma australe*, *C. obtuscens*, *Corynosoma* sp., *Diphyllobothrium* sp., *Eutetrarhynchus* sp., *Lernanthropinus trachuri*, *Monascus* sp., *Nybelinia surmenicola*, *Nybelinia* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *chimusensis*, *Pseudoterranova decipiens*, *Pygidiopsis* sp., *Rhabdochona* sp., *Rhadinorhynchus* sp., *Scolex pleuronectis*, *Tegorhynchus* sp., y *Tentacularia coryphaenae"* [18].

Los primeros estudios datan de 1972, cuando Tantaleán describe la presencia de larvas de *Anisakis* sp. en algunos peces comerciales del mar peruano, entre ellos el "jurel", reportándose una prevalencia de 48.6%, mientras que para *Paralonchurus peruanus* "coco" y *Sciaena deliciosa* "lorna" se reportaron prevalencias de 1.6 y 1.5% respectivamente. [34] posteriormente, en 1975, el mismo autor realizo un muestreo de peces provenientes del Terminal Pesquero del Callao y el área marítima de Chimbote durante el período 1970-1971, hallando una prevalencia de larvas plerocercoides de la familia Diphyllobothriidae del 6.5% en *Sciaena deliciosa* "lorna" y del 0.5% para *Paralonchurus peruanus* "coco", mientras que los "jureles" resultaron negativos a este cestode [35].

En otro estudio Jara determinó la presencia (P) e intensidad media (IM) del parasitismo por helmintos en 100 especímenes de "jurel", entre otros peces capturados en la zona norte del mar peruano (6 - 9° LO), obtenidos en el Terminal Pesquero de la ciudad Trujillo (Trujillo, Perú), entre marzo y octubre de 1995, donde se hallaron los siguientes helmintos: *Tentacularia coryphaenae* (P=34%, IM=4), *Nybelinia* sp. (P=68%, IM=3), *Scolex pleuronectis* (P=26%, IM=8), *Corynosoma obtuscens* (P=44%; IM=5) y *Anisakis* sp. (P=78%; IM=6), en este mismo estudio no se reportaron difilobotridos en jurel, pero si en *Merluccius gayi peruanus* alcanzándose una prevalencia del 30%, esto se debería al hecho de que las merluzas examinadas en este estudio fueron todas adultas, naturalmente carnívoras y caníbales, hecho que les posibilita contraer la larva plerocercoide presente en otros peces, sean hospedadores intermediarios o paraténicos [36].

Entre abril a junio de 1997 se evaluaron 70 especímenes de *Trachurus murphyi* procedentes del Terminal Pesquero del Callao (Lima, Perú) para conocer la presencia (P) de helmintos endoparásitos donde se reportaron larvas plerocercoides de la familia Diphyllobothriidae (P=4.3%), *Anisakis simplex* (P=7.1%), *A. physeteris* (P=1.4%), *Corynosoma obtuscens* (P=1.4%), *Tentacularia coryphaenae* (2.9%) y *Nybelinia* sp. (P=5.7%), siendo la prevalencia total de jureles parasitados de 22.9%, donde la localización de las larvas L3 del género *Anisakis* fue principalmente en el intestino delgado, mientras la de las larvas plerocercoides de Diphyllobothriidae fue principalmente la superficie del hígado [3].

Durante los meses de setiembre de 2002 a febrero de 2003, fueron examinados 200 especímenes, procedentes del terminal Pesquero de Chorrillos (Lima, Perú) encontrándose: *Pseudaxine* sp que presento una prevalencia de 46.0% (92/200), larvas L3 de la familia Anisakidae con 1% (2/200), larvas plerocercoides de la Familia Diphyllobothriidae con 1%

(2/200), juveniles de *Corynosoma obtuscens* Lincicome, 1943 con 12.5% (25/200), *Rhadinorhynchus trachuri* Harada, 1932 con 1% (1/200) y *Nybelina* sp. con frecuencia 1.0% (1/200), de los cuales solo el monogeneo *Pseudaxine* sp. se halló en las branquias, el resto de helmintos fue hallado a nivel de cavidad abdominal [37].

Quiroz analizó 132 ejemplares de jurel, provenientes del "terminal pesquero de Villa María del Triunfo (Lima, Perú)", evaluados desde enero a marzo del 2013, donde determinaron prevalencia (P), intensidad media de infección (IMI), intensidad de infección (II), y abundancia parasitaria (A), encontrando 6 especies: "copépodo *Lernanthropus trachuri* (P=47.73%, II=9, IMI=1.94, A=0.92); isópodo *Ceratothoa gaudichaudii* (P=4.55%, II=3, IMI=2.17, A=0.10); céstodes *Tentacularia coryphaenae* (P=20.45%, II=2, IMI=1.07, A=0,22) y *Diphyllobothrium* sp. (P= 0.76%; II=1; IMI=1; A= 0.01); nemátode *Anisakis* sp. (P=19.70%; II=3; IMI=1.35; A=0.27); coccidio *Eimeria* sp. (P=100%) y larvas de cestodos (tres) que no pudieron ser identificados (P=1,52%; II=3; IMI=2; A= 0,03)" [38].

Se colectaron 30 jureles (además de otros peces de importancia comercial) procedentes de los terminales pesqueros de Chorrillos y Villa María del Triunfo en la provincia de Lima, Perú, entre enero y marzo de 2014, encontrándose 130 parásitos metazoarios que arrojaron una prevalencia de 63.3%, de esta manera la comunidad parasitaria estaba compuesta por el protozoo *Henneguya* sp (prevalencia = 13.3%), el monogeneo *Monocotile* sp (prevalencia = 26.7%), los cestodos *Hepatoxylon trichiuri* (prevalencia = 63.3%), *Tentacularia coryphaenae* (prevalencia = 33.3%) y *Nybelinia* sp. (prevalencia = 13.3%), los nematodos *Anisakis simplex* (prevalencia = 10%) y *A. physeteris* (prevalencia = 3.3%), el acantocéfalo *Rhadinorhynchus*

sp. (prevalencia = 33.3%) y el artrópodo *Caligus* sp (prevalencia = 30%), notificándose que los Anisákidos se encontraron en los intestinos y el peritoneo visceral [39].

La infección humana se da donde el hábito de consumo de pescado es crudo, ahumado o ligeramente salado, por ello desde el año de 1955, es donde se reportó por primera, elevándose el número de casos en el año de 1968, siendo los Países Bajos que tuvo 160 casos, posteriormente, desde 1969, donde la congelación era obligatoria 24 horas antes de ser consumido, el cual solo se presentaron pocos casos, sin embargo en otros países que aún viven en su cultura gastronómica, presentan una mayor presencia de anisaquiasis humana, tal es el caso de Japón, donde se habían registrado 487 casos hasta 1976; tanto en el Japón como en los Países Bajos la prevalencia registrada fue más alta en varones que en mujeres, probablemente por los hábitos alimenticios diferenciados; además en países asiáticos y europeos se han reportado diversas prevalencias, siendo en República de Corea del Sur, 107 casos entre junio de 1989 y junio de 1992, la mayoría de ellos presentaron como agente etiológico a *Anisakis simplex* y el resto a *Pseudoterranova decipiens*; describiéndose también en Francia unos 80 casos hasta 1995.[40].

En otros países también se han reportado diversos casos clínicos, por ejemplo, en Indonesia en 244 pacientes examinados encontrándose "11% presentaban anticuerpos contra *Anisakis* spp. [41] en España, de 1.008 personas aparentemente sanas examinadas por medio del ensayo de inmunosorción enzimática (ELISA) para anisaquiasis, 47 mostraron títulos entre 1,5 y dos veces más altos que los controles, y 14 mostraron títulos más de 2 veces más altos que los controles" [42]. En el hemisferio occidental, hasta 1997 se habían registrado 23 casos en América del Norte, 16 de los cuales se presentaron en los Estados Unidos de América (11 en California

y 5 en Alaska) [43]. Algo interesante es el hecho que la globalización de las costumbres gastronómicas del Perú a España, se asoció probablemente a un brote de anisakiasis, considerando que este grupo de nematodos zoonóticos también ha sido asociado con brotes en Francia y brotes de alergia en España [44].

En Latinoamérica, gracias a la diversidad de hospederos paraténicos que albergan las formas infectantes, así como la diversidad de fauna silvestre ictiófaga, que actúa como hospederos definitivos de los Anisákidos, así como la diversidad ecosistémica y gastronómica, además de las condiciones climáticas tropicales las características socioculturales propias de nuestra región, contribuyen a la presencia de casos clínicos de esta zoonosis entre la población de nuestra región; aunque las limitaciones diagnósticas y un sistema de salud precario llevaría a que esta sea una enfermedad infecciosa subdiagnosticada, con estos considerando podemos señalar que se han presentado diversos casos clínicos reportados entre 1976 y 2018 en países como Chile, Perú, Paraguay, Brasil, Argentina y Colombia vinculados al consumo de pescado crudo en diferentes presentaciones presentando como agente etiológico a larvas de *Anisakis* sp., *A. simplex*, *A.pyseterys*, *Pseudoterranova* sp., *P. decipiens*, *P. cattani*,*Contracaecum* complejo,entre otros anisákidos [45].

Por otro lado, se han reportado diversos peces marinos de varios países de Sur América que actúan como huéspedes paraténicos para las larvas L3 de algunas especies del género *Anisakis* infectando diversos órganos como se muestra a continuación [46].

- ***"Anisakis physeteris*** (Baylis, 1923) (larva)"

"Brasil – *Auxis thazard*, *Genypterus blacodes* (=*G. brasiliensis*)"

Ubicación: estómago, mesenterio, intestino, Rio de Janeiro.

“Chile – *Dissostichus eleginoides, Macruronus magellanicus, Paralichthys adspersus, Trachurus murphyi*

Ubicación: musculatura, mesenterio”.

“Perú – *Coryphaena hippurus, Macruronus magellanicus, Sarda chilensis, Scomber japonicus, Trachurus murphyi*

Ubicación: superficie visceral, hígado”.

- ***“Anisakis simplex*** (Rudolphi, 1809) (sensu lato) (larva)”

“Argentina – *Cynoscion guatucupa, Dissostichus eleginoides, Engraulis anchoita, Macruronus magellanicus, Merluccius hubbsi, Micromesistius australis, Paralichthys patagonicus, Percophis brasiliensis, Pinguipes brasilianus, Pseudopercis semifasciata, Raneya brasiliensis, Scomber japonicus, Trachurus lathami”*

Ubicación: “cavidad abdominal, hígado, mesenterio”.

“Brasil – *Cynoscion guatucupa, Engraulis anchoita, Genypterus blacodes* (*=G. brasiliensis*), *Lophius gastrophysus, Paralichthys isosceles, Trachurus lathami*

mesenterio, estómago, serosa del estómago, intestino, cavidad abdominal, Rio de Janeiro”

“Chile – *Aphos porosus, Clupea bentincki* (*Strangomera bentincki*), *Dissostichus eleginoides, Macruronus magellanicus, Merluccius australis, M. gayi, Paralichthys microps, Prolatilus jugularis, Trachurus murphyi*

Ubicación: cavidad celomática, musculatura”

“Colombia – *Merluccius gayi”*

“Ubicación: musculatura”

“Perú – *M. gayi peruanus, Paralonchurus peruanus, S. japonicus, S. deliciosa, T. murphyi*

Ubicación: hígado, superficie visceral”.

“U.K. – *Dissostichus eleginoides, Macrourus carinatus, Merluccius australis, M. hubbsi, Micromesistius australis”*

“Islas Falkland”

“Uruguay – *Cynoscion guatucupa, Engraulis anchoita, Merluccius hubbsi, Percophis brasiliensis, Scomber japonicus”*

Ubicación: mesenterio

- ***Anisakis* sp.** (larva)

“Argentina – *Acanthistius brasilianus, Cheilodactylus bergi, Conger orbignyanus, Cynoscion guatucupa, E. anchoita, Cheilodactylus bergi, Genypterus blacodes, Helicolenus lahillei, Macrodon ancylodon, Merluccius hubbsi, Micropogonias furnieri, Mullus argentinae, Odontesthes nigricans, O. smitti, Paralichthys* sp., *P. patagonicus, Percophis brasiliensis, Pinguipes brasilianus, Pomatomus saltatrix, Prionotus nudigula, Pseudopercis semifasciata, Raneya brasiliensis, S. japonicus, Sebastes oculatus, Seriolella porosa, Stromateus brasiliensis, Trachurus lathami, Umbrina canosai, Urophycis brasiliensis”*

Ubicación: “musculatura, cavidad corporal”

“Brasil – *Aluterus monoceros, Bagre bagre, Balistes vetula, Brevoortia aurea, Caranx latus, Carcharhinus signatus, Coryphaena hippurus, Cynoscion guatucupa, Dipturus trachyderma, Euthynnus alleteratus, Galeorhinus galeus, Genypterus blacodes, Heptranchias perlo, Hexanchus griseus, Katsuwonus pelamis, Lutjanus purpureus, Macrodon ancylodon, Merluccius hubbsi, Micropogonias furnieri, Mullus argentinae, Mustelus canis, Nebris microps, Pagrus pagrus, Paralichthys isosceles, Percophys brasiliensis, Pomatomus saltatrix, Prionotus punctatus, Pseudopercis numida, Scomber japonicus, S. scombrus,*

Selene setapinnis, Sphyraena guachancho, Squalus megalops, Trichiurus lepturus, Urophycis mystacea"

Ubicación: "mesenterio, musculatura, intestino, estómago, hígado, válvula espiral

Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo, Santa Catarina"

"Chile – *Aphos porosus, Bassango albescens* (=*Pseudoxenomystax albescens*), *Brama australis, Bythaelurus canescens* (=*Halaelurus canescens*), *Cilus gilberti, Coelorhinchus aconcagua, C. chilensis,* Congridae gen. sp., *Dissostichus eleginoides, Echinorhinus cookei, Eleginops maclovinus, Engraulis ringens, Genypterus blacodes, G. chilensis, G. maculatus, Genypterus* sp., *Halaelrus conescens, Helicolenus lengerichi, Hippoglossina macrops, Lampris guttatus, Macruronus magellanicus, Merluccius australis, M. gayi gayi, Micromesistius australis, Micropogonias furnieri, Notacanthus sexspinis, Notothenia* sp., *Paralabrax humeralis, Paralichthys adspersus, P. microps, Paranotothenia magellanica, Percophis brasiliensis, Pinguipes chilensis, Sciaena deliciosa, Scomber japonicus, Sebastes oculatus, Squalus acanthias, Sympterygia brevicaudata* (=*Psammobatis caudispina*), *Thyrsites atun, Trachipterus altivelis, Trachurus murphyi"*

Ubicación: "cavidad celómica, estómago"

"Peru – *Cynoscion analis, Galeichthys peruvianus, Lophius gastrophysus, Merluccius gayi peruanus, Mustelus dorsalis, Paralichthys adspersus, Paralonchurus peruanus, Peprilus snyderi, Polyclemus peruanus, Prionace glauca, Sardinops sagax, Sciaena deliciosa, Sebastes oculatus, Scomber japonicus* (=*Scomber japonicus peruanus*), *Scorpaena russula, Seriolella violacea, Trachurus murphyi"*

Ubicación: "estómago, gónadas, intestino, peritoneo, superficie visceral, cavidad celómica"

"U.K. – *Dissostichus eleginoides, Eleginops maclovinus, Macruronus magellanicus, Merluccius australis, Micromesistius australis"*

Ubicación: “mesenterio, corazón, cavidad celómica, gónadas, hígado

Islas Falkland”

“Uruguay – *Cynoscion striatus*, *Merluccius hubbsi*, *Trichiurus lepturus”*

“Venezuela – *Mugil curema* (*Mugil incilis*?), *Mugil liza”*

Ubicación: “mesenterio, vísceras”

Los agentes causales de esta enfermedad son los cestodos de distintas especies pertenecientes principalmente al género *Diphyllobothrium*, teniendo comprendidas también a las especies pertenecientes a los géneros *Dibothriocephalus* y *Adenocephalus* [47]. La especie tipo y la más importante gracias a su distribución cosmopolita es *Dibothriocephalus latus* (syn. *Diphyllobothrium latum*) que habita en el intestino de carnívoros terrestres incluyendo humanos y aves piscívoras usando peces dulceacuícolas como segundo huésped intermediario y se distribuyen preferentemente en las zonas templadas del hemisferio norte [48], particularmente en las regiones lacustres, siendo los biotopos más apropiados lagos, orillas de ríos y embalses, donde se encuentran los huéspedes intermediarios y paraténicos que permiten desarrollar su ciclo biológico; sin embargo, para que el ser humano se infecte debe alimentarse de platos a base de pescado crudo o insuficientemente cocido, siendo sus áreas de presencia más significativa: la parte oriental y nororiental de Finlandia, el norte de Noruega y el norte de Suecia; del mismo modo en América del Norte la prevalencia más alta de difilobotriasis fue hallada en las poblaciones de esquimales, con tasas de 30% a 80% en algunas localidades [49], se estimaba que el total de personas infectadas en el mundo en 1973 era de algo más de 9 millones (5 millones en Europa, 4 millones en Asia y 0,1 millón en las Américas) [50,51].

En Estados Unidos, Hawái, se reportó un caso en un infante que jamás ha estado fuera de las islas y que posiblemente lo contrajo de consumo de pescados importados [52]. En un hospital de Seúl, República de Corea, el examen coproparasitológico arrojo un 0,004% de infección con *D. latus* [53], y en el mismo país en 1997, presentó 37 casos de difilobotriasis, además de 21 casos en los que se hallaron huevos característicos en las deposiciones" [54].

En América Latina la difilobotriasis está presente en varios países; en Chile, los plerocercoides de Difilobotridos inicialmente fueron encontrados en truchas arco iris [55], especies introducidas que representan riesgo de infección para los animales domésticos, la fauna silvestre y el ser humano [56]. En 1950, se reportó el primer caso autóctono: "un adolescente de 17 años, el cual eliminó trozos de estróbilo de unos 25 cm de longitud, siendo precedida cada expulsión por crisis de diarrea intensa con 15 a 20 deposiciones líquidas, un aspecto relevante es que el paciente pertenecía a una brigada de boy-scouts que efectuaba excursiones veraniegas a los lagos del sur de Chile, acampando en sus riberas, donde practicaban la pesca y consumo de truchas" [57].

