



UNIVERSIDAD ALAS PERUANAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

INVESTIGACIÓN DE LARVAS DE LA FAMILIA ANISAKIDAE EN JUREL (*Trachurus picturatus murphyi*) COMERCIALIZADOS EN EL TERMINAL PESQUERO DE VENTANILLA - CALLAO.

Para optar el título profesional de

MÉDICO VETERINARIO

LUZ BLENDIA, GARCÍA CAMPOS

Bachiller en Medicina Veterinaria

LIMA – PERÚ

2014

INDICE

	Pág.
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
INTRODUCCIÓN	1
MARCO TEÓRICO	3
MATERIALES Y MÉTODOS	15
RESULTADOS	18
DISCUSIÓN	19
CONCLUSIONES	21
RECOMENDACIONES	22
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	23
ANEXOS	28

DEDICATORIA

A mis padres Antenor y Alicia; porque creyeron en mí, dándome ejemplos dignos de superación y gracias a ellos hoy puedo ver alcanzada mi meta, ya que siempre estuvieron impulsándome en los momentos más difíciles de mi carrera.

A mi esposo Pablo; por impulsarme a cada día ser mejor, por estar allí cuando más lo necesito y por todo su amor que día a día me dedica.

A mi hija Luciana Norali; que llegó en el mejor momento de mi vida para ser mi motor inspirador.

A mis hermanos Analí y Carlos; por el apoyo incondicional y por fomentar en mí el anhelo de triunfo en la vida, dándome palabras de aliento.

A Marina Rodriguez, Por todo tu amor, todas tus enseñanzas, por tu paciencia y tu cariño, te has ganado mi amor eterno abuelita. Eres la persona más dulce que conozco y por todo eso te adoro mamá marina.

AGRADECIMIENTO

A Dios; por guiarme en cada paso que doy y hacerme ver que siempre hay una solución para cada problema, sin importar el tamaño que sea.

A mi familia; padres, esposo, hija, hermanos y sobrinos, gracias por ayudarme a cumplir mis objetivos como persona.

A la Dra. Nidia Puray maestra y directora de tesis; por su paciencia, enseñanza y apoyo; que no dudo en brindarme para la elaboración de la tesis.

A Diana Yupe; por ser amiga, confidente y por siempre contagiarme su alegría a través de sus ocurrencias.

RESUMEN

El presente trabajo tuvo como objetivo investigar la existencia de larvas de la familia Anisakidae en jurel (*Trachurus picturatus murphyi*). El estudio se realizó en el terminal pesquero de Ventanilla-Callao, teniendo como fecha de estudio el mes de Octubre del 2012. Para la investigación se recolectaron 72 especímenes de jurel; los cuales fueron examinados con el método de examen visual simple. No se evidenció larvas de la familia anisakidae.

Palabra clave: Anisakidos, especímenes, método, hospedero, examen visual.

ABSTRACT

The research aimed to determine the existence of larvae of the Anisakidae Family in the Mackerel (*Trachurus picturatus murphyi*). The study was conducted in the fishing spot of Ventanilla - Callao, as being studied from October 2012. 72 specimens of Mackerel were collected, which were examined by the method of simple visual examination. Which the larvae of the Anisakidae family is not evidenced by taking a 0 % in the study. This absence could be due to several factors such as: the species of the fish, the geographical area, the time of the year, the size of the fish, the decrease of intermediate host.

Keyword: Anisakidos, specimens, method, host, visual examination.

I. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial, se le otorga gran importancia al consumo de pescado, debido a su aporte en proteínas de alta calidad (aminoácidos esenciales) unido al fósforo, calcio y vitaminas; considerada indispensables para la salud humana. Además, presenta un bajo contenido en grasas y es importante por los aportes nutricionales constituyendo un alimento insustituible en la alimentación. Aunque en el Perú las cifras de consumo por habitante / año según los datos del ministerio de pesquería es de 19 kg/habitante. Considerado muy bajo con otros países que oscila de 40 kg/habitante

El consumo de pescado puede producir enfermedades parasitarias si no se tomaran las medidas sanitarias adecuadas. Las infecciones denominadas Difilobotriosis y Anisakiosis son adquiridas al consumir pescados crudos, insuficientemente cocidos, ahumados o sometidos a congelamiento insuficiente.

La Anisakiosis son larvas de la familia Anisakidae con potencial zoonótico; ya que al consumir la carne de pescado crudo, facilita el desarrollo del parásito a nivel del sistema digestivo con ello se produce los signos clínicos como: náuseas, vómitos, dolor abdominal, dilatación abdominal, diarrea, heces con moco y sangre producida por una obstrucción intestinal.

En otra parte del mundo se han reportado casos de anisakidosis; en Europa se han notificado alrededor de 500 casos, en los Estados Unidos se reportan cerca de 50 casos anuales y solo en el Japón, se notifican más de 2 000 al año que representa el 95% de los casos que ocurren en el mundo, por el consumo del “sushi” y “sashimi”.

En el Perú, se han reportado en total ocho casos humanos de los cuáles cinco son comprobados, tres de ellos producidos por larvas de *Pseudoterranova decipiens*, uno por una larva de *Anisakis sp.* y otro por *A. simplex*. Además, dos casos probables por

Anisakis physeteris. Todos cursaron un cuadro agudo y tenían el antecedente de haber ingerido “cebiche” de pescado de origen marino.

Por tal razón, es de importancia conocer si por el cambio climático que se ha dado en los últimos años sigue existiendo larvas de la familia Anisakidae, en el pescado marino especialmente en el jurel que es de consumo masivo. Siendo este parásito una amenaza para el humano.

II. MARCO TEÓRICO

1 Presencia de larvas de la Familia Anisakidae

1.1 Generalidades

Los Anisakidae son ascáridos cuyo estadio adulto son parásitos de una amplia gama de hospederos, incluyendo los mamíferos marinos y las aves. Las larvas se encuentran en muchos peces que han ingerido los huevos o crustáceos hospedero paraténico (1,2).

El hombre es un huésped accidental que se interpone en el ciclo cuando ingiere pescado o cefalópodos crudos o poco cocinado, ahumados y secos (2).

1.2 Taxonomía

En los peces marinos, las infecciones por larvas de nemátodo están producidas, principalmente por especies de Anisakidos cuyo esquema más aceptado es la siguiente:

Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Ascaridida
Super familia:	Ascaridoidea
Familia:	Anisakidae
Sub familia:	Anisakiinae
Géneros:	<i>Pseudoterranova</i> <i>Contracaecum</i> <i>Anisakis</i> (2)

El interés sanitario de estos géneros es porque se han visto implicados en infecciones “accidentales” humanas (3,4).

1.3 Morfología

Adulto

El cuerpo de los nemátodos Anisakidos es cilíndrico, alargado, sin segmentos y puntiagudo en los extremos, o ambos, pueden estar acuminados, no existiendo separación entre las distintas partes corporales. La cubierta corporal de los estadios adultos sexualmente maduros consta de una cutícula dura, una hipodermis y una capa muscular simple. La cutícula está formada por una subcutícula y consta principalmente de sustancias albuminoideas, pero no de quitina, pudiendo estar engrosada formando rebordes laterales de los que arrancan alas que pueden recorrer todo el cuerpo o solamente la parte anterior y la posterior (3).

El sistema digestivo es completo, disponiendo de boca, esófago, intestino y ano. La abertura bucal dispone de varios labios y un diente cuticular. El esófago tiene dos porciones bien diferenciada: una anterior llamada proventrículo y otra posterior denominada ventrículo, que puede poseer o no un apéndice esofágico según el género de que se trate (3,4).

El intestino, puede tener o no ciego intestinal, también dependiendo del género. El sistema nervioso central lo constituye el anillo nervioso, dispuesto en torno al esófago. Además de fibras nerviosas contiene ganglios y con los troncos nerviosos hallándose relacionados con otros ganglios y con los troncos nerviosos que discurren hacia adelante y hacia la parte posterior. En conexión con las ramas nerviosas periféricas se encuentran órganos sensoriales, entre otras las papilas táctiles situadas en la abertura oral y en los machos en la cloaca (5,6).

También existe un sistema excretor compuesto por una glándula y un conducto que finaliza en el llamado poro excretor que se sitúa inmediatamente por debajo de la apertura bucal, o bien a nivel del anillo nervioso según los géneros (4,5).