En este contexto epidemiológico, posteriormente se ha ido reportando la presencia de Difilobotridos en varios países latinoamericanos, incluso colonizando la isla de Cuba donde se describió el primer caso de *D. latus* en 1990 [58]; en Argentina registraron por primera vez larvas plerocercoides de difilobotridos en salmónidos introducidos en el lago Nahuel Huapi de la región andinopatagónica [59]; posteriormente en un muestreo en el Lago Moreno (sur de Argentina) se señaló la presencia de dos especies, *D. latus* y *Dibothriocephalus dendriticus* (syn. *Diphyllobothrium dendriticum*) en los peces *Salvelinus fontinalis* y *Oncorhynchus mykiss*, mientras en *Percichthys sp*. solo se encontró el primero de estos plerocercoides [60]. Los

primeros casos humanos en Argentina correspondieron a infecciones importadas, como ocurrió con un joven ruso inmigrante en 1911, pero el primer caso autóctono fue observado en 1982; y posteriormente se llegaron a registrar hasta 18 casos en la Patagonia Argentina a principios del siglo XXI [61], considerando que se reportaron 13 casos diagnosticados entre 1986 y 1995 en una región donde los salmónidos son los peces usados de manera preferente para la pesca deportiva [62].

Mientras en Chile, se diagnosticaron 11 casos de infección por *Adenocephalus pacificus* (syn. *Diphyllobothrium pacificum*) para 1979 [63], llegando a ser 16 para el 2000, vinculándose su presencia en tierras chilenas con el llamado Fenómeno de El Niño (El Niño Southern Oscillation – ENSO) pues la mayoría de las infecciones en Chile se han producido en ciudades puertos del norte del país, que habitualmente reciben con mayor intensidad el impacto de este evento climático [64].

Estos hallazgos nos dan algunas luces sobre las características de los ciclos de vida de estos cestodos en América Latina, en ese sentido en Chile se observaron "copépodos calanoideos *Diaptomus diabolicus* y *Boeckella gracilis"* [65,66]. En Chile, se registraron pescados como "Trucha arco iris, así como algunos peces endémicos como puyes, *Galaxias maculatus*, perca trucha, *Percichthys trucha*, *Basilichthys australis* y cauque, *Odonthestes mauleanum* parasitados por larvas de difilobotridos" [67]; por otro lado, en Argentina, los pescados parasitados fueron "Trucha arco iris, salmón del Atlántico, *Salvelinus fontinalis*, puyes y perca trucha" [60,68].

En Sudamérica el año 1981, *D. dendriticus* fue reportada en en gaviotas, *Larus dominicanus* y *Chroicocephalus maculipennis* a partir de plerocercoides de salmónidos (Torres et al, 1989).

En Argentina, en 1957, Szidat y Soria [59] confirmaron en salmónidos un tipo de plerocercoide en *L. dominicanus* que posteriormente fue identificado como *D. dendriticus* [60]. En Sudamérica se cita el hallazgo de difilobotridos en lobos marinos de Chile [69], mientras que se sugiere la probable presencia de estos cestodos en *Lontra provocax* del sur argentino [70].

Por otro lado, se han reportado diversos peces marinos y dulceacuícolas de varios países de Sur América que actúan como huéspedes paraténicos para las larvas plerocercoides de algunas especies de la familia Diphyllobothriidae infectando diversos órganos como se muestra a continuación [46]:

- ***"Dibothriocephalus dendriticus*** (syn. *Diphyllobothrium dendriticum*) (Nitzsch, 1824)"

"Chile – *Galaxias maculatus, Oncorhynchus kisutch, O. mykiss, Salmo trutta"*

Ubicación: "pared intestinal, cavidad celómica"

- ***"Dibothriocephalus latus*** (syn. *Diphyllobothrium latum*) (Linnaeus, 1758)"

"Chile – *Galaxias maculatus, G. platei, O. mykiss, Salmo trutta"*

"Ubicación: pared intestinal, cavidad celómica"

- ***"Adenocephalus pacificus*** (syn. *Diphyllobothrium pacificum*) Nybelin, 1931"

"Peru – *Anisotremus scapularis, Cilus gilberti, Merluccius gayi, Sciaena deliciosa"*

Ubicación: intestino

Chorrillos, Callao, Lima

- ***Diphyllobothrium*** sp.

"Brasil – *Genypterus brasiliensis, Lophius gastrophysus"*

Ubicación: "Cavidad celómica y serosa del intestino"

Rio de Janeiro

"Paralichthys isósceles"

Ubicación: "estómago, mesenterio, cavidad abdominal, hígado, intestino, ovario"

Rio de Janeiro

"Chile – *Galaxias platei, O. kisutch, O. mykiss, Salmo trutta, Sebastes oculatus*

Ubicación: cavidad celómica, hígado, pared intestinal, bazo, gónadas, musculatura"

"Micromesistius australis"

"Golfo de Penas, Islas Diego Ramírez, Isla Navarino"

"Engraulis ringens"

Valdivia

En el Perú se reportaron ocho casos en humanos, siendo cinco comprobados, las cuales tuvieron "tres personas infectadas por larvas *Pseudoterranova decipiens*, otro por una larva de *Anisakis sp*. y finalmente otro asociado a *A. simplex"*, con la coincidencia de haberse presentado como cuadros agudos después de haber consumido cebiche de pescado de origen marino [71].

Los primeros dos casos de Anisakiasis en el Perú que fueron registrados en Lima asociados al agente etiológico *P. decipiens* donde las larvas L3 fueron encontradas en la cavidad bucal de dos pacientes [72]. Posteriormente se identificó en el estómago de una mujer de 38 años del departamento de Lima que presentaba antecedentes de haber consumido "cebiche" una larva de *Anisakis sp*. mediante endoscopia [73]. Luego se reportó dos casos probables de anisakiasis

entre los años 1997 y 1998 provocados por *Anisakis physeteris* ubicados en dos hombres de 22 y 36 años [74]. Uno de los casos más recientes fue reportado en una mujer de 17 años de edad, encontrándose un nemátode vivo en los restos de su vómito, siendo recogido y llevado para su reconocimiento a la oficina de Epidemiología de la Dirección de Salud de Ica donde se le identificó como larva de tercer estadio de *Pseudoterranova decipiens* [75].

De los ocho casos reportados, cuatro se publicaron entre 1997 y 1998, coincidiendo con el fenómeno climatológico "El Niño" (ENSO - El Niño Southern Oscillation), en el cual existe una migración de especies marinas relacionadas a aguas cálidas hacia las costas centrales del mar peruano, como es el caso de *Coryphaena hippurus* "perico", en el cual se reportó una prevalencia de 33,33% (10,53% en machos y 22,80% en hembras), así como intensidad media de 1,37 para *A*nisakis *physeteris* [76] mientras en una inspección general se encontró una prevalencia de 58.33% para *A. physeteris*, en los mismos peces expendidos en los mercados de abasto de Ica [75].

Entre los peces que actúan como hospederos paraténicos para anisákidos en aguas peruanas se encuentran varias especies de peces de importancia comercial como *Trachurus murphyi*, *Sciaena deliciosa*, *Mugil cephalus* y *Scomber japonicus*, aunque la infección de los peces comerciales por larvas de anisákidos se conocen escasamente, se ha reportado que la prevalencia varía entre 1,4 y 58,33% y la intensidad media entre 1,37 y 34,58 larvas/pez para larvas L3 de *A. physeteris*, mientras para las larvas L3 de *A. simplex* se encuentra una prevalencia de infección que varía entre 4 y 8,0%, en términos generales se puede señalar que para las larvas L3 de *Anisakis* sp. al menos 16 especies de peces marinos se encuentran

parasitadas, puntualizando que también se han reportado en el cefalópodo *Dosidicus gigas* "pota" [71].

Un parásito metazoario relacionado con el consumo de “cebiche” en el Perú es el céstodo *Adenocephalus pacificus* (syn. *Diphyllobothrium pacificum)* agente etiológico de la difilobotriosis humana, céstode de ciclo de vida marina, que en su fase adulta parasita los mamíferos marinos *Otaria byronia* "lobo chusco" y *Arctocephalus australis* "lobo fino", mientras que la larva plerocercoide, estadio infectante para el hombre y otros mamíferos, se ha aislado de 16 especies de peces marinos de importancia comercial, los que se comportarían como hospederos paraténicos [77], entre los que se han reportado *Sciaena deliciosa* y *Paralonchurus peruanas*, donde se encontraron prevalencia de 6,5% y 0,5% respectivamente, en otros estudios más recientes en *Paralabrax humeralis* se encontraron valores de prevalencia de 3,5%, para *Cilus giberti* de 23,3%, para *Merluccius gayi peruanus* de 4,84%, para *S. deliciosa* de 17%, para *Sarda chiliensis* de 2% y en otro reporte de 20%, en *Coryphaena hippurus* de 3% y finalmente para *Engraulis ringens* una prevalencia, abundancia media e intensidad media de 1,35%, 0,01 y 1,02, respectivamente [78].

Existe evidencia paleoparasitológica que los pobladores de la culturas precolombinas de la costa del Pacífico estuvieron infectadas con este parásito [79], incluso se han reportado los huevos de este céstodo infestando coprolitos colectados en los valles peruanos de Moquegua en la zona arqueológica perteneciente a la Cultura Chiribaya, lo cual demuestra la íntima y larga relación existente entre el consumo de pescado crudo infectado con la larva plerocercoide y el parasitismo en el poblador costeño que suele dedicarse a la actividad pesquera [80].

En la actualidad es la ictiozoonosis helmíntica más prevalente reportada en la población humana de la costa peruana y fue reportada por primera vez de manera general en 1957 [81] y el primer caso humano debidamente descrito fue en 1961 [82], desde entonces esta zoonosis, gracias a recientes estudios taxonómicos acompañados de análisis moleculares, se ha descrito su presencia para varias latitudes como Japón, Rusia, Canadá y Estados Unidos en el hemisferio norte, así como en el sur en Argentina, Australia, Chile, Ecuador, Namibia, Nueva Zelanda, Perú, Sudáfrica y Uruguay, parasitando de manera natural una diversidad de mamíferos reservorios tanto domésticos como silvestres que incluyen lobos marinos, perros y chacales [13]. En el Perú también se han hecho hallazgos de infección natural en *Canis familiaris* de la ciudad de Chincha, así como en Lima y Lambayeque [77].

Quiroz [38] analizó 132 ejemplares de *Trachurus murphyi* "jurel", procedentes del terminal pesquero de Villa María del Triunfo, analizados durante el periodo de enero a marzo del 2013, encontrando una prevalencia para *Anisakis* sp. 19.70% y para *Diphyllobothrium* sp. 0.76% ambos parásitos de carácter zoonótico.

La evolución de su prevalencia en nuestro país se encuentra en franco aumento desde 368 pacientes diagnosticados positivamente hasta 1976 [83], 398 pacientes entre 1976 -1986 [84], para 1997 se reportaron 597 nuevos casos [85] y hasta mayo del 2000 se diagnosticaron 795 pacientes [86], otras fuentes han señalado que la prevalencia de casos humanos en la costa sur de nuestro país oscila entre 0.02% y 0.09% y en poblaciones urbanas como en asentamientos humanos de Lima su prevalencia alcanza el 2% [87]. En una revisión sistemática basada en estudios parasitológicos transversales en una muestra de 42738 pacientes distribuidos en 42 estudios realizados en 9 departamentos del Perú entre enero de 1981 y diciembre del 2001 se encontró

una prevalencia promedio global de 1.85% con un rango de prevalencia entre 0.13% en una población de 3099 personas de Junín (departamento altoandino del Perú) y 7.48% en una población de 340 personas de la ciudad de Talara, Piura [88].

La emergencia de la prevalencia tanto para anisákidos como para difilobotridos han sido asociados a la ocurrencia del ENSO que suele golpear climáticamente las costas marinas bañadas por la Corriente de Humboldt, tanto en la antigüedad [89], así como en la actualidad para anisákidos [74] y difilobotridos [64].

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. Generalidades

La anisakiasis o anisakidosis es una zoonosis marina producida principalmente por gusanos anisákidos que pertenecen a la Familia Anisakidae, dentro de la cual destacan por su implicancia en infecciones de humanos los siguientes géneros: *Pseudoterranova*, *Contracaecum*, *Hysterothylacium* y *Anisakis.*

Esta parasitosis del tracto gastrointestinal humano es originada por la ingesta de pescado marino o calamar crudo insuficientemente cocinado y contaminado con la larva L3 de estos nemátodes. Basada en la localización de la larva se clasifica en anisakiasis gástrica, intestinal y extraintestinal (pulmón, hígado y páncreas). También se ha reportado que está asociado al asma ocupacional y a síntomas reumatológicos (artralgias y artritis) [71].

Otra ictiozoonosis de importancia en salud pública es la difilobotriasis, causada por cestodos de la familia Diphyllobothriidae y cuyo estado adulto se desarrolla en mamíferos y aves piscívoras, y sus fases larvarias se forman sucesivamente en ambientes acuáticos, crustáceos copépodos y peces, respectivamente [90].

Para la costa marina pacifica, su agente etiológico es *Adenocephalus pacificus*, un céstodo pseudofilideo que mora en el ecosistema marino pacifico de Sudamérica, encontrándose distribuida preferentemente en Chile y Perú; teniendo diversos peces que actúan como hospederos paraténicos albergando las larvas plerocercoides que son el estadio infectante

La infección de los hospederos definitivos silvestres y de los definitivos accidentales, como el ser humano y los animales domésticos, ocurre debido al consumo de musculatura de peces marinos, ya sea cruda o sometida a cocción insuficiente de peces infectados con larvas plerocercoides. Entre sus síntomas se han observado decaimiento y diarrea entre otros, aunque muchos pacientes infectados son asintomáticos y por ello suele ser una ictiozoonosis subdiagnosticada [90].

1.1.1. Clasificación taxonómica de *Trachurus murphyi* [91]

- Reino: Animalia
- Phylum: Chordata
- Superclase: Actinopterygii
- Clase: Actinopteri
- Subclase: Teleostei
- Orden: Carangiformes

- Familia: Carangidae
- Género: *Trachurus*
- Especie: *Trachurus murphyi*

1.1.2. Clasificación taxonómica de *Anisakis* sp. [92]

- Reino: Animalia
- Phylum: Nematoda
- Clase: Chromadorea
- Orden: Rhabditida
- Familia: Anisakidae
- Género: *Anisakis*
- Especie: *Anisakis* sp.

1.1.3. Clasificación taxonómica de *Adenocephalus pacificus* [92]

- "Reino: Animalia"
- "Phylum: Platyhelminthes"
- "Clase: Cestoda"
- "Orden Diphyllobothriidea"
- "Familia: Diphyllobothriidae"
- "Género: *Adenocephalus*"
- "Especie: *Adenocephalus pacificus*"

1.1.4. Biología de *Trachurus murphyi*

Este pez pelágico pertenece a la familia Carangidae, tiene como nombre común "jurel" y presenta forma hidrodinámica caracterizado por lo siguiente: "Pedúnculo caudal muy fino, cola bifurcada con una quilla lateral formada por las escamas engrosadas que constituyen el término de la línea lateral, la que está cubierta de escamas transformadas en escudos y tiene una curva característica; además presenta coloración azul grisácea en el dorso, los lados y el vientre son plateados". Con respecto a su hábitat elige ambientes cálidos, con una temperatura entre 14 y 23 °C y una salinidad de 34,80 y 35,25 ups, adicionalmente presenta hábitos gregarios formando cardúmenes que se distribuyen en "el Pacífico sudoriental desde el Ecuador hasta 52°S y, desde la costa de América del Sur por el este hasta aguas costeras de Nueva Zelandia e Isla Tasmania (Australia) por el oeste" [93].

Embarcaciones pesqueras de la URSS afirman que se encontraban sobre los 100 m de profundidad en años normales y sobrepasa los 200 m en años anormales; por otro lado, su distribución y concentración de los jureles presentan una relación con la variación e interacción de las masas, es decir que las masas que se acerca a la costa durante el verano o en años cálidos (El Niño) y se aleja en los meses de invierno o en años fríos (La Niña)[93].

El jurel es caracterizado como un depredador de zooplancton y de peces como la anchoveta *Engraulis ringens*; además se le conoce en el Perú como un depredador facultativo y esto se debe a su naturaleza migratoria, que lo lleva a acceder a oceánicos epipelágicos y zonas neríticos para alimentarse del zooplancton; más en análisis posteriores sobre la ecología trófica del jurel en el Perú se ha identificado dos escenarios

diferentes; el primero desde el año 1977 en condiciones cálidas, el jurel se alimentaba de Euphausiidae, y en el año 2000 amplio la diversidad de su dieta en Euphausiidae, "camaroncito rojo"; también "*Pleuroncodes monodon* y Zoeas" en condiciones frías. Entendiendo que la anchoveta *E. ringens* no es una presa en abundancia, debido a que los Euphausiidae se encontraban más al norte-centro de Perú, a diferencia del sur, que era con más diversidad. En relación a talla, los peces < 21 cm de longitud total (LT), su dieta se basaba en Copépoda, la proporción de Euphausiidae fue incrementándose con la talla hasta llegar a los 50 cm de LT, a diferencia de los que tenían 51 cm de LT, incrementó el consumo de peces mesopelágicos, otros Teleosteii y Mollusca, por lo tanto "el jurel es una especie altamente plástica en su dinámica de alimentación, adaptando su régimen predatorio para hacer frente a los cambios ambientales espacio-temporales que impactan la disponibilidad y composición de las presas, siendo capaz de modificar la amplitud de su hábitat" [94].

1.1.5. Ciclo Biológico de *Anisakis* sp. y otros Anisákidos

Los adultos de anisákidos como "*Anisakis, Pseudoterranova* y *Contracaecum"* logran desarrollarse en mamíferos marinos; también en aves piscívoras (*Contracaecum)*; y a nivel intestinal de los peces ictiófagos se desarrolla *Hysterothylacium*. Además se tienen en consideración el hospedero definitivo, dos hospederos sucesivos: crustáceos y peces encontrándose larvas del tercer estadio (L3); a diferencia del hombre que viene hacer un hospedero accidental, siendo las larvas infectantes la L3 y L4, midiendo "entre 20 y 40 mm de largo y con un diámetro de 0.3 a 1.2 mm" [90].