Larvas

En la fase en que infecta a los peces larva 3 (L3), los *Anisakis* tienen forma de muelle (3). Las diferencias más importantes entre los estadios larvarios son: (6)

- *Anisakis*: ausencia de apéndice esofágico y de ciego intestinal, el poro excretor se halla en la base de los labios (anexo 1).
- *Pseudoterranova*: ciego intestinal presente, ausencia de apéndice esofágico y poro excretor (anexo 2).
- *Contracaecum*: Presencia de ciego intestinal y de apéndice esofágico, poro excretor en el extremo anterior (anexo 3).

1.4 Ciclo Biológico

Los ciclos evolutivos no son completamente conocidos. Todos ellos son indirectos, presentando estadios de vida libre; estadios larvarios parásitos en hospedero intermediarios y paraténicos, así como estadios larvarios y adultos en hospedero definitivos (anexo 4).

Los anisakidos están asociados a organismos acuáticos (peces y mamíferos) y aves piscívoras. La transmisión de las especies en esta familia se desarrolla en el agua que generalmente involucra invertebrados acuáticos y peces como hospederos intermediario y paraténico (1).

El ciclo se inicia cuando los hospederos definitivos como los mamíferos marinos (balénidos y pinípedos) albergan los estadios adultos (L5) estos se reproducen y liberan huevos al medio acuático a través de la defecación. Los huevos salen sin embrionar, una vez en el medio acuático, los huevos embrionan a larva 1 (L1) y mudan a larva 2 (L2) ambas dentro del huevo (6).

La L2 es el estadio infectivo para el primer hospedero intermediario que son los crustáceos (eufácidos), ellos ingieren los huevos infectivos, pasando a su cavidad hemocélica, en donde abandonan su vaina, e inician su desarrollo a larva 3 (L3) (6).

El desarrollo continuará cuando los crustáceos sean ingeridos por calamares (cefalópodos) y peces, (segundo hospedero intermediario) una vez ingeridos las larvas se desarrolla hasta alcanzar el siguiente estadio larvario (L3). Se liberan la L3 en la pared intestinal en los que estas larvas pueden verse enquistadas dentro de una cubierta o vaina, a nivel muscular, o vísceras, principalmente el hígado (6).

Los peces y calamares que son devorados por peces de mayor tamaño (ballenas, delfines y marsopas) pasan a la L3 en donde no continua su desarrollo, si no que se reenquistan en sus músculos y vísceras, estos peces actúan así como hospederos paraténicos (3).

El ciclo se completa cuando el mamífero consume al segundo hospedero intermediario o al hospedero paraténicos (5).

Se incluye al hombre como hospedero accidental, cuando ingiere pescado o cefalópodos crudos o poco cocinados, así como ahumados, semiconservas, salazón, pescado deshidratados o en vinagre que albergan las larva 3 (L3) de estos nemátodos. En el hombre, no llega a desarrollarse el estadio adulto (L5), como máximo muda a larva 4 (L4) pero no alcanza su madurez sexual (7).

2 Localización del parásito

Las localizaciones de las larvas dentro de la cavidad abdominal son variables, pueden hallarse en la superficie hepática, entre los mesenterios, las gónadas o en la sub mucosa del tubo digestivo generalmente encapsuladas (8).

Las larvas de Anisakidos en el interior del pescado se observan más frecuentemente en la cavidad abdominal libres, enrolladas en espiral y a veces, rodeadas por una capsula (8).

Según algunos autores, las larvas de nemátodos se hallaban dentro de la cápsula del hígado y dentro del parénquima. Las localizaciones de los Anisakidos descritas en los moluscos cefalópodos (calamares), son en las vísceras y libres en el manto muscular (8).

Numerosos autores han descrito la presencia de larvas encapsuladas en la musculatura del pescado, especialmente en la musculatura ventral y existen trabajos sobre la posible migración de estas larvas hacia la musculatura del pescado tras su captura (9).

Existen estudios realizados que han confirmado la hipótesis de que se hallaban más cantidad de Anisakidos en la musculatura abdominal que en la región posterior y encontraron mayor número de estos parásitos en las rodajas del pescado que en los filetes (9).

3 Epidemiología

Las larvas de anisakidos se han hallado en numerosas especies de pescado de consumo. Según la bibliografía, tanto los niveles de prevalencia como los grados de parasitación son muy variables y dependen de varios aspectos como la especie de pescado estudiada, la zona geográfica, la época del año y las características individuales de cada ejemplar entre otros (10).

Se ha comprobado que en el arenque (*Clupea harengus*) es una especie altamente parasitada. Se halló un 65% larvas de *Anisakis simplex* con una media de 9 larvas por ejemplar. Estos mismos autores encontraron larvas de *Phocanema sp.* (*Pseudoterranova*), principalmente en bacalao (*Gadus morhua*) y salmón (*Salmo salar*) (10, 11,12).

Se investigó la presencia de larvas de *Anisakis sp.* En productos pesqueros importados por Italia, encontrándose parasitadas las siguientes especies procedentes de Marruecos: pez de San Pedro (*Zeus faber*), cabracho (*Scorpaena scrofa*) y breca (*Pagellus erythrinus*) con prevalencias del 20%, 13.3% y 8.8% respectivamente. Asimismo, hallaron larvas de anisákidos con una prevalencia del 10% en pez de San Pedro, y del 10% en breca ambos del Senegal y un 20% de prevalencia en breca procedente de Guinea. (13).

Se estudiaron la presencia de larvas de anisákidos en 108 especies de peces y se encontraron larvas *Anisakis simplex* en 53 especies del Mar del Sur de China y en 11

especies del Mar Amarillo; este nematodo presentó prevalencias del 36.5% y del 40.5% respectivamente. (14).

En Estados Unidos, al estudiar la presencia de anisákidos en comidas de pescado crudo “sushi” y “sashimi”, encontraron parasitadas un 10% de muestras de salmón (*Salmo salar*) y un 5% de muestras de estos platos elaborados con caballa (*Scomber sp.*) (15,16).

En España, se estudió sobre la parasitación por larvas de anisakidos en el jurel (*Trachurus picturatus murphyi*), la bacadilla (*Micromesistius poutassou*) y la merluza (*Merluccius merluccius*), encontrando una prevalencia superior al 60% para estas especies de pescado. Sin embargo, no hallaron ni en sardina ni en boquerón (17).

En Italia, se encontró larvas de anisakidos en jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) con una prevalencia de 39.3% de 830 especies recogidas del mercado de Milan y procedentes del mar mediterráneo (Adriático, jónico y Tirreno) realizando el estudio en épocas de primavera y el invierno (18)

En Chile Se realizó estudios de parásitos en cinco especies diferentes, hallaron una elevada prevalencia para las larvas de anisakidos: del 33% para *Hysterothylacium sp.* y hasta del 100% para *Anisakis simplex* en merluza de cola patagónica (*Macrouronus magellanicus*). Estos autores explicaron que la elevada presencia de *A. simplex* podía deberse a la gran cantidad de mamíferos marinos que habitan las costas del Sur de Chile, los cuáles son hospederos definitivos de este parásito (19, 20, 21).

Otro estudio en Chile, reportaron la presencia de larvas de *Anisakis sp.* a con una prevalencia de 27% de 311 jureles (*Trachurus picturatus murphyi*) y se ha comprobado la infección por otros parásitos de la familia Anisakidae en la merluza *Merluccius gayi*, la corvina *Cilus montti* todos de consumo habitual (21).

En Argentina se estudiaron parasitológicamente 173 caballas (*Scomber japonicua*) capturadas en dos zonas del mar de Argentina, (Mar del Plata y el Rincón) encontraron 26% y 87% de presencia de anisakidos según la zona de origen y el género del parásito (22).

En Perú, se encontraron larvas de *Anisakis* spp. en tres especies de peces capturados en el mar, cerca del puerto del Callao: 48,6% de 222 especímenes de jurel *Trachurus murphyi*; 1,5% de 381 lornas *Sciaena deliciosa*; 1,6% de 180 cocos *Polyclemus peruanus*, y ninguno de 250 cojinabas *Seriolella violacea*. Las tasas más altas de infección se hallaron entre diciembre y marzo (23).

4 Jurel (*Trachurus picturatus murphyi*)

4.1 Variaciones geográficas

El jurel se distribuye en el Pacífico Sudoriental desde el Ecuador por el norte hasta los 52°S y desde la costa central de Chile hasta la zona costera de Nueva Zelanda y Tasmania (Australia) por el oeste (24).