El ciclo vital de *Anisakis* spp. es similar al de otros anisákidos, encontrándose que los cetáceos son el hospedero definitivo albergando el estadio adulto del parásito en el

estómago; siendo el ciclo de *A. simplex* (s.s.) el más conocido, el cual se explica a continuación [90]:

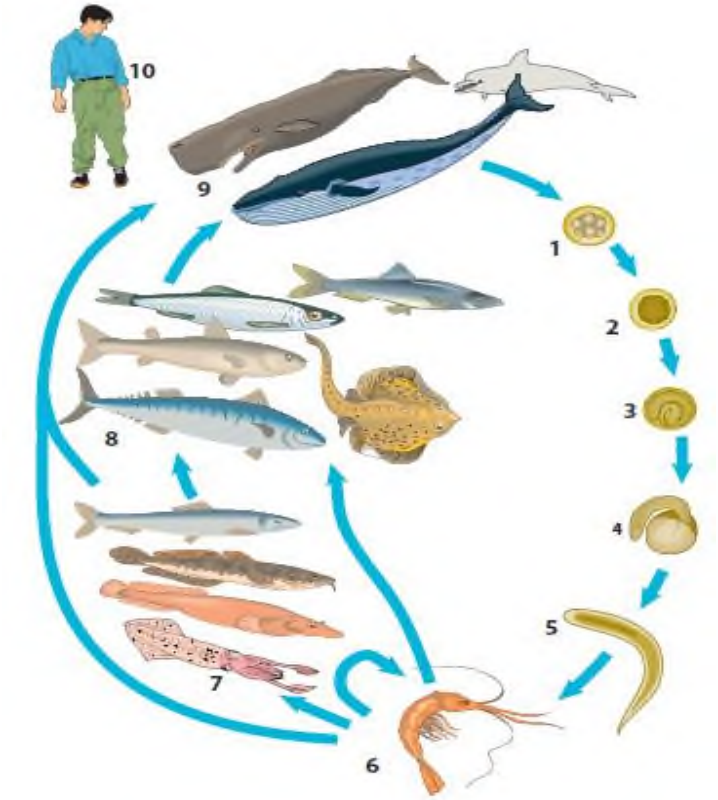


Figura 1. Ciclo vital hipotético de *Anisakis simplex* (s.l.) en el Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt. "**1-5)** Los huevos del parásito son eliminados con las heces del hospedero definitivo los cuales desarrollan sucesivamente una larva del primero, segundo y tercer estadio (L3) en el agua. La L3 eclosiona del huevo con doble cutícula y es de carácter pelágico. **6)** La L3 infecta a crustáceos eufáusidos que participan como hospedero intermediario, en los cuales se libera de su cutícula más externa, localizándose en el hemocele. **7-8)** Los crustáceos pueden infectar a otros crustáceos, cefalópodos, peces e incluso al hospedero definitivo. **9)** El hospedero definitivo está representado por especies de cetáceos, entre ballenas, delfines y cachalotes. En el estómago del hospedero definitivo las L3 desarrollan a larvas del cuarto estadio (L4) y finalmente hasta el estado de adulto. **10)** Los humanos se

infectan al consumir crustáceos, moluscos o peces crudos (cebiche, sushi, sashimi), la infección afecta principalmente el tracto digestivo y las L3 pueden mudar a L4.

Imagen tomada de Apt!" [90]

1.1.6. Ciclo Biológico de *Adenocephalus pacificus* y otros difilobotridos.

Adenocephalus pacificus presenta un ciclo vital marino, cuyos hospederos definitivos son mamíferos marinos de la familia Otariidae, encontrándose en las costas de Perú y Chile. El ciclo biológico inicia cuando "el huevo desarrolla en el agua de mar un coracidio; los copépodos que participan como primer hospedero intermediario; en el Perú se registran alrededor de 18 especies de peces que participan como segundo hospedero intermediario o paraténico, algunos de éstos también se encuentran en la costa de Chile, tales como congrio dorado, *Genypterus blacodes*; merluza, *Merluccius gayi*; reineta, *Sciaena deliciosa*; jurel, *Trachurus murphyi*; lisa, *Mugil cephalus*; pejerrey marino, *Odonthestes regia* entre otros; en estos hospederos se encuentran los plerocercoides de este cestodo que se encuentran encapsulados formando nódulos blancos de 2 mm de diámetro, en la pared del estómago, hígado y peritoneo de los peces; las larvas plerocercoides son alargadas y miden hasta 25 mm, presentan dos botrios que sobresalen en el extremo anterior y al parecer en peces planctófagos (posibles hospederos intermediarios) se localizan en la musculatura y en los peces ictiófagos (hospederos paraténicos) se sitúan preferentemente a nivel visceral y peritoneo; la identificación taxonómica de los plerocercoides se ha confirmado mediante infecciones experimentales en perros domésticos; finalmente el hospedero definitivo se infecta al consumir los plerocercoides existentes en la carne del pescado, desarrollando el estado adulto en alrededor de 30 días, siendo el periodo prepatente de 20 a 30 días llegando habitualmente a medir entre 0.30 y 2 metros" [90].

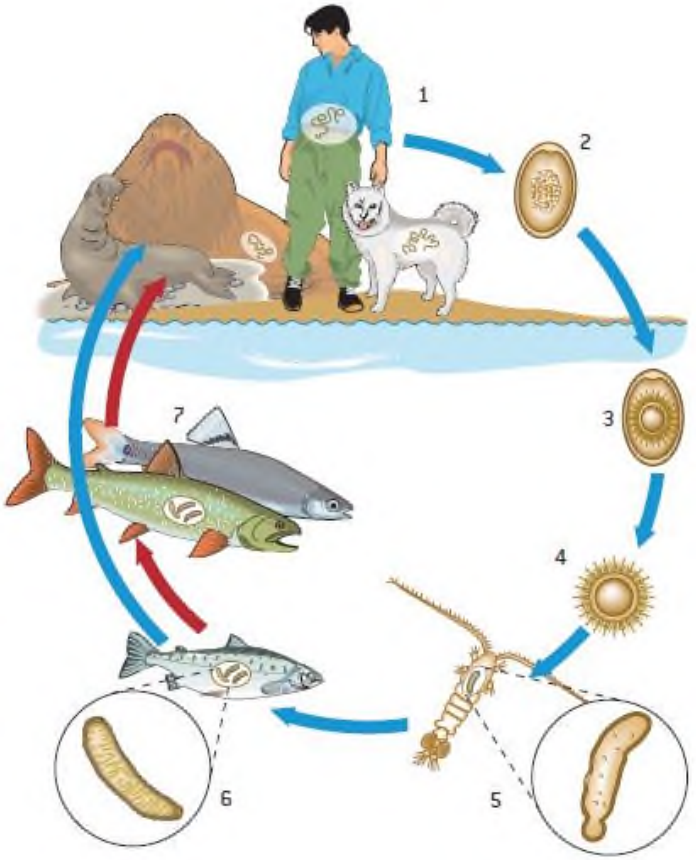


Figura 2. Ciclo vital de *Adenocephalus pacificus*. "**1-2:** Los huevos del parásito son diseminados principalmente por el hospedero definitivo, representado por mamíferos marinos, en el Perú, principalmente otáridos. **3-4:** Los huevos se desarrollan en agua de mar, dando origen a un coracidio que eclosiona. **5:** El coracidio es infectante para el primer hospedero intermediario (copépodo) y donde el parásito desarrolla el estado de procercoide. **6:** Los copépodos infectan al segundo hospedero intermediario (peces planctófagos), donde desarrollan el estado de plerocercoide infectante para el hospedero definitivo. **7:** Los peces intermediarios pueden transmitir la infección por plerocercoides a peces piscívoros que participan como hospedero paraténico, que también transmiten la infección al hospedero definitivo. Éste puede infectarse al consumir peces que cumplen el papel de hospedero intermediario o paraténico". Imagen tomada de Apt [90]

1.1.7. Patogenia y lesiones por Anisákidos y Difilobotridos

La helmintiasis, “hace que el parásito tiene estrategias de supervivencia mediante mecanismos de evasión de la respuesta inmune; en la anisakidiasis la infección es transitoria y el parásito no está adaptado para vivir en humanos; como en otras infecciones por helmintos, los cambios patológicos en el tracto gastrointestinal corresponden a la acción directa del parásito durante su invasión tisular y a la interacción de los productos excretados o secretados, o bien liberados por la destrucción del parásito y el sistema inmune del hospedero; se distinguen cuatro formas de presentación para la anisakidiasis: gástrica, intestinal, extragastrointestinal y alérgica” [90].

La forma gástrica tiende a ser aguda o crónica, el cual inicia cuando la L3 adherida en la mucosa gástrica logra penetrar a la pared del estómago a través de enzimas, ocasionando sangramiento, petequias, hiperemia, edema y erosión, dependiendo del tiempo desde que se dio la infección y de la respuesta del hospedero. Este tipo de presentación consta de cuatro fases: La fase de flegmón, debido a una reinfección y es parecido a la forma aguda en donde la larva sesta viva y bien conservada. La fase de absceso, se caracteriza por presentar un incremento celular envolviendo al parásito. La fase de absceso-granuloma se refiere cuando “el absceso se reduce hacia los seis meses”; la larva degradad se sitúa en el centro del absceso pequeño. La fase de granuloma, es cuando la infección parasitaria esta avanzada en un cuadro crónico, en esta etapa no hay vestigios de larvas, o si los hay estos están rodeados por tejido granulomatoso [90].

La forma intestinal la estructura de elección es el íleon terminal, sin embargo se pueden localizar en el “duodeno, yeyuno y colon “. Su forma de presentación es esporádica; y en

la fase aguda, se caracteriza por presentar flegmón en el íleon terminal e inflamación manifestados con un edema severo provocando obstrucción y dilatación proximal. Con respecto a la fase crónica existen granulomas que inducen al "engrosamiento de la pared intestinal" [90].

En la forma ectópica o extragastrointestinal, se debe a que las larvas atraviesan la pared gastrointestinal, y se pueden alojarse en otras estructuras de la cavidad abdominal y órganos como "hígado, pulmones, páncreas, ovario, cuello uterino"; las larvas, desde el estómago, ascienden desde el esófago y nasofaringe hasta ser expulsados por la boca [90].

En la forma alérgica, los antígenos de la larva ocasionan una reacción alérgica inducida por IgE, por lo que el procesamiento de congelación o cocción de los pescados pueden inactivar o eliminar las larvas, sin embargo hay antígenos termoestables permaneciéndose en el alimento con lo cual desencadenaría reacciones alérgicas post ingestión. En España, desde 1995, "se han reportado más de 150 casos de alergia causado por antígenos de *A. simplex"* [90].

La infección humana esta reportada por presentar una perforación u obstrucción intestinal, el helminto alojado el intestino delgado, en particular a nivel del íleon y con menor ocasión en el yeyuno, la sintomatología depende de la mala absorción de nutrientes provocado por el parásito [90].

La anemia megaloblástica en humanos por parásitos es causada por *Dibothriocephalus latus* (syn. *Diphyllobothrium latum*) debido a que el parasito sustrae vitamina B12 a través

de su tegumento el cual compite con sus receptores del hospedero a nivel de la mucosa intestinal. Con respecto a la fase adulto de *D. latus* provoca una disrupción entre la vitamina B12 y el factor intrínseco, generando un cuadro anémico el cual puede comprometer al sistema nervioso central y periférico debido a la desmielinización [90].

En Perú y Chile se describieron casos de infección por *Adenocephalus pacificus* los cuales presentaron "dolor abdominal, epigástrico o periumbilical de tipo cólico, náuseas, vómito, molestias abdominales de tipo retortijón, diarrea de curso corto y de intensidad variable, constipación, pérdida de peso e irritabilidad, en la mayoría de los casos un signo frecuente es la eliminación espontánea de trozos de estróbilo con las heces"[90].

1.1.8. Epidemiología de la infección por Anisakidos y Difilobotridos

Las larvas L3 de *Pseudoterranova* spp. y *Anisakis* spp. están distribuidas a nivel mundial en varias especies de pescados, motivo por el cual, en humanos, la infección se debe al consumo de pescado crudo como "cebiche, sushi, sashimi", ahumado o mal cocido sin previa congelación [90].

Países como Japón, reportaron un 97% de 31 575 casos de anisakidiasis; en Japón, se estimó dos mil casos por año de anisakidiasis y en Europa se registraron en el año 2000 alrededor de 500 casos, provenientes de Holanda, Francia, Alemania y España. En Europa la infección intestinal es con mayor frecuencia que la estomacal; sin embargo en Japón se registraron "27 628 casos de anisakidiasis/seudoterranoviasis estomacal de 30 689 casos de anisakidiasis". En América los países de México, Canadá, EUA, Brasil, Venezuela,

Chile y Perú; los casos de infección por anisakidiasis correspondieron a seudoterranoviasis, debido a la "diversidad epidemiológicas o métodos utilizados en el diagnóstico, así como a diferencias en la distribución geográfica de la diversidad de especies y su comportamiento en el hospedero" [90].

El impacto generado por anisákidos exige una prevención adecuada siendo clave "la detección y remoción de nematodos anisákidos" el cual genera un gasto de 50 millones de dólares, y los costos producción en un 50; "no encontrándose asociación según el sexo del hospedero y anisakidiasis humana". En Chile se observó un predominio infección en varones por Anisakidos seudoterranoviasis humana, asociado a un mayor consumo de peces; en Japón la estación influyo siendo el invierno el que favoreció a la infección por seudoterranoviasis[90].

En el hemisferio norte reportaron como hospederos a mamíferos marinos como la foca *E. jubatus, C. ursinus;* a diferencia del Pacífico Sur fueron "lobo chusco *O. byronia*, el lobo fino austral, *A. australis* y el lobo fino de Juan Fernández, *A. phillipii"*[90].

En el Perú, la infección en humanos llego de 0.02 a 0.09 % de prevalencia focalizados en Arequipa y un 2% al sur del país en zonas urbanas; siendo la causante haber consumido "Jurel, bonito (*Sarda chilensis*) y lisa (*Mugil cephalus*)". Mientras que en la costa de Chile – Valdivia, presentaron en 16 casos, siendo tres casos correspondientes a niños de 3 a 7 años de edad. Según la ubicación corporal del pescado el 1% se encontraron parásitos plerocercoides de *Diphyllobothrium* spp. en la musculatura del congrio (*G. blacodes*) [90].

1.1.9. Diagnóstico, Tratamiento, Prevención y Control de enfermedades parasitarias causadas por Anisákidos y Difilobotridos

1.1.9.1. Diagnóstico

La identificación del parásito se realiza a través de un análisis microscópico o por endoscopia, observando las larvas infectivas de L3 o L4 que pueden ser expulsadas por el ano o boca de la persona. Sin embargo hay que tener en consideración que "el análisis morfológico de las larvas mencionadas no permite diferenciar las distintas especies de *Anisakis* y *Pseudoterranova*, por ello es necesario análisis moleculares mediante PCR múltiple; y la diferenciación entre larvas de *Anisakis* y *Pseudoterranova* se sustenta en la presencia (*Pseudoterranova* spp.) o ausencia (*Anisakis* spp.) de ciego intestinal. Hallazgos radiológicos permiten detectar engrosamiento de la pared del tracto digestivo, estrechamiento luminal y obstrucción de áreas afectadas a causa de anisakiasis" [90].

Después de un mes de la presentación de la infección producida por *A. simplex* aumenta la producción de concentraciones de Anticuerpos (E, G y A), mientras que los niveles de anticuerpo M son elevados dentro de las 24 horas y luego disminuyen posterior a los seis meses. Las técnicas para el diagnóstico de anisakiasis se empelan la pruebas serológicas como "aglutinación en látex, fijación del complemento, inmunofluorescencia indirecta, ELISA; empleando antígenos sin fraccionar o parcialmente purificados". Sin embargo, existen la posibilidad de observar reacciones cruzadas entre *Ascaris lumbricoides* y *Toxocara canis* y otros helmintos o patógenos, interfiriendo en el diagnóstico [90].

1.1.9.2. Tratamiento

Se realiza a través del uso del fibrogastroscopio en su fase aguda o por resección quirúrgica, en especial en las formas intestinales. En algunos casos se han aplicado fármacos de albendazol e ivermectina (estudios *in vitro*) con la finalidad de expulsar larvas adicionales que podrían permanecer en el tracto digestivo[90].

Otros estudios señalan el praziquantel como tratamiento el cual mostró una eficacia del 98 al 100%; a una dosis de 25 mg por kilogramo de peso en niños y de 600 a 800 mg en adultos, siendo su mecanismo de acción el cual "el fármaco interfiere los canales del calcio y causa su liberación a partir de las reservas endógenas, llevando a una contracción masiva del gusano, lo que provoca su expulsión del intestino. También es posible usar la niclosamida, otro fármaco cuya dosis en niños es de 1 000 a 1 500 mg repartidos en dos administraciones, con intervalo de 1 hora, en adultos la dosis alcanza los 2 000 mg, es efectivo en 80-95% de los casos, inhibe la fosforilación oxidativa, disminuyendo el ingreso de oxígeno y glucosa a las células; este fármaco provoca alteraciones del tegumento que posibilitan la acción enzimática del hospedero a nivel intestinal, lo que contribuye a dañar y alterar al verme, lo cual posteriormente puede dificultar la búsqueda del escólex, necesaria para verificar la cura parasitológica" [90].

1.1.9.3. Prevención y Control

La educación sanitaria de la población es esencial para crear conciencia sobre el adecuado tratamiento de la carne de pescado para evitar la adquisición de anisakiasis y otras parasitosis por consumo, en especial de pescado fresco que se expende en los mercados sin previa congelación e inspección sanitaria. La carne de

pescado debe ser tratada a temperaturas sobre 65°C por un mínimo de 10 minutos y en microondas sobre 77°C para matar las larvas de anisákidos, lo cual también se logra congelando la carne a - 20°C por 7 días o a - 35°C por 15 horas; el consumo de carne cruda o ahumada requiere de su congelación previa [90].

La educación sanitaria es básica para prevenir y controlar la difilobotriasis y debe estar dirigida a crear conciencia en la población en cuanto a la necesidad de inactivar los plerocercoides en la carne de pescado mediante adecuada cocción, sobre 56°C al menos por cinco minutos, o congelamiento a –10°C por 72 horas. El uso de jugo de limón no mata inmediatamente las larvas del parásito, las cuales pueden sobrevivir en el jugo de cebiche hasta por 28 horas, conservando su capacidad infectante sólo hasta por 2 horas en el caso de *D. pacificum*. La educación sanitaria también debe apuntar a crear conciencia sobre la importancia de evitar dar pescado crudo o sus vísceras a los animales domésticos, ya que perros y gatos son susceptibles a la infección y contribuyen a su diseminación, particularmente el perro doméstico. De la misma manera, los pescadores deportivos o artesanales deben evitar la diseminación de vísceras en los ecosistemas acuáticos, ya que contribuyen a que se infecten animales silvestres como gaviotas en el caso de *D. dendriticus*, o lobos marinos en el caso de *D. pacificum*, pues son estos hospederos los que mantienen principalmente las infecciones en los ecosistemas. El mejoramiento de las condiciones de saneamiento básico, en especial la disposición sanitaria de heces, es fundamental en el control de la difilobotriasis. El vaciamiento directo de aguas servidas directo a ríos o lagos, o indirecto a través de redes de alcantarillado, facilita la diseminación de los huevos en los ecosistemas

acuáticos. La defecación a campo abierto en zonas rurales o los excrementos de perros que quedan en el suelo pueden ser diseminados por efecto de las lluvias y ser arrastrados a los cursos de agua. El tratamiento de aguas servidas mediante plantas de purificación química o biológica contribuye a disminuir la contaminación de los cuerpos de agua con los huevos del parásito. El tratamiento oportuno con los medicamentos adecuados de las personas y animales domésticos infectados es fundamental para evitar la propagación de huevos [90].

CAPITULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 MATERIALES

3.1.1. Material biológico

- Individuos de *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA, Santa Rosa, Lambayeque, Perú.

3.1.2. Material y equipo de laboratorio

- Agua destilada
- Piseta
- Pinzas
- Placas Petri
- Láminas portaobjetos y cubreobjetos
- Estereoscopio
- Guardapolvo, guantes, mascarillas
- Bolsas para desecho.
- Alcohol al 70%

3.1.3. Material de campo

- Guantes
- Cámara fotográfica
- Frascos para muestras
- Pinzas

3.2. DISEÑO METODOLOGICO

3.2.1. Ubicación geográfica

El trabajo de investigación se realizó tomando muestras de peces del Terminal Pesquero ECOMPHISA ubicado en el distrito de Santa Rosa, perteneciente a la provincia de Chiclayo, departamento de Lambayeque, durante los meses de julio de 2021 a marzo de 2022. El clima del distrito de Santa Rosa presenta escasas precipitaciones, por ello el clima de la zona se puede clasificar como Desértico subtropical Árido, influenciado directamente por la corriente marina fría de Humboldt, que actúa como elemento regulador de los fenómenos meteorológicos. La temperatura en verano fluctúa entre 25.59 º C (Dic) y 28. 27 ºC. (Feb), siendo la temperatura máxima anual de 28.27 º C, la temperatura mínima anual de 15.37ºC, en el mes de Setiembre y con una temperatura media anual de 21ºC. Presenta una Humedad Relativa promedio anual de 80% [95].

3.2.2. Metodología

Se trabajó con 142 peces *Trachurus murphyi* adquiridos en el Terminal Pesquero ECOMPHISA, Santa Rosa, Lambayeque. Se consultaron los nombres de los puertos de pesca de donde procedían los peces. Luego de su colecta, los peces fueron transportados al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG) donde fueron pesados, medidos y se observaron las gónadas para la identificación sexual de los peces analizados. Los peces fueron diseccionados en búsqueda de Anisakidos y Diphilobotridos para colectarlos en viales individuales para cada espécimen de *Trachurus murphyi*, anotando el número de parásitos por especie encontrada.

3.2.2.1. Muestra

Para determinar el tamaño de muestra se tomó como referencia a Serrano *et al.* [39] quienes realizaron su investigación en el 2017 en peces colectados en los terminales pesqueros de Chorrillos y Villa María del Triunfo en los cuales encontraron una prevalencia del 10 % para *Anisakis simplex* reportado como parásito zoonótico para *T. murphyi*.

Se utilizó la fórmula para poblaciones infinitas con una 95% de confiabilidad y un margen de error del 5%; obteniendo un total de 138.3 peces, muestreando al final 142 peces.

3.2.2.2. Muestreo

Se realizaron dos muestreos en el terminal pesquero ECOMPHISA del distrito de Santa Rosa, provincia de Lambayeque, del departamento de Lambayeque. A la llegada al terminal y con el apoyo de un colaborador me oriento a los diferentes carros de embarque según la procedencia de los puertos, de acuerdo al día de compra se agruparon en pescados provenientes de Paita (Piura), Ecuador, Chile, Ilo (Moquegua), Matarani (Arequipa), y Chimbote. La recolección de los peces *T. murphyi* fue al azar. El primer muestreo se realizó entre julio y agosto del 2021 donde se recolectaron 21 pescados y el segundo muestreo se realizó entre enero y marzo del 2022 donde se recolectaron 121 pescados. Se colocaron las muestras en bolsas independientes para ser selladas y colocadas en los depósitos aislantes de calor con geles de frío para su transporte al laboratorio para ser analizados.

3.2.3. Procesamiento y análisis de la muestra

3.2.3.1. Procesamiento de los peces

Una vez adquiridos los diferentes lotes de "jureles" en el terminal pesquero ECOMPHISA, estos fueron transportados al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y para corroborar y tener unas mejores tomas fotográficas de los parásitos encontrados, fuimos también al laboratorio de Pesquería de la facultad de Biología de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG). Los peces fueron pesados y medidos en el laboratorio antes de su disección. La medida de las dimensiones de los peces fue obtenida con ayuda de una regla, para dicho valor se tomó en cuenta el largo con aleta caudal incluida (L = Longitud Total). Con ayuda de una balanza se midió el peso de cada individuo (P). Luego se procedió a buscar parásitos en el exterior del pez como la piel, agallas y aletas. Además, se determinó el sexo de los peces de acuerdo a las características internas y externas de las gónadas según Sánchez et al. [96]. La identificación de los peces fue corroborada de acuerdo a la Clave Taxonómica, en este caso el jurel pertenece a la familia Trichiuridae para la identificación de peces marinos del Perú dada por Chirichigno [97].

Se realizó la necropsia de los peces separando todo el tracto digestivo completo, vejiga natatoria, peritoneo (parietal y visceral) y musculatura en búsqueda de larvas enquistadas de helmintos, posteriormente los órganos internos fueron separados en placas Petri y laminillas para su clarificación en solución con alcohol-fenol. El estómago se colocó en solución salina para examinar su superficie externa, así como su contenido con ayuda del estereoscopio, teniendo en consideración la metodología de Serrano et al.[39]

3.2.3.2. Colecta y fijación de los parásitos

Las larvas de helmintos fueron colectadas con ayuda de estiletes y pinzas, para los anisákidos se buscaron larvas enroscadas en forma de tirabuzón de unos 0.5cm de longitud cubiertas con una capa hialina. Se examinaron todos los órganos del pez en busca de plerocercoides de difilobotridos, en forma de larvas blanquecinas sólidas de unos 0.5cm encapsuladas en una cubertura hialina, posteriormente fueron colocadas en placas de Petri con solución salina y luego fueron desenquistadas con ayuda de estiletes con mucho cuidado para no dañar las estructuras diagnósticas de los vermes y finalmente fijadas en alcohol al 70 % en viales correctamente rotulados tal como lo señala Serrano et al. [39].

Los nemátodos encontrados fueron colocados en alcohol 70°, previa agitación, para evitar el enrollamiento que dificultaría su clasificación y matándolos con alcohol caliente. Los cestodos fueron colectados y mantenidos en solución salina, para luego ser prensados entre dos láminas portaobjetos y sujetados firmemente con pabilo a fin de asegurar su adecuada fijación. Posteriormente fueron sumergidos en formol 10% por 24 horas, para luego proceder a prepararlos a fin de asegurar un adecuado proceso previo a su coloración de ser necesaria, como lo describe en su metodología Serrano et al.[39]

3.2.3.3. Identificación de los parásitos

Los anisákidos y difilobotridos hallados en los peces examinados fueron evaluados al estereoscopio, tomando de guía para su identificación las fotografías de Serrano et al [39] mientras que para la descripción de *Anisakis* sp. se tomó como referencia a Quiroz,[38]

y finalmente para la tipificación de *Adenocephalus pacificus* se consultó la guía dada por Hernández et al [13].

3.2.3.4. Colecta de datos

La colecta de datos de los peces se realizó mediante el uso de una tabla, la cual fue llenada durante el estudio interno y externo de los peces. La tabla contiene los siguientes datos: sexo, talla, peso, localización del parásito en el pez, número de parásitos colectados por especie parasitaria, puerto de procedencia del pez y fecha de colecta.

3.2.3.5. Análisis ecológico

Para el análisis cualitativo de la población parasitaria se determinaron las frecuencias y porcentajes (P). Para el análisis cuantitativo, se determinó los valores de intensidad media de infección (IM) y abundancia media (AM) según Bush et al. [98].

La presencia (P). Se expresó en porcentaje, sirve para determinar la proporción de hospederos con uno o más individuos parásitos de una especie en particular dentro del total de individuos examinados.

$$P = \frac{(\text{Número total de peces parasitados})}{\text{Número de peces examinados}} \times 100\%$$

Intensidad media (IM). Permite calcular el número promedio de una especie particular de parásito entre los miembros infectados de una especie particular de hospedador.

$$IM = \frac{\text{Número total de parásitos de una especie particular}}{\text{Número de hospedadores infectados con aquel parasito}}$$

Abundancia media (AM). Número total de individuos de una especie de parásito en una muestra de hospederos dividido por el número total de hospederos en una muestra.

$$A = \frac{\text{Número total de parásitos de una especie}}{\text{Número de hospedadores examinados}}$$

3.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

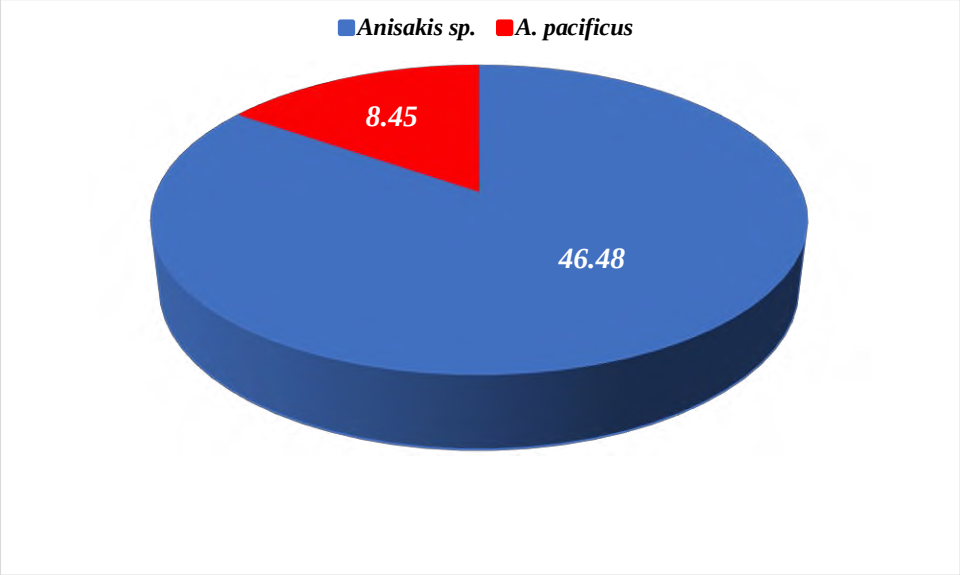
El estudio se realizó un análisis de tipo descriptivo. En cuanto a las variables, se calcularon la media (medida de tendencia central) y la desviación estándar (medida de dispersión) para las variables cuantitativas, y las frecuencias y porcentajes para las variables cualitativas.

El procesamiento de los datos fue realizado usando el paquete de software estadístico SPSS versión 22 (Anexo 3). Para obtener la asociación de las variables cualitativas, se empleó la prueba estadística de Chi Cuadrado y para obtener la significancia de las variables cuantitativas se usó análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Duncan para analizar las diferencias en la intensidad media (IM) entre las 6 poblaciones de los puertos marítimos. Para hallar la probabilidad de riesgo de asociación de dos variables se usó el odds ratio (OR) para todas las variables e intervalos de confianza de 95%.

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSION

Figura 3. Distribución porcentual de especies parasitarias presentes en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque Perú.



En la figura 3 se muestra la distribución de especies parasitarias en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque Perú, identificándolos como *Anisakis* sp (46.48%) de la familia Anisakidos y *Adenocephalus pacificus* de la familia Difilobotridos (8.45%). Resultados similares a los reportados por Serrano et al.[39] en donde se encontró una prevalencia similar (P=10%) para *Anisakis simplex* en *Trachurus murphyi*, al colectarse muestras de dos terminales pesqueros del sur de Lima, entre enero y marzo del 2014. Mientras que para *Adenocephalus pacificus* Londoñe et al.[104] muestrearon 28 especies de pescados durante los años 2016 y 2017 analizando un total de 12 017 especímenes, él mismo que determinó la presencia de larvas plerocercoides de *Adenocephalus pacificus* a partir de anchoveta (*Engraulis ringens*), lorna (*Sciaena deliciosa*), lisa (*Mugil cephalus*), caballa (*Scomber japonicus*), cabrilla (*Paralabrax humeralis*) y cabinza (*Isacia conceptionis*) con una prevalencia de 0.55, 24.96, 0.56, 1.79, 1.53 y 3.94%, respectivamente, siendo estos resultados

similares a los encontrados en el presente estudio. Los mismos que se deben a que *Anisakis* sp. al estar presente en su mayoría, en las vísceras del pescado, llegan a parar fácilmente a los mares, en donde el ciclo evolutivo de este parásito encuentra las condiciones medioambientales adecuadas para su desarrollo. Cabe recalcar que estos parásitos representan un riesgo en salud pública (Anisakidosis y difilobotriasis), por lo cual se debería declarar no sólo de interés del poblador lambayecano sino de los peruanos en general.

Tabla 01. Presencia, Amplitud de intensidad (AI), Intensidad media (IM) y Abundancia media (AM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque Perú 2019.

Especie parasitaria	Nro. Peces	Presencia (%)					IM			AM	
		F	%	$IC_{95\%}$	Valor	p	AI	X	Valor p		
Anisakis sp.	142	66	46.48	38.28-54.68	1.46 E-31**		1-125	10.53	0.008**	4.89	
A. pacificus		12	8.45	3.88-13.02			1-5	2.58		0.22	
Total	142	78	54.93	46.75-63.11				--	--	--	--

**p≤0.01 (altamente significativo), prueba Chi Cuadrado, ANOVA
f=frecuencia, $IC_{95\%}$= Intervalo de confianza al 95%.

En nuestro estudio, del total de peces examinados (n= 142) 78 estuvieron parasitados, 66 de los cuales estuvieron parasitados por *Anisakis* sp. y 12 por *Adenocephalus pacificus*, ningún pez presentó infección por ambos parásitos. Las prevalencias de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* hallados en este estudio fueron de 46.48% y 8.45% respectivamente. La prevalencia de *Anisakis* sp. fue significativamente superior (p≤0.01) a la prevalencia de *Adenocephalus pacificus* en los peces examinados. En cuanto a la cantidad de parásitos hallados, la amplitud de intensidad (AI) o rango de parásitos hallados fueron de 1-125 para *Anisakis* sp. y de 1-5 para

Adenocephalus pacificus. En el total de los peces examinados, se hallaron 695 individuos de *Anisakis* sp. y 31 de *Adenocephalus pacificus.* La intensidad media (IM) fue significativamente mayor en los peces parasitados por *Anisakis* sp. (IM=10.53) en comparación con la IM hallada para *A. pacificus* (IM= 2.58) (Tabla 01).

Comparando nuestros resultados con otros estudios realizados en el país, en uno se halló una prevalencia similar (P=10%) para *Anisakis simplex* en *Trachurus murphyi*, al colectarse muestras de dos terminales pesqueros del sur de Lima, entre enero y marzo del 2014. En el mismo estudio, *Adenocephalus pacificus* no estuvo presente en los especímenes de *Trachurus murphyi* colectados en dicho estudio, pero si en otras especies de peces comerciales examinadas como bonito *(Sarda chilensis)* y perico (*Coryphaena hippurus*) con una prevalencia de 20% y 3.3% respectivamente [39]. En otro estudio se colectó *Trachurus murphyi* en Lima entre los años (2012-2014) y hallaron larvas de *Anisakis pegreffii* (identificada gracias a análisis moleculares) en una mayor prevalencia (64.76 %) a los hallados en nuestro estudio, sin embargo, la IM y AM fueron mucho menores (4.77 y 3.1 respectivamente) a lo observado en los peces colectados en nuestro estudio, esta diferencia en la IM y AM podría estar relacionada al tamaño de los peces colectados, pues los peces analizados medían 34.83 cm y pesaban 325.78 g en promedio, tamaño y peso mucho menor a los peces examinados en este estudio [102].

La prevalencia para *Adenocephalus pacificus* hallada en el presente estudio fue de 8.45% (n= 12). Mondragón [103] obtuvo una prevalencia de 16.6% (1/6) al analizar 6 especímenes *Trachurus symmetricus murphyi* (syn. *T. murphyi*) de los puertos de Pimentel, Chimbote, Callao, Pucusana, Villa María del Triunfo y Pisco, donde solo en este último puerto reportó la presencia de estos parásitos, este resultado podría ser debido a la baja cantidad de muestras analizadas.