El jurel se caracteriza por una distribución muy amplia. Datos de embarcaciones científicas y pesqueras de la ex URSS, entre otras, han detectado concentraciones comerciales de jurel entre las 200 y 300 millas frente a nuestras costas. Verticalmente el jurel se presenta sobre los 100 m. de profundidad en años normales, sobrepasando los 200 m. en años cálidos. La distribución y concentración de los cardúmenes de jurel guardan cierta relación con la variación e interacción de las masas de agua frente a nuestro litoral; 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) (25,26).

Su distribución además está vinculada a factores oceanográficos químicos como la disponibilidad de oxígeno en la columna de agua así como por la presencia de presas (alimento). El jurel es una especie voraz (omnívoro) y su principal alimento son los Eufausiidos o crustáceos del micronectón (26,27).

Entre los parámetros oceanográficos satelitales que pueden utilizarse para obtener de modo indirecto la distribución del jurel tenemos a la temperatura, clorófila y altimetría. La Salinidad también es un parámetro útil para describir la presencia de jurel, pero este es calculado en base a modelos que utilizan la temperatura y los vientos como parámetros de entrada. Otros parámetros obtenidos con modelos son la profundidad de la termoclina y las temperaturas a diferentes niveles de profundidad (24).

Estudios realizados por instituciones de Chile (IFOP, INPESCA) y Perú (IMARPE) indican que el jurel suele habitar los frentes térmicos entre las Aguas Costeras Frías (ACF) y Aguas Subtropicales Superficiales (ASS) siempre que en estos tengan accesibilidad a las presas y alto contenido de oxígeno. El jurel parece preferir zonas de alto gradiente térmico, es decir en la confluencia de los giros (remolinos) ciclónicos y anticiclónicos. Los giros anticiclónicos, o contrarios al giro de las agujas del reloj en el hemisferio sur, están relacionados con una elevación de la altura media del mar, lo cual oxigena la columna de agua de arriba hacia abajo (“downwelling”) profundizando la termoclina. Los giros ciclónicos en cambio trasladan nutrientes a la superficie y elevan la ubicación de la termoclina. Cuando estos dos giros o remolinos son colindantes se genera un frente o zona de alto gradiente y dinámica que favorece la concentración de presas que muchas veces constituyen zonas temporales de residencia del jurel y otras especies (24,28).

Lamentablemente, estas zonas son muy abundantes frente al mar peruano, por lo que la detección previa de jurel requiere un profundo conocimiento de la estacionalidad de su comportamiento migratorio y agregativo (24).

El jurel tiene una distribución cambiante. Siendo muy abundante dentro de la ZEE de Perú a inicios de la década de 1970 comenzó a distribuirse paulatinamente hacia el sur a partir de El Niño 1982-83. Sin embargo, las tendencias de cambio no fueron apreciadas sino hasta 1998 cuando ya el país había empezado a adquirir su propia flota jurelera para reemplazar a los grandes arrastreros rusos y cubanos que operaron en Perú entre 1978 y 1991 (29).

El Niño de 1997-98 inició un nuevo cambio en la distribución del jurel en el sur de Chile, pues ya no se le pescaba cerca de costa sino progresivamente en zonas más oceánicas por fuera de la ZEE de Chile (30).

Frente al Perú las migraciones de jurel explican la estacionalidad de la presencia masiva del recurso. A pesar de que en el litoral sur se dispone de este recurso todo el año, este es solo accesible para la flota artesanal; recién en el verano parecen producirse inmigraciones desde el suroeste que alientan la pesca industrial entre enero

y marzo para volver a ausentarse de abril a diciembre. En general el litoral sur es una permanente zona de crianza, y de desove y engorde durante el verano (31, 32).

5 Métodos de diagnóstico de larvas de Anisakidos en el jurel (*Trachurus picturatus murphyi*)

Diagnosticar una enfermedad parasitaria es dar el primer paso para combatirla; más para saber de qué parásito se trata y establecer un buen diagnóstico se necesita un método de investigación, en la que la mayoría de los casos comienza por hacer historia (anamnesis) y después de un reconocimiento previo (exploración externa) conduce a la investigación propiamente dicha (necropsia, análisis histológico). Se puede utilizar varios métodos para la búsqueda de larvas de nemátodos en la carne y/o en las vísceras de los pescados (33, 34).

Para la elaboración de esta investigación se utilizó la siguiente:

5.1. Examen visual simple

Una vez adquiridos los pescados, se procederán a registrarlos por tamaño y peso; Ya registradas cada una, adecuadamente, se colocará los datos en las fichas diseñadas especialmente por el investigador (anexo 5).

Tras la identificación morfológica de la especie, se utilizará el método de examen visual simple para la investigación de las larvas consistente en:

- Incisión en la línea media ventral o abdominal del pescado sin eviscerar, desde la región del ano hasta la región anterior, la incisión no deberá comenzar por el ano, si no inmediatamente anterior a él para evitar cortar el intestino, que podría destruir los parásitos allí presentes y provocar la salida del contenido intestinal en la cavidad visceral.
- Extracción de las vísceras de la cavidad abdominal.
- Examen visual, con la ayuda de una lupa se pudo observar vísceras, cavidad abdominal, peritoneo y planos musculares adyacentes fileteándolo paralelo a la columna vertebral (34).

5.2. Lesiones

El examen realizado para descartar alguna lesión en el pescado debe ser inmediatamente después de la captura. Existen lesiones producidas por esta larva en el hígado. Dichas larvas se hallan en la cápsula hepática y generan una intensa respuesta en el hospedero como resultado de su encapsulamiento. Existen dos capas en la cápsula, la interior compuesta de una deposición densa y concéntrica de fibras de colágeno con acúmulo de fibroblastos y la exterior con células epiteliales intercaladas con fibroblasto. En ambas capas se pueden observar linfocitos (35).

6. Anisakidosis humana

La anisakidosis humana es una enfermedad de potencial zoonótico, producidas por larvas de nemátodos de la familia Anisakidae, debida principalmente al consumo de pescado crudo o insuficientemente cocinado. Cuando el hombre ingiere accidentalmente las larvas en el pescado, estas no pueden evolucionar a adultas y su vida en el hombre es corta, como máximo de unos meses. (36, 37)

6.1 Antecedentes de la anisakidosis humana en el Perú

Entre Diciembre de 1997 y Enero de 1998, se entrevistaron retrospectivamente a personas con cuadro clínico compatible con anisakiosis después de haber ingerido "cebiche" de "perico". En Diciembre de 1997, se examinaron 12 especímenes adultos de *C. hippurus*, comercializados en los mercados de abasto de la ciudad de Ica, procedentes de Marcona y San Andrés (Ica) e Ilo (Moquegua) en la costa central y sur del Perú. La búsqueda de helmintos se realizó en la superficie visceral y musculatura de los peces, las larvas de céstodes y nemátodos fueron fijadas en alcohol caliente al 70%, para su identificación los metacéstodes fueron coloreadas con carmín acético de Semichón y las larvas de nemátodos fueron clarificadas en una mezcla de alcohol-fenol, luego, se examinaron al microscopio de campo claro. (36)

Descripción de dos probables casos de anisakiosis:

Joven de 22 años, estudiante, residente de Ica, llega al hospital manifestando como único antecedente, haber ingerido "cebiche de "perico" en un establecimiento ambulatorio, refirió haber presentado escalofríos, vómitos y dolor abdominal que disminuyó progresivamente y desapareció espontáneamente a los 2 días. La entrevista fue posterior a la presentación del cuadro, debido al paciente ya no presentaba ninguna sintomatología, se examinaron las heces para buscar larvas de *Anisakis*, no se le practicó endoscopia. Otro caso Varón de 36 años, también residente en Ica. A la autopsia verbal también manifiesta como única exposición de riesgo el haber ingerido "cebiche", después de 6 a 8 horas de la ingesta inició con leve molestia abdominal, el dolor en el epigastrio se hizo más intenso las primeras 24 horas aproximadamente, acompañado de sensación de náuseas. No se le practicó endoscopia. La consulta fue similar al caso anterior (36).

6.2 Sintomatología

Las infecciones se producen principalmente en el estómago y con menor frecuencia en el intestino (38).

Los síntomas que puede presentar el humano:

A nivel gástrico:

Dolor epigástrico (12 horas), náuseas y vómitos, diarreas con signos de hemorragia larva viva en la mucosa, ocasionalmente urticaria, la larva *P. decipiens* ocasiona el síndrome de escozor de la garganta (38,39)

A nivel Intestinal:

Dolor epigástrico (5-7 días), ascitis o signos peritoneales respuesta inflamatoria ileon, colon y yeyuno, obstrucción intestinal, perforación intestinal (38,39).