Además, al sur de Chile, en el puerto de Talcahuano, se halló una prevalencia para parásitos Pseudophyllidea de 3.3 % [24], una prevalencia similar a la hallada en nuestro estudio. Cabe destacar que los Pseudophyllidea hallados en el estudio mencionado probablemente sean individuos de *Adenocephalus pacificus* que no fueron analizados morfológica ni molecularmente para obtener una identificación acertada.

Por otro lado, en cuanto a la identificación taxonómica de los parásitos hallados en nuestro estudio, denominamos *Anisakis* sp. a los nematodos hallados en los especímenes de *Trachurus murphyi*, debido a que no se pudo realizar la determinación de la especie que habíamos encontrado, por ello, basados en nuestros análisis morfológicos solo se pudo identificar el género, pues para poder identificar la especie de *Anisakis*, debido a ausencia de estadios adultos, pues solo contábamos con estadios larvales L3, y gracias a diversidad y plasticidad morfológica de varias especies cripticas que son morfológicamente similares, se hacía necesario realizar análisis moleculares de las muestras, a los que no teníamos acceso. Sin embargo, es muy probable que la especie hallada se trate de *A. simplex* sensu lato (sl) la cual conforma un complejo de especies acostumbradas a convivir en simpatría en el océano Pacifico Suroriental [106].

En cuanto a la identificación taxonómica del cestodo *Adenocephalus pacificus*, antes denominado *Diphyllobothrium pacificum*, cambio que ocurrió debido a los diversos estudios realizados por Hernández-Orts et al. [13] y que llevaron a que este helminto sea transferido al género *Adenocephalus* a partir de evidencia morfológica y molecular. Esta especie es hasta el momento, la única especie de difilobótrido hallado en peces marinos en el Perú, aunque *Diphyllobothrium sprakerii* también ha sido identificado en *Otaria byronia* (=*Otaria*

flavescens), mamífero marino cuyo rango de distribución incluye al Perú y ha sido hallado como hospedero definitivo de ambas especies de difilobótridos mencionados [107], aún no se ha reportado *D. sprakerii* en peces marinos colectados en nuestro país. En el presente estudio, el parásito *Adenocephalus pacificus* ha sido identificado a nivel de especie basado en nuestros análisis morfológicos, pero sería recomendable realizar análisis moleculares confirmatorios para corroborar si estamos frente a esta especie en cuestión.

Tabla 02. Presencia de Anisakidos y difilobotridos según valores biométricos (peso y talla) en peces *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 20219.

Valores Biométricos	*Trachurus murphyi*						Valor p
	Anisakis sp.			*Adenocephalus pacificus*			
	Cantidad de Peces	X	DS	Cantidad de Peces	X	DS	
Peso (kg)	66	0.60	0.35	12	0.68	0.17	0.69
Talla (cm)		43.22	3.32		42.08	3.30	0.07

El peso promedio de los peces infectados en este estudio fue de 0.6 Kg para *Anisakis* sp. y 0.68 Kg para *A. pacificus*, mientras que la talla promedio fue de 43.22 cm para *Anisakis* sp. y 42.08 cm para *A. pacificus*. Los pesos y tallas promedio de los peces parasitados no difirieron significativamente entre las especies parasitarias, pero hubo una ligera superioridad en la talla promedio de los peces parasitados por *Anisakis* sp. con respecto a los peces parasitados con *A. pacificus* (Tabla 02).

En cuanto a los peces teleósteos que cumplen el rol de hospederos paraténicos de *Anisakis* sp., se sabe que a mayor talla suelen albergar un mayor número de parásitos (mayor intensidad parasitaria), esto gracias a que a lo largo de su tiempo de vida se han alimentado de una mayor cantidad de crustáceos, moluscos y peces que actúan como hospederos intermediarios o paraténicos, y algunos parásitos, como los anisákidos, tienen la capacidad de reencapsularse en el nuevo hospedero [108], aumentando así la cantidad de parásitos en los peces de mayor tamaño. A esto hay que añadir que los individuos de *T. murphyi* menores (<21 cm) tienen una dieta constituida por copépodos, a lo largo de su desarrollo ontogenético, al incrementarse tanto la edad como la talla, su dieta varia y esta principalmente compuesta por eufáusidos y otros crustáceos (<42 cm) y conforme aumenta de tamaño esta preferencia disminuye para volverse principalmente consumidores de peces, de esta manera, la carga parasitaria de *T. murphyi* aumenta con el tamaño y la edad, y con el tiempo, en relación directa con el tipo de dieta, puede cambiar la estructura de la infracomunidad parasitaria, siendo además posible que aumente la diversidad parasitaria transmitidos vía trófica, como larvas L3 de anisákidos y larvas plerocercoides de difilobotridos, en relación directa con la diversidad de ítems que sean parte de su dieta [109]. Este mismo fenómeno a veces denominado de reclutamiento o acumulación de parásitos con la edad y tamaño también ocurre en otros depredadores marinos, que terminan actuando como hospederos paraténicos clave en un determinado ecosistema, es el caso del calamar, quien es otro huésped paraténico para *Anisakis* sp [110].

Tabla 03. Presencia de *Anisakis* sp. según la ubicación corporal en *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Ubicación Corporal	Positivos	
	Frecuencia	Presencia (%)
Gónadas	4	6.06
Peritoneo visceral	49	74.24
Epitelio del estómago y Peritoneo Visceral	8	12.12
Gónadas, Epitelio del estómago y Peritoneo Visceral	1	1.52
Gónadas, Epitelio del estómago, Peritoneo Visceral y Epitelio intestinal	1	1.52
Gónadas y Peritoneo Visceral	2	3.03
Peritoneo Parietal	1	1.52
Total	66	100

En el presente estudio, las regiones corporales donde se hallaron las larvas de *Anisakis* sp. fueron las siguientes: peritoneo visceral, gónadas, epitelio del estómago y peritoneo parietal. En cuanto a la preferencia de ubicación de *Anisakis* sp. en el cuerpo de los peces infectados, el peritoneo visceral fue la región donde se hallaron la mayoría de los nematodos (74.24 %) en relación con el resto de zonas corporales donde se halló al parasito (Tabla 03). En nuestro estudio no se halló ninguna especie parasitaria en la musculatura del pez a diferencia de otro estudio realizado en la costa norte del Perú, donde se halló una prevalencia de 30% para *A. pegreffii* en la musculatura de *Trachurus murphyi*, sin embargo, la prevalencia evaluada en la musculatura fue mucho menor a la prevalencia evaluada en la cavidad de vísceras (prevalencia=60%), la abundancia media también fue menor en la musculatura que en las vísceras (0.50 y 4.75 respectivamente) [106].

Por otro lado, un hallazgo similar al del presente estudio se encontró al analizar 150 peces comerciales, donde se hallaron larvas dos especies de anisákidos: *A. simplex y A. physeteris*, estas se encontraban ubicadas únicamente en los intestinos y peritoneo visceral, y no se encontró ninguna en la musculatura [39]. Asimismo, Castellanos [111] no halló ninguna larva de anisákidos en musculatura de ocho distintos peces comerciales de Ecuador, entre ellos *Merluccius gayi y Mugil cephalus*, dado que las zonas donde se localizaron dichos helmintos fueron: mesenterio, estómago, intestino e hígado; para comprender mejor los motivos de las diferencias en la distribución corporal de larvas de anisákidos encontradas en diferentes estudios se hace necesario considerar, además de posibles diferencias en la metodología de búsqueda de las larvas, el fenómeno de la migración larval *Intra Vitam* y *Post Mortem*, cuyas características están vinculadas al tipo de metodología de almacenamiento de los recursos hidrobiológicos durante la actividad pesquera y su procesamiento industrial [11].

Tabla 04. Presencia de *Adenocephalus pacificus* según ubicación corporal en *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Ubicación Corporal	Positivos	
	Frecuencia	Porcentaje (%)
Gónadas	1	8.33
Peritoneo visceral	9	75.00
Gónadas y Peritoneo Visceral	2	16.67
Total	12	100

Las regiones corporales donde se encontró a las larvas plerocercoides de *Adenocephalus pacificus* fueron el peritoneo visceral y las gónadas. En cuanto a la preferencia de ubicación de *Adenocephalus pacificus* en el cuerpo de los peces infectados, su presencia en el peritoneo visceral también fue mucho más prevalente (75%) que en el resto de zonas corporales donde se halló al parásito (Tabla 04).

En el presente estudio no se halló ningún individuo de *Adenocephalus pacificus* en la musculatura de los peces. Algo diferente se halló en el estudio de Revenga [60] sobre difilobotridos parásitos de peces del sur de Argentina, donde reportó en la musculatura del pez *Oncorhynchus mykis*, plerocercoides de los difilobótridos *Dibothriocephalus dendriticus* (syn. *Diphyllobothrium dendriticum*) y *D. latus* (syn. *Diphyllobothrium latum*), sin embargo, de todas las zonas corporales examinadas, la musculatura presentó la menor prevalencia, intensidad media y abundancia media, mientras otras regiones corporales como el estómago o las cavidades corporales obtuvieron las mayores prevalencias, así las cavidades corporales obtuvieron una prevalencia de 70.3%, IM de 4.51 y AM de 3.17 para *D. dendriticus* [60], estas diferencias se pueden deber a que mientras nosotros evaluamos difilobotridos de ambientes marinos, este autor trabajo en ambientes dulceacuícolas.

Por otro lado, la presencia de difilobotriasis en la población humana que consume jurel, y otras especies de peces, que actúan como segundo huésped intermediario para *Adenocephalus pacificus*, nos señalan que deben existir otros mecanismos para que las larvas plerocercoides eventualmente alcancen la musculatura del pez, dado que las vísceras no son consumidas por la población humana, en ese sentido, se ha comprobado que las larvas plerocercoides de difilobotridos son capaces de migrar *Post Mortem* desde las vísceras hacia la musculatura, inclusive los plerocercoides de *D. dendriticus*, que normalmente se encuentran encapsulados

en las vísceras, pueden ser encontrados desencapsulados en la musculatura de los peces que actúan como segundos hospederos intermediarios [112].

Tabla 05. Presencia de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* según el sexo en *T. murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Especies parasitarias	N° peces	Sexo de *Trachurus murphyi*						Valor p
		Macho			Hembra			
		Frecuencia	%	$IC_{95\%}$	Frecuencia	%	$IC_{95\%}$	
Anisakis sp	66	36	54.55	43.50-65.60	30	45.45	34.40-56.50	0.06
Adenocephalus pacificus	12	3	25.00	15.39-34.61	9	75.00	65.39-84.61	
Total	78	39	50.00	38.90-61.10	39	50.00	38.90-61.10	

p>0.05 No significativo, Prueba de Chi-cuadrado.
$IC_{95\%}$= Intervalo de confianza al 95%.

De los 142 de peces examinados, el 50% de los peces (n= 71) fueron machos y el otro 50% (n= 71) hembras. De los 78 peces parasitados con alguna especie de parásito, el 50% de los peces parasitados (n=39) fueron machos y el otro 50% (n= 39) hembras, el sexo del pez no se encontró asociado (p>0.05) al porcentaje de peces parasitados (prevalencia) para ambas especies parasitarias evaluadas (Tabla 05). Esta falta de asociación entre estas dos variables, se puede observar en un estudio en el que se evaluaron 100 especímenes de *Sarda chilensis* en Lima, Perú y donde no se halló asociación entre la prevalencia de *Anisakis* sp. y el sexo del pez [113].

Tabla 06. Intensidad media (IM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* según el sexo de *Trachurus murphyi*, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Sexo	*Anisakis* sp.				*A. pacificus*			
	N° peces	IM	Error Estándar	Valor p	N° peces	IM	Error Estándar	Valor p
Macho	36	13.25	4.54	0.31	3	3.00	1.00	0.58
Hembra	30	7.23	3.35		9	2.33	0.58	
Total	66	10.53	2.91		12	2.58	0.48	--

ANOVA, p>0.05 (no significativo)

En el presente estudio, la intensidad media (IM) de los peces parasitados con *Anisakis* sp. o *Adenocephalus pacificus* no difirieron significativamente (p>0.05) según el sexo de peces parasitados (Tabla 06). Nuestros resultados son corroborados con los de Chero [113] al realizar un estudio con especímenes de *Sarda chiliensis* colectados en Lima durante el 2013-2014, tampoco había relación entre el sexo del pez y la abundancia de *Anisakis* sp. en el pez.

Tabla 07. Presencia, amplitud de intensidad (AI), intensidad media (IM) y abundancia media (AM) de *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus*, según la procedencia por puertos marítimos en *Trachurus murphyi* del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Puertos marítimos	*Anisakis sp.*						*Adenocephalus pacificus*					
	f	P (%)	AI	IM X	Valor p	AM	*f*	P (%)	AI	IM X	Valor p	AM
Norte Ecuador	7	4.93	1-38	7.57[b]		0.37	0	--		--		--
Piura – Puerto Paita	5	3.52	1-2	1.40.[b]		0.05	2	1.41	4-5	4.50[a]		0.06
Puerto Chimbote	20	14.08	1-5	1.75[b]		0.25	8	5.63	1-4	2.38[a]		0.13
Arequipa – Puerto Matarani	3	2.11	1	1.00[b]	1.73E-06	0.02	0	--		--	0.122[NS]	
Moquegua – Puerto Ilo	20	14.08	1-11	2.70[b]		0.38	2	1.41	1-2	1.50[a]		0.02
Sur – Chile	11	7.746	2-125	49.36[a]		3.82	0	--		--		--
Total	66	46.48	1-125	10.53		4.89	12	8.45	1-5	2.58		0.22

[NS] No significativo (p>0.05), * Significativo (p<0.05), Prueba de Chi-cuadrado,
a, b, c: p<0.05 son significativas (ANOVA), Prueba Duncan

Al analizar los puertos marítimos de donde provenían los peces examinados, los pescados con mayor presencia de *Anisakis* sp. fueron los provenientes de los puertos de Chimbote e Ilo con 14.08 %. Sin embargo, el mayor número de parásitos por pescado lo presentaron los que procedían del Sur de Chile encontrándose una Intensidad Media (IM) de 49.36, siendo altamente significativo con respecto a los demás puertos; los mismos que mostraron el valor más alto en Abundancia Media (AM) con 3.82 de parásitos con relación al total de los peces examinados (Tabla 07). Resultados similares a los reportado por George-Nascimento y Arancibia[26] hallaron en su estudio realizado en los años 1993-1994 en 7 puertos de Chile y Perú, desde el puerto de Paita en Perú al puerto de Talcahuano en Chile. En el estudio mencionado, se halló *Anisakis simplex* en todos los puertos y, además, este parásito presentó una tendencia en la prevalencia e IM, incrementándose de norte a sur, donde las prevalencias

de norte a sur fueron: Puerto Paita 1.5% (IM=1.2), Callao 2.1% (IM=1.2), Arica 11.3 % (IM=1.2), Iquique 19% (IM=1.7), Antofagasta 25.2% (IM=2.1), Coquimbo 51.7% (IM=2.0) y Talcahuano 83.5% (IM=4.6) para un total de 3034 especímenes de *T. murphyi* examinados.

Esta tendencia de los peces a tener una mayor prevalencia y carga parasitaria de *Anisakis* sp. incrementada de norte a sur se volvió a observar nuevamente en el estudio de Oliva [24] realizado en el puerto de Iquique (más al norte) con respecto al puerto Talcahuano (más al sur) en Chile en 1990, en el puerto de Iquique la prevalencia fue de 2.58% y la AM de 0.032 mientras que en Talcahuano fue de 13.3% y 0.258 [24]. Los resultados de estos estudios corroboran nuestros hallazgos de una IM significativamente mayor en los peces que provenían del Sur de Chile, esto puede deberse a la presencia de las reservas tanto en Perú como en Chile, presentando diferentes hábitos alimenticios y, por ende, diversos grados de depredación de otros huéspedes paraténicos intermediarios (Hospederos de transporte). Además, podría estar relacionado a diferencias en la composición del zooplancton de Perú y de Chile, así como a diferencias de composición de los huéspedes definitivos (mamíferos marinos) tanto en su riqueza como su densidad poblacional[114].

Con respecto a los peces parasitados con *Adenocephalus pacificus* se encontró una presencia mayor en el puerto de Puerto Chimbote en un 5.63%. Sin embargo, el mayor número de parásitos por pescado lo presentaron los que provenían del Puerto de Paita de Piura con una Intensidad Media (IM) de 4.50, valor que no fue estadísticamente significativo en relación a los demás puertos (Tabla 07). Resultados similares a los reportado por Londoñe et al.[104] el cual muestreó pescados en el litoral del Perú durante el periodo marzo de 2016 y octubre de 2017, obteniendo una Intensidad media (IM) y una Abundancia Media (AM) de 2,91 y 0,726 respectivamente, en lorna (*S. deliciosa*).

De esta manera es posible señalar que las diferencias ecosistémicas entre las zonas de muestreo podrían determinar las diferentes características de la infección por metazoarios zoonóticos, pues influenciarían en los diferentes niveles de los ciclos de vida de estos helmintos que dependen de las redes tróficas marinas para su transmisión y capacidad de éxito en la colonización de nuevos hospederos, cuando esto sea necesario o se presente la opción de una infección oportunista.

Tabla 08. Presencia y riesgo de *Anisakis* sp en peces *Trachurus murphyi*, según puertos marítimos, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Puertos marítimos	Total de peces (*T. murphyi*)	*Anisakis sp.*		Valor p	*Odds Ratio*	
		f	%		Valor OR	OR $IC_{95\%}$
Norte Ecuador	10	7	70.00	0.321 NS	2.01	0.49-8.09
Piura – Puerto Paita	11	5	45.45	0.511 NS	0.66	0.19-2.28
Puerto Chimbote	48	20	41.67	0.023*	0.44	0.22-0.90
Arequipa – Puerto Matarani	12	3	25.00	0.029*	0.24	0.06-0.94
Moquegua – Puerto Ilo	48	20	41.67	0.023*	0.44	0.22-0.90
Sur – Chile	13	11	84.62	0.024*	5.09	1.09-23.88
Total	142	66	46.47	--	--	--

Chi cuadrado, p>0.05 (NS, no significativo), *p<0.05(Significativo). f= Frecuencia
$IC_{95\%}$= Intervalo de confianza al 95%.

Se determinaron los puertos marítimos asociados al parasitismo por *Anisakis* sp. calculándose el posible efecto de riesgo mediante el test Odds ratio (OR) con intervalos de confianza del

95%. El puerto, de procedencia de las muestras, que se encontraba más al sur fue el puerto denominado de “Chile” que probablemente estaría ubicado en las zonas de pesca de la región norte de costas chilenas, en el cual se halló el mayor porcentaje de peces parasitados (84.62%), este puerto represento un factor de riesgo significativo (OR= 5.09) ($p<0.05$, *Odds ratio*) para el parasitismo por *Anisakis* sp. Por otro lado, el puerto de Matarani (Arequipa) presentó estadísticamente un menor porcentaje de peces parasitados (25%) y un factor de protección (OR=0.24) al parasitismo por *Anisakis* sp. con respecto a los demás puertos marítimos (Tabla 08).

Los puertos del norte, Ecuador y Paita, presentaron frecuencias de peces parasitados de 70% y 45.45% respectivamente, sin embargo, al analizar su OR para evaluar el riesgo que poseían los peces colectados en dichos puertos al parasitismo por *Anisakis* sp., no se halló significancia ($p>0.05$) debido a la baja cantidad de muestra colectada en estos puertos. El puerto en Chile represento un factor de riesgo significativo (OR= 5.09) para la presencia de peces parasitados con *Anisakis* sp. con respecto a los puertos de Perú, siendo aproximadamente 5 veces más probable hallar peces parasitados en este puerto con respecto a los demás puertos al norte.

La tendencia de tener una mayor prevalencia o porcentaje de peces parasitados con *Anisakis* sp. en puertos de colecta a mayor latitud sur o ubicados en Chile con respecto a Perú, es obtenido en varios estudios [24,26]. Esto puede ser debido a la presencia de dos stocks, uno en Perú y la otra en Chile con diferentes hábitos alimenticios y, por ende, diversos grados de depredación de otros huéspedes paraténicos o intermediarios. Además, podría estar relacionado a diferencias en la composición del zooplancton de Perú y de Chile, así como a diferencias de composición de los huéspedes definitivos tanto en su riqueza como en su densidad poblacional.

Con respecto a la riqueza de especies de hospederos definitivos que podría influenciar en las diferencias halladas en cuanto a IM incrementadas de norte a sur en los diferentes puertos marítimos, se sabe que Chile presenta una mayor riqueza de especies de posibles hospederos definitivos de *Anisakis* sp. que Perú. Chile presenta 53 especies de mamíferos marinos como pinnípedos, pertenecientes a las familias Phocidae y Otariidae; odontocetos: Ziphiidae, Kogiidae, Physeteridae, Phocoenidae y Delphinidae y misticetos: Balaenidae, Balaenopteridae y Cetotheriidae [114]. Mientras que Perú solo presenta 36 especies de mamíferos marinos [115]. Esta mayor diversidad de posibles hospederos definitivos en Chile con respecto a Perú podría ser la causante de la tendencia incrementada de norte a sur hallada en el presente estudio.

Tabla 09. Presencia y riesgo de *Adenocephalus pacificus* en peces *Trachurus murphyi* según puertos marítimos, del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa, Lambayeque, Perú 2019.

Puertos marítimos	Total peces examinados	Positivos		*Valor p*	*Odds Ratio*	
		f	%		Valor OR	OR $IC_{95\%}$
Norte Ecuador	10	0	0.00	--	--	--
Piura – Puerto Paita	11	2	18.18	0.011*	0.16	0.03-0.77
Sur – Chile	13	0	0.00		--	--
Moquegua – Puerto Ilo	48	2	4.17	3,7027E-18**	0.01	0.002-0.046
Arequipa – Puerto Matarani	12	0	0.00	--	--	--
Puerto Chimbote	48	8	16.67	3,1202E-11**	0.067	0.027-0.162
Total	142	12	8.45	--	--	--

p* p<0.05 (Significativo), p**<0.01 (Altamente significativo). f= Frecuencia

$IC_{95\%}$= Intervalo de confianza al 95%.

En cuanto al parasitismo por *Adenocephalus pacificus*, se hallaron peces infectados solo en tres de los seis puertos marítimos de procedencia, estos puertos fueron: Paita (18.18 %), Chimbote (16.16%) e Ilo (4.17%), pero fue menos prevalente en los pescados provenientes del Puerto de Sur – Chile. Además, el puerto de Ilo representó un factor de protección (OR=0.01) al parasitismo por *Adenocephalus pacificus* con respecto a los demás puertos (Tabla 09).

Adenocephalus pacificus es el helminto endoparásito más ampliamente distribuido en nuestro país, por ello aunque la prevalencia encontrada ha sido menor, se hace necesario tener algunas consideraciones finales con respecto a esta ictiozoonosis desatendida; los depredadores otáridos, que se han registrado alimentándose de jurel en la costa pacífica [116], quienes actúan como los principales reservorios de difilobotriasis en nuestro país, donde las infecciones asociadas a este cestodo se encuentran ampliamente extendidas, tanto en humanos, como animales domésticos y silvestres, aunque se ha reportado que éste parasito tiene una distribución cosmopolita extendiéndose a lo largo del Pacifico Sur y Norte, y en regiones del sur del Atlántico e Indico [13]. Otáridos, peces y humanos se infectan al alimentarse de peces crudos o semicrudos [117], por ello es posible correlacionar la presencia de casos en la población humana con su presencia en los peces. Los casos humanos están casi exclusivamente restringidos a la costa del Pacífico de América del Sur, principalmente en Perú, Chile y eventualmente Ecuador. Inclusive su relación estrecha con el poblador costero de nuestra región y sus hábitos alimenticios se puede comprobar debido a que *Adenocephalus pacificus* ha sido hallada en sitios arqueológicos precolombinos y preincas en coprolitos ubicados en zonas costeras de Perú y a 40 Km de la costa en Iquique, Chile [14]. Además de *Adenocephalus pacificus*, otros difilobótridos que pueden considerarse parásitos humanos son *Dibothriocephalus dendríticus*, *Dibo. latus*, *Dibo. nihonkaiensis*, *Diphyllobothrium balaenopterae* y *Diph. tallomacéfalo* [118], lo cual nos señala el importante potencial zoonótica

de este grupo de cestodos y su diversidad, así como capacidad de adaptación de diversos ecosistemas y de colonización de diversos hospederos tanto definitivos como intermediarios.

El área de distribución de *A. pacificus* es más amplia entre otáridos que entre humanos [14], esto quizás debido a la ausencia de estudios que consideren un mayor número de muestras, la dificultad de acceso para tomar muestras de mamíferos marinos, así como los hábitos gastronómicos diferentes entre la población chilena y la peruana. Se estima que es hospedero natural de 10 especies de la familia Otariidae procedentes del hemisferio norte y sur [119] confirmando su capacidad de usar diversos hospederos como reservorios, una ventaja evolutiva que podría tener un impacto en la salud pública. De estas especies, en el Perú se ha reportado *Adenocephalus pacificus* parasitando el intestino delgado de dos especies de otáridos *Arctocephalus australis* (lobo fino) y *Otaria byronia* (lobo chusco) [120].

En este contexto podemos señalar que los hallazgos de nuestro estudio en relacion a los casos de difilobotriasis humana, que es altamente prevalente en Perú, preferencialmente entre los habitantes costeros, alcanzado hasta más del 7% en la población humana en los departamentos de Piura y Arequipa [14], contrastando con los poco más de una quincena de casos reportados para Chile [64], adicionalmente, aunque al cestodo *A. pacificus* se le ha reportado presente en mamíferos marinos de Chile y Perú, la gran mayoría de estos reportes se han realizado solo mediante una determinación taxonómica en base a estudios morfológicos, y dado la amplia plasticidad morfológica de este grupo de helmintos [13] se hace necesario realizar análisis moleculares para determinar especies cripticas y así conocer realmente los patrones de distribución biogeográfica de estas especies.

CAPITULO V.
CONCLUSIONES

1. Los jureles "*Trachurus murphyi*" del Terminal Pesquero ECOMPHISA Santa Rosa (Lambayeque, Perú), presentaron larvas L3 del nemátodo *Anisakis* sp. (46.48%) siendo significativamente mayor en comparación a las larvas plerocercoides del cestodo *Adenocephalus pacificus* (8.45%) y según la ubicación corporal se halló que *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus* tuvieron una predilección en el peritoneo visceral.
2. No se encontró asociación alguna entre el sexo y las variables biométricas (pesos, tallas) ya que las diferencias numéricas no fueron significativas para los pescados parasitados con *Anisakis* sp. y *Adenocephalus pacificus.*
3. Dentro de los índices parasitológicos, el rango de parásitos hallados, abundancia media y la Intensidad Media fueron mayores en los jureles con *Anisakis* sp. en comparación con los que tuvieron *Adenocephalus pacificus*; y su factor de riesgo de los jureles parasitados con *Anisakis* sp. que provenían del Sur – Chile mostraron valores significativos (OR= 5.09; $p<0.05$), es decir; 5 veces más probable de hallar jureles parasitados con *Anisakis* sp. con respecto a los demás puertos.

CAPITULO VI.
RECOMENDACIONES

1.- Recomiendo a las instituciones pertinentes como el Colegio Médico Veterinario y Unidad de Responsabilidad Social de la Facultad de Medicina Veterinaria-UNPRG, fomentar y desarrollar programas integrales enfocados a la prevención y control sobre el consumo de productos pesqueros crudos o pocos cocidos, concientizando también al poblador lambayecano para evitar alimentar a los animales domésticos con vísceras de pescados.

2.- Asimismo en forma conjunta del Médico veterinario y la Municipalidad Provincial de Lambayeque ejecutar un manejo sanitario en búsqueda de estos parásitos presentes en los productos hidrobiológicos expendidos en los puertos y mercados. Del mismo modo incentivar investigaciones sobre la importancia de las cadenas de frío y congelación a las que deberían ser sometidos estos pescados destinados al consumo humano.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. FAO. Organización de las Nacionales Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Perfiles de pesca y acuicultura por países. La República del Perú [Internet]. 2010. Disponible en: http://www.fao.org/fishery/facp/PER/es

2. Chirichigno N, Cornejo R. Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú, IMARPE. Callao, Perú. 2001. 314 p.

3. Perez I, Chávez A, Casas E. Presencia de formas parasitarias en peces comerciales del Mar Peruano. Rev Vet Inv Peru. 1999; 10: 34-38.

4. Llerena C, Chávez A, Casas E.. Frecuencia de larvas diphyllobothriidae y larvas anisakidae en peces marinos comerciales del Terminal Pesquero de Ventanilla-Callao. Rev Vet Inv Perú. 2001; 12: 58-62.

5. Iannacone J. Metazoos parásitos de la mojarrilla Stellifer minor (Tschudi) (Osteichthyes, Sciaenidae) capturados por pesquería artesanal en Chorrillos, Lima, Perú. Rev Brasileira Zool. 2004; 21: 815-820.

6. Iannacone J, Alvariño L. Metazoos parásitos de Mugil cephalus Linnaeus, 1758 (Mugilidae: Perciformes) procedentes del terminal pesquero de Chorrillos, Lima, Perú. Neotrop Helminthol. 2009; 3: 15-27.

7. Vásquez-Ruiz C, Jara Campos C. Prevalencia e intensidad parasitaria en Coryphaena hippurus y Mugil cephalus (Teleostei) desembarcados en los puertos Salaverry y Paita (Perú). Sciéndo. 2012; 15(1): 22-32.

8. Chero J, Cruces C, Iannacone J, Saenz G, Alvariño L. Helmintos parásitos de Anisotremus scapularis (Tschudi, 1846) (Perciformes: Haemulidae) «chita» adquiridos en el

terminal pesquero de Villa María del Triunfo, Lima, Perú. Neotrop Helminthol. 2014; 8: 429-438.

9. Cárdenas-Callirgos, Jorge; Velásquez – Vila, Stephanie; Del Solar – Vela, María Teresa; Mercado – Gamarra, Andy, Aco - Alburqueque, Renato; Burga – Cisterna, Cesar; Iannacone – Oliver, Jose & Livia - Cordova, Giovana. Proyecto Ceviche: Ecología del Parasitismo y Redes de Investigación. En: XX Congreso Nacional de Estudiantes de Biología. - CONEBIOL. 8 al 13 de Setiembre del 2019. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo – UNPRG. Lambayeque- Perú.

10. Shields BA, Bird P, Liss WJ, Groves KL, Olson R, Rossignol PA. The Nematode Anisakis simplex in American Shad (Alosa sapidissima) in Two Oregon Rivers. J Parasitol. 2002 Oct;88(5):1033-1035

11. Mattiucci S, Cipriani P, Levsen A, Paoletti M, Nascetti G. Molecular Epidemiology of Anisakis and Anisakiasis: An Ecological and Evolutionary Road Map. Adv Parasitol. 2018; 99: 93-263.

12. Kuchta R, Esteban JG, Brabec J, Scholz T. Misidentification of Diphyllobothrium species related to global fish trade, Europe. Emerg Infect Dis. 2014; 20: 1955-1957. doi: 10.3201/eid2011.140996

13. Hernández-Orts JS, Scholz T, Brabec J, Kuzmina T, Kuchta R. High morphological plasticity and global geographical distribution of the Pacific broad tapeworm Adenocephalus pacificus (syn. Diphyllobothrium pacificum): Molecular and morphological survey. Acta Trop. 2015 Sep 1;149:168–78.

14. Kuchta R, Serrano-Martínez M, Scholz T. Pacific broad taperworm Adenocephalus pacificus as a causative agent of globally reemerging Diphyllobothriosis. Emerg Infect Dis. 2015; 21: 1697-1703. doi: 10.3201/eid2110.150516

15. Agafonov AY. Bases oceanográficas de las concentraciones comerciales de jurel en el Pacífico Suroriental. En: Arcos, D., Grechina, A.S. (Eds.) Biología y pesca comercial del jurel en el Océano Pacífico Sur. Instituto de Investigación Pesquera, Talcahuano, Chile. 1994;107-111.

16. Lavallée D, Julien M, Béarez P, Bolaños A, Carré M, Chevalier A, et al. Quebrada de los burros: Los primeros pescadores del litoral pacífico en el extremo sur peruano. Rev Antropol Chil [Internet]. 2011 [cited 2022 Jun 22];43(1):333–51. Available from: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-73562011000300002&lng=es&nrm=iso&tlng=es

17. Ñiquen M, Bouchon M, Ulloa D, Medina A. Análisis de la pesquería del jurel *Trachurus murphyi* en el Perú. Rev. peru biol. [Internet]. 2013 Sep [citado 2022 Jun 11] ; 20(1): 97-106. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S172799332013000100014&lng=es.

18. Luque JL, Cruces C, Chero J, Paschoal F, Alves PV, Da Silva AC, et al. Checklist of metazoan parasites of fishes from Peru. Neotrop Helminthol. 2016; 10(2): 301-375.

19. Costa G, MacKenzie K, Oliva ME. A Review of the Parasites Infecting Fishes of the Genus Trachurus (Pisces: Carangidae). Rev Fish Sci Aquac [Internet]. 2017 Oct 2 [cited 2022 Jun 22];25(4):297–315. Available from: https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/23308249.2017.1293607

20. Muñoz G, Olmos V. Revisión bibliográfica de especies endoparásitas y hospedadoras de sistemas acuáticos de Chile. Rev Biol Mar Oceanogr. 2008; 43(2): 173-245.

21. Cattan PE, Videla NN. Presencia de larvas de *Anisakis* sp. en el jurel *Trachurus murphyi* Nichols, 1920. (Algunas consideraciones sobre su relación con el granuloma

eosinofílico en el hombre). Bol Chil de Parasitol. 1976; 31: 71-74.

22. George-Nascimento M. Geographical variations in the jack mackerel *Trachurus symmetricus murphyi* populations in the southeastern Pacific Ocean as evidenced from the associated parasite communities. J Parasitol. 2000; 86: 929-932.

23. George-Nascimento M, Carvajal J, Alcaíno H. Occurrence of *Anisakis* sp. larvae in the Chilean Jack mackerel *Trachurus murphyi* Nichols, 1920. Rev Chil Hist Nat. 1983; 56: 31-37.

24. George-Nascimento M, Arancibia H. Stocks ecológicos del jurel (*Trachurus symmetricus murphyi* Nichols) en tres zonas de pesca frente a Chile, detectados mediante comparación de su fauna parasitaria y morfometría. Rev Chil Hist Nat. 1992; 65: 453-470.

25. Oliva ME. Parasites of the Chilean jack mackerel *Trachurus symmetricus murphyi* (Pisces: Carangidae). Mem Inst Oswaldo Cruz. 1994; 89: 363-364.

26. Oliva ME. Metazoan parasites of the jack mackerel *Trachurus murphyi* (Teleostei, Carangidae) in a latitudinal gradient from South America (Chile and Perú). Parasite. 1999; 6: 223-230.

27. Rodríguez L, Balboa L, George-Nascimento M. Parasitismo en la caballa *Scomber japonicus* Houttuyn, 1782 y el jurel *Trachurus symmetricus murphyi* Nichols, 1920 frente a Chile central. Biología Pesquera. 2000; 28: 15-21.

28. Oliva ME. Parásitos en peces marinos de la zona de Antofagasta. Tecnol y Cienc del Agua. 1982; 6: 45-51.

29. Soto J, Carvajal J. Parásitos cestodos de algunos peces comerciales de Antofagasta, Chile. Bol Chil Parasitol. 1979; 34: 67-71.

30. Sepúlveda F, Marín SL, Carvajal J. Metazoan parasites in wild fish and farmed salmon from aquaculture sites in southern Chile. Aquaculture. 2004; 235: 89-100.

31. Torres P, Pequeño G, Figueroa L. Nota preliminar sobre Anisakidae (Raillet y Henry, 1912) Skrjabin y Karokhin 1945, en algunos peces de consumo habitual por la población humana de Valdivia (Chile). Bol Chil Parasitol. 1978; 33: 39-46.

32. Torres P, Riquelme M, Gallardo M, Pequeño G. Presencia de larvas de *Thynnascaris* Dollfus, 1933 (Nematoda, Anisakidae) en peces marinos del centro-sur de Chile. Bol Chil Parasitol. 1979; 34: 87-91.