6.3 Diagnóstico y tratamiento

El diagnóstico de esta enfermedad en la mayoría de los casos, sólo es posible tras un examen histológico postoperatorio del tejido extraído quirúrgicamente. Por la sintomatología, se sospecha que pudiera tratarse de esta enfermedad, debe realizarse una encuesta (Anamnesis) sobre la alimentación para precisar si se ha consumido

pescado crudo o poco cocinado .Un diagnóstico clínico de anisakidosis gástrica puede ser confirmado por una endoscopia o colonoscopia observando directamente el parásito. Esta técnica, que utiliza pinzas para extracción del parásito, puede utilizarse a la vez como un tratamiento (40,41).

Además se utilizan pruebas diagnósticas complementarias como el estudio radiográfico y por ultrasonido de alta resolución. Las pruebas diagnósticas de laboratorio tienen hasta ahora una utilidad limitada y poco específica (18).

6.4 Medidas de prevención y control

Las únicas medidas realmente eficaces para prevenir la anisakiosis son aquellas dirigidas a producir la inactivación de estos organismos antes de que el pescado crudo sea ingerido (1,5, 32).

La prevención debe basarse en una educación para conseguir la abstención de comer pescado fresco crudo o poco cocinado. También se debe insistir en la congelación por debajo de los -20°C y en la cocción completa a temperaturas no inferiores a 60°C . (33).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. Espacio y Tiempo

La investigación se realizó en el terminal pesquero, situada en la av. Néstor Gambeta km. 5.2 en el distrito de Ventanilla-Callao ubicado a 21 m.s.n.m. siendo sus coordenadas geográficas 77° 07' 27" de longitud y 11° 52' 15" de Latitud Sur. El estudio se llevó a cabo en el laboratorio de la Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas ubicado en la Av. Rinconada-Pachacámac. El tiempo que se llevó a cabo la elaboración del análisis de la muestra fue en Octubre del 2012. .

2. Población y Muestra

El tamaño muestral se calculó en base a la fórmula de poblaciones finitas, para ello se consideró 2 576.24 kg de Jurel, los cuales fueron descargados en el terminal pesquero de Ventanilla en un periodo de un mes.

Para la selección de las muestras solo se consideró como criterio de inclusión el peso; donde los pescados pesaron entre 400 a 600 gr/Jurel.

$$n = \frac{N * Z^2\alpha * p * q}{d^2 * (N - 1) + Z^2\alpha * p * q}$$

N = Total de la población

Z α = 1.96 al cuadrado (confianza es del 95%).

p = proporción esperada (en este caso 5% = 0.05).

q = 1 – p (en este caso 1-0.05 = 0.95).

d = precisión (en su investigación use un 5%).

Aplicando la fórmula:

$$n = \frac{5142.48 * 1.96^2 * 0.05 * 0.95}{0.05^2 * (5142.48 - 1) + 1.96^2 * 0.05 * 0.95}$$

$$n = \frac{937.98}{13.0361} = 71.95 \text{ Jureles}$$

3. Diseño de la Investigación

Considerado un estudio no experimental solo descriptivo; el sujeto de estudio (Jurel) fue adquirido en el terminal pesquero de Ventanilla. Luego la especie en mención, fue trasladada al laboratorio de la escuela académico profesional de Medicina Veterinaria de la “Universidad Alas Peruanas”; una vez obtenida la especie, se realizó un análisis organoléptico.

Después de realizar el análisis organoléptico, se procedió a realizar el examen visual simple, en busca de larvas en la superficie visceral y en la musculatura.

4. Procedimientos

Autorización a la Universidad Alas Peruanas

Se envió una solicitud a la Universidad Alas Peruanas, escuela académico profesional de medicina Veterinaria en la cual se pidió la autorización para el uso del laboratorio, en donde se analizaron las muestras.

Obtención del *Trachurus picturatus murphyi*

Se obtuvo a los sujetos de estudio con la compra de esta especie en el terminal pesquero. Las cuáles fueron envueltas en papel y embolsadas hasta llevarlas al laboratorio central para la disección correspondiente.

Análisis del pescado

Una vez adquiridos los sujetos de estudio, se procedió a registrarlos por tamaño y peso; Ya registradas cada una, adecuadamente, se colocó los datos en las fichas de registro. (ver anexo 5).

Método del examen visual simple en el pescado

Tras la identificación morfológica de la especie, se realizó la disección para la búsqueda de las larvas, el cual consistió en:

Se situó al pescado de lado, en una tabla de disección y se sujeta por el abdomen por la región de la aleta ventral (pélvica) por su parte más superior con la ayuda de unas pinzas de diente de ratón.

Se usó el mango de bisturí n°4 con una hoja de bisturí n°23 para cortar la pared abdominal por la parte ventral, partiendo entre las dos aletas ventrales en dirección craneal hasta llegar a la cavidad pericárdica (4,33).

Se abrió la parte restante de la cavidad abdominal cortando en dirección contraria, teniendo el cuidado de no realizar ninguna incisión en el recto, una vez en cavidad abdominal: (4,33)

- Se extrajo las vísceras de la cavidad abdominal.
- Se realizó un examen visual en vísceras, cavidad abdominal, peritoneo y planos musculares adyacentes
- Se incidió paralelo a la columna vertebral, los planos musculares.
- Se realizó un examen visual en los planos musculares, minuciosamente con la ayuda de una lupa y del estereoscopio (4,33).

IV. RESULTADOS

Larvas de la familia anisakidae en Jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) comercializados en el terminal pesquero de Ventanilla - Callao.

De un total de 72 jureles muestreados, los resultados fueron negativos; no habiéndose encontrado ni un tipo de estadio larvario de la familia Anisakidae.

Cuadro N° 1. Descarte de la familia anisakidae en el jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) procedentes del terminal pesquero de Ventanilla – Callao.

	Método de examen visual simple		
	Total %	Positivo%	Negativo%
Familia Anisakidae	72(100%)	0 (0/72)	100 (72/72)

V. DISCUSIÓN

En el presente estudio de investigación se determinó que las 72 muestras de Jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) obtenidas del Terminal Pesquero de Ventanilla – Callao, en el mes de Octubre del 2012 examinadas mediante el método de examen visual, resultaron negativas a nemátodos de la Familia anisakidae (Cuadro 1).

Si se compara el estudio con lo investigado por Tantalean M. (23) en Perú, Torres (41) en Chile y Renon y Malandra (18) en Italia; donde se reportaron la presencia de larvas de *anisakis* en jurel en un 48,6%, 27% y 39.3 % respectivamente, estos resultados no concuerdan con lo obtenido en el estudio, esta ausencia del parásito estaría influenciada por los siguientes aspectos como son: la zona geográfica, la migración de la especie, temporadas de alimentación y desove, la época del año y las características individuales de cada ejemplar (10).

Tantalean (23) menciona que la tasa más alta de infección (48,6%) se halló en la estación de verano, concordando con lo dicho por Torres (27%) pero contradiciendo lo mencionado con Renon y Malandra (43) los cuáles obtuvieron una mayor presencia de larvas de *anisakis* durante las estaciones de primavera e invierno (39,3%).

Tantalean realizó el estudio en la estación de verano que coincidió con el fenómeno del niño (1972 -1973), lo que provocó que las temperaturas del mar se incrementara (18 y 27°C) y a la vez permitió que el jurel se acercara a la costa para obtener su alimento (eufasidos), en aguas semi profundas los cuales estarían infectados con el estadio larvario al estar en contacto con el hospedero definitivo (23).

El estudio se realizó en la estación de primavera (Octubre), donde la temperatura del agua de mar oscilaban entre los 14 y 15°C, además se produjo un incremento de

masas de aguas frías procedentes del sur, provocando que la temperatura del agua de mar disminuya entre 1 y 2°C lo que conlleva a que los peces se retiraran a aguas oceánicas encontrando su alimento libre del estadio larvario al no estar presente el hospedero definitivo (24).

Cuando se menciona el trabajo de Torres que encontró un 27% a una temperatura de 13 -16°C en la estación de verano, temperatura menor a lo presentado por Tantalean; hay que considerar que Torres realizó el estudio en Chile donde es una de las principales áreas de desove y mayor captura del jurel situada entre 78° W y 105°W entre 38°S y 42°S permitiendo que entre en contacto con el hospedero intermediario infectado al encontrarse gran cantidad de mamíferos (21,41).

Y en el estudio la temperatura oscilaba entre 14 - 15°C que pudo incidir directamente para que no se tuviera mucha disposición del recurso Jurel, además se reduce la probabilidad de encontrar *anisakis* en las muestras los que nos llevaría a decir que la ausencia de *anisakis* estaría influenciada por la temperatura del mar y la temporada de desove; más no por la estación del año.

Así mismo, Landry (27) afirma que la posibilidad de encontrar larvas de *anisakis* en Jurel estaría influenciada por la alimentación, ya que esta especie se alimenta de eufasidos superficiales, los cuales tienen menor probabilidad de estar parasitadas a diferencia de los eufasidos de aguas profundas; y en el estudio, las muestras que se obtuvieron, tenían una tendencia en su alimentación basada en eufasidos de aguas superficiales y la anchoveta (*engraulis ringens*), estando está en menor contacto con el hospedero definitivo.

Cabrera y Suárez (32), mencionan que la probabilidad de encontrar parásitos de *anisakis* estaría influenciada al tamaño del pescado; y la mayor posibilidad de encontrar parásitos oscila que el pescado este entre los 15 y 42 cm. y en el estudio los pescado tenían una talla promedio de 18 cm. teniendo menos posibilidades de estar parasitada por encontrarse en el límite inferior de la talla promedio (anexo 5).

VI. CONCLUSIÓN

- De las 72 muestras no se observó larvas de la Familia Anisakidae en jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) del terminal pesquero de Ventanilla - Callao.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios de investigación de estos parásitos en otros pescados de consumo (Caballa, lorna, bonito, perico entre otros).
- Realizar estudios en las diferentes estaciones del año.
- Evitar el consumo de pescado crudo o poco procesados, es decir, que no hayan sido congelados previamente durante las 24 horas a una temperatura de -20°C .
- Si se cocina, hay que tener en cuenta que para destruir a las larvas familia anisakidae se necesitan llegar al menos a 60°C . durante 10 minutos.
- Realizar charlas de educación sanitaria preventiva en terminales, mercados y lugares donde se expende productos marinos.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Muñoz B. Anisakiosis y anisakidosis. Barcelona: Editorial Acribia; 2009.
2. Soulsby E. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. México DF: Editorial Interamericana; 1989.
3. Gallegos Berenguer J. Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona: ediciones universidad de Barcelona; 2006.
4. Amlacher E. Manual de las Enfermedades de los Peces. Zaragoza – España: Editorial Acribia; 2000.
5. Hiepe Th, Lucius R, Gottstein B. Parasitología general con principios de inmunología, diagnóstico y lucha antiparasitaria. Zaragoza – España: Editorial Acribia, SA. 2006.
6. Olivero Verbel J., Baldiris R. Parásitos en peces colombianos: están enfermando nuestro ecosistemas? Cartagena-Colombia: Editorial Universidad de Cartagena; 2008.
7. Urquhart G, Armour J, Duncan J, Dunn A, Jennings F. Parasitología Veterinaria. 2.^a ed. Zaragoza: Editorial Acribia; 2001.
8. Ash, L., Orihel, T. Atlas of human parasitology, 4^a ed. Chicago: American Society of Clinical Pathologists; 2002.
9. Cordero del Campillo M, Rojo F, Martínez A, Sánchez M, Hernández S, Navarrete I, et al. Parasitología Veterinaria. Madrid - España: Editorial Mc Graw Hill; 1999.

10. Pereira Bueno J. Parasitología veterinaria: Anisakidosis. Madrid-España: Editorial Mc Graw Hill; 1999.
11. Møllergaard, S. Food hygiene aspects of parasitic infections of fish dansk veterinærtidsskrift 1997, 80: 51-56.
12. Petithory, J. C.; Marty, B. L'Anisakiase en France . La lettre de l'Infectiologue. 1988; 3: 96-99.
13. Manfredi, Mt; Marone, M; Traldi, G. Anisakidae nei prodotti ittici importati. Dopo la caduta delle barriere doganali nella Ce quale ruolo per il servizio sanitario nazionale. *Obiettivi e Documenti Veterinari*. 1994; 15: 49-53.
14. Sun,Sz. Investigation of *Anisakis simplex* larvae infestation in marine fishes from South China Sea and Bohai Sea. *Chinese Journal of Parasitology and Parasitic Diseases*. 1996; 14:173-176.
15. Koie M. Berland, B. Development to third-stage larvae occurs in the eggs of *Anisakis simplex* and *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda Ascaridoidea Anisakidae) Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 1995; 52 (1): 134-139
16. Adams, A.; LLeja, LL.; Jinneman, K. Anisakid parasites, *Staphylococcus aureus* and *bacillus cerus* in sushi and sashimi from Seattle área restaurants. Journal of food protection. 1994; 57:311-317.
17. Pascual, S.; Gonzales, A; Arias, C. Hystopathology of larva *Anisakis Simplex* (Nematoda, anisakidae) parasites of short-finned squid in the s.e. North Atlantic. Bulletin of the European Association of fish pathologist. 1995; 15: 160-161.
18. Renon, P.;Malandra, R. Frequenza di infestazione dell'anisakidosi in teleostei marini pervenuti presso il mercato ittico di Milano nel triennio "91-93". Archivio veterinario Italiano.1993; 44: 118-130.

19. Víu, M.; Sanchez Acedo, C; Del Cacho, E.; Quílez, J. Estado actual de Anisakidosis: zoonosis transmisible al hombre. *Medicina Veterinaria*. 1996; 13: 406-415.
20. Aldama M. Oyarzún, J. Isopodos parásitos como indicadores poblacionales del jurel (*Trachurus picturatus murphyi*) (Pisces: *Caragidae*) frente a las costas de Chile. 1995; 24:23-32.
21. Torres, P., G. Pequeño, L. Figueroa. Nota preliminar sobre Anisakidae (Railliet y Henry, 1912, Skrjabin y Korokhin, 1945), en algunos peces de consumo habitual por la población humana de Valdivia -Chile. *Bol Chil Parasitol*; 1978; 33:39-46.
22. Cremonte, F; Sardella, NH. The parasite fauna of *Scomber japonicus* houlty, 1782 (Pisces: *Scombridae*) in two zones of the Argentine sea. *Fisheries Research*. 1997; 31:1-9.
23. Tantalean V. Manuel E. La presencia de larvas de *Anisakis sp.* en algunos peces comerciales del mar peruano. *Revista Peruana de Medicina Tropical UNMSM*; 1972; (1) 38-43.
24. IMARPE. *Trachurus picturatus murphyi*-Jurel. Hallado en: <http://www.imarpe.gob.pe/paita/especies/pelagicos/jurel/jurel.htm>. Acceso el 8 Agosto de 2012.
25. Instituto del Mar del Perú. Compendio Biológico tecnológico de las principales especies hidrobiológicas comerciales del Perú. 1996; 141 p.
26. Jurel. Instituto del Mar del Perú. Recursos y pesquerías de peces pelágicos http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/index.phpid_detalle=0304. Acceso el 13 de junio de 2013.

27. Landry, T.; Boguen, A; Hare, G.M. Les parasites de l' alose d'été (*Alosa aestivalis*) et du gaspareau (*Alosa pseudoharengus*) de la rivieri Miramichi, Nouveau-Brunswick. Canadian Journal of Zoology. 1992; 70: 1622-1624.
28. Brown L. Acuicultura para veterinarios producción y clínica e peces. Zaragoza-España: Editorial Acribia; 2000.
29. Tantalean V.M. Sinopsis de los parásitos de peces marinos de la costa peruana. Biotempo. 1994; (1) 53-55.
30. Smith, JW. Y Wootten, R. *Anisakis* and Anisakidosis. Advances in parasitology.1997; 16:93-163.
31. Tantalean V.M. Helmintos parásitos de peces marinos de la costa peruana. Editorial NCTL; 1997.
32. Cabrera Rufino, Suarez-Ogonio L. Probable emergencia de anisakiosis por larvas de *Anisakis physeteris* durante el fenómeno El Niño 1997-98 en la costa peruana. Parasitol. latinoam. 2002 Acceso 14 de agosto del 2013; 57: 166-170.
33. Eiras J. Método de estudio y técnicas laboratoriales en parasitología en peces. Zaragoga- España: Acribia; 2000.
34. Samillan D, Romero J, Rengifo A. Fauna parasitaria de algunos peces marinos de interés comercial. Resúmenes de la 12 da reunión científica del instituto de ciencias biológicas "Antonio Raymondi"; UNMSM 2003; p. 54.
35. Tejada Yábar M. Evaluación de la presencia de nemátodos del género *Anisakis* en los pescados de acuicultura marina española. Madrid-España: Editorial ICTAN; 2012.