33. Torres P, Hernández E, Sandoval J. Anisakiasis and phocanemiasis in marine fishes from the south of Chile. Inter J Zoonoses. 1983; 10: 146-150.

34. Tantaleán, M. La presencia de larvas Anisakis sp, en algunos peces del mar peruano. Rev Per med Trop. 1972; 11:38-43.

35. Tantaleán M. Hallazgo de larvas plerocercoides de Diphyllobothriidae en peces del mar peruano. Bol. Chil Parasitol. 1975; 30: 18-20.

36. Jara, C. Prevalencia e intensidad de parasitismo por helmintos en cuatro especies de peces de la zona norte del mar peruano. Rev Per Parasitol. 1995; 13: 76-83.

37. Novoa, C. Helmintos parásitos en Trachurus symmetricus murphyi Nichols 1920 "Jurel" del terminal pesquero de chorrillos [Pregrado]. Universidad Ricardo Palma. 2004.

38. Quiroz LK. Estudio de la parasitofauna en el jurel (Trachurus picturatus murphyi, Chirichigno y Vélez 1998), con énfasis en zoonosis parasitaria [Pregrado]. Universidad Nacional Agraria La Molina. 2014.

39. Serrano-Martínez E, Quispe M, Hinostroza E, Plasencia L. Detección de Parásitos en Peces Marinos Destinados al Consumo Humano en Lima Metropolitana. Rev. Investig. Vet. Perú [Internet]. 2017 Ene [citado 2022 Jun 21]; 28(1): 160-168. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172017000100017&lng=es. http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12935.

40. Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3°ed. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 2003.

41. Uga S, Ono K, Kataoka N, Hasan H. Seroepidemiology of five major zoonotic parasite infections in inhabitants of Sidoarjo, East Java, Indonesia. Southeast Asian J Trop Med Public Health. 1996; 27:556-561.

42. García-Palacios L, Gonzalez, M.I., E. Esteban Mirabent, M.J. Perteguer, C. Cuellar. Enzyme-linked immunosorbent assay, immunoblot analysis and RAST fluoroimmunoassay analysis of serum responses against crude larval antigens of *Anisakis simplex* in a M.L. Spanish random population. J Helminthol. 1996; 70:281-289.

43. Kliks MM. Anisakiasis in the western United States: four new case reports from California. Am J Trop Med Hyg. 1983; 32:526-532,

44. Cabrera R. Anisakiasis outbreak by Anisakis simplex larvae associated to Peruvian food in Spain. Rev Esp Enferm Dig. 2010 Oct;102(10):610-1. doi: 10.4321/s1130-01082010001000011. PMID: 21039074.

45. Falla-Zuñiga LF, Castellanos-Garzón JA, Salazar L, Pustovrh MC. Anisakis and anisakidosis: Hosts and case reports in South America. Systematic review. Rev. Fac. Med. 2021; 69(2): e79105. doi: https://doi.org/10.15446/revfacmed. v69n2.79105.

46. Eiras J, Velloso A, Pereira J. Parasitos de peixes marinhos da América do Sul. Ed da Furg. 2016..

47. Scholz T, Kuchta R, Brabec J. Broad tapeworms (Diphyllobothriidae), parasites of wildlife and humans: Recent progress and future challenges. Int J Parasitol Parasites Wildl. 2019 Apr 1; 9: 359-369. doi: 10.1016/j.ijppaw.2019.02.001

48. Waeschenbach A, Brabec J, Scholz T, Littlewood DTJ, Kuchta R. The catholic taste of broad tapeworms—multiple routes to human infection. Int J Parasitol. 2017; 47: 831–43.

49. Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3°ed. Vol. 3. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 2003. 1–398 p.

50. Bonsdorff, B. von. Diphyllobothriasis in man. London, New York: Academic Press, 1977.

51. Organización Mundial de la Salud (OMS). Zoonosis parasitarias. Informe de un Comité de Expertos de la OMS, con la participación de la FAO. Ginebra: OMS; 1979.

52. Hutchinson J, Bass J, Demers D, Myers G. Diphyllobothriasis after eating raw salmon. Hawaii Med J. 1997; 56:176–177.

53. Lee S, Shin B, Chung N, Chai J, Lee S. [Second report on intestinal parasites among the patients of Seoul Paik Hospital (1984–1992)]. Korean J Parasitol. 1994; 32:27–33.

54. Chung P, Sohn W, Jung Y, Pai S, Nam M. [Five human cases of Diphyllobothrium latum infection through eating raw flesh of redlip mullet, Liza haematocheila]. Korean J Parasitol.1997; 35:283–289.

55. Wolffügel K. Es autóctono el *Diphyllobothrium* en Chile?. Bol. Soc. Biol. 1949; 24: 85-9.

56. Torres P, Cubillos V, Gesche W, Rebolledo C, Montefusco A, Miranda J, et al. Difilobotriasis en salmónidos introducidos en lagos del sur de Chile. Aspectos patológicos, relación con infección humana, animales domésticos y aves piscívoras. Arch Med Vet, 1991;23:165-183.

57. Neghme A, Donckaster R, Silva R. *Diphyllobothrium latum* en Chile. Primer caso autóctono en el hombre. Rev Méd Chile. 1950; 78: 410-1.

58. Bouza M, Hormilla G, Dumenigo B, Quintana R, Cordovi R. Primer caso de certeza de *Diphyllobothrium latum* en Cuba. Rev Cubana Med Trop. 1990; 42:9–12.

59. Szidat L, Soria M. Difilobotriasis en nuestro país. Bol Mus Argent Cienc Natur "Bernardino Rivadavia". 1957; 9: 1-22.

60. Revenga JE. Diphyllobothrium dendriticum and Diphyllobothrium latum in fishes from southern Argentina: Association, abundance, distribution, pathological effects, and risk of human infection. J Parasitol. 1993;79(3):379–83.

61. Semenas L, Kreiter A, Urbanski J. New cases of human diphyllobothriosis in Patagonia, Argentina. Rev Saude Publica. 2001; 35: 214-216.

62. Semenas L, Ubeda C. Difilobotriasis humana en la Patagonia, Argentina. Rev Saude Publica. 1997; 31:302–307.

63. Sagua H, Fuentes A, Soto J, Délano B. Difilobotriasis humana por Diphyllobothrium pacificum en Chile. Experiencia con 11 casos. Rev. Méd. Chile. 1979; 1087: 16-19.

64. Sagua H, Neira I, Araya J, González J. Nuevos casos de infección humana por Diphyllobothrium pacificum (Nybelin, 1931) Margolis, 1956 en Chile y su probable relación con el fenómeno de El Niño, 1975-2000. Bol Chil Parasitol. 2001; 56 (1-2), 22-25.

65. Torres P, Villalobos L, Woelfl S, Puga S. Identification of the copepod intermediate host of the introduced broad fish tapeworm Diphyllobothrium latum in Southern Chile. J Parasitol. 2004; 90:1190-1193.

66. Torres P, Villalobos L, Woelfl S. Experimental infection by Diphyllobothrium latum (Linnaeus, 1758) coracidia of copepods from four lakes in Southern Chile. Comp Parasitol. 2007; 74:167-170.

67. Torres P, Franjola R, Pérez J. Epidemiología de la difilobotriasis en la cuenca del Río Valdivia, Chile. Rev Saude Publica. 1989; 23:45–57.

68. Ortubay S, Semenas L, Úbeda C, Quaggiotto A, Viozzi G. Catálogo de peces dulceacuícolas de la Patagonia Argentina y sus parásitos metazoos. Bariloche. Dirección de Pesca. Subsecretaría de Recursos Naturales. Argentina, 1994.

69. Cattan PE, Atías A, Babero BB, Torres D. Helmintofauna de Chile. V. Primer hallazgo de Diphyllobothrium pacificum (Nybelin 1931) Margolis, 1956 en lobos marinos de la costa chilena. Rev. Ibérica Parasitol. 1977; 37: 286-290.

70. Semenas L, Kreiter A. Epidemiología de la Difilobotriasis en la Región Andina Patagónica. Revista A.B.A. 1995; 59: 203-206.

71. Cabrera R, Trillo-Altamirano M. Anisakiasis: ¿Una zoonosis parasitaria marina desconocida o emergente en el Perú? Rev. Gastroenterol. Perú. 2004; 24: 335-342.

72. Tantaleán M, Huiza A. Nematode larvae with medical importance found in sea fish from the peruvian shore, with two records of human infections. Rev. Per. Med. Trop. U. 1983; 7(1): 61 – 65.

73. Barriga J, Salazar F, Barriga E. Anisakiasis: presentación de un caso y revisión de la literatura. Rev Gastroenterol Peru. 1999; 19:317-323.

74. Cabrera R, Suarez-Ognio L. Probable emergencia de anisakiosis por larvas de *Anisakis physeteris* durante el fenómeno El Niño 1997-98 en la costa peruana. Parasitol. Latinoam. 2002; 57: 166 – 170.

75. Cabrera R, Luna-Pineda M, Suárez-Ognio L. Nuevo caso de infección humana por una larva de *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Anisakidae) en el Perú. Rev. Gastroenterol. Peru. 2003; 23: 217 – 220.

76. Cabrera R, Suárez-Ognio L, Martínez R, Leiva R, Gambirazio C, Ruiz J. Larvas de *Anisakis physeteris* y otros helmintos en *Coryphaena hippurus* “perico” comercializados en el mercado pesquero de Ventanilla, Callao, Perú. Rev Peru Biol. 2002; 9(1): 23-28.

77. Cabrera R, Tantaleán M, Rojas R. *Diphyllobothrium pacificum* (Nybelin, 1931) Margolis, 1956 en Canis familiaris de la ciudad de Chincha, Peru. Bol. Chil. Parasitol. 2001; 56: 26 – 28.

78. Céspedes-Chombo R, Díaz-Pereira K, Salas-Maldonado A, Iannacone J. Descriptores ecológicos parasitarios de *Adenocephalus pacificus* (Nybelin, 1931) (Cestoda: Diphyllobothriidae) en *Engraulis ringens* (Jenyns, 1842) "anchoveta" (Clupeiformes, Engraulidae) en la costa del Perú. Neotrop Helminthol. 2017; 11: 395–404.

79. Ferreira LF, de Araújo A, Confalonieri U, Nuñez L. The findings of eggs of *Dyphyllobothrium* in human coprolites (4,100 – 1,950 B.C) from northern Chile. Mem. Inst. Oswando Cruz, Rio de Janeiro. 1984; 79(2): 175 – 180.

80. Martinson E, Reinhard KJ, Buikstra JE, de la Cruz KD. Pathoecology of Chiribaya Parasitism. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 2003; 98 (Suppl. 1): 195 – 205.

81. Ayulo V, Filomeno G. Incidencia del parasitismo en los niños de la Costa, Sierra y Selva del Perú. Rev. Peru. Pediat. 1957; 16, 11–28.

82. Miranda H, Fernández W, Castillo A, Soriano M. Presencia in Trujillo - Perú, de *Diphyllobothrium latum* (Lineo, 1758) Lühe, 1910. Arch Peru Pat y Clin. 1961; 15, 67–76.

83. Lumbreras H, Terashima A, Alvarez H, Tello R. Avances en el estudio sobre frecuencias de Cestodiasis humanas por Taenias y *Diphyllobothrium*. En: Libro de Resúmenes I Jornadas Científicas UPCH. 1977.

84. Lumbreras H, Terashima A, Alvarez H, Tello R. Actualización de la frecuencia de Céstodos humanos por Taenias y *Diphyllobothrium*. En: Libro de Resúmenes IV Jornadas Científicas UPCH. 1986.

85. Terashima A, Lumbreras H, Alvarez H, Tello R, Jordán C, Guerra H. Variación de la incidencia del parasitismo por *Diphyllobothrium pacificum* de 1966-1996 en el Hospital

Nacional Cayetano Heredia. En: Libro de Resúmenes XIII Congreso Latino Americano de Parasitología. La Habana, 17-23 Noviembre 1997: 54

86. Terashima A. Diphyllobothriasis. Diagnóstico. 2000; 39: 183-186.

87. Medina J, Tantaleán M, León M, Cano M. *Diphyllobotrium pacificum* en niños del Perú. Diagnostico. 2002; 41: 161-164.

88. Cabrera R. Helmintos Intestinales en el Perú: Análisis de la Prevalencia (1981–2001). Lima: Ministerio de Salud, Perú. 2003.

89. Arriaza BT, Reinhard KJ, Araújo AG, Orellana NC, Standen VG. Possible influence of the ENSO phenomenon on the pathoecology of diphyllobothriasis and anisakiasis in ancient Chinchorro populations. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2010 Feb; 105(1): 66-72.

90. Apt WL. Parasitologia Humana [Internet]. 1st ed. México: Mc Graw Hill. 2013 [cited 2022 Apr 6]; 1–817 p. Available from: https://docer.com.ar/doc/n8svnsv

91. FishBase. *Trachurus murphyi* Nichols, 1920 [Internet]. 2022. Accessed through: World Register of Marine Species at: https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=273303 on 2022-06-22

92. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. 2021. Available from: https://doi.org/10.15468/39omei

93. GEF-ONUDI-IMARPE-IFOP. Proyecto Manejo integrado gran ecosistema marino de la corriente Humboldt. Módulo II Recursos y pesquerías. Inf. de Avance. 2002. Pgs.: 1-136.

94. Alegre A, Espinoza P, Espino M. Ecología trófica del jurel Trachurus murphyi en el Perú entre 1977 – 2011. Rev Peru Biol. 2013 Sep [citado 2022 Jun 21]; 20 (1): 75-82. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332013000100011&lng=es.

95. INDECI. Proyecto INDECI – PNUD PER/02/051 Ciudades sostenibles. Mapa de peligros de la ciudad de Santa Rosa: Agosto 2003 [Internet]. Santa Rosa; 2003 [cited 2022 Jun 08]. Available from: http://bvpad.indeci.gob.pe/doc/estudios_CS/Region_lambayeque/chiclayo/santarosa_mp.pdf

96. Sánchez J, Perea Á, Buitrón B, Romero L. Escala de madurez gonadal del jurel Trachurus murphyi Nichols 1920. Rev Peru Biol [Internet]. 2013 [cited 2022 Jun 21];20(1):35–44. Available from: https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=195028808006

97. Chirichigno, N. Clave para Identificar los Peces Marinos del Perú. IMARPE. Callao: Perú; 1998.

98. Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. J Parasitol. 1997 Aug;83(4):575–83.

99. Spalding MD, Fox HE, Allen GR, Davidson N, Ferdaña ZA, Finlayson M, et al. Marine ecoregions of the world: A bioregionalization of coastal and shelf areas. Bioscience. 2007 Jul;57(7):573–83.

100. Aguilar F. El recurso Jurel (Trachurus murphyi) en aguas ecuatorianas. Boletín Científico y Técnico [Internet]. 1993 [cited 2022 Jun 21];12(2). Available from: https://aquadocs.org/handle/1834/30

101. Arancibia H, Klarian S, Alarcón R, Barros M, Harrod C, Jackson A, et al. Informe Final Proyecto FIPA 2017-63 Conducta trófica del jurel. Universidad de Concepción / Universidad Andrés Bello / Universidad Arturo Prat / Universidad de Antofagasta. 2019.

102. Martínez-Rojas R, Mondragón-Martínez A, De-Los-Santos ER, Cruz-Neyra L, García-Candela E, Delgado-Escalante A, et al. Molecular identification and epidemiological data of Anisakis spp. (Nematoda: Anisakidae) larvae from Southeastern Pacific Ocean off Peru. Int J Parasitol Parasites Wildl. 2021 Dec 1;16:138–44.

103. Mondragón A. Identificación molecular de los estadios de plerocercoide y adulto de Diphyllobothrium sp. obtenidos de humanos, lobos marinos y peces [Tesis Pregrado]. Lima: Universidad Ricardo Palma; 2017 [cited 2022 Jun 17]. Available from: https://repositorio.urp.edu.pe/bitstream/handle/urp/1007/Mondragon_am.pdf?sequence=1&isAllowed=y

104. Londoñe-Bailón P, Céspedes-Chombo R, Díaz Pereyra K. Evaluación de la presencia de Adenocephalus pacificus en pescados de mayor consumo en el Perú en el periodo 2016-2017. Rev Investig Vet del Perú [Internet]. 2020 Mar 29 [cited 2022 Jun 13];31(1):17552. Available from: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172020000100018&lng=es&nrm=iso&tlng=es

105. Iannacone J, Morón L, Guizado S. Variación entre años de la fauna de parásitos metazoos de Sciaena deliciosa (Tschudi, 1846) (Perciformes: Sciaenidae) en Lima, Perú. Lat Am J Aquat Res. [Internet]. 2010 [citado 2022 Jun 22] ; 38(2): 218-226. Disponible en: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-560X2010000200006&lng=es.

106. Aco-Alburqueque R, Palomba M, Santoro M, Mattiucci S. Molecular Identification of Zoonotic Parasites of the Genus Anisakis (Nematoda: Anisakidae) from Fish of the Southeastern Pacific Ocean (Off Peru Coast). Pathogens [Internet]. 2020 Nov 1 [cited 2022 Jun 13];9(11):1–15. Available from: /pmc/articles/PMC7692232/

107. Hernández-Orts JS, Kuzmina TA, Gomez-Puerta LA, Kuchta R. Diphyllobothrium sprakeri n. sp. (Cestoda: Diphyllobothriidae): a hidden broad tapeworm from sea lions off North and South America. Parasites and Vectors [Internet]. 2021 Dec 1 [cited 2022 Jun 17];14(1):1–15. Available from: https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-021-04661-1

108. Mattiucci S, Palomba M, Nascetti G. Anisakis. Encycl Infect Immun. 2022 Jan 1;408–23.

109. Orrego H, Mendo J. Hábitos alimenticios del jurel Trachurus murphyi (Nichols) en la zona Nor-central del mar peruano. Ecol Apl. 2015 Sep 20;14(2):113.