36. Cabrera Rufino, Trillo María del Pilar, et al. Anisakidosis: ¿Una zoonosis parasitaria marina desconocida o emergente en el Perú? *Rev. Gastroenterológica Perú*. 2004; 24: 335-342.
37. Acha P. y B. Szyfres Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales, volumen III, 3ª ed. Washington D.C; O. P. S. 2003; 241-242.
38. Pereira Bueno J.; Ferre Pérez I. Nemátodos en: Parásito del pescado. Junta de Castilla León. Consejería de sanidad y bienestar social. 1997; 33-41.
39. De Kinkelin P. Tratado de las Enfermedades de los Peces. 3.ª ed. España: *Editorial Acribia*; 2002.
40. Bandes V., Anabel et al. Nemátodos de la familia Anisakidae en el pescado fresco que se expende para el consumo humano en Caracas, Venezuela. *INHRR*. 2005; 36(2): 44 -71.
41. Torres, P.; Contreras, A; Revenga J.; Fritz, N. Helminth parasites in fishes from Valdivia and Tornagaleones river estuaries in the South of Chile. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. 1993; 88: 491-492.

ANEXOS

Anexo 1

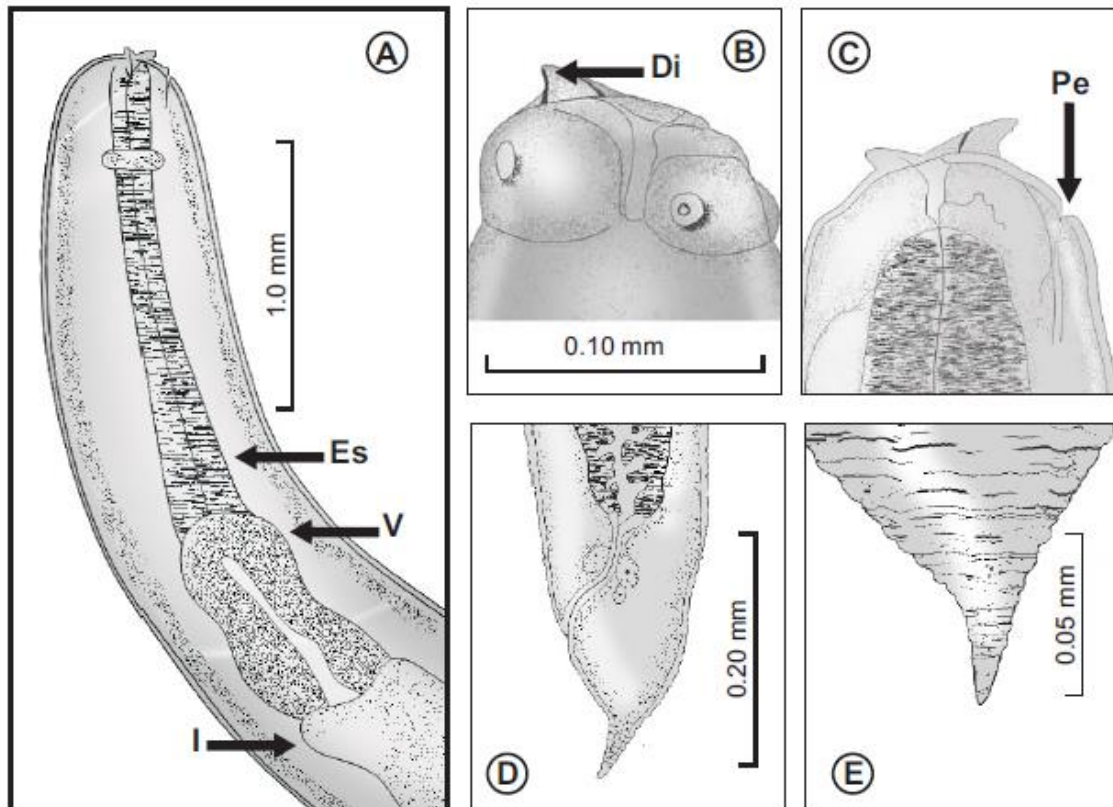


Figura 1. Características morfológicas de larvas L3 de *Anisakis simplex*. A) Parte anterior (lateral). (Es, esofago; V, ventriculo; I, intestino). B) Vista lateral del extremo anterior. (Di, diente cuticular). C) Corte sagital del extremo anterior. (Pe, poro excretor). D) Parte posterior (lateral). E) Extremo de la cola.

Fuente: Verbel O., 2008 (6).

Anexo 2

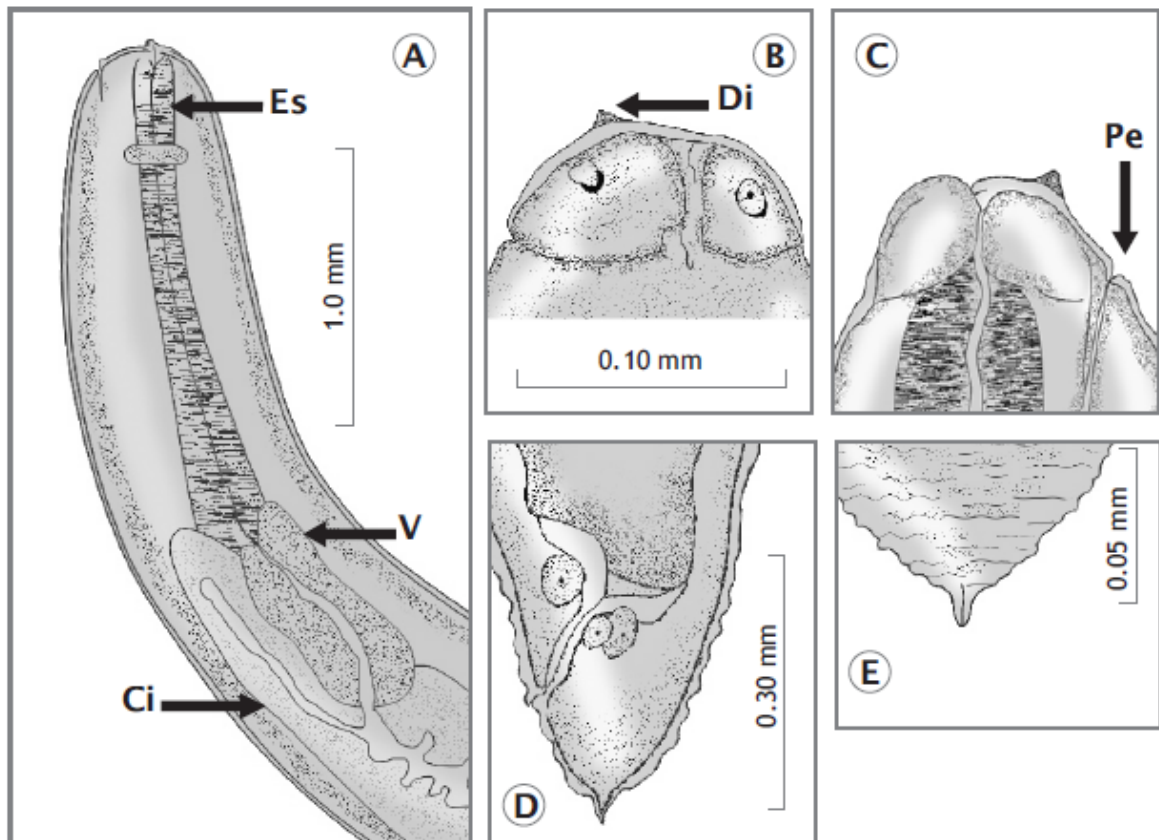


Figura 1. Características morfológicas de larvas L3 de *Pseudoterranova decipiens* A) Parte anterior (lateral) (Es, esófago; V, ventrículo; Ci, ciego intestinal). B) Vista lateral del extremo anterior (Di, diente cuticular). C) Corte sagitales del extremo anterior (Pe, poro excretor). D) Parte posterior (lateral). E) Extremo de la cola.

Fuente: Verbel O., 2008 (6).

Anexo 3

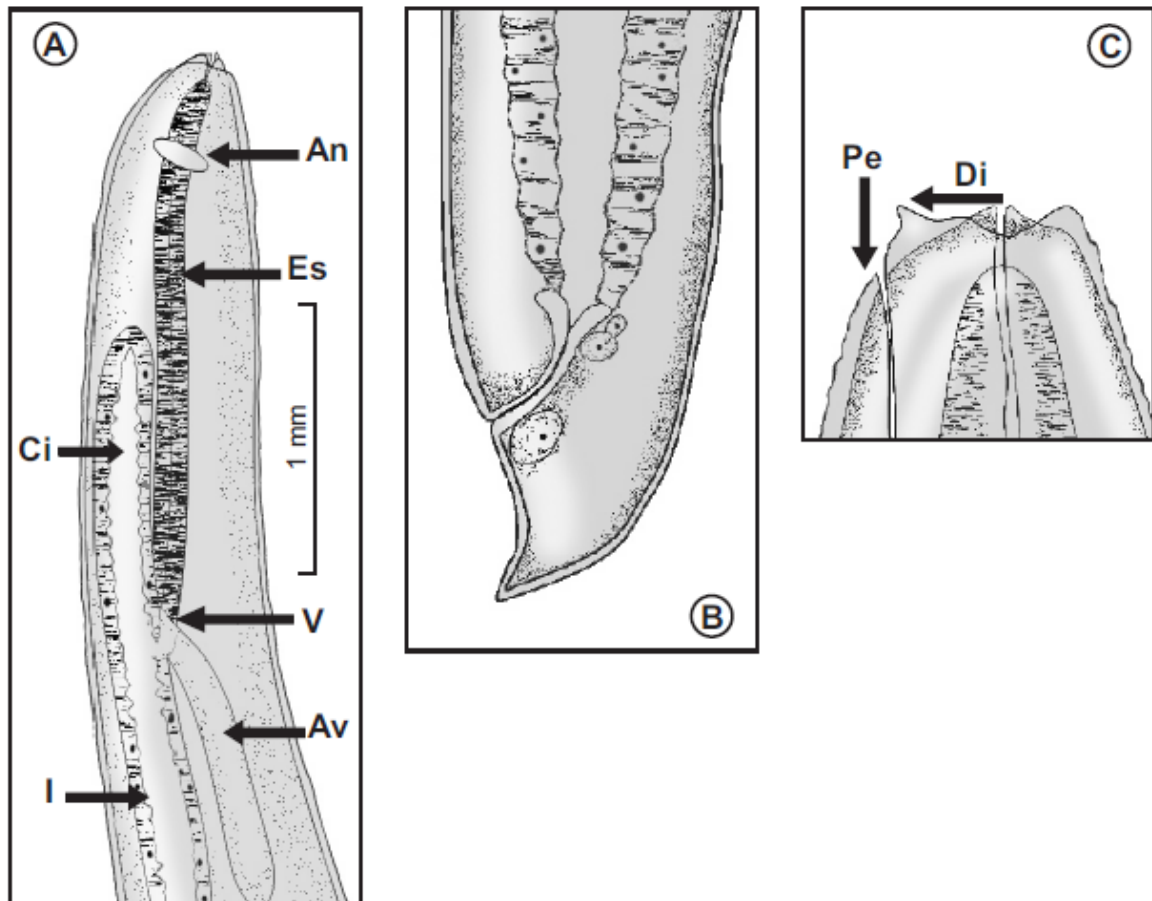


Figura 3. Características morfológicas de larvas L3 de *Contracaecum sp.* A) Parte anterior (lateral) (An, anillo nervioso; Es, esófago; Ci, ciego intestinal; V, ventrículo; Av, apéndice ventricular; I, intestino). B) Vista lateral del extremo anterior. C) Corte lateral del extremo anterior. (Di, Diente cuticular; Pe, poro excretor).

Fuente: Verbel O., 2008 (6).

Anexo 4

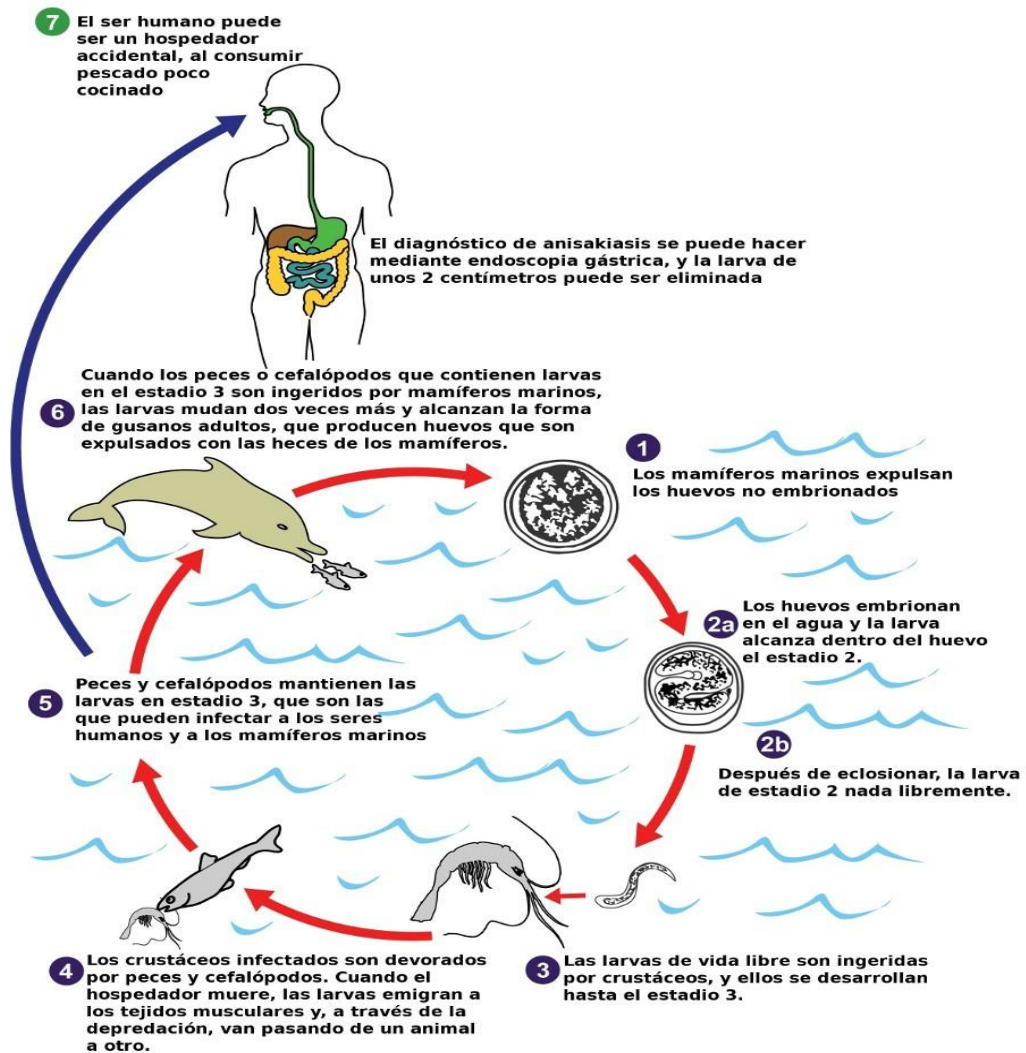


Figura 4: Ciclo de vida de la anisakiasis y su interacción con el medio y sus distintos huéspedes

Fuente: Centers for Disease Control & Prevention (2009).