110. Cipriani P, Giulietti L, Palomba M, Mattiucci S, Bao M, Levsen A. Occurrence of larval ascaridoid nematodes in the Argentinean short-finned squid Illex argentinus from the Southwest Atlantic Ocean (off Falkland Islands). Int J Food Microbiol. 2019 May 16;297:27–31.

111. Castellanos JA, Santana-Piñeros AM, Mercado R, Peña S, Pustovrh C, Cruz-Quintana Y. Presence of anisakid larvae in commercial fishes landed in the Pacific coast of Ecuador and Colombia. Infectio. 2018;22(4):206–12.

112. Scholz T, Garcia HH, Kuchta R, Wich B. Update on the human broad tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*) including clinical relevance. Clin Microbiol Rev. 2009;22:146-60.

113. Chero J, Sáez G, Iannacone J, Cruces C, Alvariño L, Luque J. Ecología Comunitaria de Metazoos Parásitos del Bonito Sarda chiliensis Cuvier, 1832 (Perciformes: Scombridae) de la Costa Peruana. Rev Investig Vet del Perú [Internet]. 2016 Jul 1 [cited 2022 Jun 14];27(3):539–55. Available from: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172016000300014&lng=es&nrm=iso&tlng=es

114. D'elía G, Jhoann CH, Ossa G, Darcy Verde-Arregoitia L, Bostelmann E, Iriarte A, et al. Lista actualizada de los mamíferos vivientes de Chile. Boletindel Mus Nac Hist Nat. 2020;69(2):67–98.

115. Pacheco V, Graham-Angeles L, Diaz S, Hurtado CM, Ruelas D, Cervantes K, et al. Diversidad y distribución de los mamíferos del Perú I: Didelphimorphia, Paucituberculata, Sirenia, Cingulata, Pilosa, Primates, Lagomorpha, Eulipotyphla, Carnivora, Perissodactyla y

Artiodactyla. Rev Peru Biol [Internet]. 2020 Aug 31 [cited 2022 Jun 19];27(3):289–328. Available from: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332020000300289&lng=es&nrm=iso&tlng=es

116. George-Nascimento M, Bustamante R, Oyarzun R. Feeding ecology of the Southern sea lion Otaria flavescens Shaw, 1800: food contents and food selectivity. Mar Ecol Prog Ser. 1985; 21:135-143.

117. Kuchta R, Scholz T, Brabec J, Wicht B. Diphyllobothrium, Diplogonoporus and Spirometra. In: Xiao L, Ryan U, Feng F, editors. Biology of foodborne parasites. Section III. Important foodborne helminths. Boca Raton, FL: CRC Press; 2015. p. 299–326.

118. Scholz T, Kuchta R. Fish-borne, zoonotic cestodes (Diphyllobothrium and relatives) in cold climates: A never-ending story of neglected and (re)-emergent parasites. Food Waterborne Parasitol. 2016 Sep 1;4:23–38.

119. Naupay A, Castro J, Rojas V, Suarez D. Helmintos gatrointestinales de Otaria flavescens Shaw 1800 (Mammalia: Otariidae) león marino sudamericano de la Costa Central del Perú. Neotrop Helminthol [Internet]. 2019 Jul 3 [cited 2022 Jun 20];13(2). Available from: https://revistas.unfv.edu.pe/NH/article/view/652

120. Cabrera R, Coronado C, Ampuero S. Parásitos de otáridos de la costa peruana y su importancia sanitaria. Bol. Lima. 1994; 91-96: 77-80.

ANEXOS

ANEXO 1. Fotografías del procesamiento de los peces, búsqueda y colecta de parásitos en el Laboratorio de Parasitología- FMV.

Figura 1.1. Principales materiales y equipos de laboratorio utilizados en el presente estudio.

Figura 1.2. Análisis Biométrico: Proceso de toma de medidas de longitud (izquierda) y peso (derecha) de los especímenes de *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 1.3. Proceso de identificación del hospedero (derecha) y búsqueda de parásitos zoonóticos durante la necropsia (izquierda) de los peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 1.4. Asesoría técnica durante el proceso de análisis a cargo del Dr. Jorge Chanamé Céspedes - Facultad de Ciencias Biológicas UNPRG (izquierda). Separación de los órganos internos (músculos y vísceras) (derecha) en los peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

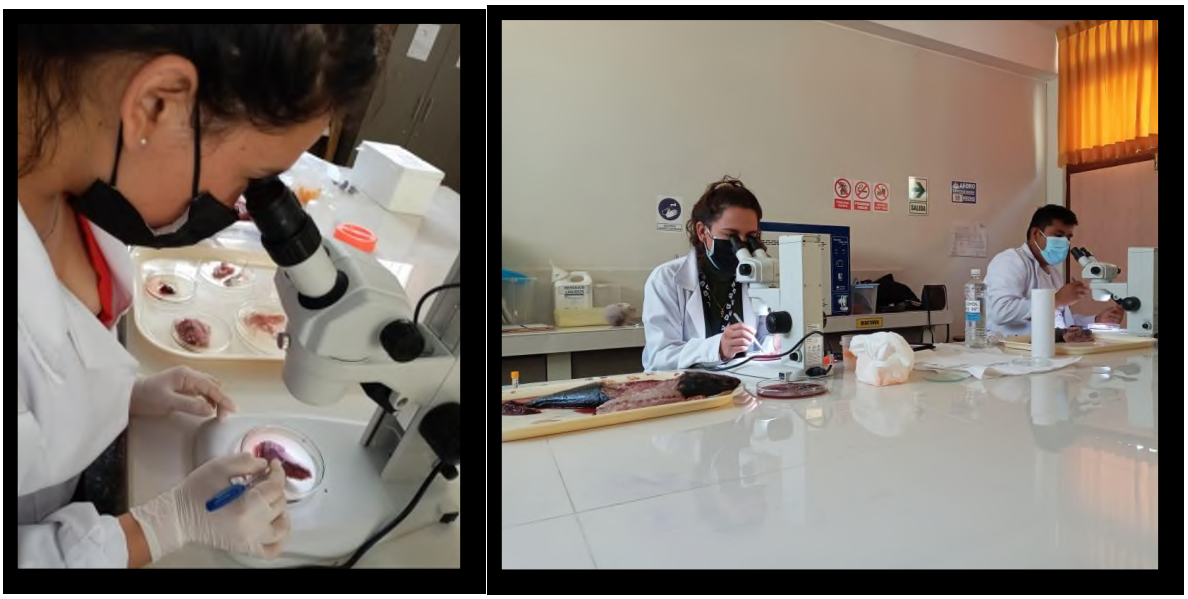


Figura 1.5. Examinación de órganos internos y colecta de parásitos al estereoscopio (izquierda). Proceso de identificación taxonómica de los parásitos de importancia zoonótica (derecha) hallados en los peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 1.6. Fijación de los parásitos hallados en los peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

ANEXO 2. Fotografías de los parásitos hallados en los peces *T. murphyi* analizados en el Laboratorio de Parasitología- FMV

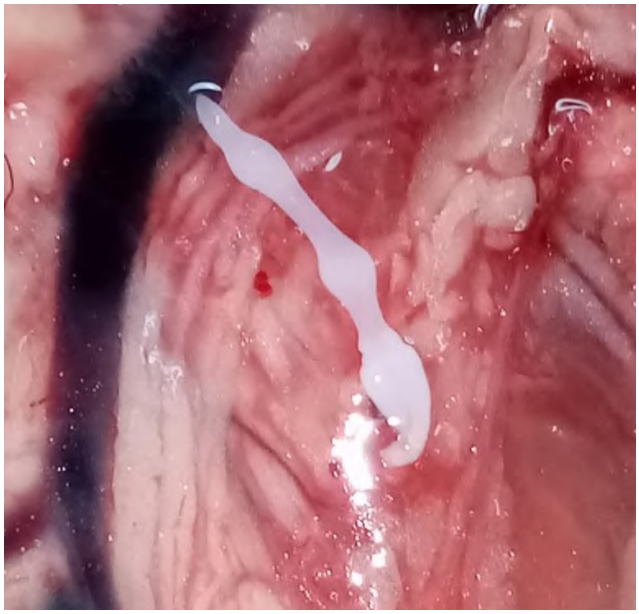


Figura 2.1. Larva plerocercoide de *Adenocephalus pacificus* hallada en peritoneo visceral de peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 2.2. Larva L3 enrollada de *Anisakis* sp. en peritoneo visceral de peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 2.3. Larvas plerocercoides enquistadas de *A. pacificus* halladas en peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

Figura 2.4. Larvas de enrolladas y libres de *Anisakis* sp. halladas en peces *T. murphyi* analizados en el presente estudio.

ANEXO 3. Procesamiento de datos y análisis estadístico

Prueba de normalidad de las variables, número de parásitos y las variables biométricas (peso y talla) de jurel parasitados con *Adenocephalus pacificus* (n=12)

Pruebas de normalidad

		Kolmogorov-Smirnov[a](n>50)			Shapiro-Wilk (n≤50)		
	Sexo	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
Talla (cm)	Macho	,253	3	.	,964	3	,637
	Hembra	,180	9	,200*	,878	9	,150
Peso (kg)	Macho	,189	3	.	,998	3	,907
	Hembra	,188	9	,200*	,902	9	,265
Numero de parásitos	Macho	,385	3	.	,750	3	-4,2407E-16
	Hembra	,224	9	,200*	,921	9	,399

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Prueba de normalidad de las variables, número de parásitos y las variables biométricas (peso y talla) de jurel parasitados con *Adenocephalus pacificus* (n=78)

Pruebas de normalidad

	Kolmogorov-Smirnov[a](n>50)			Shapiro-Wilk (n≤50)		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	Gl	Sig.
Talla (cm)	,100	78	,052	,972	78	,078
Peso (kg)	,136	78	,001	,902	78	,000
Numero de parásitos	,398	78	,000	,431	78	,000

a. Corrección de significación de Lilliefors

Piura puerto paita en peces parasitados con Anisakis

Tabla cruzada

Recuento

		FactorAsociado: Piura puerto paita		
		Inluye	No influye	Total
Diagnostico	Positivo	5	73	78
	Negativo	6	58	64
Total		11	131	142

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	,432[a]	1	,511		
Corrección de continuidad[b]	,117	1	,732		
Razón de verosimilitud	,430	1	,512		
Prueba exacta de Fisher				,544	,364
Asociación lineal por lineal	,429	1	,512		
N de casos válidos	142				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 4,96.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Estimación de riesgo

	Valor	Intervalo de confianza de 95 %	
		Inferior	Superior
Odds ratio para Diagnostico (Positivo / Negativo)	,662	,192	2,279
Para cohorte FactorAsociado = Inluye	,684	,219	2,138
Para cohorte FactorAsociado = No influye	1,033	,936	1,139
N de casos válidos	142		

Moquegua – Puerto Ilo en peces parasitados con Anisakis

Tabla cruzada

Recuento

		FactorAsociado		
		Inluye	No influye	Total
Diagnostico	Positivo	20	58	78
	Negativo	28	36	64
Total		48	94	142

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	5,152[a]	1	,023		
Corrección de continuidad[b]	4,375	1	,036		
Razón de verosimilitud	5,154	1	,023		
Prueba exacta de Fisher				,032	,018
Asociación lineal por lineal	5,116	1	,024		
N de casos válidos	142				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 21,63.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Estimación de riesgo

	Valor	Intervalo de confianza de 95 %	
		Inferior	Superior
Odds ratio para Diagnostico (Positivo / Negativo)	,443	,218	,901
Para cohorte FactorAsociado = Inluye	,586	,367	,937
Para cohorte FactorAsociado = No influye	1,322	1,027	1,701
N de casos válidos	142		

Sur Chile en peces parasitados con Anisakis

Tabla cruzada

Recuento

		FactorAsociado		
		Inluye	No influye	Total
Diagnostico	Positivo	11	67	78
	Negativo	2	62	64
Total		13	129	142

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	5,094[a]	1	,024		
Corrección de continuidad[b]	3,859	1	,049		
Razón de verosimilitud	5,671	1	,017		
Prueba exacta de Fisher				,038	,021
Asociación lineal por lineal	5,058	1	,025		
N de casos válidos	142				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 5,86.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

Estimación de riesgo

	Valor	Intervalo de confianza de 95 %	
		Inferior	Superior
Odds ratio para Diagnostico (Positivo / Negativo)	5,090	1,085	23,877
Para cohorte FactorAsociado = Inluye	4,513	1,038	19,626
Para cohorte FactorAsociado = No influye	,887	,802	,980
N de casos válidos	142		

Intensidad media en peces con ***Anisakis sp***

INTENSIDAD MEDIA

Numero de parásitos

PROCEDENCIA	Media	N	Desviación estándar	Error estándar de la media
guayaquil	5,0000	12	10,43595	3,01260
Humboldtiana	17,6471	34	30,87205	5,29451
Central	1,7500	20	1,20852	,27023
Total	10,5303	66	23,63454	2,90921

Tabla de ANOVA

		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Numero de parásitos * PROCEDENCIA	Entre (Combinado) grupos	3630,925	2	1815,462	3,500	,036
	Dentro de grupos	32677,515	63	518,691		
	Total	36308,439	65			

Número de parásitos

	PROCEDENCIA	N	Subconjunto 1	Subconjunto 2
Duncan[a,b,c]	Central	20	1,7500	
	guayaquil	12	5,0000	5,0000
	Humboldtiana	34		17,6471
	Sig.		,666	,097

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

Se basa en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática (Error) = 518,691.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 18,434.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

c. Alfa = .05.

Intensidad media en peces con ***A. pacificus***

Informe

Numero de parásitos

PROCEDENCIA	Media	N	Desviación estándar	Error estándar de la media
guayaquil	4,5000	2	,70711	,50000
Humboldtiana	1,5000	2	,70711	,50000
central	2,3750	8	1,50594	,53243
Total	2,5833	12	1,56428	,45157

Tabla de ANOVA

		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Numero de parásitos * PROCEDENCIA	Entre grupos (Combinado)	10,042	2	5,021	2,678	,122
	Dentro de grupos	16,875	9	1,875		
	Total	26,917	11			

CONSTANCIA DE APROBACIÓN DE ORIGINALIDAD DE TESIS

YO, Giovana Nancy Livia Córdova**,** Docente[1]/ Asesor de tesis[2]/ Revisor del trabajo de investigación[3], del (los) estudiante(s): Yohani Liseth Mera Toro

Titulada: ""PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL *Trachurus murphyi* DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA SANTA ROSA LAMBAYEQUE PERÚ 2019"; luego de la revisión exhaustiva del documento constato que la misma tiene un índice de similitud de 11 **%** verificable en el reporte de similitud del programa Turnitin.

El suscrito analizo dicho reporte y concluyó que cada una de las coincidencias detectadas no constituyen plagio. A mi leal saber y entender la tesis cumple con todas las normas para el uso de citas y referencias establecidas por la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.

Lambayeque, 25 de julio del 2022

……..

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova
DNI: 16708596
ASESOR

“PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL Trachurus murphyi DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA SANTA ROSA LAMBAYEQUE PERÚ 2019”

INFORME DE ORIGINALIDAD

11%	11%	2%	4%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	qdoc.tips Fuente de Internet	3%
2	Submitted to Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo Trabajo del estudiante	1%
3	www.binasss.sa.cr Fuente de Internet	1%
4	www.scielo.org.pe Fuente de Internet	1%
5	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	1%
6	Submitted to Universidad Cesar Vallejo Trabajo del estudiante	<1%
7	www.urp.edu.pe Fuente de Internet	<1%
8	repositorio.unprg.edu.pe Fuente de Internet	<1%

9	hdl.handle.net Fuente de Internet	<1 %
10	revistahorizonte.ulagos.cl Fuente de Internet	<1 %
11	Submitted to Universidad Carlos III de Madrid Trabajo del estudiante	<1 %
12	revistas.imarpe.gob.pe Fuente de Internet	<1 %
13	repositorio.unfv.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
14	issuu.com Fuente de Internet	<1 %
15	sisbib.unmsm.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
16	874e16f2-ae8e-41c7-8ac0-9aa26c227df8.filesusr.com Fuente de Internet	<1 %
17	repositorio.unan.edu.ni Fuente de Internet	<1 %
18	www.parasite-journal.org Fuente de Internet	<1 %
19	bibliotecas.unsa.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
20	eventos.congresse.me Fuente de Internet	

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova
ASESOR

		<1 %
21	docplayer.es Fuente de Internet	<1 %
22	1library.co Fuente de Internet	<1 %
23	www.scielo.cl Fuente de Internet	<1 %
24	repositorio.ucv.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
25	repositorio.uns.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
26	es.scribd.com Fuente de Internet	<1 %
27	cybertesis.uach.cl Fuente de Internet	<1 %
28	docero.tips Fuente de Internet	<1 %
29	repositorio.continental.edu.pe Fuente de Internet	<1 %

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova
ASESOR

Excluir citas	Activo	Excluir coincidencias	< 15 words
Excluir bibliografía	Activo		

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova
ASESOR

Recibo digital

Este recibo confirma quesu trabajo ha sido recibido por Turnitin. A continuación podrá ver la información del recibo con respecto a su entrega.

La primera página de tus entregas se muestra abajo.

Autor de la entrega:	Yohani Mera Toro
Título del ejercicio:	laboratorio
Título de la entrega:	“PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL Tr...
Nombre del archivo:	i_DEL_TERMINAL_PESQUERO_ECOMPHISA_SANTA_ROSA_LAM...
Tamaño del archivo:	1.52M
Total páginas:	105
Total de palabras:	24,509
Total de caracteres:	128,628
Fecha de entrega:	26-jul.-2022 09:33a. m. (UTC-0500)
Identificador de la entre...	1875451860

UNIVERSIDAD NACIONAL

"PEDRO RUIZ GALLO"

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

“PRESENCIA DE ANISAKIDOS Y DIFILOBOTRIDOS EN JUREL *Trachurus murphyi* DEL TERMINAL PESQUERO ECOMPHISA SANTA ROSA LAMBAYEQUE PERÚ 2019”

Para optar el Título Profesional de Médica Veterinaria

AUTORA

YOHANI LISETH MERA TORO

ASESORA

MSc. Giovana Nancy Livia Córdova

Lambayeque, Perú 2022

Derechos de autor 2022 Turnitin. Todos los derechos reservados.