Anexo 5

N°	PESO (gr.)	TAMAÑO (cm.)	ESPECIE
1	0.480	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
2	0.520	18.30	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
3	0.550	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
4	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
5	0.500	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
6	0.650	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
7	0.530	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
8	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
9	0.530	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
10	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
11	0.510	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
12	0.460	16.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
13	0.500	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
14	0.500	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
15	0.450	16.94	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
16	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
17	0.500	18.40	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
18	0.500	18.40	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
19	0.550	17.80	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
20	0.550	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
21	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
22	0.500	16.70	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
23	0.500	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
24	0.480	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
25	0.500	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
26	0.550	17.30	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
27	0.450	16.90	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
28	0.550	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
29	0.480	18.30	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
30	0.500	18.60	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
31	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
32	0.450	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
33	0.480	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
34	0.520	18.30	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>

35	0.550	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
36	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
37	0.500	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
38	0.650	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
39	0.530	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
40	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
41	0.530	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
42	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
43	0.510	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
44	0.460	16.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
45	0.500	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
46	0.500	18.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
47	0.458	16.94	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
48	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
49	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
50	0.550	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
51	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
52	0.500	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
53	0.500	18.30	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
54	0.500	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
55	0.580	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
56	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
57	0.500	18.40	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
58	0.500	18.60	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
59	0.480	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
60	0.400	16.80	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
61	0.500	17.50	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
62	0.400	16.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
63	0.550	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
64	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
65	0.530	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
66	0.500	19.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
67	0.550	19.20	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
68	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
69	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
70	0.500	18.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
71	0.450	17.00	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>
72	0.500	17.60	<i>Trachurus picturatus murphyi</i>

Anexo 6

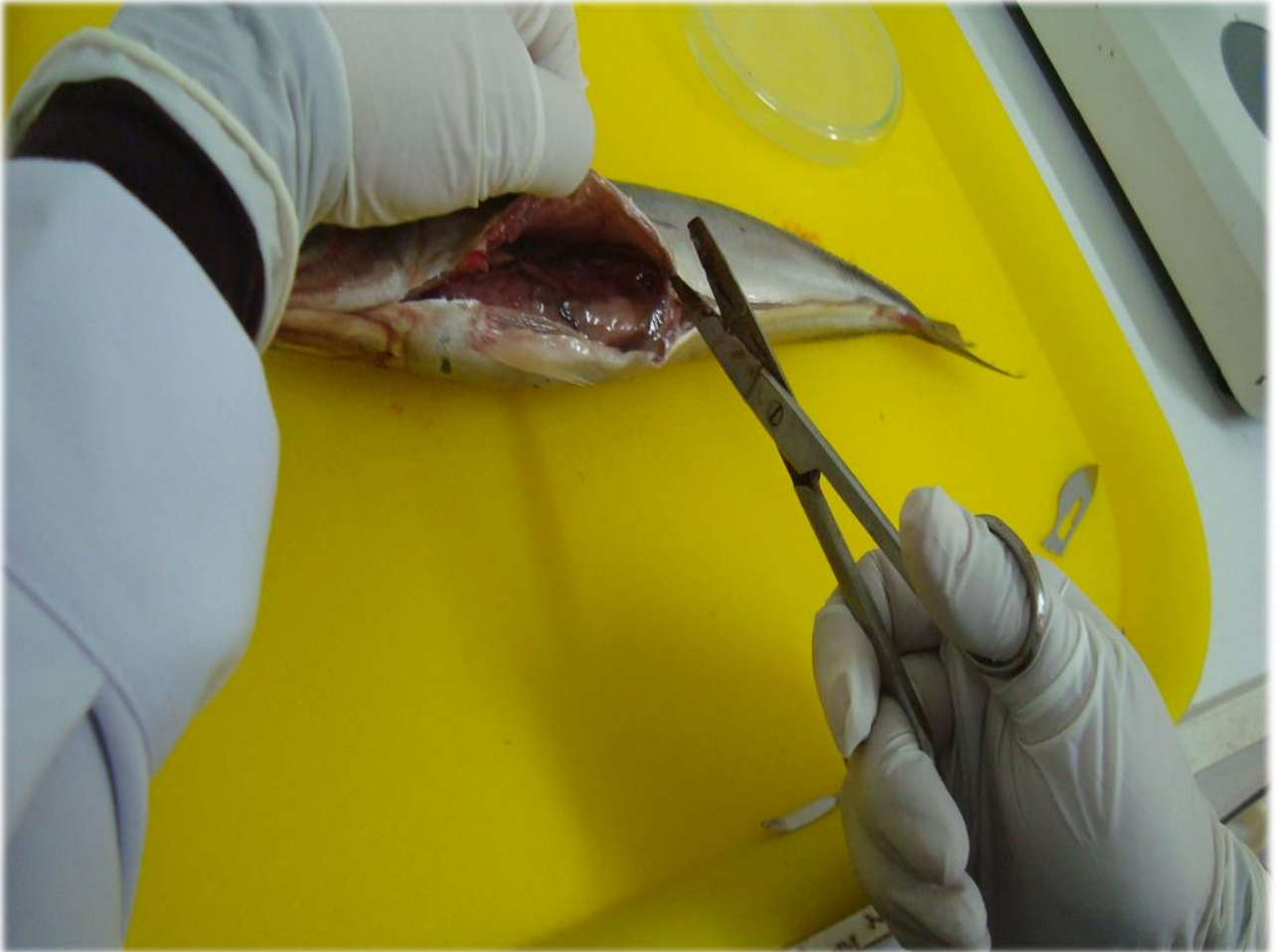


Figura 6: Cortes para el examen visual (corte ventral, corte lateral y corte opercular) sin dañar el contenido intestinal.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 7

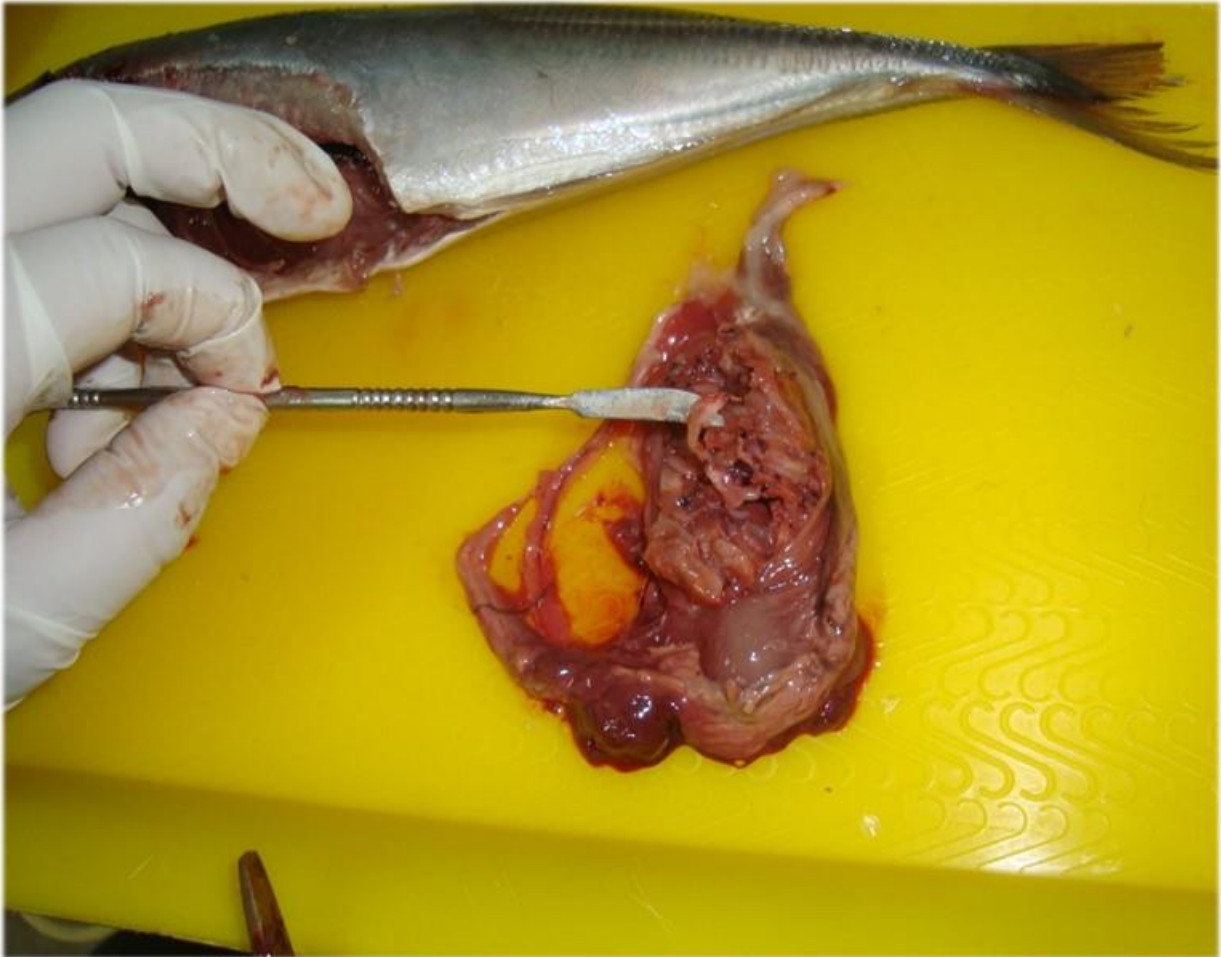


Figura 7: Disposición de los órganos internos y contenido intestinal.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 8



Figura 8: Fileteado del paquete muscular.

Figura 9: Observación minuciosa.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 9



Figura 10: Observación del contenido intestinal y muscular.

Fuente: Elaboración propia.